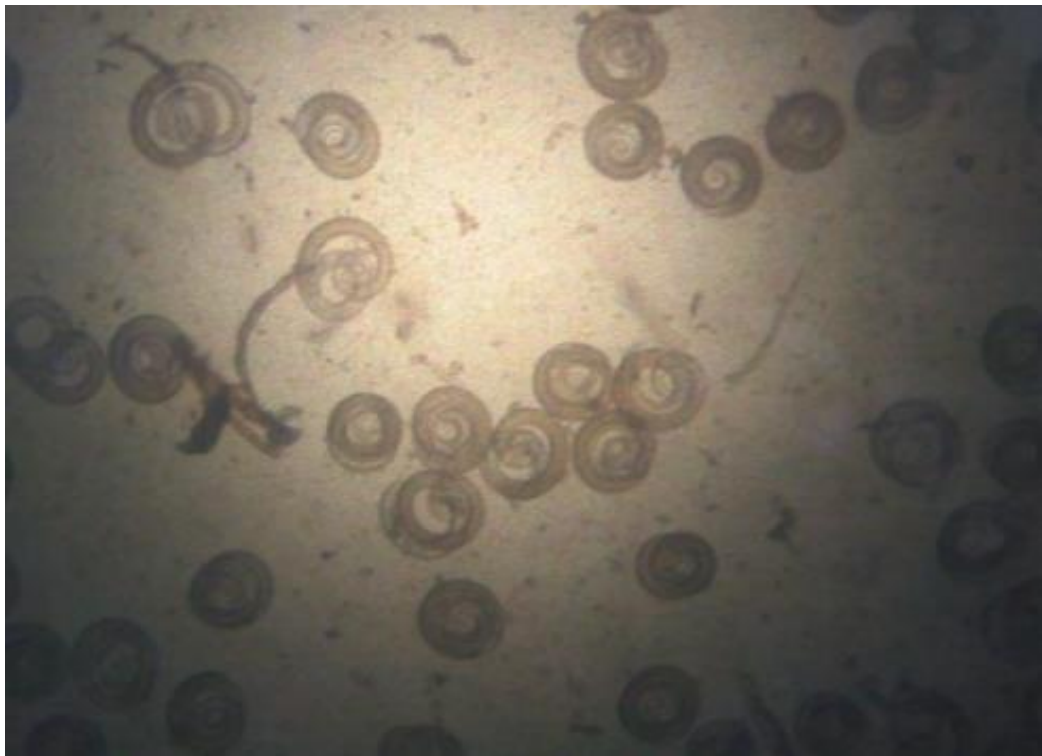


**REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA SOBRE *TRICHINELLA* SPP.  
EN JABALÍ Y CERDO**

**Fàbregas i Comadran X.**

*Veterinario*



**Muestra + de n jabalíes: examen de cubeta de digestión con triquinas.**



**Estofado de jabalina joven con peras: presentación final al comensal.**

## **RESUMEN**

Se presenta una revisión sobre *Trichinella* spp., principalmente en cerdo y jabalí, de la bibliografía clásica veterinaria y de la documentación científica y de divulgación aparecida en los años 1973-2016. El trabajo pretende ser transversal, abarcando biología-veterinaria-medicina, ya que la revisión atañe desde la vigilancia epidemiológica del jabalí (y de otras especies salvajes) a los brotes humanos de triquinosis, pasando por la inspección veterinaria de mataderos. Se analizan también los distintos métodos, oficiales y no oficiales, empleados en la detección de triquinas y los criterios de calidad obligatorios y recomendados, en base principalmente al funcionamiento de mataderos pequeños y de establecimientos de manipulación de caza. Los métodos valorados son la compresión en placa y la digestión artificial de referencia del Reglamento (CE) nº 2075/2005 de la Unión Europea, entre otros de menor importancia. En la toma de muestras, el músculo diana escogido y la cantidad de músculo recogido y en la investigación de triquinas, la aplicación de criterios para el aseguramiento de la calidad son aspectos fundamentales para mejorar el grado de detección de triquinas, especialmente en estas “condiciones de campo”.

## **Agradecimientos**

A sus compañeros Alemany, Bolás, Colomer, Torrents, Vila, López, Torrent, Allepuz, Napp, Nogal, Ruhí y Beltrán, por los consejos recibidos, el aprendizaje realizado y la maestría demostrada.

A los cazadores: mis vecinos Patufo y Quim, a la Colla Senglanera de Riudarenes y a su Cap de colla, Jordi Bagó, por las fotos de la batida.

A Arnau Padrosa, gerente del Establecimiento de Manipulación de Caza SENGLAR DE GIRONA, de Fornells de la Selva, por las fotos de las carnes de jabalí envasadas, para su comercialización.

A Vicenç Allué y a Cristina Andreu, bibliotecarios, por la divulgación digital de trabajos sobre triquina y jabalí, en el repositorio digital de la UAB, ddd.uab.cat:

<https://ddd.uab.cat/collection/xfabregas>



**Santuari de la Mare de Déu d'Argimon (Riudarenes, la Selva).**

# ÍNDICE

RESUMEN.

INTRODUCCIÓN.

MATERIAL Y MÉTODOS.

RESULTADOS.

Epidemiología.

Buenas prácticas de manipulación e higiene de la caza (GMP/GHP).

Matadero/EMC.

- Valoración previa de la pieza.
- Faenado y presentación de la canal para la inspección postmortem y la toma de muestras.
- Investigación de triquinas: métodos de detección.
  - *Método micrográfico de compresión en placas.*
  - *Método de la digestión artificial.*
- Toma de muestras.
  - *Músculo de elección.*
  - *Peso de la muestra.*
- Laboratorio: técnica de la investigación de triquinas.
  - *Preparación de la muestra.*
    - *Método micrográfico.*
    - *Método de la digestión artificial.*
  - Examen visual.
    - *Micrografía.*
    - *Digestión.*
- Límite de detección en carnes (sensibilidad).
- Formación.
- BPL/Sistemas de aseguramiento de la calidad.
- Acreditación de laboratorios.
- Identificación morfológica por medición microscópica.
- Diagnóstico diferencial.
- Detección de animales positivos (+).
- Recuento de LPG.

Incidencia y prevalencia.

**LPG detectadas en carnes de consumo.**

**Gradación de LPG en clínica humana.**

**LPG en carnes consumidas en brotes y en biopsias humanas.**

**Brotos humanos por consumo de carnes infestadas.**

**Resistencia a la congelación de *Trichinella* spp. en carnes infestadas.**

**Saneamiento de carnes: tratamientos para la inactivación de triquinas.**

- ***Salazón y adobo/curado/secado y ahumado.***
- ***Irradiación.***
- ***Alta temperatura: cocción.***
- ***Baja temperatura: congelación.***

**Prevención.**

**Comercialización.**

- ***Despiece.***
- ***Maduración.***
- ***Estado y presentación comercial.***

**CONCLUSIONES.**

**BIBLIOGRAFÍA, REFERENCIAS DIGITALES Y LEGISLACIÓN.**

**ANEXOS.**

- **I. Otra bibliografía sobre *Trichinella* spp.**
- **II. Bibliografía sobre *Trichinella* spp. en caballos.**
- **III. Bibliografía sobre *Trichinella* spp. en zorros.**
- **IV. Bibliografía y referencias digitales sobre jabalí-caza mayor.**
- **V. Bibliografía sobre carnívoros salvajes.**



**El Pla de la Selva desde la Pedrera d'en Bota (l'Esparra, Riudarenes). Al fondo, la Serra de l'Ardenya y la de Marina, que separan el pla del mar Mediterráneo.**

## **INTRODUCCIÓN**

Las zoonosis de importancia en salud pública han sido estudiadas por diversos autores: Anónimo (1984); Benenson (1987, 1990); Pumarola et al. (1987); Schnurrenberger et al. (1987); Peters et al. (1989); Maté Caballero (1990); Piédrola Gil et al. (1991); Acha et al. (2003) y Moreno (2003).

Otros autores han tratado las zoonosis desde el punto de vista de la inspección sanitaria de carnes, como enfermedades animales vinculadas al hombre, y de la veterinaria legal: Farreras et al. (1917); Sanz Egaña (1948); Sanz Egaña (1955); Wilson (1975); Martín (1975); Bartels (1980); Merck (1981); Gracey (1989); Infante Gil et al. (1990); Herenda et al. (1991); Preub (1991), Moreno (2003) y Herenda et al. (1994).

La triquinelosis, ancestral zoonosis de transmisión alimentaria, asociada históricamente al consumo de carnes de cerdo o de caza crudas o insuficientemente cocidas, parasitadas por nemátodos del género *Trichinella* (principalmente por *T. spiralis*, *T. britovi* y *T. nativa*), continua siendo un problema de salud pública en el mundo. En Europa está considerada en algunos países, como una zoonosis emergente y/o reemergente (Murrell et al., 2000). La inspección veterinaria de las carnes de cerdo, equinos y caza por digestión artificial, es la principal actividad de control oficial impuesta por la Unión Europea (UE), para la prevención de esta zoonosis. Distintos organismos internacionales han publicado guías para la mejora de este procedimiento. Generalmente, la triquinelosis provoca brotes familiares por consumo de carnes crudas y/o curadas (crudas, poco cocidas o embutidos), de cerdos caseros y/o jabalíes. Históricamente, la cocción completa de la carne ha sido y es, el método tradicional para evitar la triquinelosis humana.

Diversos autores como Pawlowsky (1983), Murrell et al. (1994), Gamble et al. (2000), Nöckler et al. (2000), Webster et al. (2006), Dupouy-Camet et al. (2007), Pozio (2007a,b), Gottstein et al. (2009) y Pozio et al. (2010) y organismos como la International Commission on Trichinellosis/ICT (2000), la European Commission (2001), el Community Reference Laboratory for

Parasites/CRLP (2006), la FAO/WHO/OIE (2007), Gajadhar et al. (2008) y la Oficina Internacional de Epizootias/OIE (2008) han estudiado *Trichinella* spp, desde la perspectiva de la vigilancia y del control oficial/no oficial, como problema de salud pública, y también de sanidad animal, abarcando todas las especies animales domésticas y salvajes implicadas.

Cabe destacar que es un género complejo. Despommier (1990) “la compara” a un virus en su artículo *T. spiralis, the worm that would be virus*, al describir los modos en que el parásito se aprovecha de la célula infestada y discute cómo este comportamiento, le ha permitido un éxito global.

De entre las especies silvestres, subrayar, como animales de caza de consumo habitual los jabalíes, que son además, fuente de otras enfermedades infecciosas para el ganado y para el hombre (Ming. et al., 2009), como tuberculosis, brucelosis, leptospirosis, toxoplasma. No obstante, la que más destaca es la triquinelosis, como zoonosis más grave para la salud pública que pueden transmitir al hombre por consumo de carne parasitada no tratada por calor. Otras enfermedades, similares a las de los animales domésticos, son cisticercosis, equinococosis, fiebre carbuncosa, peste porcina, glosopeda, etc. (Anónimo, 1984).

De entre las domésticas, y como hospedadores comprobados no aparentes, despuntan los herbívoros y especialmente el caballo, ampliamente tratado por los brotes por consumo de carne caballar, especialmente por diversos investigadores franceses e italianos (ver **ANEXO II**).

La historia de *Trichinella* spp. es relativamente reciente. Su hallazgo científico data de finales del siglo XIX. Tiedman (1822), Peacock (1828), Hilton (1832) y Wormadl (1835) observan quistes triquinosos calcificados en personas muertas. En 1835-1837, Paget la descubre enroscada dentro de su quiste, en su fase larvaria. Leidy, en 1847 la observa en carne de cerdo. Zenker la cita en una persona muerta. Leuckart y Virchow infestan experimentalmente perros, demostrando el ciclo evolutivo y el modo de infestación (Valentín, 1935).



**Colla Senglanera de Riudarenes: variedad de razas y de cruces en los perros para el jabalí, especialmente adaptados para la caza en un bosque muy cerrado.**



Según Martínez Fernández, antes de 1972 no se conocía otra triquina que *Trichina spiralis* (Owen, 1835), que Raillet (1895) redenomina *Trichinella*. Confirman la infestación en cerdo y hombre, Leidy, Zenker (1860), Wirchow y Leuckart. En 1972, Britov y Boev añaden dos nuevas especies *T. nativa* y *T. nelsoni* y Garkavi una tercera, *T. pseudospiralis*, que no forma quistes y también infesta a aves.

Así, históricamente, cuando se citaba a *Trichinella*, se sobreentendía referirse a *T. spiralis*. Ahora, los estudios epidemiológicos y de filogenia clasifican una gran diversidad de triquinas, antes desconocidas y en hospedadores impensables, como los herbívoros, el primero de ellos el caballo (brotes por consumo de carne de caballo en Francia e Italia, en 1975-1998).

Riva et al. indican que mediante estudios isoenzimáticos, moleculares y por técnicas de PCR para la amplificación de ADN se ha ido estableciendo la taxonomía de *Trichinella*.

Pozio et al. (1992) llevan a cabo una revisión taxonómica del género *Trichinella*.

Pozio et al. (1992b) describen el *genus Trichinella*: *T. spiralis sensu stricto* (T1), *T. nativa* (T2), *T. sp.* (T3), *T. pseudospiralis* (T4) y *T. nelsoni* (T7) y tres otros grupos de estatus taxonómico incierto (T5, T6 y T8).

Murrell et al. (2000) explican que las características biológicas, bioquímicas y moleculares son usadas para distinguir las 7 especies de *Trichinella* (*spiralis*, *nativa*, *britovi*, *pseudospiralis*, *muralla*, *nelsoni* y *papuae*) y los 3 genotipos inciertos (T6, T7 y T9) y proponen una clave diagnóstica para su identificación, a la vez que reclaman una clasificación filogenética.

**Gottstein et al. (2009) llevan a cabo una amplia revisión de *Trichinella*. Exponen las especies o genotipos de *Trichinella*, su distribución geográfica, su rango de huéspedes, la principal fuente de infección para el hombre y la resistencia de las larvas en músculo congelado:**

- **Encapsuladas:**

- ***T. spiralis.***
- ***T. nativa.***
- ***Trichinella* genotipo 6.**
- ***T. britovi.***
- ***Trichinella* T8.**
- ***T. murrelli.***
- ***Trichinella* genotipo T9.**
- ***T. nelsoni.***
- ***Trichinella* genotipo T12.**
- **No encapsuladas:**
  - ***T. pseudospiralis.***
  - ***T. papuae.***
  - ***T. zimbabuensis.***

## **Objetivos**

- Presentar los aspectos más destacables sobre *Trichinella* spp. en las diversas especies de consumo más frecuentes, especialmente cerdo y jabalí, mediante una revisión de la bibliografía clásica veterinaria y la posterior, científica y de divulgación sobre *Trichinella* (1973-2016), principalmente como infección natural en distintas especies animales.
- Valorar los criterios de calidad obligatorios y recomendados para los distintos métodos, oficiales y no oficiales, empleados en la detección de triquinas.



**Colla Senglanera de Riudarenes (la Selva), delante de su barracón (1/11/2018).**

## MATERIAL Y MÉTODOS

En el ejercicio del trabajo de inspección como veterinario oficial, durante los años 1988-2012, desarrollado en mataderos y en partido (salud pública comarcal) de Catalunya, se han investigado por distintos métodos oficiales de detección (micrografía o digestión), triquinas en especies de consumo (cerdo, equinos y jabalí; **ANEXOS I y II**) y también en zorro en programas de vigilancia epidemiológica (**ANEXO III**), en laboratorios de mataderos y de establecimientos de manipulación de caza (EMC).

A partir de la experiencia profesional acumulada de estos años, de la publicación de diversos artículos de divulgación y científicos previos (Fàbregas, 1999; Fàbregas et al., 2001; Fàbregas et al., 2009):

<https://ddd.uab.cat/record/71144?ln=ca>

<https://ddd.uab.cat/pub/artpub/2001/69377/11322675n94p1.pdf>

<https://ddd.uab.cat/pub/artpub/2001/69383/11322675n95p1.pdf>

<https://ddd.uab.cat/record/196446?ln=ca>

y de la información obtenida y utilizada en la elaboración de la presentación sobre la investigación de triquinas (*Trichinella* spp.) en salud pública (2014)

<https://ddd.uab.cat/record/116289?ln=ca>

, se han revisado y resumido, sus aspectos más destacables desde un punto de vista de sanidad animal, de inspección veterinaria de mataderos y de salud pública en general.

De esta misma presentación, se han escogido algunas imágenes, para mostrar en síntesis, lo explicado en este documento (**aparecen en verde**).

Se ha utilizado como primer soporte de información, los libros clásicos de inspección veterinaria, de la biblioteca personal del autor, que se han complementado con los fondos de la Biblioteca de la Facultat de Veterinària de la Universitat Autònoma de Barcelona (UAB).



En el barracón: quina para el sorteo de puestos, llar de foc, cocina y mesa.



Las referencias anatómicas citadas están basadas en el libro clásico de Sisson y Grossman (1973). Se ha utilizado también para consulta terminológica, el Diccionari de Veterinària i Ramaderia TERMCAT (2002).

En la limitada búsqueda digital realizada, de la documentación obtenida se ha trabajado con artículos completos o con sus *abstracts*, por la restricción en el libre acceso que supone, el no pertenecer a la comunidad universitaria o investigadora oficial.

La revisión bibliográfica es completa, pero no exhaustiva. Tiene un enfoque diacrónico: se exponen datos, pero no se plantea discusión final, porque la bibliografía no está actualizada a día de hoy (2018), con los conocimientos científicos posteriores. En su mayor parte, la bibliografía abarca los años 1995-2010 y se ha priorizado el estudio de la infección natural en cerdo y en jabalí. Las normativas referidas pueden no estar vigentes.

Se han resumido del género *Trichinella*, los aspectos más relevantes y de interés para el veterinario oficial (VO) de mataderos, en relación a la presencia de triquinas en el medio natural y en los animales de granja, a los procedimientos que el VO debe aplicar y/o verificar en su actuación profesional y a las consecuencias para la salud pública, de un diagnóstico y dictamen erróneos en la investigación de triquinas, por la inspección oficial. La intención principal es ayudar en el examen diario de triquinas, a cualquier veterinario, muchos de los cuales trabajan aislados y en condiciones precarias, facilitando datos técnicos, proponiendo recomendaciones de trabajo y guiando la toma de decisiones. Esta sería la justificación más personal del trabajo.



**A primera hora el problema de la niebla, que irá subiendo desde el llano, pero que finalmente se disipará y no impedirá la batida.**



**Tradicición y tecnología cinegéticas: collares con campanillas y localizadores GPS.**

## RESULTADOS

### Epidemiología

A diferencia de mediados del siglo XX, cuando se consideraba en el campo, una pieza escasa, asociada a ecosistemas de montaña, actualmente el jabalí se ha ido progresivamente ruralizando y urbanizando, hasta convertirse en una plaga de primer orden. Por su abundancia, es la principal pieza de caza mayor. Diversos autores han destacado el espectacular incremento continuado de las poblaciones de jabalí, generalizado en toda Europa desde el año 1965, que ha estado causado por modificaciones en el paisaje (Sáez-Royuela, et al. 1986; Bonet-Arbolí et al., 2000; Rosell et al., 2002; Rosell et al., 2011). Aunque cada vez se dejan ver más, en cualquier lugar y se tornan más diurnos, para los censos, las estimas de densidad de población se realizan a partir de los datos obtenidos durante la actividad cinegética (Rosell et al., 2001).



**Efectos de la hoza de jabalíes en pastizal adehesado, de alcornocques de repoblación, para ganado ovino: mas Hostal de l'Arrupit, Riudarenes 2008 (la Selva, Catalunya).**



**Tecnología: radiotransmisor y aparatos GPS fijo y móvil. Azul Gasuña “equipado”.**



Por esta proliferación, mientras que, el clásicamente denominado ciclo doméstico de *Trichinella* ha disminuido proporcionalmente, el aumento de la población de jabalíes en todos los ámbitos territoriales, (como hasta el primer tercio del siglo XIX los lobos (Massip, 2011), los jabalíes hoy en día llegan hasta el mismo mar Mediterráneo –playa de Portbou en Catalunya-), el ciclo salvaje con intervención de zorro y jabalí, puede haber aumentado su distribución espacial. A su vez, este ciclo salvaje puede estar retroalimentando el ciclo doméstico (Pozio; 2000, 2001, 2004).

Mantovani et al. (1990) destacan la poca eficacia del hombre como hospedador, en la cadena de transmisión del parásito, al no ser ingerido por otros animales.

Maté (1990) distingue dos ciclos de transmisión, el doméstico con cerdo y perro, gato y rata y el silvestre con los carnívoros salvajes que consumen carne infestada, siendo el hombre un hospedador accidental.

Martínez Fernández (1990) cita como especies propias de la península Ibérica, *T. spiralis* sensu stricto, *T. spiralis* T-1 (más resistente a la congelación), T-3 y *T. pseudospiralis* (en un halcón peregrino). El autor recuerda que en la península Ibérica, los ciclos epidemiológicos silvestres, con la fauna salvaje como reservorio, pasan al ciclo rural y doméstico/urbano o directamente al hombre, en toda el área de explotación de razas porcinas ibéricas. No obstante, el ciclo puede ser inverso, en el norte peninsular, si los carnívoros atacan en invierno, los corrales de los caseríos. Indica que no se han detectado infestaciones en equinos, pero cita un caso, mal documentado, por consumo de carne de novillo en una espicha (cata de sidra) en Asturias.

Van Knapen (1998) define para Europa, los animales indicadores (jabalí; zorro, prevalencia = 0,1% *T. spiralis*), las áreas endémicas y no endémicas (sin casos ni brotes los 10 años anteriores), los requisitos de las explotaciones porcinas *Trichinella free* y las condiciones de los cerdos y los caballos en producción ecológica.

Pozio (1998) indica que la presencia de *T. britovi* sugiere la existencia de un



**Suelos ácidos: jaras, brezos, alcornoques, robles, pinos piñoneros y marítimos.  
El bosque es muy cerrado, impenetrable en los torrentes.**



**Cazador en un puesto, entre un campo de cultivo y un torrente limpio  
(después de una clara).**

ecosistema natural no alterado por el hombre, como es el caso de los parques naturales existentes.

Lloyd (2000) revisa la situación epidemiológica de *Trichinella* en América: USA, México, Bahamas, Argentina, Chile y Uruguay.

Pozio (2000) explica que de los 10 genotipos de *Trichinella*, solo *T. spiralis* se transmite y mantiene en el ciclo doméstico, aunque esté presente en animales salvajes. El resto pertenecen al ciclo silvestre y su presencia en hábitats domésticos, supone una vía muerta para su transmisión. Las especies animales sinantrópicas (ratas, zorros, mustélidos, gatos, perros, etc.) contribuyen a la vez, a diseminar las triquinas “salvajes” hacia los animales domésticos y *T. spiralis* de los animales domésticos a los salvajes.

Pozio (2001) considera la triquinosis humana y animal, una enfermedad emergente y reemergente, respectivamente. La reemergencia del ciclo doméstico está asociada a la quiebra de los servicios veterinarios en ciertos estados, a problemas económicos y a conflictos militares. Destacan los nuevos patrones de infección asociados a las especies no encapsuladas (*T. pseudospiralis*, *T. britovi* y *T. sp*), en humanos, mamíferos (incluidos marsupiales), aves y cocodrilos y las encapsuladas (*T. spiralis*, *T. britovi* y *T. murrelli*) en herbívoros, sobre todo caballos. Y subraya el hallazgo en China, de *Trichinella sp.* infestando ovino y bovino.

Según Pozio et al. (2004), la superior prevalencia de *T. britovi* en jabalí, en Bulgaria, Slovakia y Rumanía, respecto a *T. spiralis*, podría indicar una mayor preponderancia del ciclo salvaje respecto al doméstico o la existencia de grandes superficies de hábitats naturales a mayor altitud (< 500 m. snm).

García et al. (2005), para el primer caso de triquinosis humana en Chile, explican que los jabalíes fueron introducidos en la provincia de la Pampa en Argentina, supuestamente procedentes de Siberia en 1904-1906. Entre 1917-1922, algunos de ellos se transportaron a Neuquen y posteriormente se escaparon y diseminaron hacia Río Negro, ambas provincias argentinas, y



**Patufo haciendo de gosser (perrero) en una umbría: castaños y al fondo, en el torrente, un avellano y un cerezo.**

migraron hacia Chile hacia 1920-1930. Actualmente se cree que se distribuyen entre los meridianos 36° - 47°S.

Gottstein et al. (2009) destacan que los dos ciclos epidemiológicos de *Trichinella*, el doméstico y el silvestre, pueden funcionar de forma independiente o interactivamente.

### **Buenas prácticas de manipulación e higiene de la caza (GMP/GHP)**

En previsión de la necesidad de eliminar como plaga, la creciente población de jabalíes en áreas periurbanas, agrícolas y forestales, se contemplan diversas opciones: autorizaciones fuera de la temporada de caza o ampliación del período de caza, controles sobre rangos específicos en la pirámide de población y el sex ratio (eliminación de hembras gestantes o con cría, machos reproductores si es posible,...). Por la importancia fundamental del sector de producción de cerdos en Europa, el reciente diagnóstico y declaración (septiembre de 2018) de peste porcina africana (PPA) en dos jabalíes de Bélgica, puede obligar a tomar medidas drásticas en este sentido.

En estas condiciones de gran volumen de piezas en la actividad cinegética, sería adecuado disponer de remolques frigoríficos todo terreno (de una capacidad para unos 10-15 animales), si el destino de las canales es un establecimiento, para su posterior comercialización al público consumidor.

Como recomendaciones generales de buenas prácticas, en lo que respecta al período antemortem (AM) y al manejo postmortem (PM), la localización del disparo en la cabeza, el colgado (no apilado) y la no exposición al sol de las piezas, la evisceración temprana (**antes de 3 horas PM**) y el menor lapso de tiempo cobro-refrigeración (más favorable a  $\leq 7\text{ °C}$ ), serán factores fundamentales de mejora de la calidad higiénico-sanitaria y de las características organolépticas de la canal y de la carne obtenidas. En este sentido, el objetivo de la caza debe ser presentar las piezas en el mejor estado posible para el destino comercial que se le pretenda dar. La variable temperatura es fundamental y es totalmente distinta la calidad de un jabalí (independientemente del sexo y edad) cobrado a



**Rastro: huella de jabalí. En la ficha de caza: animales vistos, tirados y abatidos.**



**Resultado de la batida (en terreno muy mojado por las lluvias recientes):  
2 hembras de 3-5 años y 30 kg de PC (x 0,5 euros/kg PC = 15 E/jabalí).**

finales de verano, con calor y a media mañana, que en invierno, con helada y/o nublado. A poder ser, para mejorar la calidad de la carne a comercializar, se debe destinar a alimentación de los perros de caza, todas las piezas cobradas en época de calor, especialmente los machos y/o adultos. En los meses fríos, con temperaturas PM más favorables, se clasificarán y reservarán las mejores piezas (animales jóvenes, especialmente hembras), para restauración *delicatessen* y exportación.

Según usos y costumbres de los cazadores y con la intención de disminuir el olor sexual en la carne de los jabalíes macho, producido por la androstenona y el escatol, tradicionalmente se acostumbraba ya en el bosque, lo antes posible después de ser abatida la pieza, a recortar y separar lo más profundamente posible (hasta la pared muscular abdominal), los órganos genitales externos del macho (“**el sanado**”): prepucio, saco prepucial, pene, escroto, testículos y porción de conducto deferente. Este prefaenado no elimina totalmente el olor, que tampoco es percibido por todos los consumidores (aunque existe cierta proporción de la población sensible), pero lo disminuye en gran manera.

En cuanto a la evisceración/prefaenado en el campo versus en el establecimiento, si se dejan residuos en el bosque, se permite que se cierren y se mantengan en la zona, los ciclos epidemiológicos de *Trichinella*. La ventaja sanitaria de hacerlo en el establecimiento es prevenir precisamente esta situación parasitaria, “eliminando triquinas del medio ambiente”. Los restos se pueden enterrar con pala retro en algún lugar conveniente o se pueden gestionar como residuos. Pero evidentemente, siempre habrá algún jabalí que resulte herido, no se cobre y muera, irrecuperable, en el fondo de un barranco...

En el faenado en campo, es importante un desollado y evisceración higiénicos, para presentar la canal con una superficie lo más limpia posible de tierra, hierbas, hojas, contenido gastro-intestinal y otros contaminantes.

## **Matadero/EMC**

### **Valoración previa de la pieza**

Al no existir en la caza silvestre inspección AM, para valorar el estado *in vivo* de las piezas de caza cobradas y su origen, la cumplimentación de una ficha de caza, con los comentarios del cazador, asociada a un registro de entrada, permite al veterinario oficial conocer los antecedentes para emitir, junto con la inspección PM verificada, un adecuado dictamen de aptitud al consumo humano, para su comercialización.



**Presentación de canales de jabalíes para la inspección PM:  
EMC de Montseny, 2011 (Vallès oriental, Catalunya). Las bolsas  
negras de basura correlativamente identificadas, corresponden  
a los despojos, subproductos y/o residuos de cada canal.**

### **Faenado y presentación de la canal para la inspección PM y la toma de muestras**

La presentación de la canal y de sus despojos ha de permitir siempre realizar una correcta inspección postmortem y la toma de muestras de triquina. La trazabilidad entre canales, despojos y muestras debe ser inequívoca. El estudio de la dentición en las mandíbulas de las cabezas, permitirá establecer la edad de los jabalíes, pero si la canal está fría, la operación se complica y debe usarse el cuchillo. La canal se presentará con el pecho abierto. Se conservarán la totalidad de los pilares al bajar la tripa y la parte tendinosa del diafragma, cuando se corte el hígado. La presentación de la canal con inexistencia o falta de peso de los pilares del diafragma, podría determinar su no admisión a la inspección postmortem oficial, ya que complica la analítica al tener que tomar la muestra de otro músculo, normalmente más duro y menos digerible que el diafragma, lo que supone un sesgo en el procedimiento de digestión. El desuello y la evisceración han de permitir, respectivamente, acceder a los ganglios submandibulares y pulmonares, para comprobar la presencia de tuberculosis. La falda y la totalidad del diafragma estarán lo más intactos posible para poder comprobar la presencia de *Cysticercus*. Las vísceras rojas y blancas estarán lo más enteras posible y serán accesibles para su inspección. La presencia de un matarife para realizar expurgos a cuchillo o con hacha, permitirá aprovechar mejor las canales, mediante la eliminación de partes no aptas.



**EMC de Bellver de Cerdanya (Catalunya):  
inspección PM de la canal por el veterinario XFiC.  
Deberá realizarse expurgo de las extremidades  
delanteras, por carnes sanguinolentas.**

### Investigación de triquinas: métodos de detección

<b>MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN DE TRIQUINAS EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL / NO OFICIAL) (I)</b>				
<b>MÉTODO</b>	<b>BASE ANALÍTICA</b>	<b>PESO MUESTRA EXAMEN cerdo/jabalí</b>	<b>LÍMITE DETECCIÓN /LARVAS DETECTADAS</b>	<b>SENSIB./ESPECIF.</b>
<b>Compresión: placas vidrio Pozio et al. (2010)</b>	Compr. + T/SM 24, 28, 36 campos	0.5 / 5 g	3-5 lpg	0-100% / 100%
<b>Digestión: "Magnetic stirrer"</b>	Picado + dig. artif. + filtr. + 2xsedim. + T/SM	1 / 1 g	1-3 lpg	80-100% / 100%
<b>Trichomatic 35</b>	Dig. autom. + filtr. (mb.) + T/SM	1 / 1 g	1-3 lpg	

Según Gutiérrez (2016), por los años 1870-1880, el inspector veterinario del matadero municipal de Figueres (Catalunya) solicitó la compra de un microscopio al ayuntamiento, para examinar las carnes de los cerdos sacrificados. Esta tecnificación en la inspección cárnica se difundió a Barcelona y a otros municipios catalanes. Puntos críticos principales de la época eran el tipo de microscopio y la elección de aumentos, el músculo de elección y la preparación de muestras, con las preparaciones micrográficas como novedad.

Hinz (1990) cita que en Alemania, antes de 1978 solo estaba autorizada la triquinoscopía por compresión. Posteriormente se introduce la técnica de la digestión de muestras colectivas y el método del agitador magnético, que se han mejorado y automatizado con el Trichomatic 35 de Foss Electric y con el GMP 50.

Existen diversos procedimientos oficiales y no oficiales de investigación de triquinas. Las técnicas cualitativas están aceptadas para el control oficial de

carnes de consumo. Las cuantitativas, que permiten realizar el recuento exacto del número de larvas, se utilizan en laboratorios de investigación. La **sensibilidad o límite de detección** de cada procedimiento de examen de triquina se evalúa en **larvas por gramo (LPG)** y es un **punto crítico** en la detección del parásito. Asimismo, técnicamente se creería en una gradación en la sensibilidad de los tres métodos principales, la triquinoscopía en placa y la digestión artificial con visualización en cubeta o en membrana (Trichomatic-25). El Trichomatic-25, que dejó de fabricarse hace tiempo, aparentemente debería ser más sensible, ya que además de utilizar el mismo concentrado sedimentado obtenido de la digestión, lo filtra, con lo cual se observan no el líquido concentrado con el parásito, sino directamente las triquinas retenidas en la membrana.

## **MÉTODOS DE INVESTIGACION DE TRIQUINAS EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL / NO OFICIAL) (II)**

<b>QAS Rossi-Pozio (2010)</b>	T/MO > = 10 x	Requerido: 1 lpg	> = 1 larva/100g > = 5 g detectan infecc de 1 lpg
<b>Compresión (placa de 28) FAO (2007)</b>	28 Fragn 10x2 mm. Grano cebada 15-40 x	0.5 g (1 g)	3 lpg
<u>Histología</u>	Microtomo => sección aleatoria	Placas + 2 tornillos => aplastami -ento entero	<u>Compresión</u>

Distintos métodos para la investigación de triquinas están recomendados por diversos organismos internacionales: la ICT (2000), el CRLP (2006), la FAO/WHO/OIE (2007) y la OIE (2008). Son métodos utilizados con propósitos de sanidad animal y de salud pública.

La normativa vertical específica de la Unión Europea era el Reglamento (CE) nº 2075/2005 sobre control oficial de triquinas en carnes para comercializar en su territorio, actualmente no vigente, que es la normativa que se ha analizado principalmente en este documento. Este reglamento también regula aspectos de sanidad animal y establece los programas de vigilancia en especies sensibles que procedan de explotaciones o categorías de explotaciones, declaradas libres de triquinas, o de regiones en las que el riesgo se considere despreciable.

Otras de las principales normativas de la UE sobre triquinas (Reglamento 853/2004, R 854/2004, R 2075/2005 y R 1069/2009 SANDACH), aplicables a un establecimiento de manipulación de caza (EMC) de jabalíes han sido resumidas por Fàbregas (2012):

<https://ddd.uab.cat/record/116291?ln=ca>

Vallée et al. estudian la sensibilidad de detección de *T. spiralis* y *T. pseudospiralis* para tres métodos de digestión, **magnetic stirrer**, Stomacher y Trichomatic-35 y no encuentran diferencias significativas en los dos primeros, mientras que Trichomatic-35 se muestra significativamente menos sensible, que los anteriores.

<b>MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN DE TRIQUINAS EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL / NO OFICIAL) (III)</b>			
<b>Referencias</b>	<b>Forma/movimiento</b>		
<b>Fàbregas (2012)</b>	Enrollada (líquido digestión frío) Con mov. apertura /cierre		

### **Método micrográfico de compresión en placas**

Se llama también **micrografía** y se realiza visualizando mediante un instrumento óptico de aumentos, los fragmentos de carne preparados y aplastados entre 2 placas compresoras de vidrio.

## **EQUIPOS DE VISUALIZACIÓN DE TRIQUINAS (I)**

### **TRIQUINOSCOPIOS**

**clásicos:**

**LEITZ**

**ZEISS**

**ROW ROTENOW (DDR)**

**KRUCHINSKI**

El examen micrográfico de fragmentos de músculo, permite el diagnóstico de triquinosis (Sanz Egaña, 1955).

El examen triquinoscópico permite la detección de las especies encapsuladas (detección del quiste con la larva de *Trichinella* enrollada en su interior), pero difícilmente puede detectar las formas larvarias no encapsuladas y sin formas espiroideas de *T. pseudospiralis* y se ha demostrado además que no es un buen método de detección en infestaciones leves (< 1 o 5 LPG). Zamora et al. (2005) afirman que *T. pseudospiralis* solo puede ser detectada por digestión artificial. Por el contrario, FAOWHO/OIE (2007) compara una foto de una larva muscular de *T. pseudospiralis*, donde se aprecia, aunque de forma menos clara que en otras especies, la larva más o menos enrollada sin la cápsula, en las fibras (no entre ellas) y una foto de dos larvas de *T. britovi* encapsuladas en músculo, perfectamente reconocibles. A priori, *T. pseudospiralis* podría identificarse también visualmente por compresión, pero requeriría mucha mayor atención (y cansancio) y una mejor preparación a tijera de los fragmentos.

## **EQUIPOS DE VISUALIZACIÓN DE TRIQUINAS (III)**

### **PLACAS**

#### **Placas compresoras/compresores:**

- **de 24 (12x2) campos: modelo REISMANN  
(Sanz E., 1962)  
modelo OPTIC'S PEDRET (2010)**
- **de 28 (14x2) campos: modelo NORMA**
- **de 36 (18x2) campos (Euzéby, 2000)**
- **otros**

#### ***Método de la digestión artificial***

Por contra, las técnicas de digestión, al digerir también el quiste, permiten observar tanto especies de *Trichinella* encapsuladas como no encapsuladas. Otra de sus ventajas es su mayor rendimiento, ya que permite analizar muestras agrupadas (de hasta 100 cerdos), que mediante el uso rotativo de digestores en batería, pueden controlar matanzas de más 10.000 cerdos/día, a velocidades de cadena de 600-700 cerdos/hora.

Anónimo II cita el método de digestión artificial de muestras colectivas (Zimmermann, 1967). La placa de Petri con el líquido se debe examinar a **80-100X**. El método se adapta a velocidades de cadena de 460 cerdos/hora.

Nöckler et al. (2000) revisan los métodos de detección de *Trichinella* en la inspección de mataderos y en los estudios epidemiológicos en reservorios animales.

Una comparativa de los métodos oficiales de detección de triquinas del Reglamento 2075/2005 se presenta, a partir del artículo de Fàbregas et al. (2009)

en zorros:

<https://ddd.uab.cat/pub/estudis/2011/71298/proscrtri.pdf>

FAO/WHO/OIE (2007) muestra unas fotos de *T. britovi*, detectadas por el método de digestión, en las que las larvas aparecen sin quistes y enrolladas o estiradas.

Al margen de las condiciones intrínsecas de los procedimientos, las condiciones “de campo” en el trabajo diario (mataderos locales o de pequeño volumen de sacrificio y EMC; instalaciones, equipos y material de laboratorio más o menos adecuados; personal con formación específica y experiencia muy variada, etc.), hacen que por ambos métodos clásicos (examen triquinoscópico por compresión en placa y por digestión), se detecten muchas menos larvas o quistes que en los laboratorios especializados, con el consiguiente riesgo para la seguridad alimentaria. No obstante, el seguimiento de unas **buenas prácticas** en todo el procedimiento, pueden ayudar a mejorar la calidad del muestreo y de la técnica de análisis laboratorial, para aumentar así el nivel de detección. La repetición sucesiva de diferentes errores en el procedimiento, pueden acumularse y retroalimentarse, de tal manera que hagan inviable la detección.

Existen también otras técnicas aplicables, como la serología, que tienen su interés para el diagnóstico de *Trichinella* en animales vivos (explotaciones ganaderas). Recientemente se ha constatado que las nuevas técnicas de serología no son recomendables como substitutivas de los métodos directos, como la digestión artificial, en el control de carnes (Gamble et al., 2000, 2004), ya que no son capaces de detectar niveles de anticuerpos hasta después de 3-4 semanas postinfestación (Kapel et al., 2000; Kapel, 2001).

### **Toma de muestras**

#### **Músculo de elección**

En cuanto al músculo de elección o diana en jabalí, el R 2075/2005 da la posibilidad de escoger entre el diafragma, la lengua y los músculos del miembro anterior. Se debe valorar conjuntamente, su presencia constante después del faenado y su accesibilidad. El diafragma y concretamente, los pilares del

diafragma, ofrecen el mejor equilibrio entre alto grado de infestación, facilidad de extracción y buena digestibilidad. Si no hubiera suficiente cantidad, se recorta un trozo de su porción parietal (eliminando la fascia), que completará el peso de la muestra.

La evisceración, cuanto más temprana mejor, de las piezas de caza, permiten un buen acceso a la cavidad abdominal. El faenado debe respetar la integridad de la totalidad de este músculo y de su parte tendinosa, para evitar que sea eliminado parcialmente con el aparato digestivo o el hígado. La lengua y su musculatura basal, es de difícil extracción, especialmente cuando la canal está ya fría, porque muchas veces no se desuella totalmente, ya que normalmente no se empleará para elaborar cabeza de jabalí o *hure de sanglier*. Además, su digestibilidad es menor. La accesibilidad a la pata delantera es buena, pero su digestibilidad es peor, por su dureza.

Valentín (1935) indica los músculos a escoger para el examen: pilares del diafragma, músculos (ms.) intercostales, ms. laríngeos y ms. maseteros.

Sanz Egaña (1955) señala la parte próxima a la zona aponeurótica del diafragma y los músculos laríngeos y linguales.

Según la ICT (2000) y Rossi y Pozio (2008), si no existe músculo diana o es desconocido para la especie animal a investigar, debe cogerse una mayor cantidad de diafragma o del músculo disponible, libre de grasa, fascia y tendones. Estos autores consideran que puede conservarse **7-10 días a +4 °C**.

El CRLP (2006) indica que los músculos de elección en las diferentes especies domésticas y salvajes son distintos, así como su digestibilidad. Para un correcto procedimiento de digestión y a la vez, fácil detección del parásito, debe existir un buen equilibrio en el músculo de elección entre LPG (larvas por gramo) y su digestibilidad.

Pérez-Martín et al. (2007) afirman que en infecciones naturales de cerdo y de animales silvestres, pocos hospedadores alcanzan parasitaciones intensas, de

ahí la importancia del grupo y cantidad de tejido muscular elegidos, para un diagnóstico eficaz. **Para ambas especies, las LPG de *T. spiralis* y *T. britovi*, el tropismo es creciente según el grupo de músculos: diafragma > lengua > maseteros.**

**Pozio et al. (2010) dan, según Kapel et al. (2005) para cerdo, jabalí, caballo y zorro un escalado de los músculos de predilección para localización de larvas de triquina, según la carga parasitaria de LPG. Para cerdo, jabalí y caballo destaca la base de la lengua, el diafragma y el masetero. Para zorro, también las extremidades delanteras.**

### ***Peso de la muestra***

#### *Método micrográfico*

- En la práctica, la toma de cada muestra será de unos **150 g**, para que pueda ser manipulada con comodidad por los dedos del auxiliar. Los fragmentos finales para el examen, se tomarán libres de grasa y fascias. Se procurará cortar fragmentos de la zona de transición tendinosa del diafragma anexa al hígado, que es la que presenta más carga parasitaria.
- El CRLP (2006) advierte que la cantidad de músculo a emplear para la digestión es mayor en animales salvajes que en cerdos domésticos. El motivo es la débil infección en animales naturalmente infectados: 0,1 y 1,0 LPG en músculos preferentes. Por esta razón los métodos aprobados deben ser capaces de detectar animales con estas escasas cargas parasitarias.

#### *Método de la digestión artificial*

- Para el jabalí, el R 2075/2005 establece una toma de muestras con un peso mínimo individual de 5 gramos. Así, el número máximo de jabalíes a analizar en cada digestión será de 20 animales. Se establece 50 g como peso mínimo en la toma de muestras individual, por razones de confirmación analítica y de identificación de la especie. Las muestras de cada jabalí se depositarán en una bandeja numerada.

- En la práctica, la toma de una muestra de 150-200 g/animal permitirá un sobrante mínimo de 150 g, para posteriores comprobaciones (retrocontroles internos y envío de una cantidad de muestra suficiente para la determinación específica en el laboratorio nacional o comunitario de referencia) (Fàbregas et al., 2009).
- El documento CRLP (2006) propone más de 10 g en músculos preferentes o 20 g en otros músculos.

### **Laboratorio: técnica de la investigación de triquinas**

Para evitar un posible sesgo en el recuento de LPG, si la muestra no se analiza al momento, se debe tener en cuenta que los trozos de carne para las muestras, van perdiendo agua por goteo y desecación durante su refrigeración, a medida que pasan los días. Por este motivo, se deben pesar inicialmente, antes de introducirlos en la nevera y después, antes del examen en placa o digestión, para inferir el número de LPG al peso real y no sobrevalorar el grado de infestación. Lo óptimo es pesar antes de introducir en nevera y después, antes de iniciar el procedimiento.

Observaciones:

- Anónimo I aconseja:
  - **no** visualizar las placas compresoras a **más de 80X**, ya que disminuye la superficie del campo de observación y la distancia focal del objetivo, que puede llegar a ser inferior que el espesor de las placas.
  - una iluminación adecuada, con **luz diurna** o lámpara eléctrica de **50 W o inferior**. Una potencia excesiva puede hacer transparente la preparación y hacer difusa la imagen de las triquinas, que pueden ser no reconocidas.
  - los aparatos de proyección de los grandes mataderos, que son más rápidos, menos cansados y de rutina de trabajo más sencilla (pero que dan imágenes menos claras y requieren mayor experiencia del examinador).

- cortar trozos del tamaño de un grano de trigo, siguiendo la dirección de las fibras musculares, que se colocan en paralelo en todos los recuadros de la placa.
  - que las muestras de **productos curados** se sometan a ablandamiento con **agua del grifo o con glicerina al 30%**.
  - que si el parásito está calcificado, se añadan unas gotas de ácido diluido, para visualizar la cápsula y la larva.
  - que en la visualización, el parásito puede estar vivo o muerto.
- Anónimo II aconseja:
    - un tamaño de muestra de 1-2 g (un cubo de 2 x 2 cm).
    - para las formas no enrolladas, utilizar un **condensador de contraste de fase o un condensador de campo oscuro con una abertura de 0,45**.
    - las placas han de estar perfectamente limpias.
    - atornillar en su punto justo las placas [ya que se pueden romper, sobre todo si no llevan arandelas de goma].
    - enfocar, desplazar y observar con atención toda la extensión de la muestra.
    - En **carnes desecadas**, para resaltar mejor la triquina, usar aclarantes como **glicerina acética o potasa al 10%**.
    - Para disolver **quistes calcificados**, usar **ácido acético al 2-5%**.

### ***Preparación de la muestra***

#### *Método micrográfico*

- Debe tomarse el trozo de muestra del tamaño de **una nuez**, para con la **tijera curva** cortar, en el sentido de las fibras musculares, un fragmento de carne del tamaño y forma de un **grano de cebada**, que se situará en cada uno de los espacios de la placa compresora de vidrio.



**Fragmentos de carne de la muestra tomada, mal cortados y mal colocados en la placa de compresora, para la visualización.**



**Placa correctamente preparada: fragmentos de carne de laa muestra tomada bien cortados y bien colocados en la placa de compresora, para la visualización.**

- Observaciones:
  - Se cortará con **tijera curva**, en la **dirección de las fibras musculares** el fragmento de carne, de un solo corte limpio, que **será lo más largo y ancho posible**, para que ocupe la mayor superficie de campo en el rectángulo del vidrio y a la vez, lo **menos grueso posible**, para evitar que el fragmento aparezca opaco al examen.
  - El corte de los fragmentos de carne mediante su picado sucesivo con la tijera curva, previo a la colocación en los espacios de la placa, debe ser totalmente evitado.
  - Los fragmentos recortados se colocan con la misma tijera, longitudinalmente y bien dispuestos en cada campo (cada rectángulo/espacio), ordenados correlativamente según la toma de muestras, de forma que en el momento de ser aplastado al enroscar los tornillos de las placas por la compresión, quede ocupando el mayor espacio, en una superficie lo más rectangular posible y de mínimo grosor (la carne no debe situarse sobre las divisiones de la placa). Estas mayores dimensiones de la muestra real permitirán observar una mayor amplitud de campo y reforzar la detección.
  - Se deben apretar bien las roscas de los dos tornillos, para que la carne quede bien comprimida. Es imprescindible que se empleen **arandelas de goma** de protección, para evitar que la placa de vidrio se rompa y es muy conveniente el uso de **roscas anchas dobles**, para poderlas apretar correctamente, sin lastimarse los dedos. Al comprimir, la carne debe quedar **transparente** o de un color **ligeramente rosado**.
  
- El R 2075/2005 establece, el peso de **1 g por placa de 28 fragmentos**, de tamaño similar al de un **grano de avena**. Se procederá al examen de la placa de compresión con triquinoscopio de lámpara incandescente a **30-40X** y a **80-100X** aumentos o con estereomicroscopio. Si se dispone de **20X** aumentos, se obtiene una visión más general de la disposición paralela de las fibras musculares y de los posibles quistes, intercalados en medio de ellas. Para una placa de compresión de 24 espacios, los

fragmentos de carne recortados de la muestra, no llegan a pesar 1 g. Se deben apretar bien las dos roscas en los tornillos, para que la carne quede bien comprimida.

- Según EFSA (2000b), la muestra de carne de los pilares del diafragma, del tamaño de una avellana, debe cortarse en 28 fragmentos de 2 x 10 mm cada uno. El documento añade que según la Directiva 77/96/EEC, solo 14 fragmentos son necesarios, que corresponden a 0,5 g (28 fragmentos pesarían 1 g).
- Según FAO/WHO/OIE (2007), se considera que el peso de muestra en una placa de compresión de 28 campos es de aproximadamente 1 g.
- Según Gottstein et al. (2009), el peso total de muestra que se prepara para examinar en una placa de 28 fragmentos es de 0,5 g. Si no se ha pesado, pero se considera que puede pesar entre 0,5-1 g y que se ha examinado en una placa de 24 fragmentos, el nivel de detección/la sensibilidad conseguida es de **0,25-0,5 LPG**.

#### *Método de la digestión*

Se debe seguir el procedimiento estipulado y se verificará la técnica del picado según las especificaciones y las recomendaciones de los documentos sobre aseguramiento de la calidad, que se comentarán más adelante.

#### ***Examen visual***

##### *Micrográfico*

Los triquinoscopios de proyección o de pantalla, son los más cómodos para no cansar la vista, si debe completarse toda la jornada laboral mirando triquinas o si el número de cerdos a investigar es muy elevado. Los estereomicroscopios o lupas binoculares resultan fatigosos y son adecuados solo para el examen de un reducido número de muestras.

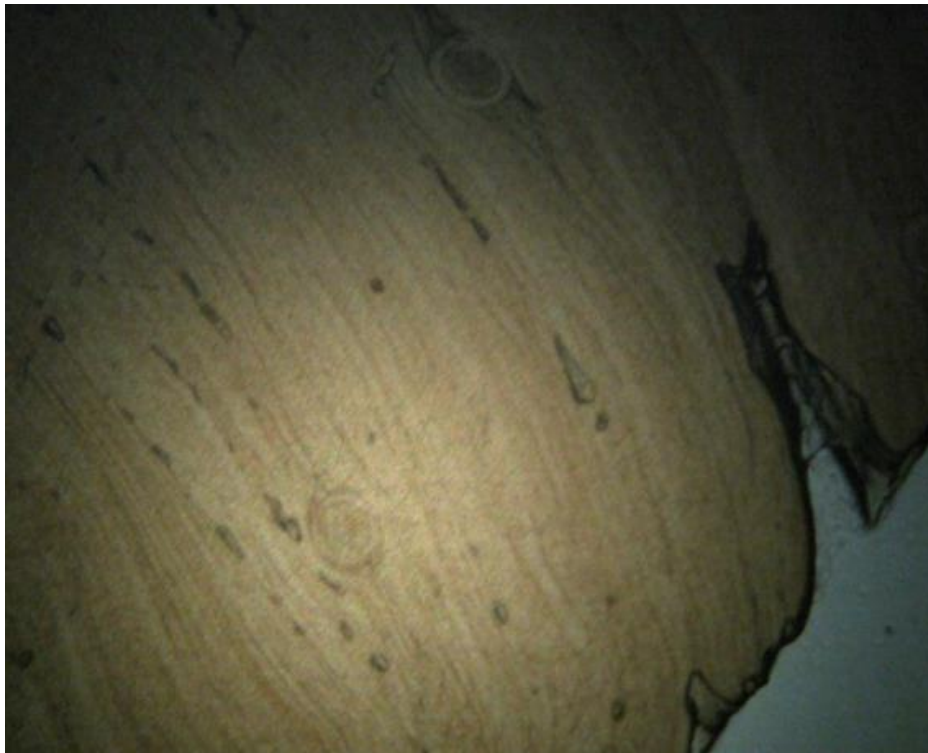
Normalmente, en aparatos sencillos, la visualización puede realizarse a **40X** o

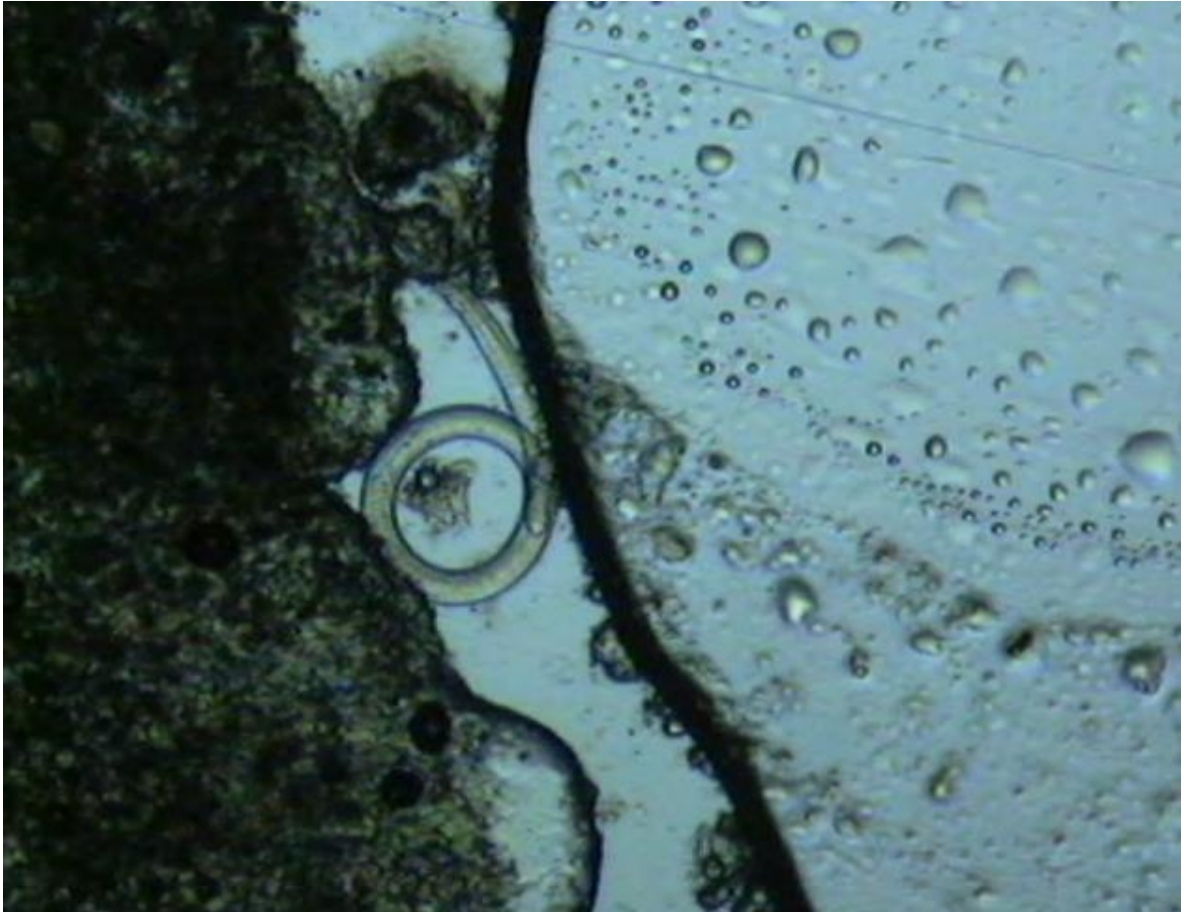
**60X** de aumentos, que son suficientes para detectar quistes y/o triquinas libres. Cabe destacar que con microscopios modernos y de categorías superiores, las posibilidades tecnológicas están muy desarrolladas para realizar toda una serie de opciones de imagen antes impensables: medir, fotografiar, grabar, reproducir, almacenar,...

Rutina de trabajo:

- Enfocar correctamente el fragmento.
- Se debe examinar cada fragmento de arriba a abajo y de izquierda a derecha: toda la parte central y la exterior y también el líquido exudado periférico, de cada fragmento de carne.
- El R 2075/2005, establece **6 minutos/placa** como tiempo mínimo de examen, aunque para 840 fragmentos por día de trabajo (7,5 horas), son en realidad 13-14 minutos por placa de 24 y 28 campos, respectivamente.
- Las placas de vidrio sucias y/o rayadas y el mantenimiento deficiente del equipo (escasa iluminación, suciedad de las superficies planas, engrasado, etc.), pueden restringir la movilidad del equipo, dificultar el examen visual y confundir al examinador.

**Una imagen + clásica de triquinoscopia, con 2 quistes.**





**Triquina en placa, en el líquido exudado del fragmento de muestra.**

FAO/WHO/OIE (2007) muestran dos fotos, de 2 triquinas no encapsuladas y de 2 encapsuladas en dos músculos. Mientras que el quiste, aunque “no alimonado”, sinó más bien redondeado, se distingue perfectamente, las dos larvas no encapsuladas, son menos nítidas y el examinador debe de tener “más intuición” para su identificación.

En placa, normalmente se observan triquinas enquistadas (sin quiste, si son *T. pseudospiralis*) y a veces libres en el jugo. En la visualización, la detección puede ser inconfundible (“de libro”), pero a veces, debe buscar uno la forma “de limón” entre las fibras e intuir la presencia de la larva enrollada dentro, que puede no ser visible, por el plano del corte hecho con la tijera en la carne (estamos interpretando una imagen comprimida bidimensional, a partir de un corte a tijera tridimensional). La presencia conjunta de varios quistes confirmará el diagnóstico.



**Visualización no clásica, de un quiste de triquina en placa.**

Con personal auxiliar entrenado en la preparación de la muestra en las placas y veterinarios/examinadores con experiencia en la detección, un tiempo correcto y fiable empleado en la investigación de cada **placa de 24 fragmentos** de carne, sería de unos **20'**:

- **10' en la preparación previa de la placa (recorte de los fragmentos)**
- **y 10' de examen de la placa.**

*Digestión artificial*

El líquido de digestión debe observarse con triquinoscopio o estereomicroscopio a **15-20X** y a **60-100X**, si existen sospechas.

El examen del líquido de digestión en cubeta es más sencillo y manejable que en placa de Petri. No obstante, en estas placas también es posible dibujar un entramado, rayando la parte exterior del fondo de la placa, para poder realizar un examen más ordenado de la digestión, similar al proceso llevado a cabo al visualizar el líquido en cubeta.

Rutina de trabajo:

- La parte rayada (con relieve si es que lo hay) de los cuadrados del fondo de la cubeta deberán quedar en la parte inferior exterior, cuando se llene la cubeta, para evitar problemas de limpieza y posteriores dificultades y dudas de lectura en el examen.
- La **distancia focal** debe ser la adecuada para poder enfocar correctamente las larvas situadas en el fondo de la cubeta. No obstante, las larvas pueden estar en el fondo o aún en suspensión. La **distancia focal debe ser corregida** si fuera necesario.
- Por efecto del lugar de vertido del líquido en la cubeta y de la no total horizontalidad de la cubeta, del equipo y/o de la mesa, las larvas no se distribuyen uniformemente por todos los campos (9x2), normalmente aparecen en el lado izquierdo o en el derecho de la cubeta.
- El líquido de digestión se presentará lo suficientemente **claro** y con los **mínimos detritus posibles**.
- **Normalmente se realiza la lectura de la cubeta con el líquido de digestión, desde la parte más alejada, empezando por la parte superior izquierda y acabando por la inferior izquierda, de manera que cada una de las 9x2 celdas queda dividida transversalmente en dos, para observar todo el campo de visión del recipiente (cubeta). Así, el recorrido es en zigzag, de arriba a abajo y de izquierda a derecha, realizando 4 desplazamientos, de forma a completar 2 lecturas complementarias por cada cuadrado.**
- Se debe examinar el líquido sin brusquedad, para no mover las larvas ya sedimentadas.
- **Deben examinarse con especial atención, la periferia de los medios cuadrados observados, los 4 ángulos de la cubeta y las partes oscuras situadas sobre las rayas de los cuadrados.**
- Para el tiempo de examen, **4 minutos por cubeta** (1 minuto por desplazamiento, observando medios cuadrados) es un tiempo adecuado.
- Las larvas aparecerán enroscadas, en forma de U o de pelo curvado:
  - con motilidad (vivas, alargadas) o
  - sin movimiento (enrolladas, muertas).



**Cubeta de digestión: triquina enrollada.**

- Si los parámetros de temperatura y tiempo son excesivos, las larvas pueden quedar digeridas.
- El mantenimiento deficiente del equipo puede dificultar también el examen visual.
- La presencia de excesivas **triquinas muertas**, indica un **exceso de T<sup>a</sup>** en el proceso de digestión.

**Límite de detección (sensibilidad)**

En cerdos, según Kotula et al. (1988), para una muestra de 1g/cerdo con 1 LPG, la probabilidad de tener un falso negativo alcanza el 40%.

Soule et al. (1989) obtienen resultados similares a Forbes et al. (2003) evaluando carne de caballo por triquinoscopía.

Gamble (1996) confirma que está citado que infecciones **> 1 LPG** son un problema de salud pública, pero que muestras de 5 g detectan las infestaciones con esta densidad larvaria.

Según Nöckler et al. (2000), la sensibilidad diagnóstica y los valores predictivos

de ambos métodos dependen de la cantidad examinada de músculo, del nivel de contaminación, de la localización muscular y de la conservación de la muestra antes del análisis.

Según Forbes y Gajadhar (1999), se estima en un 40% la sensibilidad del método de digestión (**magnetic stirrer**), para una concentración larvaria de 0,001-0,9 larvas/gramo.

Según Fàbregas et al. (2001), la fiabilidad en la detección de triquinas depende del músculo de elección según la especie animal diana, del peso de la muestra a analizar, del grado de infestación (LPG) y del método de investigación empleado.

Forbes et al. (2003) indican que para infestaciones bajas del orden de 2 LPG, el método de digestión es 3,2 veces mejor que el de compresión. Para infestaciones altas, su sensibilidad mejora, pero no alcanza la de la digestión.

**Webster et al. (2006) citan los límites de detección de larvas de triquina según la antigua Directiva 77/96/EEC: 3-5 LPG por triquinoscopía y 1-3 LPG en la mayoría de métodos de digestión artificial. Se considera que 1 LPG ha de ser el límite de detección del procedimiento oficial de investigación de triquinas.**

Webster et al. (2006) se han referido a la sensibilidad de los métodos de detección, indicando los aspectos con deficiencias más importantes, para conseguir el **nivel de detección** deseado de control, establecido alrededor de **1 LPG**:

- Tamaño de la muestra.
- Tipo de músculo.
- Competencia del analista.
- Idoneidad del equipo.
- Puntos críticos del análisis.

Pérez-Martín et al. (2007) citan a Prost et al. (1990), que afirman que con una

carga parasitaria de 0,25 LPG en diafragma, se necesitan digerir artificialmente 10 g de músculo para alcanzar el 100% de sensibilidad.

La FAO/WHO/OIE (2007) considera que el límite sanitario de detección de *Trichinella* spp. ha de ser de 1 LPG.

### **Formación**

El R 2075/2004 obliga al personal implicado en el análisis de muestras, a su formación y participación en un programa de control de calidad en pruebas de detección de triquinas y a una evaluación periódica de los procedimientos de ensayo, registro y análisis del laboratorio.

### **BPL (Buenas Prácticas de Laboratorio)/Sistemas de aseguramiento de la calidad**

Distintos organismos internacionales, en artículos científicos y documentos de trabajo aportan recomendaciones y criterios de calidad. Otros autores como Forbes, Nöckler, etc. han realizado investigaciones metodológicas para una mejora de la calidad en los procedimientos de triquina.

Anónimo II afirma que **+55 °C es letal** para *Trichinella* y que no debe ser alcanzada nunca durante el procedimiento de digestión. Calentando se puede realizar un diagnóstico de vitalidad, ya que las larvas vivas, se mueven y se enrollan y desenrollan.

Gamble et al. (2000) proponen que los laboratorios de triquina mantengan un sistema adecuado de control de calidad (Anexo II del artículo). Para ello se necesita disponer y analizar muestras ya diagnosticadas como positivas, unas 4 veces al año. Para la validación de nuevos métodos supervisada por el ICT, se preparará un panel de muestras según lo descrito por Forbes et al. (1998): 3 laboratorios, número total de muestras, muestras positivas y negativas y LPG de cada muestra. Este Anexo II incluye un Programa de aseguramiento de la calidad en el análisis de *Trichinella*:

- Manual de Control de Calidad (Guía ISO 17025; AENOR, 2006).
- Instalaciones de laboratorio adecuadas: materiales y equipos, agua caliente y fría, iluminación adecuada, campana de extracción, ventilación, vestuarios, botiquín y EPIs.
- Validación del procedimiento.
- Protocolo estandarizado: Puntos Críticos de Control (PCC).
- Entrenamiento y certificación de analistas.
- Programa de verificación de la aptitud de los laboratorios de triquina, mediante pruebas de detección del parásito 4 veces por año.

Gamble et al. (ICT, 2000) indican los PCC, para la realización del procedimiento del método de digestión:

- **Trazabilidad** en la toma de muestras y el proceso de digestión.
- Añadir el **HCl al agua antes de añadir la pepsina**, para no degradarla.
- La **Tª** durante todo el proceso de digestión no debe exceder **+45 ± 2 °C**, para no inactivar la pepsina, hacer una digestión incompleta y recuperar pocas larvas.
- Comprobar que la **digestión es completa** (que no quede carne sin digerir en el tamiz). **Si es incompleta, aumentar el tiempo de digestión y si el problema persiste, verificar la calidad de la pepsina.**
- Los tiempos (**30'**) y procedimientos de **sedimentación** han de ser los recomendados. Se puede golpear levemente el embudo para mejorarla. Abrir completamente la llave, al recoger el líquido sedimentado.
- Este **líquido debe clarificarse** suficientemente para poder visualizar las larvas (**se debe poder leer un periódico a través del fondo de la placa de Petri/cubeta**).
- La óptica del microscopio debe alcanzar los **15-40X**.
- Realizar el examen antes de liberar las canales a consumo.
- Conservar los registros.

La ICT (2000) propone también las siguientes recomendaciones en este procedimiento:

- Se debe picar la muestra 5-10'' con 100 ml de líquido de digestión añadido,

hasta que no se vean los trozos de carne. El tamaño de la placa de la picadora debe ser **< 3 mm**.

- Tener en cuenta que la pepsina se inactiva a **> 48 °C**.
- Se debe digerir la muestra hasta que no se vean residuos de carne. Una digestión incompleta indica que se debe aumentar el tiempo de digestión y verificar la calidad de la pepsina.
- Para llenar probeta, se debe abrir completamente la llave del embudo de sedimentación.
- La transparencia del líquido en la placa de Petri debe permitir **la lectura de impresos de periódico a través de su fondo**.

El CRLP (2006) y Rossi et al. (2008) proporcionan la mejor información para implementar estos sistemas de aseguramiento de la calidad.

MED-VET-NET (2006) han ensayado pruebas comparativas de determinación cualitativa y cuantitativa de *Trichinella* entre distintos laboratorios (entre grupos), para valorar su cualificación y confrontar distintos procedimientos de digestión.

Aunque el agua utilizada para la digestión debe ser potable, podría ser conveniente usar agua destilada para evitar la posible aparición de parásitos (nematodos de vida libre,...) en el líquido final de digestión. En este caso, la adición de la cantidad adecuada de cloruro de sodio (g/litro) hará isotónica la disolución. Es más rápido calentar previamente el agua y añadirla inicialmente ya caliente, a +46-47 °C al procedimiento, para que se establezca a **+45 °C** (se debe evitar en cualquier caso sobrepasar este límite de T<sup>a</sup>).

Rossi et al. (2008) estructuran su propuesta de implementación de la calidad en la investigación de triquinas en ocho apartados: personal, medio ambiente y protección laboral, validación de los métodos, equipos, reactivos, referencia estándar y material de referencia, muestreo, aseguramiento de la calidad de los resultados y control de calidad de la realización, y puntos críticos de control. En relación con las buenas prácticas en los laboratorios de triquinas, proponen el QAS (Quality Assurance System), aplicable al método de detección de referencia del R 2075/2005:

- Personal: dispondrá de equipos personales de seguridad (EPI):
  - Lentes/máscaras.
  - Guantes.
  - Batas.
- Equipos:
  - Los aparatos críticos (balanzas, termostatos, termómetros, pipetas, etc.) serán **calibrados periódicamente** por un organismo acreditado.
- Reactivos:
  - Verificar las condiciones de **conservación** (se almacenarán en armarios adecuados ventilados) y comprobar su **caducidad** y las **existencias**.
  - Se dispondrá de **alcohol etílico al 90%** para conservación de muestras positivas.
  - La pepsina se guardará en una **caja cerrada, oscura y seca**, entre **+4-15 °C**. En estas condiciones, su actividad enzimática puede ser considerada estable **al menos 1 año**.
  - El HCl debe manipularse bajo **campana extractora**.
- Toma de muestras:
  - La bandeja debe ser numerada.
- Preparación de la muestra:
  - Picado de la carne: debe ser al punto, para permitir una digestión suficiente y evitar a la vez, romper las larvas en el músculo y recalentar la muestra. El tamaño de partícula adecuado de la carne sería **< 3 mm (tamaño de placa de la picadora)**.
- Puntos Críticos de Control (PCC):
  - Tener preparado el vaso de precipitados con agua caliente a **+46-48 °C**, añadirle el HCl, colocar el agitador en el vaso y llevarlo todo a la cubeta precalentada y se empieza a agitar; añadir la pepsina; picar la carne y añadirla al vaso con el líquido de digestión que tiene los 3 reactivos. Limpiar la taza y las cuchillas de la picadora en el interior del jugo de digestión, para arrastrar toda la carne.
  - Se permite hacer el procedimiento para 115 g.
  - La adición de líquido de digestión a la picadora mejora su

efectividad.

- Arrastrar los restos de la carne de la picadora hacia el vaso de precipitados con líquido de digestión.
- Parámetros de incubación: **45 ± 2 °C/ 30-60'**.
- Comprobar que el grifo del embudo está cerrada antes de verter el líquido para filtrar.
- Retrocontrol: pesar los restos de carne del tamiz: ha de ser **< 5%**. La digestibilidad de la carne depende del tipo de músculo, la especie y edad del animal.
- La cubeta (y la placa de Petri) estará dividida en cuadrados.
- Si el líquido no es transparente, se debe clarificar según el punto **p), I, 3. Procedimiento, Capítulo I Método de detección de referencia, Anexo I Métodos de detección, R 2075/2005).**
- La **distancia focal** ha de ser exactamente la adecuada. Se deben poder **enfocar correctamente, las rayas del fondo de la cubeta.**
- Durante los **30'** de la digestión, el aparato no puede ser movido.
- Todos los aparatos y utensilios que se puedan dañar, han de cambiarse periódicamente y tener un recambio siempre disponible en el laboratorio.
- Si la cantidad de sedimento (líquido final) no es suficiente, se puede añadir posteriormente una cantidad adicional.
- **Requisito de sensibilidad de tiempo:** antes de visualizar el sedimento recogido en la cubeta y colocado en la platina, se debe esperar al menos **1' para que repose, antes de la lectura.**
- Debe considerarse que el tiempo de sedimentación de las larvas vivas y muertas es diferente. En comprobaciones de sensibilidad, solo pueden utilizarse larvas vivas.
- Realizar el examen **antes de 30' postdigestión.**
- Los restos de muestras positivas y los residuos digeridos de muestras positivas deben destruirse por calor a **+60 °C/1'**, en el centro de la muestra.
- Los aparatos y materiales contaminados por contacto con la muestra positiva han de lavarse y desinfectarse cuidadosamente.
- El estereomicroscopio **10X** ha de tener un mantenimiento correcto.

- Debe contemplarse también para asegurar la transferencia de larvas: el reprocesamiento del líquido obtenido, la clarificación de sedimentos ilegibles por resuspensión del sedimento y el arrastre de larvas por lavado de recipientes.
- Registros de laboratorio:
  - Identificación de las muestras.
  - Fecha del examen.
  - Identificación de la persona que hace la prueba.
  - Informes.
  - Autorizaciones, etc.

Estos autores insisten en estos PCC:

- **Adición al agua caliente de HCl y pepsina, por este orden.**
- Las triquinas mueren a **+55 °C**.
- Se debe añadir el líquido de enjuague y los restos, al líquido de digestión.
- Durante la digestión, la superficie del vaso de precipitados debe estar cubierta por un **film de aluminio** y el **remolino creado debe ser profundo**.
- Parámetros de la digestión: **+45 ± 2 °C/30-60' (40-45')**.
- Verificación del grado de digestión: **≤ 5%** del peso de la muestra inicial en el tamiz.
- No mover el equipo durante la sedimentación.
- Los aumentos empleados han de ser **≥ 10X**.
- Debe tenerse en cuenta que puede ser necesario el reprocesamiento o la clarificación.

Forbes et al. (2008) propone ciertas modificaciones en un método mejorado similar (***double separatory funnel digestion method***), para incrementar el recuento de LPG.

Es conveniente tener estandarizado el procedimiento de digestión para 100 g de muestra, independientemente del número de animales a analizar, para evitar dejar sobres de reactivos abiertos y a medio usar. Para ello, es necesario tener

suficiente carne de jabalí o de cerdo negativa a *Trichinella* en refrigeración, para en caso necesario, añadirla a los 100 g de muestras.

Se realizará el número de digestiones que permita la capacidad de almacenamiento en frío del EMC y la jornada laboral establecida. Se agruparán y completarán las digestiones a ser posible, por partidas y orígenes geográficos, con el objetivo de minimizar el número diario de digestiones a realizar.

<b>MÉTODO DE DETECCIÓN DE REFERENCIA (MDR) VS QUALITY ASSURANCE SYSTEM (QAS) + ICT (I)</b> <b>Objetivo: recuperar mayor número posible de larvas =&gt; digestión completa</b>		
<b>ICT (2000)</b>	<b>MDR (R 2075/2005)</b>	<b>QAS (Rossi–Pozio,08)</b>
Formación y certificación analistas	Formación personal	Requisitos titulación y formación personal
	Lab designado AC (autoriz especif)	Validación métodos lab
Progr interlaboratorial intercambio M (4/año)		QAS: Control Q interno Control Q externo: Proficiency test panels
		Equipos: CCP. Stock doble Calibración periódica por servicio calibración acreditado CCP. Mantenimiento, recambios

<b>MÉTODO DE DETECCIÓN DE REFERENCIA (R 2075) VS QAS (QUALITY ASSURANCE SYSTEM) + ICT (II)</b>		
<b>ICT (2000)</b>	<b>MDR (R 2075/2005)</b>	<b>QAS (Rossi–Pozio, 2008)</b>
Campana extracción gases. Ventilación adecuada.		HCl: en armario con filtros o ventilación. Campana extracción gases.
Personal: lentes de seguridad + guantes + bata de lab		Personal: máscara protección + guantes
		Material guardado en armarios.
		Reactivos: Pepsina: si guardada a 4-15°C, oscuro y seco => estable 1 año

## MÉTODO DE DETECCIÓN DE REFERENCIA (R 2075) VS QAS (QUALITY ASSURANCE SYSTEM) + ICT (III)

ICT (2000)	MDR (R 2075/2005)	QAS (Rossi – Pozio, 2008)
Triquinoscopio: examen mínimo 0.5 g	<b>Toma de muestras</b>	Identificación <i>directa</i> inequívoca TRAZABILIDAD Conservación: +4°C/7-10d
Si ms diana desconocido, usar diafragma. Si sólo hay otros ms: coger > cantidad M. Sin grasa ni tendones (NO ∃ <i>Trich.</i> )	Muestra tomada: 1-100g Peso 10 g/jabalí + Peso Muestra para posteriores comprob.	Muestra tomada: 1-100g Peso mín 5 g Sin fascia/grasa Ms diana (si desconocido: diafragma [NO ∃: N A I PM] <b>Sensibilidad:</b> 1 g muestra detecc infecc de 3 LPG 3 g muestra detecc infecc de 1.5 LPG 5 g muestra detecc infecc de 1 LPG

## MÉTODO DE DETECCIÓN DE REFERENCIA (R 2075) VS QAS (QUALITY ASSURANCE SYSTEM) + ICT (IV)

ICT (2000)	MDR (R 2075/2005)	QAS (Rossi–Pozio,08)
	1. H <sub>2</sub> O a 46-48°C + HCl	?T= 55°C letal para T. CCP 1.y2.por este orden
> 48°C: se inactiva	2. + pepsina	?se inactiva a 55°C
Trit 5-10' con 100 ml liq dig añadido, hasta no se vean trozos carne. Placa poro: <3 mm.	3. Trituración 100-115 g + añadir carne a liq	CCP. 100-115 g ∅ Poro 3 mm. <b>Al punto!</b> Añadir liq dig previo trit
t dig hasta NO∃ troz Dig incompleta => +Δ t dig / verificar Q pepsina.	4. Digestión: 44-46°C/30-60' (remolino profundo)	CCP. Liq enjuague + restos en trit a dig. CCP. Hoja Al CCP. 45+-2°C/30-60'
Tamiz: 180-355 μm de malla Enjuagar vaso/tamiz	5. Filtrado:malla 180 micr OK: tamiz < = 5% peso muestra inicial	<b>TIPO MS, EES Y EDAD</b> CCP. < = 5% peso muestra inicial en tamiz

**MÉTODO DE DETECCIÓN DE REFERENCIA (R 2075)  
VS QAS (QUALITY ASSURANCE SYSTEM) + ICT (V)**

ICT (2000)	MDR (R 2075/2005)	QAS (Rossi–Pozio, 2008)
	6. Sedimentación 2l: 30'	CCP. NO MOVER
Apertura completa llave!!!	7. Trasvase a probeta	
	8. Sedimentación 40ml: 10'	CCP. /=T sedim L vivas y L muertas
	9. Aspirar 30ml sobrenadante Verter 10 ml a cubeta/placa Petri + 10 ml agua enjuague de la probeta	CCP. Cubeta/placa Petri divididas en cuadrados
Transparencia: lectura impresos periódico a través fondo placa Petri. 15-40x	10. Visualización al momento, en T / SM a 15-20x, 60-100x si SOSP. Si pasan > 30' => clarificación según p).	CCP. Transparencia adecuada liq dig => clarificar CCP. >= 10x. CCP. PLANO FOCAL

**MÉTODO DE DETECCIÓN DE REFERENCIA (R 2075)  
VS QAS (QUALITY ASSURANCE SYSTEM) + ICT (VI)**

ICT (2000)	MDR (R 2075/2005)	QAS (Rossi – Pozio, 2008)
	Si sedimento no transparente: p).	CORRECTO CCP.Reposo previo: >1'
	Resultado +/-dudoso: 1º Se toma nueva Muestra de 20 g/cerdo x 20 grupos. 2º Se vuelve a tomar 20 g/cerdo y se examina por separado.	CCP. REPROCESAMIENTO / CLARIFICACIÓN Instrumental y reactivos: Recambios, mantenimiento y stock
	M+: poner al alcohol etílico 90% identif ees	
	Descontam liquidos + a > 60°C	CCP. Digestión M + y destrucc a 60°C/1'. CCP. Liq y L+D equipos

## **MÉTODO DE DETECCIÓN DE REFERENCIA (R 2075) VS QAS (QUALITY ASSURANCE SYSTEM) + ICT (VII)**

ICT (2000)	MDR (R 2075/2005)	QAS (Rossi – Pozio, 2008)
		CCP. Registros: Identificación M Fecha análisis Identificación personas implicadas en análisis/informe/autorización, etc.

### **Acreditación de laboratorios**

Con el objetivo de mejorar la seguridad alimentaria en relación a la detección de triquinas, el R 882/2005 y sus modificaciones posteriores obligan a los Estados Miembros (EM), a tener acreditados los laboratorios que realizan la investigación de triquinas y los métodos de detección utilizados:

*El Reglamento (CE) nº 882/2004 indica que la autoridad competente designará los laboratorios que pueden realizar los análisis de muestras tomadas en controles oficiales. Sólo podrán ser designados los laboratorios ya en funcionamiento y que estén evaluados y acreditados, para ensayos individuales y grupos de ensayos conforme a las normas europeas EN ISO/IEC 17025, EN 45002 y EN 45003. No obstante, hasta el 31/12/13, el Reglamento (CE) nº 1162/2009 permite transitoriamente a la autoridad competente (AC) designar un laboratorio no acreditado para la realización de controles oficiales de triquinas, si demuestra que ha iniciado y prosigue procedimientos de acreditación conforme al Reglamento (CE) nº 882/2004 y presenta garantías satisfactorias de que se han implantado sistemas de control de calidad para estos análisis.*

Este requisito legal puede suponer importantes cambios en la organización y la gestión de estos controles oficiales, que pueden pasar a concentrarse en unos pocos laboratorios acreditados. La actual estructura atomizada de la investigación de triquinas puede ser desmantelada, con los perjuicios que ello conllevaría para la ganadería y la caza en las zonas afectadas. Los locales de triquinas de los mataderos locales o pequeños y de los EMC no están preparados, ni técnica, ni

estructural, ni económicamente, para superar una auditoria de acreditación.

A 2012, la mayoría de los locales que actúan como laboratorios de triquina en pequeños establecimientos, no han sido designados por la autoridad competente, ni estaban acreditados, ni seguramente lo lleguen a estar nunca, ya que los procedimientos de acreditación y la implantación de los sistemas de aseguramiento de la calidad exigidos, suponen un coste económico inasumible por los pequeños establecimientos. Respecto a la calibración de los equipos y el material (agitador magnético, balanza, termómetro, cronómetro, pipetas,...), prevista en el plan de mantenimiento, en los establecimientos pequeños, no se lleva a cabo o es deficiente. Tampoco está disponible siempre, todo el material de recambio requerido.

En esta situación, la acreditación de laboratorios es cara, excluyente y compromete la finalidad inicial para la cual se han puesto en marcha y su adecuada y próxima distribución geográfica. En la práctica, puede implicar que muchos mataderos pequeños y EMC ubicados en zonas alejadas, vean constreñida su utilización y viabilidad, a pesar del logro sanitario que ha supuesto su funcionalidad. A la vez, podría recular el nivel de detección conseguido en ciertas áreas del país. La experiencia de estos años confirma que cuanto mejor (uso del método de la digestión y de Buenas Prácticas de Laboratorio,...) y más muestras se analizan, más triquinas se detectan (“haberlas, haylas”). Por consiguiente, se debe tener en cuenta que todas las facilidades administrativas que se ofrezcan a los cazadores, pueden suponer un mayor rendimiento económico y un incremento de la presión de caza, disminuyendo así de gran manera, las sobredimensionadas poblaciones de jabalíes (el día en que los chefs televisivos propongan y pongan de moda la caza como carne natural, saludable, dietética y sostenible...). Por todas estas razones, se debe llegar a un compromiso entre la distribución territorial de los laboratorios, que debería ser comarcal y la eficiencia en la detección de triquinas, sin tener que llegar a requerir las restricciones que suponen la acreditación. Otra posibilidad sería que los laboratorios acreditados fueran de nivel provincial, pero entonces la logística de la toma de muestras, trazabilidad y análisis debería funcionar *just in time*, sin errores, ni retrasos.

### **Identificación morfológica por medición microscópica**

Valentín (1935) describe las medidas del parásito:

- *T. spiralis*:
  - Adultos. A penas visibles a simple vista:
    - Machos: 1,4-1,6 mm X 0,04 mm.
    - Hembras: 3-4 mm X 0,06 mm.
  - Quistes (con forma de limón). Normalmente albergan 1 larva, pero se han detectado hasta 7:
    - 0,26-0,68 mm X 0,15-0,31 mm.
    - La larva mide 1 mm.

Sanz Egaña (1955) señala que la cápsula en el músculo mide 0,3-0,7 mm de largo. Las larvas libres en el músculo estriado 1,6 mm.

Dahme et al. (1988) indica que el verme muscular es de 1 mm, pero que se enrolla sobre si mismo, dando el quiste parasitario alargado con aspecto de limón.

Anónimo II cita:

- El quiste de triquinela en el cerdo tiene de 400 x 250  $\mu\text{m}$ .
- La larva de triquina circulante, 100 x 6  $\mu\text{m}$ .

Herenda et al. (1994) dan la longitud que alcanza una *T. spiralis* adulta: 1-4 mm.

Sohn et al. (2000) miden una larva en el músculo gastronemio de un paciente: 0,775-1,050 x 0,026-0,042 mm.

Euzéby (2001) facilita datos morfológicos:

- *T. spiralis*:
  - Parásitos adultos:
    - Machos: 1,5 mm.
    - Hembras: 3-4 mm X 40-60  $\mu\text{m}$  de diámetro.
  - L1 muscular: 1 mm X 30  $\mu\text{m}$  de diámetro. Se diferencian sexualmente, ya que los machos poseen un esbozo genital agudo, recto y romo.

- *T. pseudospiralis*:
  - Machos: 0,6-1,03 mm.
  - Hembra: 1,2-2,05 mm.

CDC (2004) mide el diámetro de una larva muscular de *T. nativa*: 30-35  $\mu\text{m}$ . El diagnóstico morfológico, mediante visualización del esticosoma es claro a **400X**.

**Nöckler et al. (2006, 2009), a 50X i 100X, visualizan presentes, larvas encapsuladas y larvas no encapsuladas. Afirman pues que es posible diferenciar morfológicamente por triquinoscopía, por comparación de tamaños (mayor/menor) y de morfología (con quiste/sin quiste), *T. spiralis* y *T. pseudoespiralis*, respectivamente. En las fotos publicadas, en la placa de compresión se ve una especie algo más grande que la otra, pero en el líquido de digestión se observa claramente que la pequeña es la mitad de grande que la otra. Posteriormente, con el estereomicroscopio equipado con cámara digital se mide el tamaño (longitud y anchura) de 50 larvas con el programa EasyMeasure software (Version 1.0.31, Inteq Berlin) y las larvas muestran dos medidas diferentes: 700 y 1100  $\mu\text{m}$ ., con una distribución del 78% y 22%, respectivamente.**

FAO/WHO/OIE (2007) indican distintas medidas, en los diferentes estadios del parásito.

- Larva muscular. Por sus características morfológicas se distinguen machos de hembras:
  - Macho:
    - 0,65-1,07 mm X 26-38  $\mu\text{m}$ .
    - Longitud del recto: 40-50  $\mu\text{m}$ .
  - Hembra:
    - 0,71-1,09 mm X 25-40  $\mu\text{m}$ .
    - Longitud del recto: 30-40  $\mu\text{m}$ .
- Adultos: se distinguen machos de hembras.
  - Macho:
    - 0,62-1,58 mm X 25-33  $\mu\text{m}$ .
  - Hembra:

- 1,26-3,35 mm X 29-38  $\mu$ m.
- Larvas eclosionadas: 110 X 7  $\mu$ m.

Pozio (2007) proporciona medidas de:

- La larva muscular infectiva (L1): 0,65-1,45 mm de longitud y 0,026-0,040 mm de anchura.
  - Macho: 0,65-1,07 mm de longitud y 26-38  $\mu$ m de anchura.
  - Hembra: 0,71-1,09 mm de longitud y 25-40  $\mu$ m de anchura.

Sillero et al. (2008) citan que las larvas se enquistan en el músculo a las 6-8 semanas. Este quiste mide 400  $\mu$  y tiene forma elipsoidal. La larva, de 400  $\mu$  de longitud, permanece enroscada dentro. A los 6 meses se inicia la calcificación, que se completa al año. Las larvas pueden ser viables aún, 2 o más años más tarde.

Del jabalí positivo a *Trichinella* detectado (Torrents, 2014), se mide directamente, en la pantalla del triquinoscopio a **60X**, uno de los quistes con su larva interior. El quiste (la forma de limón) tiene una longitud de 6 cm y una anchura de 2,5 cm. La larva enquistada tiene, enroscada, 2 x 1,5 cm.

### **Diagnóstico diferencial**

Según la bibliografía clásica, el diagnóstico diferencial de triquina en el método de compresión, debe contemplar distintos parásitos y artefactos. Las triquinas encapsuladas y enrolladas no presentan problemas de identificación. La duda es mayor en quistes calcificados o con triquinas en fase estirada.

- La transparencia del líquido resultante de la digestión ha de permitir diferenciar morfológicamente *Sarcocystis* spp. de *Trichinella* spp.
- Sanz Egaña (1955) explica que la cápsula con la larva está alojada a lo largo, entre los fascículos musculares. En su interior está la larva arrollada en espiral, envuelta por esta cápsula transparente, ovalada, en forma de limoncillo y con depósito de gotitas de grasa en sus dos polos. A las 2-3

semanas, la larva empieza a enrollarse para formar el quiste, que a las 9-10 semanas ya está acabado. Con la edad, sufren degeneración grasosa o calcárea, siendo visibles a simple vista, como unos puntitos blancos en la masa muscular rojiza. La calcificación se inicia a los 6 meses, pero puede no estar aún completada al año. En veterinaria legal tiene interés determinar la edad de la infestación para el **dictamen forense: hasta los 14 días no existen triquinelas en los músculos y la presencia de quistes indica un plazo superior al mes.**

- Anónimo II define los quistes de triquinelas calcificados:
  - No son mayores de 0,8 mm.
  - Poseen una morfología muy uniforme y se calcifican cuando su desarrollo se ha completado totalmente.
  - En el cerdo y en el gato, suelen tener células grasas en los polos.
  - No se forman en el músculo cardíaco.
  
- Farreras et al. (1917), Sanz Egaña (1948), Sanz Egaña (1955), Bartels (1971), Anónimo (1984), Preub (1990), Infante et al. (1990), Herenda et al. (1994), Euzéby (2000) y Moreno (2003) citan la **sarcosporidiosis** como proceso diferenciable, por su presencia también en el músculo cardíaco y la forma alargada y el tamaño mayor y variable del parásito. En porcino no se considera como zoonosis su ingestión; sus medidas son 6 milésimas de mm x 200-300 milésimas de mm (Sanz Egaña, 1948). Según Sanz Egaña (1955), el sarcosporidio no se presenta arrollado, ni enquistado, pero al llegar al músculo la larva de *Trichinella* y antes de enquistarse, se asemeja a *Sarcocystis*, aunque este no muestra nunca la tendencia a enrollarse de las triquinas. Anónimo I advierte que los sarcosporidios no se encuentran dentro de la fibra muscular, que los quistes son más grandes y de color más oscuro. Anónimo II cita también los sarcosporidios, cuyos quistes calcificados:
  - Tienen el doble de tamaño que los de triquinelas.
  - Pueden calcificarse en cualquier fase.
  - Carecen de células grasas en los polos.
  - Se forman también en el músculo cardíaco.

Varios autores comentan su posible calcificación. Fàbregas et al. (2014) revisan la bibliografía clásica veterinaria sobre *Sarcocystis* spp:

<https://ddd.uab.cat/record/116749?ln=ca>

- Farreras et al. (1917), Sanz Egaña (1948), Bartels (1971), Anónimo (1984), Infante et al. (1990), Herenda et al. (1994) apuntan también la **cisticercosis**. Bartels (1971) indica su diferenciación, por su localización entre fibras y también en el músculo cardíaco. Sanz Egaña (1948) y Farreras et al. (1917), anotan su mayor tamaño y su localización entre fibras. Anónimo I insiste en que los cisticercos son mucho mayores, están situados entre las fibras musculares y que generalmente es posible ver el escólex con sus ganchos. Anónimo II cita también los cisticercos y añade que la acción del ácido clorhídrico diluido sobre los quistes calcificados, puede mostrar la existencia de ganchos.
- Euzéby (2000) cita concretamente la **mesocercariosis** en perro, de unos 3-5 mm de tamaño. Moreno (2003), ***Alaria alata***.
- Farreras et al. (1917), Sanz Egaña (1948) y Bartels (1971) señalan los **equinococos**, de mayor tamaño que *Trichinella* y localizados entre fibras y muy raros. Anónimo II cita también los equinococos y añade que la acción del ácido clorhídrico diluido sobre los quistes calcificados, puede mostrar la existencia de ganchos.
- Bartels (1971), Anónimo (1984) y Preub (1990) indican también la **duela muscular de Duncke (*Agamodistomun suis*)**, de 0,6 mm y que se presenta estirada entre fibras y se mueve al calentarla. Farreras et al. (1917) y Sanz Egaña (1948) significan que los distomas son muy raros y que se encuentran entre fibras musculares. Anónimo II cita también los distomas, muy poco frecuentes en músculo de cerdo.
- Bartels (1971) y Preub (1990) citan la contaminación cruzada de larvas de

vermes pulmonares, ***Ascaris y Oxyurus***, por cortes de cuchillo en pulmón, que se visualizan estiradas. Anónimo (1984) señala concretamente ***Ascaris strongiloides***.

- Moreno (2003) añade también ***Capillaria garfiai*** en lengua.
- Según Preub (1990) el vinagre viejo usado para disolver quistes calcificados puede contener **anguílulas (*Anguillula acetí*)**. Para Bartels (1971), las anguílulas se encuentran estiradas sobre la fibra muscular y son de doble longitud que *Trichinella*. Farreras et al. (1917) y Sanz Egaña (1948) añaden que son más largas, de forma más afilada y más móviles.
- Infante et al. (1990) indican también la **toxoplasmosis** y los microfocos calcificados de **miositis**.
- Sanz Egaña (1948), Bartels (1971), Preub (1990) y Herenda et al. (1994) comentan los **crisales de tirosina**, que son más grandes e irregulares. Bartels (1971) añade también los **crisales de trifosfato**.
- Bartels (1971) anota también las **células adiposas**, los **glóbulos grasos libres**, las **burbujas de aire**, las **distintas fibras textiles** y **pelos**.

**MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN DE TRIQUINAS EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL/NO OFICIAL) (IVa)**  
**Diagnóstico diferencial**

Insp. visual Euzéby (2000)	Insp. visual (FAO, 1994)	Insp. visual (Infante-Costa, 1990)	Compr. (Preub, 1990)	Compr. (Bartels, 1971)
Sarcosporidiosis	Sarcosporidiosis	Sarcosporidiosis	Sarcosporidiosis calcificada (tb ms cardíaco, tam variados)	Calcificada: sacos de Miescher (tb corazón, dif long-grosor)
	Cisticercosis	Cisticercosis		Calcificada: Cisticercosis (entre fib, tb miocardio)

**MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN DE TRIQUINAS EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL / NO OFICIAL) (Va)**  
**Diagnóstico diferencial**

Insp. visual Euzéby (2000)	Insp. visual (FAO, 1994)	Insp. visual (Infante-Costa, 1990)	Compr. (Preub, 1990)	Compr. (Bartels, 1971)
Mesocercariosis ( <i>Alaria alata</i> ), en perro, 3-5mm				
				Calcificada: equinococos (entre fibras, > tam)
	Cristales tirosina		Cristales tirosina	Cristales tirosina, crist trifosfato

**MÉTODOS DE INVESTIGACION DE TRIQUINAS  
EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL / NO OFICIAL) (VIa)  
Diagnóstico diferencial**

Insp. visual Euzéby (2000)	Insp. visual (FAO, 1994)	Insp. visual (Infante- Costa, 1990)	Compr. (Preub, 1990)	Compr. (Bartels, 1971)
			Anguílulas vinagre viejo (disolver calcific)	L estirada: anguílulas vinagre viejo (doble long, sobre fibr,
			Duela ms Duncke (entre fibras)	L estirada: distoma ms Duncke (entre fibras, 0.6 mm, mov al calentar)

**MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN DE TRIQUINAS  
EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL/NO OFICIAL) (VIIa)  
Diagnóstico diferencial**

Insp. vis Euzéby (2000)	Insp. vis (FAO, 1994)	Insp. vis (Infante- Costa, 1990)	Compr. (Preub, 1990)	Compr. (Bartels, 1971)
			Vermes pulm (contam X cuchillo)	L estirada: vermes pulm, ascaris, oxiurus
		Toxoplasmosi s	Cél adip, glob grasos libres, burbujas aire	
		Microfocos calcificados miositis	Distintas fibras textiles, pelos	

**MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN DE TRIQUINAS  
EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL/NO OFICIAL) (IVb)  
Diagnóstico diferencial**

<b>Compr. Farreras- Sanz Egaña (1917)</b>	<b>Compr. Moreno (2003)</b> 14 fragm=0.5g	<b>Compr. Sanz Egaña (1948)</b>	<b>Compr.? Wilson (1975)</b>	<b>Compr. Temario VT Tebar-Flores (1984)</b>
Calcificada: sacos Mschr (>tam, visbl, tb coraz)	Sarcosporidio sis	Sarcosporidio sis (visibles, > tam, alargados)		Sarcosporidiosis més o menys calcificada
Calcificada: cisticercosis (> tam, entre fibras)		Calcificada: cisticercosis (> tam, entre fibras)		Cisticercosis
	<i>Alaria alata</i>	Cristales tirosina (+ grandes, irregulares)		<i>Agamodistomu n suis.</i> <i>Ascaris strongiloides</i>

**MÉTODOS DE INVESTIGACIÓN DE TRIQUINAS  
EN INSPECCIÓN CARNES (OFICIAL / NO OFICIAL) (Vb)  
Diagnóstico diferencial**

<b>Compr. Farreras- SanzEgaña (1917)</b>	<b>Compr. Moreno (2003)</b>	<b>Compr. Sanz Egaña (1948)</b>		
Calcificada: equinococos (en fibr, > tam, raros)	<i>Capillaria garfiai</i> (lengua)	Calcificada: equinococos (en fibr, > tam)		
Distoma		Distomas ms (muy raros, entre fibras)		
Anguílulas vinagre		Anguílulas vinagre (+ larga, + afilada, + móvil, entre fibras)		

### **Detección de animales positivos (muestras +)**

En caso de detección de animales positivos, o existe trazabilidad directa individual, como es el caso en las placas de compresión o, en el procedimiento de digestión, deberá declararse no apto todo el lote o llegar a identificar el o los animales positivos. Debe establecerse una estrategia fácil, rápida y barata para llegar a esta identificación. Unos criterios válidos para seleccionar los lotes por los que se empezará a investigar, es considerar la edad de los animales y sospechar de los más viejos o adultos y de las zonas con posibles antecedentes positivos, para iniciar la investigación a partir de estos animales. Además de una buena ficha de caza y/o de recepción de los animales en el establecimiento, el reconocimiento PM de la edad por la dentición (Sáez-Royuela et al., 1989; Durantel, 1997; Durantel, 1999; [www.webtioluna.com](http://www.webtioluna.com), 2011; Borgo et al., SEFAS) ayudará a seleccionar estos animales. Para ello es imprescindible la presencia de la cabeza y su correlación inequívoca con la canal. El método tradicional seguido por los cazadores es arrancar pelo del espinazo del animal y contar las divisiones finales de cada pelo: cada división corresponde a un año de edad (si no tiene divisiones, tendrá 1 año).

La aparición de animales positivos obliga según el R 2075/2005 a su identificación individual e inmovilización en la cámara de consigna. Como consecuencia, complica enormemente la rutina diaria, alargando el horario laboral normal y obliga, a la vez, a llevar a cabo doblemente, confirmación negativa a triquina de los animales que han sido considerados negativos. Supone también un gran coste económico por el tiempo empleado por el personal técnico y veterinario, que debe ser compensado por una gestión de los SANDACH producidos menor y más barata, en función del tipo de contrato y de la ubicación del establecimiento. No obstante, tradicionalmente, las partidas positivas se han dictaminado conjuntamente como no aptas para el consumo humano.

Se dictaminará el decomiso total de canal, vísceras y despojos (incluso subproductos y residuos) y se declarará oficialmente la enfermedad, como hallazgo de sanidad animal y de salud pública.

Según el Reglamento (CE) nº 2075/2005, en caso de aparición de positivos se realizarán una serie de digestiones consecutivas por grupos de 5 jabalíes, con 20 g/jabalí e individuales a partir del grupo positivo, con 20 g/jabalí, para detectar individualmente los casos positivos. Las muestras positivas se mantendrán en **alcohol etílico al 90%** para su conservación e identificación de la especie en el laboratorio nacional o comunitario de referencia. Los líquidos positivos se descontaminarán a una temperatura  $\geq 60$  °C. Los residuos digeridos de carnes positivas deben destruirse por calor a **1'/60 °C**. Los equipos y materiales deben limpiarse y desinfectarse. Las canales, despojos y subproductos positivos a *Trichinella* se gestionarán como SANDACH de categoría 1. Por norma general, es conveniente guardar los SANDACH en refrigeración o congelación, en local aparte, hasta su recogida. Se registrará el documento de transporte con indicación de los kg recogidos.

El Plan Nacional de Contingencia frente a triquinas (2011) especifica que las muestras de parásitos se remitirán en refrigeración en alcohol etílico, pero que las muestras de músculo, se envían en refrigeración.

El envío de muestras positivas para la identificación de las especies implicadas (y cálculo de la carga parasitaria por animal –LPG-), debe realizarse después de la identificación individual de los positivos, para enviar sólo carne de los animales detectados como parasitados. En la práctica, en ningún momento debe congelarse la carne antes de la identificación específica, para no perder larvas en el recuento. Debe conservarse en refrigeración. El envío puede realizarse en fresco, a temperatura ambiente, o mejor, en refrigeración.

### **Recuento de LPG**

Para el cálculo de LPG, los métodos cualitativos para el recuento de larvas, pueden ser directos, en caso de que se hayan obtenido en la digestión pocas larvas (para evitar errores de recuento) o indirectos, mediante digestiones sucesivas con poco peso de muestra y varios recuentos finales, o por resuspensión y recuento sucesivos en **cámara de McMaster**, de una cantidad de líquido 100 veces inferior.



**Jabalina de 4-5 años (parece más joven según los cazadores). Cada pelo final se subdivide en otros más; si contamos solo los principales, tendrían unos 3 años.**

## **Incidencia y prevalencia**

Según Valentín (1935), los cerdos triquinósicos son:

- En Prusia:
  - 0,059% (1876-1895).
  - 0,03% (1890-1895).
  - 0,005% (1897-1904).
- En Copenhague:
  - 8,06% (1904).
  - 3,42% (1905-1917).
  - 0,98% (1918).
- En Holanda: 0,10%.
- En Indiana (USA): 16% (1897).
- En España:
  - Madrid: 0,043-0,063% (1930-1934).
  - Barcelona: 0,048-0,085% (1930-1935).

Según Valentín (1935), afecta también a los roedores y carnívoros domésticos y salvajes. García Izcara detecta el 7% de ratas infestadas por triquinas. Billings, el 76%, en el matadero de Boston.

En Extremadura (España), Calero et al. (1988) citan *Trichinella* en el 0,27% de los 505 jabalíes abatidos por año, en el período 1984-1988.

Pozio et al. (1996), citan que en Extremadura donde existen los dos ciclos, el doméstico ejerce una gran influencia sobre la prevalencia de *T. spiralis* en las poblaciones de jabalíes. Concluyen que el ciclo doméstico se mantiene en áreas rurales con manejo tradicional de cerdos y que el salvaje ocupa hábitats naturales, restringidos en la Europa del Este a zonas de montaña; que el zorro es el reservorio primario del ciclo salvaje y que en animales salvajes, *T. spiralis* se presenta a menor altitud que *T. britovi*.

Serrano et al. (1998) identifican en Extremadura, de un total de 18 cerdos, 95 jabalíes y 6 zorros, *T. spiralis* en 12, 61 y 2 y *T. britovi* en 1, 18 y 4,



**Lomo de jabalí (envasado al vacío -AV-): 0,75-1,25 kg.**

respectivamente.

Pozio (1998) añade que en Extremadura, el zorro es el principal reservorio de *T. britovi*, mientras que el cerdo y el jabalí, lo son de *T. spiralis*.

Criado-Fornelio et al. (2000) llevan a cabo una vigilancia parasitológica de 67 zorros en la provincia de Guadalajara (España), en 1997-1999. En 8,9% de ellos detectaron *T. spiralis*. Citan a Cordero del Campillo y Rojo-Vázquez (1999), que indican una prevalencia en esta misma área de 6,8-30%.

En Extremadura, para el período 1985-1997, Pérez-Martín et al. (2000) encuentran una prevalencia de *Trichinella* spp. en 29.333 jabalíes inspeccionados oficialmente, del 0,3%. La distribución por especies es: *T. spiralis* 74% y *T. britovi* 21%.

Segovia et al. (2001) analizan, en 1993-1999, 47 lobos del NW de España y detectan *T. britovi* en 12,9% de ellos.

Según Martínez Fernández, el 50% de los jabalíes, zorros y perros de la Rioja (España, 1996) y el 67% de estos mismos animales, además del lobo, en Castilla-León (España, 1996), están infestados por *T. britovi*.

La prevalencia anual constatada en las Guilleries (Catalunya), una subcomarca próxima al Montseny, por Alemany et al. (2005), es de 0,17%. En estos años, según la casuística analizada, en la zona de las Guilleries aparece un jabalí cazado positivo a triquina, cada 400-500 ejemplares abatidos. Por otra parte, normalmente de cada partida (n=3-19), dan positivo, como máximo, 1-2 jabalíes (Fàbregas, 2007; comunicación personal).

Alemany et al. (2005) indican las prevalencias a *Trichinella* en jabalíes cazados, según los datos de la inspección oficial de las antiguamente denominadas salas de tratamiento de caza (STC) de Catalunya, entonces en activo. La de Castelló d'Empúries (Alt Empordà) da una prevalencia de 0,12% (n = 857, 1 positivo procedente de las Guilleries, identificado como *T. britovi*, con **143 LPG**, para las



**Solomillos de jabalí A/V: 0,8 kg.**

temporadas de caza 2004/2005 y 2005/2006. La STC de Sant Hilari Sacalm (la Selva) y Bellver de Cerdanya, 0,17% (n = 576, 1 positivo procedente de las Guillerries, identificado como *T. spiralis* y ningún positivo (n = 52), para la temporada 2005/2006, respectivamente. La STC de Juneda (les Garrigues), 0,28% (n = 2.531, 50% de origen Catalunya y el resto de las comarcas fronterizas de Huesca, pero todos los positivos proceden de Aragón), para las cuatro temporadas de caza 2002/2003-2005/2006.

EFSA (2005a) reseña para España (2004), 4 cerdos positivos a *Trichinella*, de 35.707.576 sacrificados, 0 solípedos de 25.836 y 121 jabalíes de 82.563 cazados (prevalencia = 0,15%). Añade 0 zorros y 0 otros de 139 y 489 animales analizados, respectivamente.

Pérez-Martín et al. (2007) detallan la distribución muscular de *T. spiralis* y *T. britovi*, respectivamente, de 133 muestras de jabalíes cobrados en Extremadura, analizados por digestión artificial.

Manzano-Lorenzo et al. (2008) refieren para el período 2006-2008 en las Guillerries, la identificación de 2 jabalís con *T. spiralis* y 1 con *T. britovi*.

Manzano-Lorenzo et al. (2008) encuentran en 1.278 jabalíes de la Rioja, analizados por triquinoscopía o digestión, una prevalencia de *Trichinella* de 0,70%, en el período 2001-2003 (*T. spiralis*: 83,3%). En Catalunya, de 1.069 jabalíes examinados por digestión, la prevalencia de *Trichinella* es de 0,93%, para el período 2006-2008 (*T. spiralis* 50% y *T. britovi* 50%).

García-Sánchez et al. (2009) citan que los veterinarios encuentran en 2.216 jabalíes de los Montes de Toledo (> 800 m. snm), en la temporada de caza 2007/2008, una prevalencia de *T. spiralis* de 0,77%.

En el Montseny, Torrents et al. (2014) dan una prevalencia anual para *Trichinella spp*, en la temporada de caza 2011/2012, de jabalíes cazados y presentados a la EMC de Montseny, de 1.85% (n = 54). Se identifica como *T. spiralis*.

Zamora et al. (2015) revisan la prevalencia de triquinas en España (2006-2013), en cerdo (n=384; 0,0001%) y jabalí (n=1.399; 0,20%). De 356 muestras, 62,2% son *T. spiralis*, 31,4% *T. britovi* y 0,3% *T. pseudospiralis*, 0,5% mixta *spiralis-britovi* (5% no se pudieron identificar, posiblemente por degradación del DNA). En Portugal, *T. britovi* solo se ha documentado en carnívoros salvajes. En 2014, se ha detectado *T. pseudospiralis* en un jabalí cazado en las Guilleries (Catalunya). Esta triquina es la única que afecta a mamíferos y aves, por lo que su propagación aumenta a posibles lugares situados a grandes distancia e islas, respecto a la diseminación de las otras especies. Muestran también datos sobre cerdos, jabalíes de cría y de caza, carnívoros y otros animales, y aves, detectados positivos a *T. pseudospiralis* en países de la UE.

Magalhaes et al. (2004), en las provincias del este de Portugal, examinan en el 2002, 25 g de lengua y de diafragma de 189 jabalíes, por digestión artificial y no encuentran ningún positivo.

Según Alemany et al. (2006), en Andorra, el Laboratori Central de Salut Pública, en el período 3/10/2005-6/3/2006 detecta *Trichinella* en 19,63% (n= 163 jabalíes), de los cuales 15 proceden de Catalunya (7 del Pallars Jussà, 7 del Alt Urgell y 1 no especificado) y 6 de Andorra (4 de Sant Julià de Llòria, 1 de la Massana y 1 de Encamp) y los otros 11, sin origen especificado.

La Rosa et al. (1991) detectan *Trichinella* (*T3*, *nelsoni* según los autores rusos), en 33 de 1.912 zorros de Francia.

Pozio et al. (1996) dan una prevalencia en Francia de *T. spiralis* y *T. britovi* en jabalí de < 0,001%, en áreas de montaña y parques naturales.

De Bruyne et al. (2006) refieren para temporadas anteriores en Francia, una seroprevalencia a *Trichinella* del 22-14% en 8.000 jabalíes. De los 450.000 jabalíes cazados cada año en Francia, 5.000-7.000 son inspeccionados oficialmente, dando una prevalencia a *Trichinella* del 0,01%.



**Carne de jabalí para civet A/V, S/H: 2,5 kg.**

Rossi et al. (1990) no detectan ningún positivo a *Trichinella* en 1.508 jabalíes de cría en granja, examinados por triquinoscopía en el Piemonte y la Liguria, en el período 1987-1990.

En las temporadas de caza 1986/1987-1990/1991, Rossi et al. (1992), encuentran por triquinoscopia y digestión de lengua y diafragma sobre todo, en 7.142 jabalíes del NW de Italia, una prevalencia a *T. britovi* del 0,014% (1 animal procedente de los Alpes de Liguria, con **120 LPG**).

Pozio et al. (1996), citan que en Italia, por encima de 500 m. snm, *T. britovi* aparece en < 0,001% de los jabalíes.

Orusa et al. (2002) reportan la primera infección de *T. britovi* en jabalí, en el valle de Aosta (Italia).

En Cerdeña, Liciardi et al. (2008) estiman una prevalencia del 0,10% en 12.300 jabalíes abatidos y examinados, en las temporadas 2006/2007 y 2007/2008.

Liciardi et al. (2009) identifican en Cerdeña (Italia) un caballo positivo, de 18 animales para sacrificio procedentes de Polonia. La infección es mixta *britovi* (80%)-*spiralis* (20%).

Di Giacomo et al. (2011) examinan 706 jabalíes de las regiones Marche, Umbría, Abruzzo, Lazio y Toscana (Italia) y 159 de los parques nacionales de Gran Sasso y Monti della Daga, procesados en 2008. Detectan 1 positivo a *T. britovi*.

Florijancic et al. (2006), para el período 1977-2004 y por triquinoscopía y digestión artificial en laboratorios autorizados citan otros autores que dan prevalencias en diferentes regiones de Croacia del 2,4%, 0,64% (n=4.359, 1986-1990), 5,7-5,8% (1995-1996) y 0,34% y 0,35%.

Hinz (1990) cita que en Alemania, en las décadas de 1970 y 1980, se han

detectado 2 jabalíes positivos cada año, lo cual demuestra la persistencia del ciclo silvestre.

Wacker et al. (1999) detectan, de 7.103, 0,07% zorros con larvas de triquina en Brandenburg (Alemania), en 1993-1995.

Nöckler et al. (2006), para el período 1991-2003, refieren una prevalencia de *Trichinella* del 0,005% en 4,6 millones de jabalíes examinados según la ley alemana de inspección de carnes. Matizan que, según Ramisz, en la zona fronteriza con Polonia, la prevalencia de *Trichinella* en jabalí aumenta a 0,15-0,5%. Confirman que desde el 1996 se ha dado un gran incremento en la detección de *T. pseudospiralis*, que ha estado identificada en jabalí en Francia, Holanda, Suecia y Finlandia.

Nöckler et al. (2006) refieren el primer caso de infección mixta en jabalí de *T. spiralis* y *T. pseudospiralis* detectado en el norte de Alemania. En la inspección de carnes rutinaria, se encuentran por triquinoscopía del diafragma, larvas encapsuladas y no encapsuladas. Se envía muestra para confirmación al Laboratorio Nacional de Referencia.

Geerst et al. (2002) presentan una revisión de los datos disponibles sobre la triquinelosis animal en Bélgica.

Van der Giessen (2001) en Holanda da una seroprevalencia de *Trichinella* en jabalí de 1,8% (1980) – 6,8% (1999). En zorros del centro del país, por digestión artificial de músculos del miembro anterior, la prevalencia es de 4,3% (1985)-13,6% (1998).

En Dinamarca, Clausen et al. (1976) encuentran de 293 mustélidos y 5.084 zorros, 4 zorros infectados con *T. spiralis*, 3 de ellos cazados en un área vallada con antecedentes positivos de triquina en jabalí.



**Carne magra de jabalí A/V, para embutidos: 5 kg.**

Enemark et al. (2000) encuentran una prevalencia de 0,001% (**0,1 LPG**) en 6.141 zorros de Dinamarca, en 1995-1998. En cerdos sacrificados en matadero, desde hace 65 años, no se han detectado positivos.

Ramisz (1989), en Polonia, afirma que en el período 1983-1986, el 0,22% de 301.794 jabalíes están infestados por *T. spiralis*.

Malakauskas et al. (2002) estudian en Lituania la epidemiología de *Trichinella* spp. en zorro, mapache, marta, jabalí y cerdo, con prevalencias de 2,79%, 40,15%, 29,87%, 40%, 2,79% y n.d., respectivamente. Fueron identificadas T3, T1, T2 y T4, T3 y T1; T3 y T1, T3 y T1; y T1 y T3, respectivamente, destacando el zorro, que alberga las 4 especies. Infecciones mixtas de *T. britovi-T. spiralis* fueron detectadas en todos los animales salvajes y mixtas *T. britovi-T. spiralis* y *T. britovi-T. pseudospiralis* en zorros.

Perevoscikovs et al. (2005), en Letonia, detallan las especies y el número de animales positivos a *Trichinella*, detectados en 1999-2004 (en cerdos, jabalíes, lince y zorros). En castores, no aparece ningún positivo.

Pozio et al. (1999) detectan en Estonia, de 17 cerdos y jabalíes, 2 jabalíes infestados por *T. nativa* y los 15 restantes, por *T. spiralis*

Oivanen et al. (2000), en Finlandia, citan 9 jabalíes positivos a *T. spiralis*, de 25 sacrificados en una granja de caza de cría, a causa de una invasión de ratas. En un muestreo de zorros de la misma zona, se detectaron de 19 animales, 74% de positivos, 12 con *T. nativa* y 1 con *T. spiralis*.

Sukura et al. (2001) comprueban en Finlandia, en 2.265 jabalíes de cría en granja, una prevalencia a *Trichinella* del 0,7% en la inspección oficial de carnes. Ambas especies, *T. spiralis* y *T. pseudospiralis* se detectaron en estos animales.

Oivanen et al. (2005) investigan la prevalencia de *Trichinella* en 727 perros domésticos de Finlandia, a partir de muestras de sueros. Se analizaron también 202 muestras de músculos del miembro anterior por digestión. Se detectó 1 positivo, con **baja LPG**. La edad se correlaciona positivamente con la serología.

Davidson et al. (2006) encuentran, por digestión, 4,8% de positivos, en 393 zorros de Noruega, en 1994/1995 y 2002/2005.

Pozio (1998) explica la estratificación altitudinal de los ciclos doméstico y salvaje de triquina. En la montaña europea, el comportamiento carroñero y de canibalismo de los zorros, junto con las bajas temperaturas, prolonga la viabilidad de *Trichinella* en cadáveres y carroña y ayuda a cerrar el ciclo. Advierte que la prevalencia de la infección de *Trichinella* en el zorro, aumenta con la altitud y con el aislamiento de los hábitats: *T. spiralis* en zonas bajas y *T. britovi* en zonas altas.

Pozio et al. (2004) proporcionan datos de 453 muestras positivas a *Trichinella* de 13 países europeos, identificadas por PCR múltiple. Del total de muestras, 133 son de jabalí (*T. spiralis* 58%, *T. britovi* 39%, *T. pseudospiralis* 3%), 41 de cerdo (*T. spiralis* 79%, *T. britovi* 19%, *T. pseudospiralis* 2%) y 225 de zorro (*T. spiralis* 4%, *T. britovi* 95,5%, mixtas *T. spiralis-T. britovi* 0,5%). *T. britovi* es la especie prevalente en carnívoros y *T. spiralis* lo es en suidos domésticos y salvajes, pero en Bulgaria, Slovakia y Rumania, la prevalencia de *T. britovi* en jabalí es superior a la de *T. spiralis*.

Pozio et al. (1999) citan la presencia de *T. pseudospiralis* en mamíferos carnívoros y carroñeros y en aves, en Europa del Este, Asia, Australia y Norteamérica. Se llevó a cabo una vigilancia por digestión artificial en pechuga, en 205 aves de presa y carroñeras y se detectaron de este tipo de triquina, 1 larva en *Strix aluco* y 2 larvas en *Athene noctua*. Es la primera cita de *T. pseudospiralis* en el oeste de Europa.

El CRLP (2006) recalca la implicación del zorro en el ciclo salvaje de *T. britovi*.



**Carrilleras de jabalí A/V (S/H): 1 kg aprox.**

Añade que en el jabalí, la prevalencia de *Trichinella* en Francia es de 0,0002-0,0003%, que en Extremadura alcanza el 0,48% y en Finlandia, donde también existe cría tradicional de cerdos, el 1,3%.

Pozio (2007) indica una prevalencia de *Trichinella spp.* en jabalíes de 0,01% (animales inspeccionados), 0,009%, 0,25% y 0,03%, respectivamente en Francia, Alemania, Polonia y España. La seroprevalencia de *Trichinella* en Francia, en 2000-2005, en 8.000 jabalíes, oscila entre 2-14%.

EFSA (2009) indica la proporción de jabalíes cazados positivos a *Trichinella* respecto a los animales controlados: 0,20% de 51.718 en España, 0,01% de 134.757 en Alemania, 0,27% de 86.146 en Polonia, 0% de 71.525 en la República Checa, 0% de 22.775 en Francia, 0,06% de 19.421 en Italia, 0,01% de 17.545 en Suecia y 0,01% de 13.713 en Bélgica.

Liciardi et al. (2009) presentan la relación de caballos sacrificados para consumo, infestados por *Trichinella* o causantes de brotes en el mundo, en el período 1975-2008. En la mayoría de brotes se detecta *T. spiralis*, alguna *T. britovi* y 1 *T. murrelli*.

Con datos del ITRC (International Trichinella Reference Center), de los 20 años anteriores, Pozio et al. (2009), sobre 540 muestras de *T. spiralis* y de 776 de *T. britovi* analizadas, obtienen que *T. britovi* es la especie más extendida en muchos países (62,5-100%), respecto a *T. spiralis* (0,0-37,5%). No obstante, esta última es más relevante en Finlandia, Alemania, Polonia y España (56,3-84,2%). Por especies animales, *T. britovi* (89%) está más extendida en carnívoros salvajes que *T. spiralis* (11%), mientras que *T. spiralis* es más prevalente en jabalí que *T. britovi* (62% versus 38%), en cerdo (82% versus 18%) y en roedores (75% versus 25%). Ambas especies circulan por los mismos medios ambientes: zonas agrícolas (41,1% versus 46%) y zonas forestales y semi-naturales (45,5% versus 46.6%).

EFSA (2012) resume los casos animales por países, entre los que destacan Rumania (n=140), España (n=25), Polonia (n=12) y Lituania (n=16). Añade datos de 2010, sobre detección de *Trichinella* en jabalíes de cría con 0,07% positivos en

8 EM de la UE; en jabalíes cazados en la UE, con 0,14% de positivos (destacan Finlandia 11,11%, Rumania 0,84%, Estonia 0,83%, Letonia 0,78%, Lituania 0,41%, Bulgaria 0,24% y España 0,20%), y en animales salvajes (zorros, osos, mapaches y otros).

Kapel (2000) en una infestación experimental de 36 jabalíes con diferentes especies de *Trichinella*, cuenta en diferentes músculos 296 LPG de *T. spiralis* y 53-74 LPG de *T. britovi* y de *T. pseudospiralis* genotipo AUST.

Murrell (1994) cita el primer caso detectado en matadero, de bovino positivo a *Trichinella* (un buey), declarado por Gong Quanzh en China (provincia de Honan), en 1981. La vigilancia en matadero se inició porque los veterinarios encontraban ocasionalmente caprino infectado por *Trichinella*. En 3.590 ovinos y caprinos analizados no se halla ningún positivo, pero si en 80 bovinos (1,25%, con **102 LPG**).

Wang et al. (2001a) explican que los principales focos de la infección de *Trichinella* en China son el sudeste, el centro y el nordeste del país.

Wang et al. (2001b) detallan las prevalencias de la triquinelosis en cerdos en China: de 0,01-0,0001% a 0,12-34,2% en 5 y 21 provincias, regiones autónomas y municipios (P/A/M), respectivamente. La prevalencia en carne de cerdo comprada en el mercado es del 0,20-5,6% en 5 P/A/M. La principal transmisión es por el aprovechamiento de basuras por los cerdos. La prevalencia en ratas es del 1,98-15,06% en 6 P/A/M.

Wang et al. (2001c) explican que los principales focos de la infección de *Trichinella* en China siguen siendo SE, centro y NE del país.

Pozio et al. (2005) citan que la infección por *Trichinella* en el hombre y los animales está documentada en África del oeste, desde 1960, en Senegal. Se han identificado tres vivérridos con *T. britovi* y se sugiere que esta especie es la que circula entre los animales salvajes de África del norte.



**Pierna de jabalí AV, S/H: 2,5-4 kg, 4-6 kg.**

Loyd (2000) apuntan que en Argentina, la infección de triquina en el cerdo varía entre 0,14-0,33%.

Ribicich et al. (2005) afirman que esta infección en cerdos es endémica en Argentina. La prevalencia en cerdos sacrificados oficialmente es de 0,46% en 1914 y de 0,01-0,03% en 1990-2004. Se constata la existencia del ciclo doméstico (*T. spiralis*), con cerdos, humanos y roedores y del ciclo salvaje con puma, armadillo y jabalí.

USDA (2003) indica una prevalencia en cerdo del 0,95% en 1930 a 0,007% en 2003.

El CRPL (2006) da una prevalencia muy baja, de la infección en jabalí (0,01-0,0001%), pero añade que es una de las mejores **especies indicadoras** para *T. spiralis* y *T. pseudospiralis*. Considera los cerdos caseros y manejados en sistemas extensivos, porcinos de riesgo elevado y buenos **animales indicadores**. **Asimismo, incluye los caballos como indicadores de áreas geográfica muy infectadas**. Los perros callejeros y los gatos, a su vez, vinculan el hábitat doméstico con el salvaje. **El zorro es una de las mejores especies indicadoras de la presencia de *T. britovi* y *T. nativa***. Expone también la capacidad epidemiológica de otras especies, como el mapache y otros carnívoros salvajes, las aves omnívoras y carnívoras, y los reptiles. Presenta los criterios para estimar la cantidad de animales a muestrear con propósitos de vigilancia epidemiológica, para determinar las explotaciones libres de *Trichinella*. Finalmente anexa un protocolo para muestreo (músculos preferentes y peso), conservación y transporte de muestras, y programas para la determinación del número de animales a muestrear. Propone utilizar el programa Win episcopy / Epiinfo, en función de la especie animal escogida, del tamaño de su población, de las especies de *Trichinella* circulantes en el entorno y de la prevalencia esperada (antecedentes de casos y brotes).

Balestrieri et al. (2007) llevan a cabo una completísima revisión sobre la relación entre el zorro rojo y *Trichinella*.

- Hábitos alimentarios.
- Influencia del hábitat en la prevalencia de *T. britovi* en zorro.
- Prevalencia de *T. britovi* en zorro y otros huéspedes.
- Relación entre la edad del zorro y la prevalencia de *Trichinella*.
- Características de la dispersión de larvas de *T. britovi*.

Pozio (2007b) expone una completísima revisión bibliográfica sobre la distribución mundial por continentes (a excepción de la Antártida, donde no ha sido reportada) y países, de las infecciones de *Trichinella* spp. en animales y humanos. La distribución global y los variados hábitos culturales alimentarios favorecen las infecciones humanas de *Trichinella*. Ha sido documentada en el 27,8% de los países del mundo, aunque en algunos países, solo afecta a minorías étnicas y turistas, ya que los nativos no consumen carne no cocida o ciertas especies animales. La infección ha sido documentada en animales domésticos (cerdos sobre todo) y en animales salvajes, en el 21,9% y en el 33,3% de países, respectivamente.

Con la determinación del número de animales a muestrear mediante los programas estadísticos tipo Win episcopy y Epiinfo, según la presión de caza anual ejercida en una determinada zona, se tardarán más o menos años en abatir el número de piezas que serán necesarias analizar para obtener los resultados de este muestreo directo, número de animales a partir del cual se obtendrá una prevalencia fiable para la zona.

### **LPG detectadas en carnes de consumo**

Anónimo II recuerda, que el 80% de los cerdos presentan infestaciones < 1 LPG.

Serrano et al. (1998) indican en Extremadura (España), en jabalíes una **LPG de 115,5** para *T. britovi* y **71,7** para *T. spiralis*, aunque las diferencias no son



**Espalda de jabalí A/V, S/H: 2-4 kg.**

significativas.

Serrano et al. (1999) estudian la infección experimental de *T. spiralis* y *T. britovi* en cerdos y jabalíes y proponen una clasificación de la severidad de la infección, en función de la densidad de larvas detectadas en el músculo animal. En cerdos muy infestados encuentran 146-3.634 LPG en el músculo fresco, mientras que las infestaciones moderadas-leves dan 0,005-59 LPG. En jabalí, la base de la lengua es el músculo de elección.

En Extremadura, para el período 1985-1997, Pérez-Martín et al. (2000), hallan en 29.333 jabalíes inspeccionados, una intensidad de infección media de **74,8 LPG**, aunque el 35% de los jabalíes positivos daban niveles **< 10 LPG**.

Pérez-Martín et al. (2007) detallan la carga parasitaria de 133 muestras de jabalíes cobrados en Extremadura, donde se analizaron por digestión artificial, 10 g de pilares del diafragma por animal:

- **< 1 LPG**: 4,5%.
- **1-10 LPG**: 31,6%.
- **10-50 LPG**: 33,8%.
- **50-200 LPG**: 20,3%.
- **> 200 LPG**: 9,8 %.

Torrents et al. (2014), en el jabalí positivo a *T. spiralis*, detectado en el Montseny, obtienen por distintos métodos de detección (de referencia, de referencia modificado y McMaster), una carga larvaria de **10,4-22 LPG**. Miquel et al. (1994) ya habían detectado en el Montseny, *Trichinella* spp. en tejón, en el estudio helmintológico de carnívoros ibéricos, iniciado en 1989.

Según Zamora et al. (2015), los recuentos son de **< 12 LPG** en 243 jabalíes y **> 12 LPG** en 162 jabalíes. El jabalí cazado en Sant Hilari Sacalm (Guilleries) positivo a *T. pseudospiralis* da **24,8 LPG** en músculo diafragma.

AFSSA (2007) comunica la presencia de *T. spiralis* (**4 LPG**) en un autocontrol a partir de la detección de animales positivos, en el sacrificio de un lote de 400 cerdos, procedente de 5 explotaciones porcinas de producción intensiva en la Bretaña (Francia).

Liciardi et al. (2009) citan de Cerdeña (Italia), un caballo procedente de Polonia, con infección mixta *britovi-spiralis* y **0,02 LPG** en pilares del diafragma, **0,70 LPG** en lengua y **0,72 LPG** en maseteros.

Di Giacomo et al. (2011) indican que el jabalí positivo a *T. britovi*. detectado en Marghe, tenía una carga parasitaria de **166,2 LPG**.

Nöckler et al. (2004) analizan por digestión artificial y ELISA en 2002, muestras de diafragma de 10 g en 1.401 y 226 cerdos, respectivamente de Alemania y de Croacia criados en sistema intensivo (84% - 72%) y extensivo (16% - 28%). Detectan larvas de *Trichinella* en 4 porquerizas con 11 de los 63 cerdos caseros de Croacia y encuentran una densidad larvaria de **0,17-695,8 LPG**. Describen que a partir de 0,38 LPG en músculo, Anti-*Trichinella*-IgG son detectadas en 8 de los 11 sueros y líquidos de digestión positiva a triquina, identificada por PCR como *T. spiralis*.

Järvis et al. (2002), en Estonia, en 1994, hallan en la inspección rutinaria de matadero, 3 cerdos positivos a *Trichinella*. Posteriormente, por digestión artificial, recuentan la densidad de larvas (**LPG**) en los músculos de elección: **1,4-4** en masetero, **1,6-2,0** en diafragma, **1,0** en la punta de la lengua (*apex linguae*), **2,0-12,0** en el cuerpo de la lengua (*corpus linguae*), **1,0** en la base de la lengua (*radix linguae*). Por RAPD se identifica *T. britovi*.

Malakauskas et al. (2002) estudian en Lituania la epidemiología de *Trichinella* spp. en zorro, mapache, marta, jabalí y cerdo, como animales de consumo. Obtienen cargas parasitarias (**LPG**) de **8,21; 33,86; 76,6; 38,88 y 57,86**,



**Espaldas de jabalí A/V, congeladas.**

respectivamente.

Beck et al. (2004) en 1.769 muestras de cerdo de consumo particular, detectan per digestión artificial, 290 infectados, con  $\leq 3$  **LPG**.

### **Gradación de LPG en clínica humana**

**La carga infestante de una carne de consumo positiva a *Trichinella* o de músculo humano de una persona afectada de triquinelosis se cuantifican ambas, en LPG.** Esta carga infestante, en relación con la dosis infectiva ingerida y la severidad de la enfermedad que presenta el hombre, ha estado revisada y estudiada por diversos autores.

Maté (1990) cita que se considera que un cerdo infestado de 100 kg, puede ser una fuente potencial de infestación para 360 personas.

Bartels (1971) cita que Nemeresei afirma que la ingestión de **2.000 triquinas** infestantes, provoca enfermedad en el hombre. La ingestión de carne con **< 1 LPG** no da síntomas clínicos.

Gracey (1989) afirma que **2.000 larvas** dan síntomas en el hombre y que **80.000**, provocarían la muerte.

Gamble et al. (2000) consideran que la ingestión de **1 LPG** puede producir triquinelosis clínica en el hombre.

Euzéby (2000) afirma que **1.000 LPG** ingeridas son un riesgo elevado para el hombre y que **1.500-3.500 LPG** dan casos de triquinelosis masivas en el hombre.

Para Dupouy-Camet et al. (2002), el número de LPG está correlacionado con la severidad de la infección en el hombre. Será muy severa si por triquinoscopia se llega a **~ 1.000 LPG**, según cita Pawlowsky (1983). La dosis infectiva mínima necesaria para provocar triquinelosis sintomática es de **~ 70-150 larvas**, según

citan Murrell et al. (1994).

Moreno (2003) revisa que **50-75 larvas** o **1-5 LPG** ingeridas y que **10 LPG** en biopsia humana, ocasionan síntomas clínicos.

Acha et al. (2003) afirman que es necesaria la ingestión de **10-100 LPG** para manifestar la infección en el hombre.

En relación con la dosis infectiva ingerida, EFSA (2005) cita a Gould (1970) que indica unas **70-150 ML** (larvas musculares) o **1 ML por gramo de cerdo** para *T. spiralis*.

Näreaho (2006) subraya que según Murrell (1985), la ingestión de **≥ 500 larvas** causa síntomas o enfermedad grave.

La guía de la FAO/WHO/OIE (2007) sobre triquinelosis cita sobre la dosis infectiva, que para Piekarsky (1954), **70 larvas vivas** y para Zimmermann (1983), carne con **1 LPG** (unas **150 LPG**), son suficientes para provocar triquinelosis clínica, si se toma como ingesta habitual, unos 150 g de carne. Resumen afirmando que para *T. spiralis*, la dosis infectiva mínima en el hombre es de **100-300 larvas** y que una ingesta de **1.000-3.000 larvas** puede provocar una triquinelosis grave.

### **LPG en carnes consumidas en brotes y en biopsias humanas**

Según Gutiérrez (2016), anterior al primer brote en España, el Dr. Busto cita un cadáver humano con triquinas, en la sala de disección, de la Facultad de Medicina de Madrid (1862).

Nolan and Bozycevich (1938) señalan que **1.000 LPG** de peso corporal han sido halladas en necropsias de personas que han muerto por otras causas.

Según Faust and Russel (1957), **5 LPG** en el músculo del cuerpo de un hombre le pueden provocar la muerte.



**Costillar de jabalí A/V, congelado.**

Según Pawlowsky (1983), las biopsias musculares humanas de **10 LPG** muestran infección clínica patente y las **> 100 LPG**, severa.

Clausen et al. (1996) indican que en biopsias musculares de hombre, la presencia de **1-10 LPG** está usualmente asociada con una infección inaparente, mientras que densidades de **1.000 LPG o más** son críticas o fatales.

Lloyd (2000) destaca la presencia de triquinosis en el 3% de las necropsias humanas realizadas en Uruguay.

Valencia et al. (2003) indican en Chile una prevalencia a *Trichinella*, en autopsias humanas de diafragma del 2% en 1992 y del 0,8% en 1997. En censos serológicos (IgG) sobre 13.000 personas, se hallaron 1,5% de positivos.

Gottstein et al. (2009) afirman que la estimación de Dupouy-Camet et al. (2007) en el documento FAO/WHO/OIE (2007), sobre la dosis infectiva mínima de **100-300 LPG** para causar el inicio de la enfermedad y de **1.000-3.000 LPG** para provocar una triquinosis grave, no está basada en datos científicos.

Gottstein et al. (2009) establecen una clasificación de las 5 formas clínicas de la triquinosis humana según la severidad de los signos y la densidad larvaria:

- **Forma asintomática: < 10 LPG**
- **Formas abortiva, moderada y pronunciada: > 10 - < 100 LPG**
- **Forma severa: > 100 LPG**

Proporcionan datos que relacionan la especie animal, la dosis infectiva (número de larvas por animal), el número de LPG y el tiempo de seroconversión:

- En jabalí, una dosis infectiva de 10.000 larvas da 7,7-202,7 LPG en los músculos.
- En cerdos, desde 100 a 64.000 larvas, las LPG van aumentando de 1,62-6,50 hasta 221,4-466,6 LPG, con valores máximos para 20.000 larvas de 699,2-1103,5 LPG.

Rodríguez de las Parras et al. (2004) revisan los 49 brotes de triquinosis

humana declarados en España en el período 1990-2001. En 21 de los brotes se han analizado por digestión muestras de las carnes implicadas (16, embutidos de jabalí y/o jabalí y cerdo mezclados; 1, carne de jabalí; 4, embutido de cerdo) y se ha hallado una carga parasitaria de **0,5-4 LPG** en *T. spiralis*, de **2-84 LPG** en *T. britovi* y de **0,002-44 LPG** en muestras sin identificación de la especie. La definición clínica de **caso** de triquinelosis incluye los siguientes signos y síntomas: fiebre, mialgia, edema palpebral y eosinofilia. Las formas más graves afectan al 5-10% de los pacientes y son debidas a complicaciones cardíacas y neurológicas. La densidad larvaria (LPG) según la procedencia de la muestra se detalla a continuación:

**Año / Tipo de muestra / Procedencia / Digestión clorhidropéptica / LPG / Técnica de caracterización / Especie.**

1990 Embutido (carne de cerdo y jabalí) Toledo 26 -- --.  
 1993 Embutido (carne de cerdo) Cuenca 6 RAPD *T. britovi*.  
 Embutido (carne de jabalí y cerdo) Madrid 0,2 -- --.  
 1994 Embutido (carne de jabalí) Teruel 84 RAPD *T. britovi*.  
 1995 Embutido (carne de cerdo) Jaén 3 -- --.  
 Embutido (carne de jabalí) Guadalajara No aislamiento -- --.  
 1996 Embutido (carne de jabalí) Jaén 44 -- --.  
 1997 Embutido (carne de jabalí) Cáceres 9 -- --.  
 Embutido (carne de jabalí) Toledo No aislamiento -- --.  
 Embutido (carne de jabalí) Cáceres 1,4 RAPD *T. spiralis*.  
 1998 Embutido (carne de jabalí) Santander 2 RAPD *T. britovi*.  
 1999 Embutido (carne de jabalí) Zaragoza 5 RAPD *T. britovi*.  
 Embutido y carne de cerdo Madrid 1,6 RAPD, US5, US9 *T. spiralis*.  
 Embutido (carne de jabalí) Toledo 3,2 RAPD *T. britovi*.  
 2000 Embutido (carne de cerdo y jabalí) Huesca 0,5 RAPD *T. spiralis*.  
 Embutido (carne de jabalí) Granada 13 RAPD *T. britovi*.  
 Carne de jabalí Cuenca 20 RAPD *T. britovi*.  
 2001 Embutido (carne de jabalí) Jaén 0,002 -- --.  
 Embutido (carne de jabalí) La Rioja 20 US5, US9 *T. britovi*.  
 Embutido (carne de cerdo) Toledo 1,7 US5, US9 *T. spiralis*.  
 Embutido (carne de jabalí) Toledo 4 RAPD, US5, US9 *T. spiralis*.

RAPD: *random amplified polymorphic DNA*.

La carga parasitaria (LPG) es indicativa también de la ICR (índice de capacidad reproductiva), que es característica de los diferentes genotipos de *Trichinella* y que tiene relación con la capacidad invasiva del parásito en el hombre y con la gravedad de la enfermedad.



Etiquetado del EMC SENGLAR DE GIRONA: magro 1ª de jabalí.

Martínez Fernández et al. explican de 2004, un brote con 2 hospitalizados, por consumo de carne de jabalí con **50 LPG**, en el Atazar (Madrid, España).

Gómez Rodríguez et al. (2005) afirman que los síntomas en el hombre se correlacionan con el grado de invasión larvaria de los músculos. Pacientes:

- **con < 10 LPG, no presentan sintomatología.**
- **con  $\geq$  100 LPG, la enfermedad es clínicamente apreciable.**
- **con > 1.000 LPG, el cuadro clínico es muy grave.**

La **mortalidad** se produce en el **5-15%** de los pacientes, por complicaciones cardíacas, pulmonares, neurológicas y renales.

Gómez Mateo (2005) describe los brotes en la CAM (España) en las campañas 1998/1999-2003/2004: 1 por carne de cerdo (*T. spiralis*; **1,6 LPG**; 2 enfermos) y 13 por carne de jabalí (3 por *T. britovi*; **46-70 LPG**; 57 expuestos, 21 casos, 2 hospitalizados).

Gallardo et. al (2007) publican un brote del 2007 de 21 casos en España (Castilla y León, País Vasco y Baleares) y Suecia, por consumo de chorizo casero de carne de jabalí de origen español, con *T. britovi*, reconocida por triquinoscopía por un veterinario local como negativa a triquina. Se analiza el chorizo por digestión artificial en tres laboratorios y da una infestación de **1,4-18 LPG**. La carne congelada analizada resulta negativa en los tres laboratorios. De los 9 brotes declarados en los últimos cinco años por consumo de carne de jabalí, 4 han estado provocados por *T. britovi*.

Jiménez-Jorge et al. (2008) analizan un brote humano en la Montaña Alavesa (País Vasco; 42 casos con clínica compatible, 1 hospitalizado) del 2007, por consumo de longaniza de jabalí, con muestra analizada por un veterinario clínico por triquinoscopía y encuentran *T. spiralis* con una carga parasitaria de **7,6 LPG**. En el laboratorio de Majadahonda detectan **2 LPG** y **17 LPG** respectivamente, en longaniza y lomo congelado de la misma procedencia.

Ranque et al. (2000) describen el primer brote de triquinelosis humana por *T.*

*pseudospiralis*. Es un brote con 4 casos hospitalizados, en el SE de Francia, en 1999, por *T. pseudospiralis*. Se origina por carne de jabalí de la Camarga, cocinada a la brasa y poco cocida, con **187 LPG**, consumida en una cantidad > 300 g y < 300 g. Los afectados presentan cuadros clínicos severos. En el examen por compresión, se identifican morfológicamente las larvas no encapsuladas. La especie implicada se detecta por PCR.

De Bruyne et al. (2006) citan un brote de *T. spiralis* en el sur de Francia por carne de jabalí con **20 LPG**.

Littmann et al. (2006) citan un brote en Mecklenburg-oeste de Pomerania, por consumo en crudo de carne y embutidos de cerdo (bacon con **106 LPG** de *T. spiralis*).

Del brote importado del 2007, en Bavaria, Nöckler (2007) detalla que se identifica *T. spiralis*, con **441 LPG** en el embutido curado con pimentón y **0,5 LPG** en la panceta.

Liciardi et al. (2009) presentan la relación de caballos sacrificados para consumo, infestados por *Trichinella* o causantes de brotes en el período 1975-2008, en Italia, Francia (con 2 y 3 muertos en 1985), Serbia y México. Aunque existen muchos datos no disponibles y generalmente destacan los bajos niveles de infestación, los recuentos de **LPG** oscilan de **0,01-1.221** (Serbia).

El CDC (2004) informa de 3 casos de triquinelosis humana, por consumo de carne de oso negro americano, en New York y Tennessee, cruda y poco hecha, con **0,5-48** y **350-400 LPG**, respectivamente. En ambos casos se identifica por PCR como *T. nativa*. En el primer caso la carne se ha congelado a -20 °C/1 semana.

Teunis et al. (2012) analizan 9 brotes UE de triquina, estudiados por diversos autores:

- *T. spiralis* – jabalí – **187 LPG** - 2 casos.
- *T. britovi* – salchichas crudas – **8 LPG** – 10 casos.
- *T. britovi* – jabalí congelado – **3 LPG** – 6 casos.
- *T. britovi* – albóndigas crudas – **6,5 LPG** – 154 casos confirmados.
- *T. nativa* – oso – **295 LPG** – 8 casos.
- *T. spiralis* – cerdo casero – **106 LPG** – 17 casos.
- *T. nativa* – oso negro – **250 LPG** – 1 caso.
- *T. spiralis* – jabalí – **40 LPG** – 3 casos.
- *T. britovi* – jabalí – **5-10 LPG** – 4 casos.

### **Brotos humanos por consumo de carnes infestadas**

Existen diversos protocolos de actuación para el diagnóstico y control de los brotes de triquinelosis, algunos generales a cualquier etiología de origen alimentario y otros específicos para *Trichinella*, entre ellos: Navarro et al. (2006), CNRTrichinella (2005), ICT (2005) y FAO/WHO/OIE (2007).

Diversos autores como Capó et al. (1996), Clausen et al. (1996), Bruschi et al. (2002), Dupouy-Camet et al. (2002), Pozio et al. (2003), Trichinella.org (2004) y Gottstein et al. (2009) han descrito la clínica, el diagnóstico y el tratamiento de la triquinelosis humana.

Valentín (1935) describe los primeros brotes históricos de triquinelosis en España: Villar del Arzobispo (1876, Valencia); Málaga; Valencia; Dolores (1887, Murcia); Albaida (Valencia); Canteras (1888, Cartagena); Elgoibar (1897, Gipúzkoa); Cartagena (1899); Murcia (1900); Hinojosa del Duque (11901, Córdoba); Murcia (1911); El Algaar (1914 (Cádiz); Fuenteovejuna (1914; Córdoba); Flores de Ávila, Losar de la Vera y Cáceres; Sevilla (1923, 1924). Estos brotes afectaron en conjunto, a varios millares de personas, con una mortalidad de unos cientos de personas.

Valentín (1935) ya cita la contaminación cruzada en la elaboración, como origen de la infestación.

Gutiérrez (2016) cita este primer brote de triquina, por consumo de longanizas, en España (Villar del Arzobispo, 1877), familiar con 4 fallecidos, que supuso un gran interés mediático. Consultados, los veterinarios de la época circunscribían la enfermedad al norte de Europa. Torres (1864) afirmaba que la triquinosis se diagnosticaba como fiebre tifoidea. La publicación estrella entonces fue *De las trichinas y de la trichinosis en España* de Antonio Suárez Rodríguez (1877). Posteriormente, en Barcelona (1879) se detectó un cerdo positivo a triquina y dos días más tarde, otro (sobre 9.000 cerdos examinados). En estos años, La Revista Universal Ilustrada publica un folleto del veterinario Gerónimo Darder Feliu, *La triquina y la triquinosis en el hombre y los animales*. Los cerdos positivos suponen un problema para la industria porcina. El sindicato Unión Barcelonesa de las Clases Productoras encarga a una comisión sanitaria la publicación de un folleto, *Instrucción popular sobre el uso de la carne de cerdo*.

Díaz et al. (1990) repasan la serie histórica de brotes de triquinosis por campaña en España: 9 (1985-86), 5 (1986-87), 4 (1987-88), 3 (1988-89) y 9 (1989-90). La citan como una enfermedad estacionaria, causada por matanzas domiciliarias y cacerías clandestinas sin inspección veterinaria.

Maté (1990) especifica los datos anteriores de Díaz et al. (1990) con indicación del número de casos para los tres primeros años, 62, 126 y 107, respectivamente. Añade la temporada 1984-85, con 10 brotes con 98 casos. En los dos primeros años, el origen se reparte aproximadamente por mitad, entre carne de jabalí y de cerdo y en los dos últimos, más de las  $\frac{3}{4}$  partes son ocasionados por jabalí. Destaca la diferencia entre personas infestadas y pacientes con síntomas y la distribución temporal de la incidencia de los brotes, que coincide con la temporada de caza. Excepto en casos de elevada ingestión de larvas, generalmente suele pasar desapercibida o confundida con otros procesos, por la diversidad de síntomas. **Mortalidad < 1%**.

Rodríguez-Osorio et al. (1990), según el Boletín Epidemiológico Semanal (BES), reportan 987 casos de trichinelosis humana en España (enero 1980-febrero 1989), de los cuales el 51% han ocurrido en Andalucía.

Nerín Sánchez et al. (1998) describen un brote (15 casos, 4 hospitalizados) en Zaragoza y Teruel (España) por consumo de chorizo hecho con carne de jabalí congelada. En el examen microscópico posterior, se encuentra un escaso número de larvas, con un alto porcentaje de muertas o con motilidad disminuida. Por RAPD se identifica *T. britovi*.

En España, en el período 1990-2001 se han producido 49 brotes asociados al consumo de carne de jabalí (75,5%) o de cerdo doméstico procedente de matanzas domiciliarias (14,3%). Las especies implicadas en los brotes han sido *T. britovi* (61,5%) y *T. spiralis* (38,5%) (Rodríguez et al., 2001).

Martínez Corral et al. (2000) describen la clínica de un brote (5 diagnosticados) por consumo de carne de cerdo con *T. spiralis* (en chorizo; **1,6 LPG**) en Móstoles (1999, CAM, España). Del cerdo sospechoso se inmovilizan morcillas, lomos embuchados, solomillo, salchichón, chorizos, tocino y huesos. El morro y las costillas ya se habían consumido cocinados.

López Hernández et al. (2001) describen un brote de *T. britovi* en Granada (España; 38 casos, 15 hospitalizados, 22 confirmados) por consumo de longaniza casera de cerdo y/o jabalí, comercializada sin control sanitario. Una muestra de conserva de longaniza en aceite es procesada por digestión y PCR. Refieren que en el período 1984-2000 se han notificado en Andalucía 19 brotes, 10 por consumo de carne de cerdo, 6 de jabalí y 3 con la especie animal no identificada.

Cortés-Blanco et al. (2002) citan en Cáceres (Extremadura, España) un brote de 26 casos diagnosticados por *T. britovi* en carne de cerdo poco cocida (longaniza semicruda) de consumo particular.

Herráez et al. (2002) citan en la comarca de la Vera (Extremadura, España) un brote (16 casos clínicos confirmados) de triquinosis por *T. britovi*, por consumo de carne de cerdo poco cocida.

Gómez-García et al. (2003) reportan en Granada (España) en el 2000, un brote de *T. britovi* (38 casos, 15 hospitalizados) detectada posteriormente por digestión

artificial e identificada por Western blotting, por consumo de salchichas hechas con mezcla de carne de jabalí no inspeccionado y de cerdo comercial. Refieren también que en el período 1984-2000 han estado notificados 19 brotes de triquinosis en Andalucía.

Rodríguez de las Parras et al. (2004) revisan los 49 brotes de triquinosis humana declarados en España en el período 1990-2001. La fuente de infección en el 75,5% de los brotes ha estado la carne de jabalí, en el 14,3%, cerdos caseros y en el 10,2% desconocido. En 13 de los 21 brotes se ha realizado la identificación molecular de la especie por RAPD (Random Amplification of Polymorphic DNA) y Western-blot: *T. britovi*, 61,5% y *T. spiralis*, 38,5%, pero en 38 de los aislamientos no se pudo hacer la tipificación molecular, por no disponibilidad de las herramientas moleculares específicas o por mal estado del material parasitario aislado (la técnica RAPD no se puede aplicar si se obtienen larvas muertas).

Según el Butlletí Epidemiològic de Catalunya (1994-2004), en Catalunya, en el período 1993-2003 se han declarado 9 casos de triquinosis humana: 1 en el Baix Penedés (1993), 2 en el Vallès Oriental y 1 en el Vallès Occidental (1994), 3 en el Vallès Oriental y 1 en el Bages (2000) y 1 en el Baix Llobregat (2003).

El BES (2004) indica como declarados en España en 2003, 48 casos de triquinosis, respecto de los 25 en 2002.

EFSA (2005a) señala los casos humanos de triquinosis en España: 58 en 1998, 13 en 1999, 38 en 2000, 44 en 2001, 26 en 2002, 39 en 2003 y 33 (32 casos autóctonos) en 2004.

Martínez Fernández et al. detallan en 2004, un brote de 67 personas (27 clínicamente enfermos y 2 hospitalizados), en el Atazar (Madrid, España) por carne de jabalí.

Sillero et al. (2008) comentan el brote de Jaén de 2007 (56 casos, 11 hospitalizados) por consumo de carne y embutidos de 2 jabalí cazados y

analizados por un veterinario clínico por triquinoscopía, con resultado negativo. En el laboratorio oficial, solo se detecta triquina en el chorizo, pero no en lomo, longaniza o picadillo. Citan que cada hembra de *Trichinella* es capaz de producir hasta 1.500 larvas de 80-150 micras. La **mortalidad** global no supera el **5-15%** de los afectados.

El BEE (2011) comunica la notificación de un brote en Huesca (España; 6 casos, 1 muerto) por consumo de chorizo de jabalí sin control sanitario, cazado en la Sotonera.

Dupouy-Camet et al. (1998) señalan en Francia, 4 epidemias por consumo de carne de jabalí publicadas de 1952-1984 y de 1985-1994. En el período 1994-1995, de los 25 casos declarados, 19 son autóctonos y de estos, 12 han estado causados por jabalíes abatidos en el SE de Francia (en zonas de montaña y en la Camarga). Sugieren la posibilidad de un eventual cambio de hábitos culinarios de los cazadores y de sus familias, los que han causado el aumento de epidemias de triquinelosis por consumo de jabalí.

Dupouy-Camet et al. (2005) citan del 2001, 4 casos en el Aude (Francia) por consumo de jabalí.

Gari-Toussaint et al. (2005) citan del 2003, en los Alpes Marítimos (Francia), un brote benigno de 6 casos por *T. britovi* en carne de jabalí congelada y consumida medio cocida. Por PCR se identifica *T. britovi*.

De Bruyne et al. (2006) hacen una revisión de los 3 brotes de triquinelosis en Francia (2 casos en la Haute Garonne; 3 y 6 en el Var) por carne de jabalí sin control oficial, desde 2006. Comparados con los 17 brotes con 195 casos del período 1975-2005, supone un incremento significativo. Todos los 20 brotes han sucedido en departamentos de la mitad sur de Francia. Se ha identificado la especie en 5 de los 15 brotes: 1 *T. spiralis*, 3 *T. britovi* y 1 *T. pseudospiralis*.

Riva et al. citan en Francia e Italia, desde 1975, 3.200 casos humanos de

triquinelosis por consumo de carne equina.

Angheben et al. (2008) explican de 2008, en Verona (Italia), un brote importado en inmigrantes rumanos, por consumo de jamón.

Hinz (1991) constata la frecuencia de la triquinelosis humana en Alemania en el siglo XIX: 12.500 casos en 1861-1890 (**mortalidad = 5%**). Como consecuencia, la triquinoscopia obligatoria se implanta en el Reino de Prusia en 1877 y su pertinente ley entra en vigor en 1900, disminuyendo los casos a 49 en 1931-1940, y su prevalencia en cerdos. Un rebrote posterior, consecuencia de la II Guerra Mundial, alcanza los 2.000 casos, por la situación socioeconómica de posguerra.

Rehmet et al. (1999) describen 2 brotes (52 casos) de Renania de Westfalia del norte, en Alemania, de 1999. No obstante, en el período de 1987 a 1997, no se declararon más de 10 casos. La causa del primero fue por consumo de carne picada contaminada y la del segundo por *mettwurst* (salchicha ahumada cruda, de elaboración industrial). Para identificar la causa de cada uno de los brotes se realizaron dos estudios de casos y controles, por separado. También se identificó *T. spiralis* en la carne picada. Los autores destacan que el brote de las salchichas es una muestra de **epidemia difusa diseminada en grandes áreas**, que es característica de una baja contaminación en un producto alimentario de origen industrial y que además puede no detectarse rápidamente, a menos que el patógeno sea, como en este caso, “raro”. La prevalencia de *Trichinella* es de 3 o menos cerdos positivos, en 40 millones de cerdos sacrificados anualmente.

Littmann et al. (2006) anotan 17 casos (diciembre 2005-marzo 2006) en Mecklenburg-oeste de Pomerania, por consumo de carne y productos cárnicos de cerdo (carne picada cruda, embutido ahumado crudo –*mettwurst*- y embutido de jamón y de hígado). Añaden los 5 casos notificados en 2004 y ninguno en 2005.

Nöckler (2007) detalla un brote importado, por consumo de productos de un cerdo casero de Rumania (distrito de Arad), de 3 personas hospitalizadas en Bavaria, por embutido curado con pimentón. Añade que la triquinelosis en Rumania

alcanza los 0,00051% casos entre la población.

Balescu et al. (2011) realizan un análisis retrospectivo (2001-2008) de 143 casos de personas hospitalizadas por triquinelosis en Brasov (Rumania). En adultos y niños, respectivamente, 64% y 37% manifiestan síntomas moderados, 31% son asintomáticos (42% en niños) o benignos (16% en niños) y los severos, el 5% y 5%. Una tríada de síntomas se ha verificado para establecer el diagnóstico correcto en el 89% de los casos: mialgia, edema y fiebre, pues solo el 46% de los casos presentaban manifestaciones gastrointestinales.

Golab et al. (2007) citan el brote del NW de Polonia en 2007, con 201 afectados y 73 hospitalizados, por consumo de carne cruda y productos cárnicos de cerdo, procedentes de un matadero e industria cárnica autorizados.

Bartulienė et al. (2005) revisan la triquinelosis humana en Lituania (1990-2004), con 3.705 casos. En 1970-1980, el 70% de los casos eran debidos a carne de jabalí. Posteriormente, son por carne de cerdo, aunque del 10-42% de los casos humanos, no se llega a conocer la fuente de infección.

Bartulienė et al. (2009) describen un brote de triquinelosis humana en Lituania, con 107 personas afectadas, por consumo de salchichas de jabalí. Citan como antecedentes, 359 casos en 42 brotes, en el período 1999-2008. El 58% de los brotes son causados por consumo de carne de cerdos caseros y el 10% por jabalíes infectados.

Perevoscikovs et al. (2005) detallan los 3 brotes en Letonia de 2005, por consumo de panceta salada comprada en un mercado, con 45 personas afectadas. En el período 1998-2004, se dieron otros 247 casos, con un máximo de 91 casos en 2000.

Perevovscikovs et al. (2005) explican los 45 casos notificados en 2004, por consumo de panceta salada de cerdo de origen desconocido, comprada en el Mercado Central de Riga (Letonia). Los compara con los 247 casos del período 1998-2004.

Los datos de la Comisión Europea del período 1995-2003, indican que se han notificado 317 casos de triquinosis humana y en 2004, 33 casos (EFSA, 2005a).

Dupouy-Camet (2006) destaca en la UE, para el período 1976-2006, 3.350 casos en 14 brotes, por consumo de carne de caballo.

Gottstein et al. (2009) presentan, entre otros muchos datos, el diagnóstico diferencial clínico de la triquinosis humana.

Según ECDC (2011), los casos confirmados de triquinosis en la UE y EEA, alcanzan el 0,15/100.000 habitantes (750 casos), 90% de los cuales en Bulgaria y Rumania. En España, los casos y los porcentajes de notificación son, respectivamente de 18, 0,04 (2006); 36, 0,08 (2007); 27, 0,06 (2008) y 7, 0,02 (2009). La enfermedad está asociada a la cría de cerdos caseros y a la caza de jabalíes para consumo particular.

Teunis et al. (2012) analizan 9 brotes UE de triquina, estudiados por diversos autores:

- *T. spiralis* – 187 LPG - 2 casos.
- *T. britovi* – 8 LPG – 10 casos.
- *T. britovi* – 3 LPG – 6 casos.
- *T. britovi* – 6,5 LPG – 154 casos.
- *T. nativa* – 295 LPG – 8 casos.
- *T. spiralis* – 106 LPG – 17 casos.
- *T. nativa* – 250 LPG – 1 caso.
- *T. spiralis* – 40 LPG – 3 casos.
- *T. britovi* – 5-10 LPG – 4 casos.

Estos autores clasifican el riesgo de infección según la dosis ingerida, a la vez que calculan las dosis infectivas:

- **Alto: dosis alta: > 10 larvas.**
- **Bajo: dosis baja: 0,1 larvas.**

EFSA (2012) presenta los casos UE de triquinelosis en humanos en 2006-2010, (n=394), la mayoría en Rumania, Lituania y Bulgaria y la tasa de notificación y los casos confirmados en 2010 (n=223).

Según Djordjevic et al. (2003) el brote de triquinelosis de diciembre 2001-enero 2002 en Serbia, con 309 afectados por consumo de salchichas ahumadas elaboradas en pequeñas industrias se relaciona con las consecuencias políticas, administrativas, económicas y demográficas de la reciente guerra: la sustitución de experimentados veterinarios oficiales por personal novel; la atomización de los establecimientos en más de 1.000 pequeños mataderos; y el aumento de las granjas porcinas pequeñas. Por estas razones, de estar confinada a 4 reducidos distritos, actualmente se considera endémica. Las especiales condiciones sociales y económicas en el este de Europa son más acusadas en los países implicados en las Guerras Balcánicas de finales del siglo XX.

Djordjevic et al. (2005) exponen de 2001-2002, los 280 casos clínicos de triquinelosis humana en Serbia, en este país, por consumo de carne inspeccionada.

Dupouy-Camet (2000) cita 1.432 casos humanos (2 fatales) por consumo de carne de cerdo y de perro en Rusia.

El ICT (2005) expone datos sobre 336 casos humanos por consumo de carne de perro con *T. britovi* en Slovakia (1998?) y 49 en Kamchatka (Rusia) por carne de cerdo y perro, como fuentes primarias.

En Europa, los datos epidemiológicos del período 1975-2005 confirman el consumo de carne de cerdo y jabalí, como la vía de transmisión más habitual en países de hábitos alimentarios similares (EFSA, 2005a). No obstante, el origen del mayor número de casos humanos ha sido el consumo de carne de caballo poco cocida, responsable de 14 brotes, con más de 3.500 personas afectadas, principalmente en Francia. Esta carne procedía de caballos para sacrificio o de canales importados a la Comunidad Europea desde países del Este de Europa, principalmente, la exYugoslavia. Asimismo, se han incrementado los casos humanos en estos países (Serbia, Croacia, Rumania, Bulgaria,...), donde solo en 2004, se notificaron 950 casos, mayoritariamente por consumo de carne de cerdo (Murrell et al., 2000).

Ozdemir et al. (2005) establecen el patrón clínico de la triquinelosis causada por *T. britovi* en niños y jóvenes hasta 17 años y recalcan que la infección muestra una clínica y un curso más benigno, que en adultos infectados por la misma cantidad de carne.

Blondheim et al. (1984) describe un brote de 100 pacientes en el sur del Líbano (6 hospitalizados), cuando festejaban la Navidad y el Año nuevo de 1981 por consumo de cerdo. Debido a la frágil situación política y al deterioro de la administración, muchos corrales de cerdos están infectados por *Trichinella*.

Olaison et al. (1992) describen un brote de 1982 en Líbano, con 2.456 personas en 4 aldeas, por consumo de carne de cerdo cruda, como ingrediente de *kebbeh nayyeh*, un plato libanés muy apreciado.

Haim et al. (1997) describen un brote de 200 casos clínicos tratados (44 diagnosticados), en el sur del Líbano (1995), por consumo de carne de cerdo cruda con *T. spiralis*, como ingrediente de un plato tradicional local (*kubeniye*), durante las celebraciones de Navidad y Año nuevo.

Marva et al. informan que hasta 1992 solo se han comunicado 2 brotes de triquinosis en Israel. Desde 1998 hasta 2002, se han informado de 6 brotes idénticos entre trabajadores agrícolas tailandeses, que habían consumido carne cruda sin control veterinario, de jabalíes cazados en la Alta Galilea. El 55% de los afectados muestran síntomas: dolor muscular y edema en los párpados superiores.

En otro artículo donde parece que enmiende datos, Marva et al. citan hasta 1997, 6 pequeños brotes humanos, en la población árabe cristiana sobre todo y en 1998-2004, señalan 10 brotes similares entre 200 trabajadores agrícolas tailandeses, que habían consumido carne cruda sin control veterinario, de jabalíes cazados en la Alta Galilea (norte de Israel). La carne de jabalí es causa también de numerosos y amplios brotes reportados entre 1975-1997, en el sur del Líbano.

Cui et al. (2001) revisan los brotes de triquinosis humana por consumo de carne de perro en China. El primer caso declarado fue en 1974. Hasta 1999, los 81 casos de 5 brotes ocurrieron en el NE de China. Se realizó vigilancia epidemiológica en 19.662 muestras de perros. La prevalencia detectada fue de 7% en Henan y 39,5% en Heilongjiang y se identificó *T. nativa*. En cambio, *T. spiralis* en porcino está distribuida por toda China.

Wang et al. (2001a) comentan que a finales de 1999, se han reportado casos humanos en 17 de las 34 P/A/M (provincias, regiones autónomas y municipios). La seroprevalencia en humanos alcanza el 5,3% en 9 P/A/M y por biopsia muscular, 2,5% en la provincia de Henán. En el período 1964-1999 se han dado 548 brotes, con 23.004 casos y 236 fallecidos, en 12 P/A/M. El consumo de cerdo causa el 95,8% de los brotes. Citan además 14 brotes por consumo de carne de carnero y de caza, en estos años recientes y denotan su notorio incremento.

Wang et al. (2001c) explican que en China, en 2000-2003, la seroprevalencia en 6 P/M es del 3,57%. En 2000-2003 se han producido 17 brotes con 828 casos y 11 muertes en 8 P/A (1 en Sichuán, 4 en Tibet y 3 en Yunán), zonas donde es costumbre comer carne cruda. El cerdo, crudo o poco cocido, es la fuente principal de infección, con el 76,47% de los brotes, el 11,77% lo es por carne de

perro cruda y el 11,77% por carne de jabalí y oso. Se han realizado intervenciones en educación para la salud y en Yunán han disminuido del 72,74% al 47,43%, los habitantes que consumen la carne cruda. El descenso de la incidencia en estos últimos 4 años se debe a la reducción de la prevalencia en cerdos, a una más rigurosa inspección de carnes, al incremento del uso de congeladores domésticos y al desarrollo de prácticas de educación para la salud. Sohn et al. (2000) describen el primer brote (3 casos) humano de triquinelosis por *T. spiralis*, por consumo de carne cruda de tejón (*Meles melanogenys*) en Korea (1997).

Khamboonruang et al. (1975) detallan un brote de 1973 con 31 personas (8 hospitalizados, 1 fallecido), en el distrito de May Sruay del norte de Tailandia, por consumo de carne de cerdo cruda, en los apreciados platos llamados *lahb* y *nahm*.

Obendorf (1998) cita dos casos confirmados, de 1988 y 1997, con debilidad progresiva y dolor muscular generalizado, una de las cuales afectada por *T. pseudospiralis*, especie que ha estado implicada en infecciones humanas en Tailandia, por consumo de cerdo poco cocido y que ha sido detectada también en cerdos de Nueva Guinea.

Sayasone et al. (2006) citan un caso de 2004 en Laos, con 21 casos confirmados por Western blot, por consumo de carne de cerdo, de los cuales 7 y 12 la comieron cruda, como *lap-mou* (carne picada con menta) y *som-mou* (carne fermentada de cerdo), durante comidas tradicionales en festejos. Los habitantes de Laos y Tailandia tienen la tradición alimentaria de comer carne cruda, costumbre que ha provocado en el pasado, brotes de triquinelosis entre los refugiados del sudeste asiático.

Angus describe las especies de importancia en el sudeste asiático y las islas del Pacífico: *T. spiralis*, *T. pseudoespiralis* y *T. papuae*. Estas especies se han distribuido históricamente de forma mundial y pasiva, por los movimientos de población y de sus propios cerdos, en los últimos 100.000 años. Las dos primeras

especies son más frecuentes en China, Japón y Tailandia y difunden también por Indonesia y otros países hacia las islas del Pacífico. *T. pseudospiralis* está presente también en animales salvajes de Tailandia.

Ortega-Pierres et al. (2000) indican que *Trichinella* ha sido descrita desde el siglo XIX en hombres y animales (cerdos, caballos), en México, Argentina (donde se ha introducido recientemente la digestión artificial), Chile y Bolivia. Los casos humanos se han reportado como causados por *T. spiralis*, aunque pocas veces ha sido propiamente identificada como tal.

Yépez-Mulia (1996) informan en México de un brote de 166 personas en Ciudad Delicias (Chihuahua), por consumo de chorizo mal cocido.

Lloyd (2000) apunta una disminución de la prevalencia humana de triquina en Chile, del 2,2-0,8% en 1966-1997, por una mejora de las medidas de control. En Argentina se han reportado más de 1.500 casos en 1997/1998. Destacan los 1.274 casos humanos de Argentina (1995-1997; 3 fallecidos), los 9 de Canadá (1995), los 174 de Chile (1995-1998; 1 fallecido), los 282 de México (1993-1995) y los 36 de USA (1995-1996).

García et al. (2005) explican la clínica del primer caso de triquinosis en Chile, por consumo de carne de jabalí en 2004.

Valencia et al. (2003) describen clínicamente 2 casos en Chile, de un brote con 5 hospitalizados por consumo de carne de cerdo asada (anticuchos), en Rancagua (2001). Expresan que la incidencia ha disminuido de 1,4/100.000 habitantes en 1961-1971 a 0,3/100.000 en 1998 y que en el período 1989-1998 se han notificado 675 casos humanos de triquinosis, el 91,8% en la Región Metropolitana y la X<sup>a</sup>.

Ambrosioni et al. (2006) hacen un análisis retrospectivo en Argentina de 127 casos (74 hospitalizados, 3 graves ingresados en la UVI, 1 fallecido) de

triquinelosis por carne de cerdo (84% embutido, 16% carne fresca), del período 1994-2003. En Argentina, en el período 2002-2004, se han notificado cada año, respectivamente, 977, 929 y 710 casos.

Riva et al. citan que en Argentina, Chile y México se considera endémica. Se reportan 1.600 casos humanos en Chile (1981-1995), 700 (1952-1997), 900 casos anuales en Argentina (2002, 2003) y 750 (2004) y 380 (2005) solo en la provincia de Buenos Aires.

Ribicich et al. (2005) recuerdan el primer caso humano, que ocurrió en Buenos Aires en 1898. En 1971-1981, los casos se incrementaron hasta 908 y en 1990-2002, hasta 6.919. Con la emigración española e italiana de principios del siglo XX, pervive la tradición de elaborar y consumir embutidos crudos.

Dworkin et al. (1996) citan un brote de 10 casos en 15 personas por consumo de carne seca (*jerky*) de puma (*Felis concolor*) en Idaho (USA), que había sido congelada. Se identifica por PCR-DNA, *T. nativa* y T6.

Lloyd (2000) destaca los casos humanos de Alaska, por el elevado consumo de carne de especies salvajes. También los casos de China (1992-1996) por consumo de carne de carnero y de Eslovaquia (1998?) y Korea (1998) por consumo de carne de perro.

Roy et al. (2003) revisan la vigilancia de triquinelosis en USA (1997-2001). La describen como un sistema pasivo, basado en un diagnóstico por historia clínica y confirmación laboratorial. Confirman que en este período, la carne de caza salvaje ha sido la causa más frecuente de infección (n=31, 43%), de los cuales 29 por carne de oso, 1 por carne de puma y 1 por jabalí y 17% (12) por carne de cerdo comercial y 13% (9) por carne de cerdo casero.

USDA (2003) cita 25 casos en USA de 1991-1996, por consumo de carne de cerdo, jabalí, oso, morsa, zorro y puma.

CDC (2004) informa que en USA, en 1997-2001, de los 52 casos (72%), 21 (40%) se asocian a carne de cerdo y 31 (60%) a carne de animales salvajes, de las cuales 29, son carne de oso. En 2003, solo en el estado de New York se cazaron 1.850 osos.

Schellenberg et al. (2003) informan de un brote con 78 personas por consumo de carne de oso seca (los más afectados) y hervida, infestada por *T. nativa*, en Saskatchewan (2000, Canadá).

Moller et al. (2005) describen el historial de 420 casos (37 fallecidos), en el oeste de Groenlandia, entre la población Inuit, en las décadas de 1940 y 1950. Desde entonces, solo se han declarado casos esporádicos. Uno de ellos, de 6 personas, 3 con clínica compatible y 4 seropositivos, por consumo de carne de morsa o de oso polar.

**Pozio et al. (1993) anotan que la principal diferencia clínica entre *T. spiralis* y *T. britovi*, en los brotes aparecidos en Italia por consumo de productos cárnicos de jabalí es una sintomatología intestinal más severa en los casos producidos por *T. spiralis*.**

Andrews et al. (1994) citan el primer caso conocido de miositis humana por *T. pseudospiralis*.

**Capó et al. (1996) clasifican en tres grados la infectividad de las especies de *Trichinella* en: alta (*T. spiralis*, *T. nativa*, *T. nelsoni*), moderada (*T. britovi*, *T. pseudospiralis*) y baja (T5, T6 i T8). Añaden que el número de larvas ingeridas, la especie implicada y el estado inmunitario y general de salud, la edad y el sexo son los factores que influyen en el desarrollo de la enfermedad en el hombre.**

Gajadhar et al. (2000) insisten en la importancia de las dietas basadas en carnes

de caza (jabalíes, carnívoros, morsas) y perros, en la afectación de la población por *Trichinella*, según las regiones geográficas y especies de *Trichinella*.

Bruschi et al. (2002) afirman que la severidad del curso clínico depende de las especies implicadas, del número de larvas vivas ingeridas y del sexo, edad, grupo étnico y estado inmunitario del hospedador.

Dupouy-Camet et al. (2002) opinan que la severidad de la triquinelosis depende de una serie de variables frecuentemente relacionadas:

- dosis infectiva.
- frecuencia de consumo de la carne infestada.
- los tratamientos aplicados a la carne (por calor o por frío).
- el consumo de alcohol durante la ingesta de la carne.
- la especie de *Trichinella* implicada.
- la susceptibilidad individual.

Existen cinco formas clínicas de triquinelosis:

- Severa.
- Moderadamente severa.
- Benigna.
- Abortiva.
- Asintomática.

**Afirman que las infecciones por *T. spiralis* pueden ser más severas que las causadas por *T. britovi*, debido a que las hembras de esta especie son menos prolíficas.**

En la guía FAO/WHO/OIE sobre triquinelosis, Dupouy-Camet et al. (2007), sobre la evaluación de la severidad de la enfermedad, refieren todos los mismos 6 factores anteriormente citados y puntualizan que, según Pawlowsky (1983), el consumo de alcohol puede aumentar la resistencia a la infección.

Riva et al. citan los mismos factores en el hombre que Capó et al. (1996), para el desarrollo de los síntomas y añaden que, para el hombre:

- *T. spiralis* es la especie más patogénica.
- *T. nativa* es de patogenicidad moderada.

- *T. nelsoni* es de patogenicidad baja.
- *T. pseudospiralis* es de patogenicidad muy baja, resistiendo sus hospedadores niveles de infección, que con otras especies provocarían patologías severas.

En la guía FAO/WHO/OIE sobre triquinelosis, Dupouy-Camet et al. (2007) recalcan que el grado de severidad de la enfermedad varía según la especie implicada, aunque en los casos estudiados no se conociera el número de larvas ingeridas por cada persona. **Las infecciones por *T. spiralis* son más severas que las provocadas por *T. britovi*. La no-encapsulada *T. pseudospiralis*, da signos y síntomas más prolongados. El período de incubación es:**

- de 1 semana para la forma severa.
- de 2 semanas para la moderadamente severa.
- de 3-4 semanas para la benigna o abortiva.

### **Resistencia a la congelación de *Trichinella spp.* en carnes infestadas**

Tradicionalmente se ha considerado el tratamiento por congelación efectivo para hacer no viable *Trichinella*, en la prevención de las posibles infestaciones por consumo de carnes en personas.

Smith (1975) cita los trabajos previos de Ransom (1916) y de Gould et al. (1949) y las recomendaciones del USDA. Recuerda que según Augustine (1933), una mayor edad de las larvas aumenta su resistencia al frío y por este motivo, analiza carnes positivas a triquina con un rango de tiempo de infección de 27-108 días. Concluye como él, que para *T. spiralis* la temperatura crítica de **-30 °C** durante un apreciable período de tiempo, hace que las larvas no sobrevivan.

El saneamiento de carnes que propone Genot (2003) para larvas de *Trichinella spiralis* consiste en **-18 °C/1-3 semanas** o congelación ultrarrápida a **-29 °C** (Sebranek, 1982).

Ancelle et al. (2005) anotan que la carne de oso negro del Canadá, causante del

brote de 5 pacientes hospitalarios en Francia, fue congelada -18 °C/3 días y consumida estofada, en filetes sangrantes o poco hechos o directamente cruda por los cazadores.

CDC (2004) expone que las carnes de caza, como la de oso, son muy oscuras y dificultan la interpretación de los cambios de color en la cocción, que debe alcanzar el gris oscuro. El usuario debe verificar la adecuada cocción mediante la textura (separación de fibras) y la temperatura (**+160 °F / +71 °C**). USDA recomienda T<sup>a</sup> superiores para cocciones con microondas, que distribuyen de forma desigual el calor en la carne.

La supuesta sensibilidad a la congelación de *T. britovi* está en revisión, pues se cree que es relativamente resistente al frío (Pozio et al., 2005).

Gottstein et al. (2009) citan la resistencia de las larvas en músculos congelados de caballo, para *T. spiralis* y de carnívoros, para *T. nativa* y *Trichinella* genotipo 6.

### **Saneamiento de carnes: tratamientos para la inactivación de triquinas**

#### ***Salazón y adobo/curado/secado y ahumado***

Según Gutiérrez (2016), destacó en la década de 1880, en la investigación de triquinas en rata, el veterinario Francisco Darder Llimona, que demostró que la carne infestada puesta en salazón no transmitía triquina a las ratas.

Valentín (1935) cita la salazón y el adobo para matar la triquina, pero cuando actúa sobre toda la masa muscular y prolongado en el tiempo 2-3 meses.

Gamble et al. (ICT, 2000) no recomiendan el secado y ahumado/cecinado (salado y secado al humo y al aire) para el control de larvas de triquina.

Gottstein et al. (2009) no recomiendan el curado y el ahumado para inactivar triquinas en carnes, aunque algunos estudios lo consideran factible.

### ***Irradiación***

La ICT (2000) considera aceptable la irradiación (**0,3 kGy**) para la inactivación de triquinas, pero debe tenerse en cuenta si esta tecnología se puede emplear o no, según si está autorizada en cada país o conjunto de países y solo se aplicará a comida envasada y embalada.

### ***Alta temperatura: cocción***

A falta de aparatos de control de temperaturas y tiempos, el reconocimiento de las características organolépticas de las carnes, según el **grado de cocción (color interno y consistencia de la carne)** o, simple y directamente, la preparación de las recetas tradicionales cocidas de cada área, es una solución preventiva sencilla, en el ámbito de la salud pública, para evitar infestaciones de triquina.

Valentín (1935) no indica temperaturas, tiempos, ni grosores, pero explica que la carne al corte, debe ser de **sección grisácea y no tener jugo sanguinolento**.

Según Gutiérrez (2016), la recomendación para el primer brote de triquina de Villar del Arzobispo (1877), fue el saneamiento de las carnes infestadas y no infestadas, por tratamiento térmico **> +75 °C** y evitar el consumo de carnes crudas.

La ICT, según Gamble et al. (2000) proponen para *Trichinella* un tratamiento térmico de **+65 °C/>1 minuto en el centro de la pieza**, consumiendo la carne cuando su centro pasa de color **rosa a marrón**, que es cuando las larvas mueren. Si no puede controlarse la T<sup>a</sup>, debe verificarse en la carne, el paso de color rosa a gris, como indicador de seguridad y el cambio de textura (**la facilidad de separación de las fibras musculares, que indican que la carne es segura**).

Coenders (2004) expone que cuando se cuece la carne, a **+70 °C** se rompe la estructura de la mioglobina y no puede retener oxígeno y empieza a tornarse **rosa**. A **+80 °C**, las paredes celulares se agrietan, la grasa intracelular sale fuera y el color se transforma en **marrón-grisáceo**. Indica que, de los 10 métodos fundamentales de cocinado, 4 en seco que alcanzan temperaturas más altas y 6 húmedos que no superan los **+100 °C** (> 100 °C en olla a presión), la ebullición y

los métodos derivados son los más eficientes en la transferencia de calor. Finalmente, propone el **Círculo culinario**, en el que resume las características de los diferentes métodos de cocción.

EFSA (2004) presenta, de distintos autores, unas detalladas tablas de referencias de control, mediante combinaciones de valores de temperaturas y tiempo, para distintas especies de *Trichinella*, en/y de sus hospedadores.

Combinaciones de T<sup>a</sup>/tiempo (mínimas) para matar por calor *T. spiralis*, una vez alcanzada la T<sup>a</sup>, en el centro de la pieza (USDA, 1990):

- **+49,0 °C - +120 °F / 21 h.**
- **+50 °C - +122 °F / 9,5 h.**
- **+ 52 °C/47'.**
- **+55,6 °C - + 132 °F / 15 '.**
- **+56,7 °C - 134 °F / 6 '.**
- **+60,0 °C - +140 °F / 1'.**
- **+62,2 °C - 144 °F / instantáneo.**

Según Gari-Toussaint et al. (2005), carne de jabalí congelada a **-35 °C/7 días** y consumida **medio cocida**, provocó en el 2003 un brote benigno en el sur de Francia con 6 casos. La especie implicada fue *T. britovi* (**3 LPG**), de un jabalí cazado a 950 m. snm, no sometido a control veterinario. Una séptima persona que había consumido la misma carne **bien cocida** no presentó, ni síntomas, ni serología. Los mismos autores recomiendan según la ICT, la cocción en el centro de la carne al menos a **+65 ° C/1 minuto** o la congelación a **-20 °C/> 4 semanas** o **-25 °C/10 días**.

Pozio et al. (2005) recomiendan aumentar el tratamiento térmico propuesto por la ICT a **+80° C/10 minutos**.

De Bruyne et al. (2006) afirman que el tratamiento térmico de **+58 °C/3 minutos** mata las larvas, pero no recomiendan el uso de microondas para cocer la carne, ni la congelación per destruir *T. britovi* (-22 °C/80 horas -congelador doméstico-, -26 °C/48 horas, -32 °C/22 horas), que es resistente al frío. Afirman también que

ni el curado, ni el ahumado convencionales destruyen las larvas.

Amich-Galí (2006) da valores de temperatura central de la pieza para diferentes grados de cocción en una carne asada tipo *roast-beef*:

- **Poco hecha (centro rosado): +55-65 °C.**
- **Medio hecha: +65-75 °C.**
- **Muy hecha: +85 °C.**

Explica también las características de las zonas de cocción en una pieza de carne de sección redondeada (del centro a la superficie):

- **+40-50 °C, color rojo.**
- **+50-60 °C, color rosado: inicio de la coagulación.**
- **+65-70 °C, gris: coagulación.**
- **+80-100 °C, gris: consistencia.**
- **> +130 °C, marrón: reacción de Maillard.**
- **> +200 °C, negruzco: presencia de compuestos empireumáticos.**

McGee (2007) detalla en una tabla, los efectos del calor en las proteínas, el color y la textura de la carne, relacionando la T<sup>a</sup> de la carne con el grado de cocción elegido para el consumo (normalmente a petición del comensal o predeterminado por el cocinero) y con las características de la carne, de los enzimas que debilitan las fibras, de las proteínas de las fibras, del colágeno del tejido conjuntivo, del agua ligada a proteínas y de la mioglobina.

Así, señala que cuando la carne se calienta a **+50 °C**, la mioglobina se desnaturaliza, coagula y se torna **rosa**. A **+60 °C** cambia a **marrón-grisáceo**. Entre **+60-65 °C**, libera mucho jugo, se encoge y se vuelve más masticable. A **+70 °C**, la carne se considera "**bastante hecha**" (USDA medio hecha), es de color **gris-pardo** y tiene **poco jugo libre**, el colágeno se disuelve y forma **gelatina**. A **+75 °C** (USDA muy hecha) se torna rígida, seca y **gris-parda**. A **+90 °C**, las fibras se separan fácilmente unas de otras y el colágeno se disuelve rápidamente.

Recuerda también que:

- la carne **poco hecha** y sus **jugos son rojos**.
- la carne **moderadamente hecha** y sus **jugos son rosas**.

- la carne **muy hecha** es **marrón-grisácea** y sus **jugos transparentes**.

Bello Gutiérrez (2008) explica las características de los diferentes estados de asado en carnes rojas:

- **Al punto**: cocción relativamente lenta, consistencia interna **blanda**, interior de color **rosa** con **algunas gotas de sangre** en la superficie, temperatura de **+60-65 °C** en el centro de la pieza.
- **Bien hecha**: cocción muy lenta, consistencia **firme** al masticar, interior de color **grisáceo**, temperatura de **+70-80 °C** en centro de la pieza.

En las cocciones en medio acuoso, la coagulación superficial de las proteínas se produce cuando se ha llegado a los **+70 °C**, según el tipo de pieza. En las cocciones mixtas, el **guisado** está especialmente indicado para la caza y para las piezas de carne de segunda y tercera categoría.

Según Boudan (2008), las cuatro técnicas de cocción tradicional, brasa/parrilla/espetón, ebullición/vapor, horno y fritura alcanzan **+1.100 °C**, **+100 °C**, **+260 °C** i **+100 °C**, respectivamente.

Fàbregas et al. (2009) recomiendan el **estofado (+71 °C)** para hacer seguro el consumo de carnes de caza.

### Baja temperatura: congelación

<b>CARACTERÍSTICAS DE TRICHINELLA Y TRATAMIENTOS DE INACTIVACIÓN (frío sólo <i>T. sp.</i>) (I)</b>			
REFERENCIA	TAMAÑO	CÁPSULA	G x - t / r frío / TRATAMIENTOS
<b>FAO (2007)</b>	L1 ms: 0.65- 1.45x0.026- 0.040 mm.	<i>T. sp.</i> SI <i>T. br.</i> SI <i>T. ps.</i> NO <i>T. nl.</i> SI	- / <i>T. sp.</i> NO <i>T. br.</i> SI <i>T. ps.</i> NO <i>T. nl.</i> NO / -
<b>Euzéby (2000)</b> No detecc L ntes 3 sem PI	<i>T. spiralis</i> : quiste limón 600-800 µm Larva L1 ms: 1 mmx30 µm	Fiabil detecc postcongel -Δ=20- 25%	40x / - / +70°C (gris). -25°C/20d (Ø > 25 cm). Salmuera 25° Baumé/8d (NaCl 25%).
<b>Nöckler et al. (2006)</b> <i>EasyMeasure software</i>	Infec. mixta En liq. dig: <i>T. sp.</i> : 1100µm <i>T. ps.</i> : 700 µm		SM 50x, T 30x T 50x detecta encaps/ no encaps / - / -

Valentín (1935) cita una T<sup>a</sup> de -18-20 °C, para matar el parásito.

Smith (1983) utiliza la refrigeración por congelación para diferenciar *T. spiralis spiralis* y *T. spiralis nativa*, según su sensibilidad al frío. La primera no sobrevive **-32 °C/48 h**, mientras que las larvas de la segunda son viables tras la digestión, después de ser congeladas **72 h**.

Kotula et al. (1990) estudian en carne de cerdo, la inactivación de *T. spiralis*.

Recomiendan:

- **-10 °C/4,0 días.**
- **-15 °C/64'.**
- **-20 °C/8'.**

## CARACTERÍSTICAS DE *TRICHINELLA* Y TRATAMIENTOS DE INACTIVACIÓN (II)

REFERENCIA	TAMAÑO	CÁPSULA	G x - t / r frío / TRATAMIENTOS
<b>Acha-Szyfres (2003)</b>		<i>T. sp.</i> SI <i>T. br.</i> SI <i>T. ps.</i> NO	- / <i>T. sp.</i> -15°C/20d <i>T. ps.</i> -12 - 17°C/3d <i>T. nl.</i> -12 - 17°C/>6m / +57°C -15°C/20d (> 15 cm) -30°C/6d
<b>Moreno (2003)</b>		0.4-0.7-0.25-0.3	50-120x / - / +71°C (USDA, 1990)
<b>Preub (1991)</b>	?		25-40x

El USDA (1990), en carnes de cerdo y caballo (advierte que en ciertas regiones los cerdos están infestados por especies de *Trichinella* resistentes al frío), recomienda:

- -15 °C/20 días (espesor < 15 cm) - 30 días (espesor 15-69 cm).
- -23 °C/10 días (espesor “) - 20 días (espesor “).
- -29 °C/6 días (espesor “) - 12 días (espesor “).

Pozio et al. (1992b) describen que larvas de *T. britovi* de un jabalí infestado de forma natural resisten **-20 °C/3 semanas**, pero dejan de ser viables después de **4 semanas**. Aconsejan congelar la carne a **-25 °C/10 días** o **-20 °C/4 semanas**.

Gamble et al. (ICT, 2000) detallan en una tabla, los períodos alternos de congelación a temperaturas (mínimas internas) indicadas.

Del brote por *T. pseudospiralis* en carne de jabalí descrito por Ranque et al. (2000), en la carne congelada procesada por digestión para la identificación de triquina, las larvas aparecen muertas, estado que demuestra (aparentemente) su sensibilidad a la congelación.

## CARACTERÍSTICAS DE *TRICHINELLA* Y TRATAMIENTOS DE INACTIVACIÓN (III)

REFERENCIA	TAMAÑO	CÁPSULA	G x - t / r frío / TRATAMIENTOS
<b>R 2075 (2005) Comercial Método congelación Nº 2 (Tª cámara &lt; Tª tratamiento)</b>			- / Ø ≤ 15 cm: -15°C/20d -23°C/10d -29°C/6d Ø 15-50 cm: -15°C/30d -25°C/20d -29°C/12d

EFSA (2004) presenta, de distintos autores, unas detalladas tablas de referencias de control, mediante combinaciones de valores de temperaturas y tiempo, para distintas especies de *Trichinella*, en/y de sus hospedadores:

- **Inactivación por congelación de *T. spiralis*, en carne cerdo:**
  - ≤ 15 cm espesor carne:
    - 5 °F/15 °C / 20 días.
    - -10 °F/-23 °C / 10 días.
    - -20 °F/-29 °C / 6 días.
  - ≥ 15 - ≤ 63 cm espesor carne:
    - 5 °F/15 °C / 30 días.
    - -10 °F/-23 °C / 20 días.
    - -20 °F/-29 °C / 12 días.
- Combinaciones de Tª/tiempo para matar por congelación de *T. spiralis*, en carne cerdo (medida en el centro de la pieza): [...].
- Indica las especies huéspedes y el país de origen de:
  - *T. nativa*.
  - *Trichinella* T6.
  - *T. britovi*.
- Señala la resistencia a la congelación de
  - *T. nativa* (**semanas, meses o años**).
  - *Trichinella* T6 (**semanas o años**).

- ***T. britovi***:
  - Caballo: -18 °C/> 4 semanas.
  - Jabalí: -20 °C/3 semanas.
  - Cerdo/jabalí: -18 °C/1 semana.
- ***T. spiralis***: [...].
- ***T. pseudospiralis***:
  - Cordero: -18 °C/4 semanas.
  - Caballo: -18 °C/> 4 semanas.

<b>CARACTERÍSTICAS DE TRICHINELLA Y TRATAMIENTOS DE INACTIVACIÓN (IV)</b>			
REFERENCIA	TAMAÑO	CÁPSULA	G x – t / r frío / TRATAMIENTOS
<b>Gracey (1989)</b>		0.508-0.254 mm	30-40x – 3-6' / - / >+65°C -15/10d -18°C/24h??? -25°C/10d (< 15 cm)
<b>Manual Merck Vet (1981)</b>			+82°C +100°C/30' alim an
<b>Temario VT Pons</b>			<80x
<b>(?)</b>		400-500 micras Calcificado <0.8mm	

Pozio et al. (2006) revisan la resistencia a la congelación de *T. britovi* en carne de cerdo y de jabalí con larvas de 35-70 días de edad. Parece que en la congelación influye más el tiempo (semanas) que la propia temperatura y que el punto crítico de infectividad se encuentra entre las 3-4 semanas de congelación a la temperatura de -20 °C. El tratamiento efectivo es de **-20 °C/4 semanas**.

## **CARACTERÍSTICAS DE TRICHINELLA BRITОВI Y TRATAMIENTOS DE INACTIVACIÓN**

REFERENCIA	CONGELACIÓN DOMÉSTICA	COCCIÓN DOMÉSTICA	TRATAMIENTOS RECOMENDADOS
<b>Gary-Toussaint et al. (2005)</b>	-35°C/7d	Cooked medium	-25°C/10d -20°C/28d 80°C/10' 65°C/1' (centro)
<b>Pozio et al. (2006)</b>	Inf. natural Inf. experimental Inf. experimental Inf. natural	jabalí cerdo jabalí cerdo	-20°C/28 d -18°C/28d -18°C/28d -18°C/7d

Näreaho (2006) subraya que según diversos autores, la especie hospedadora influye en la resistencia al frío y que la mayor edad de las larvas en el músculo aumenta la resistencia. El índice de capacidad reproductiva (ICR: recuento final de larvas musculares, en relación con el número de larvas ingeridas), también se ve afectado por el frío en *T. spiralis* y *T. nativa*.

FAO/WHO/OIE (2007) señalan, según la legislación de la UE, las recomendaciones a seguir en los tratamientos de congelación, para las carnes de cerdos domésticos no sometidas a detección de triquinas. No obstante, el documento indica que Pozio et al. (2006) no recomiendan este tratamiento en áreas con presencia de *T. britovi*.

1. En carnes sin medida directa de la Tª:

- La fecha y el tiempo de congelación deben ser registrados.
- La cámara estará, como mínimo a **-25 °C**.
- La medida del tiempo de congelación debe tomarse cuando la cámara ha alcanzado esta Tª.
- La medida de la Tª no debe tomarse directamente en la corriente de aire.
- Las carnes de espesores
  - **Hasta 25 cm**, deben congelarse **10 días**.
  - Las de **25-50 cm**, **20 días** consecutivos.
- Otras combinaciones de tiempo/Tª pueden ser empleadas:

- **Hasta 15 cm de espesor:**
  - **-15 °C/20 días.**
  - **-23 °C/10 días.**
  - **-29 °C/6 días.**
- **De 15-50 cm de espesor:**
  - **-15 °C/30 días.**
  - **-25 °C/20 días.**
  - **-29 °C/12 días.**

2. En carnes con temperatura medida en el centro de la pieza (que deben situarse en la zona menos favorable de la cámara):

- **-18 °C/106 horas.**
- **-21 °C/82 h.**
- **-23,5 °C/63 h.**
- **-26 °C/48 h.**
- **-29 °C/35 h.**
- **-32 °C/22 h.**
- **-35 °C/8 h.**
- **-37 °C/30'.**

Según la CEACCU (2005) **solo los congeladores de 4 estrellas (\*\*\*\*)** tienen suficiente potencia para congelar alimentos frescos y conservarlos a **-18 °C hasta 3 meses. Los congeladores con menos potencia, solo permiten conservar alimentos ya congelados:**

- **1 \*: 1 semana.**
- **2 \*\*: 1 mes.**
- **3 \*\*\*: 3 meses.**

<b>CARACTERÍSTICAS DE TRICHINELLA Y TRATAMIENTOS DE INACTIVACIÓN (V)</b>			
<b>REFERENCIA</b>	<b>TAMAÑO</b>	<b>CÁPSULA</b>	<b>G x – t / r frío / TRATAMIENTOS</b>
<b>Wilson (1975)</b>	1.5-4 mm	0.5-0.25 mm	15-40x / - / -
<b>Bartels (1971)</b> Estir/enroll/ encaps/calcif	? Extr anterior afilado y post redondeado	Forma limón en cerdo. Calcif al año.	30-40x 1º jugo carne / - / >+65°C -15°C/30d
<b>Sanz Egaña (1948)</b>	0.28-0.68x0.15- 0.31 mm.	Quiste calcificado: 5-10 mm. Long L enroscada: 0.8- 1 mm.	80x – 3-5' / - / Esteriliz: 80°C centro/2h30' -17.8°C/6d -15°C/20d
<b>Farreras - Sanz Egaña (1917)</b>	1 mm		50-100x / - / +62-70°C

### Prevención

Actualmente, uno de los ejes básicos de la prevención, el que afecta a las explotaciones porcinas, es el denominado **bioseguridad** ([www.cresa.cat](http://www.cresa.cat)).

Valentín (1935) ya señala las principales medidas preventivas y de higiene:

- Examen de carnes para consumo.
- Instalaciones porcinas higiénicas.
- Alimentación higiénica de los cerdos.
- Desratización.
- Formación infantil y de adultos.

Riva et al. recomiendan para las explotaciones porcinas (según ICT, 2000):

- Educación del productor y del consumidor.
- Mejora de las condiciones de crianza y alimentación (almacenamiento e higiene).
- Mejora de las instalaciones (barreras arquitectónicas y ambientales).
- Control de roedores.
- Control de animales nuevos.

Van Knapen (2000) arguye que la prevención de la triquinosis humana mediante la adecuada inspección de carnes es un ejemplo clásico del éxito de las medidas veterinarias en salud pública. Los controles serológicos en zonas sin triquinas y la producción porcina “libre de *Trichinella*” incluso en áreas endémicas, son posibles opciones a valorar. Los animales no recluidos y los que pueden ser alimentados con materias primas con posibles triquinas, deben ser inspeccionados individualmente en el matadero.

**Gamble et al. (ICT, 2000) detallan las necesidades específicas de las explotaciones ganaderas:**

- El diseño y la construcción de granjas debe impedir la entrada de roedores.
- Las salidas externas de ventilación o de cañerías deben estar protegidas por una **mallla de alambre de al menos 1 cm**.
- En las granjas, un área de **100 m alrededor** debe estar libre de desechos y de cualquier material, que permita abrigo y protección a los roedores.
- Las granjas debe tener un **perímetro de 2 m** de **grava** o de **vegetación** cortada a una **altura máxima de 10 cm**.
- El alimento utilizado:
  - Debe almacenarse en silos cerrados, que no permitan el acceso a los roedores.
  - Si contiene restos de carne, debe ser cocinado para inactivar las triquinas.
- Control de roedores:
  - Con programa documentado.
  - No se observarán evidencias de la presencia de roedores: elementos roídos, heces, huellas, nidos/madrigueras,...
- Higiene de la granja:
  - Las **bajas** de granja deben ser eliminadas sanitariamente en un plazo de **24 h**.
  - No deben existir **basureros en un radio de 2 km** de la granja.
- Control de animales nuevos: cuarentena y análisis serológico, a las 3 semanas.

En salud pública, Gamble et al. (ICT, 2000) insisten en la educación del consumidor/cazador sobre los métodos que inactivan las triquininas (**coCCIÓN a +71 °C/+160 °F; congelación según USDA, 1990**), en los países donde los métodos de control de *Trichinella* no han sido implementados, se tendrá en cuenta en carnes de caza, la presencia de *Trichinella* resistente a la congelación. No se consideran seguros, la **coCCIÓN por microondas** y el **curado, secado o ahumado**.

Pyburn et al. (2005) recomiendan en granjas porcinas el cumplimiento de unas **Buenas Prácticas de Producción**, auditadas regularmente, que verifiquen manejo, bioseguridad, pienso y su almacenamiento, programas de control de roedores e higiene general.



**Espalda y medio costillar craneal, de jabalina joven: la carne debe ser lavada y secada antes de guisar, si presenta tierra o suciedad.**

## Comercialización

### ***Despiece***

La mejor manipulación desde un punto de vista organoléptico es el despiece con cuchillo y hachuela, obviando las sierras mecánicas circulares o de cinta, para evitar la formación y presencia de **embarrado** en la carne o pieza. Así se mejorará a la vez, la presentación y el sabor.

### ***Maduración***

En función del tipo de canal (peso, sexo y edad), para un tiempo óptimo de maduración, la carne (a ser posible la canal entera colgada), deberá reposar en la cámara de conservación en refrigeración a **0-+3 °C / 7 días**, o más, antes de ser congelada. El efecto de las ultramaduraciones, tan de moda actualmente en restauración delicatessen, en las carnes de vaca y de buey, debería ser estudiado.

### ***Estado y presentación comercial***

La carne se puede presentar en dos estados, fresca y congelada. La mejor opción es la fresca, por la mejora de los caracteres organolépticos que muestra en el momento del consumo. No obstante, tradicionalmente, la carne de jabalí se ha congelado y conservado en congelación, en instalaciones domésticas, por motivos sanitarios de prevención de la triquinelosis y de consumo prolongado durante todo el año. A todos nos ha quedado olvidada una bolsa de carne de jabalí, enterrada en el fondo del arcón congelador...

Recomendaciones:

- Conservación en congelación (\*\*\*\*):  $T^a < -18\text{ °C}$ .
- Tiempo máximo óptimo de congelación de la carne de jabalí: como en cerdo, **6 meses (hasta 1 año)**, según condiciones, para evitar la aparición de **enranciamiento** en la grasa de la carne, sobre todo en la subcutánea y en trozos o piezas mal protegidos al ser introducidos en el congelador. El plástico debe quedar bien ajustado a la carne, para dar una protección realmente eficaz.

Existe un método que prolonga el tiempo de conservación en fresco, el envasado al vacío (A/V), en el que además, la carne va a la vez madurando. En la

presentación A/V, si la carne es con hueso (C/H) y sobre todo, si se ha cortado con hachuela, deben utilizarse entre la carne con hueso y el plástico de la funda, mallas de plástico duro protectoras, de forma que el hueso no perfora el envase de plástico. El espesor de la funda de plástico (galga) debe ser el adecuado para lograr un buen compromiso entre vida útil, calidad y duración del vacío en la bolsa (a mayor galga, menos respirará la carne; a menor galga, menor durabilidad).

Debido a las mermas y los expurgos, tradicionalmente la carne de jabalí se comercializa en piezas, despiezada y, muchas veces, deshuesada (S/H: sin hueso vs C/H: con hueso). En general, siempre es más interesante cocinar carne con hueso, para ganar sabor, ya que la carne que toca hueso siempre es más sabrosa. Así será para determinadas preparaciones culinarias como la brasa, el estofado o el horno. La mayor ventaja de la carne deshuesada es su comodidad de manipulación y de almacenamiento.

### ***Calidad de la canal y de la carne versus seguridad***

Desde un punto de vista cinegético, de cara al restaurador y al consumidor, se debería priorizar para la venta, las canales de animales jóvenes y de hembras. De la misma manera, se deben priorizar también para la venta, las canales de estos mismos animales cazados en meses fríos, ya que las bajas temperaturas PM ayudarán a conservar la carne en mejores condiciones ambientales, antes de la llegada al establecimiento. En invierno, la mejora de las características organolépticas y microbiológicas redundará en una mayor versatilidad de las posibles preparaciones culinarias posteriores.

Desde un punto de vista comercial, a las salas de despiece les interesa por motivos de rendimiento económico (coste kg canal despiezado), trabajar con canales pesadas (> 40-50 kg PC). No obstante, el interés culinario y gastronómico (oferta de productos elaborados y de restauración) y cinegético de las piezas jóvenes (como medida de control de las densidades y los sex ratio de las poblaciones), debe tenerse muy en cuenta y valorarse.



### **Estofado de jabalina joven con peras.**

**Ingredientes:** 1 espalda de jabalina, cebolla, ajos, peras de guisar, aceite de oliva, manteca de cerdo, sal marina, pimienta negra, tomillo, frutos secos de junípero, brandy y vino rancio.

**Tiempo de cocción:** 2 horas.

### ***Gastronomía***

Además del “**sanado**” anteriormente explicado, existen distintos procedimientos para disminuir/disimular el olor sexual de la carne de machos. Antes de cocinarla, se puede dejar media hora introducida en agua con vinagre o limón (como se hace con los intestinos en la matanza del cerdo, pero más tiempo en este caso, antes de usarlos para embutir) o también se puede lavar con agua caliente y dejarla cubierta en un recipiente con agua caliente también media hora, para que pierda olor. El inconveniente organoléptico es que cuando se cocina, solo tiene sabor de carne, no de carne de jabalí.

Desde un punto de vista culinario y gastronómico, la mejor calidad de carne la ofrecen las canales ligeras (< 40-50 kg), de animales jóvenes y de hembras. Otro tipo de carnes más duras restringen al estofado, su destino culinario principal. Considerando un **tiempo medio de cocción de 1 hora/kg de carne (en cazuela o horno)**, en función del peso y del grosor de la pieza (1 pollo de payés de 4 kg PC: 4 horas, 1 pierna de morueco de 5 kg: 5 horas,...), el empleo de carnes jóvenes permite acortar siempre los tiempos de cocción y restringir la adición de caldo o agua al guiso. Los estofados de machos viejos necesitan tiempo y poca llama: 4-5 horas de cocción a fuego lento y/o un marinado previo, durante toda la noche anterior. A la vez también, a mayor seguridad en las carnes, mayor versatilidad culinaria y también gastronómica: imaginemos ¡un carpaccio de lomo de una hembra joven de jabalí!

Como ingredientes en la elaboración de los diferentes platos: mucha cebolla (que hace tierna la carne, pero reblandece los granos de arroz, por eso los valencianos no la incluyen nunca en la paella), ajo, hierbas aromáticas y desde patatas de montaña o castañas, a todo tipo de setas frescas, secas o conservadas en sal.

***Setas para guisar:***

***Craterellus cornucopiodes***

***Boletus edulis***

***Hygrophorus russula***

***Cantarellus cibarius***

***Cantharellus lutescens***

...

Si la carne a cocinar es muy magra, se pueden añadir tocino de cerdo o butifarras, para darle un toque más untuoso. Como hortalizas, se pueden añadir la tríada zanahoria, puerro y apio; col, que también hace tierna la carne; nabos; calabaza;...Todas las frutas (pera, manzana, ciruela, melocotón, higo, granada, caqui, membrillo, etc.) combinan perfectamente. Las frutas de los antiguos frutales tradicionales, más bastas y ácidas (acerolo, azufaito, níspero del país y serbal), también, así como los frutos de campo y bosque, más ácidos (mora, arándanos, etc.). Su acidez puede ser corregida con miel o azúcar integral. El fruto seco del junípero conviene especialmente a los platos de caza (¡y es además la base botánica de la ginebra!).

Sobre la calidad de la canal y de la carne, los productos y la gastronomía del jabalí (Fàbregas, 2013):

<https://ddd.uab.cat/record/116290?ln=ca>

Sobre su uso culinario seguro (Fàbregas, 2005):

<https://ddd.uab.cat/pub/estudis/2005/116292/carnsenglar.pdf>

Como consejo final añadir que los estofados mejoran de sabor, reposando de un día para otro. Siempre serán más “concentrados”, si han pasado algún día, después de ser cocinados, en nevera o a temperatura ambiente.



**Estofado de jabalina joven con peras.**  
Aspecto inicial, después de dorar la carne y añadir la cebolla y las peras y antes de iniciar la cocción tapada, a fuego medio-bajo.

## CONCLUSIONES

El control de las poblaciones de jabalíes se ha convertido en una necesidad social y económica, que debe permitir mediante la caza, la utilización de un recurso sostenible en las áreas afectadas, cuya salida comercial será un producto, con grandes posibilidades culinarias, como materia prima estrella de la gastronomía y de la restauración local.

Para la implementación de esta gestión de caza, la recuperación de los antiguos pequeños mataderos municipales/locales, con una flexibilización de la legislación en cuanto a sus requisitos de instalaciones y de autocontroles, comportará una mejora en la calidad organoléptica e higiénico-sanitaria de las carnes de caza en general.

El margen mínimo de error en su detección implica que, en la investigación de triquinas, especialmente en estas condiciones precarias, una correcta toma de muestras (músculo diana y peso), la realización minuciosa de los métodos de detección apropiados y la implantación de condiciones adecuadas para el aseguramiento de la calidad, sean requisitos fundamentales para garantizar la salubridad de la carne de jabalí para consumo humano. Para ello, como el eslabón más delicado es verificar correctamente el procedimiento de detección, la correcta toma de muestras (músculo diana y cantidad adecuada) debe estar garantizada, para compensar los posibles errores posteriores de la técnica, en estas “condiciones de campo”.

Teniendo en cuenta la divulgación y aceptación de nuevas tendencias culinarias, para prevenir la triquinosis humana en carnes no seguras, de los diferentes tipos de cocción y utensilios existentes, se han de emplear los que más fácilmente alcancen las temperaturas de tratamiento adecuadas y las transmitan al centro de la pieza de carne. A falta de aparatos de control de la temperatura y del tiempo, el reconocimiento de las características organolépticas de las carnes, según su grado de cocción, o simplemente, la elaboración de recetas tradicionales (el estofado) son conocimientos o costumbres básicas en el ámbito de la prevención de la salud pública, para hacer seguro el consumo de carnes de caza.

Con la ayuda de tecnología, McGee (2007) insiste en los puntos críticos del procedimiento de cocción de guisos y estofados. Según él, la regla más importante es impedir que el interior de la carne se acerque al punto de ebullición:

- Mantener la pieza de carne lo más intacta posible.
- Tostar la carne muy rápidamente en un recipiente caliente, para que su interior se caliente poco.
- Introducir en un horno frío la cazuela con la carne y el líquido de cocción, con la tapa corrida para permitir cierta evaporación y fijar el termostato a +93 °C, para calentar el estofado a unos +50 °C lentamente, durante 2 horas.
- Subir la Tª a +120 °C, para que el guiso se caliente lentamente de +50 °C a +80 °C.
- Al cabo de 1 hora, comprobar la carne cada 30' y dejar de cocinar cuando se deja penetrar fácilmente por las puntas de un tenedor. Dejar que la carne se enfríe en el estofado, ya que reabsorberá algo de líquido.
- Para mejorar el sabor y la consistencia, sacar la carne y reducir el líquido hirviéndolo.

Para acabar este convite, añadir que de la literatura culinaria catalana medieval, Maranges (2006) resume que el jabalí **hervido** (solo con agua o con otros ingredientes) era un plato muy frecuente, que se servía aderezado con alguna salsa. Una salsa medieval común, para toda la caza presentada en la mesa se preparaba así:

***Se pica miga de pan tostada remojada con vinagre y la misma carne magra de la pieza cocinada. Se añade pimienta y jengibre y se aclara con el mismo caldo de la pieza hervida. Añadir vinagre y miel para que sea agridulce. Hervirla hasta que se espese. Se puede añadir azafrán, pero poco.***

***Bon profit!***



**Arroz caldoso de jabalí (“Arroz a la cazuela”).**

**POSTDATA**

De reciente aparición, se recomienda ***La cuina del senglar a Catalunya. El projecte. Guia pràctica. Receptari***, de Àlicia-Fundació Catalunya La Pedrera:

[https://fundaciocatalunya-lapedrera.com/sites/default/files/Dossier%20Senglar%2013%20WEB%20SD\\_0.pdf](https://fundaciocatalunya-lapedrera.com/sites/default/files/Dossier%20Senglar%2013%20WEB%20SD_0.pdf)

## BIBLIOGRAFÍA

- AENOR. 2006. UNE-EN ISO/IEC 17025:2005/Cor. 1:2006. Evaluación de la conformidad. Requisitos generales para la competencia de los laboratorios de ensayo y calibración. Madrid.
- AESAN-MAMAMRM-ISCI. 2011. Plan Nacional de Contingencia frente a triquina. Protocolos de actuación tras la sospecha y/o identificación de triquina en animales domésticos y silvestres destinados al consumo humano o en personas. Gobierno de España. Madrid.
- ACHA P.N., SZYFRES B. 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3 vols. Publicación Científica y Técnica No 580. OPS-OMS. Washington DC.
- AFSSA. 2007. Avis Trichinellose. Paris.
- ALEMANY I CAPELLA A., BELTRAN VILAGRASA J., IBIZA AREU L., TORRENT GARCÍA M. 2006. Gestió del risc de *Trichinella* spp. a Catalunya. Tesina del Diplomant en Sanitat. Girona.
- ALEMANY I CAPELLA A., VILA I PUIGDEVALL C., BELTRAN VILAGRASA J., FÀBREGAS I COMADRAN X., DOMÍNGUEZ I FONT M. 2005. Informe técnico-sanitari del sector de la carn de caça silvestre a la demarcació de Girona. Grup de Treball de Caça. Servei de Salut Alimentària. Serveis Territorials. Departament de Salut. Girona.
- AMBROSIONI J., CECCHINI D., CASTELLARO P., BISCIONE F., LLOVERAS S., ORDUNA T. 2006. Triquinosis: aspectos epidemiológicos, clínicos y de laboratorio. Estudio prospectivo a 10 años (1994-2003). *Enferm. Infecc. Microbiol. Clín.* 2006;24(7):440-4.
- AMICH-GALÍ J. 2006. Los elementos científicos de la gastronomía. Ediciones Científico-Promocionales EOPRO. Barcelona.
- ANCELLE T., DE BRUYNE A., POISSON D., DUPOUY-CAMET J. 2005. Outbreak of trichinellosis due to consumption of bear meat from Canada, France, September 2005. *Eurosurveillance Weekly*, 2005:10(10).
- ANGUS. Zoonoses project. Literature Review. [www.spc.int](http://www.spc.int)
- ANDREWS J. R., AINSWORTH R., ABERNETHY D. 1994. *Trichinella pseudospiralis* in humans: description of a case and his treatment. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*. Vol. 88, 200-203, 1994.
- ANGHEBEN A., MASCARELLO M., ZAVARISE G., GOBBI F., ANSELMINI, AZZINI A., CONCIA E., ROSSANESE A., BISOFFI Z. 2008. Outbreak of imported trichinellosis in Verona, Italy, 2008. *Eurosurveillance*, Vol. 13, Issue 22, 29 May 2008.
- ANÓNIMO. 1984. Veterinarios Titulares. Contestaciones de los temas de las oposiciones. 3 tomos. Tebar-Flores. Madrid.

- ANÓNIMO I. Triquinoscopia. Tema XIX. Oposiciones Veterinarios Titulares. Contestaciones Pons.
- ANÓNIMO II. Investigación de triquinelosis.
- BARTELS H. 1980. Inspección veterinaria de la carne. Acribia. Zaragoza.
- BALESCU A., IDOMIR M., NEMET C., ZAMFIR C., ISPAS D.-M. 2011. Clinical manifestations in human trichinellosis-Retrospective epidemiological study. 13<sup>th</sup> International Conference on trichinellosis. Abstract book. *In*: Gamble R., Gajadhar A., Hill D., Rosenthal B., Liu M (Ed.). p. 83. International Commission on Trichinellosis. Changchun. China.
- BALESTRIERI A., REMONTI L., PRIGIONI C. 2007. The red fox – *Trichinella* relationship: a review of past and recent evidence. *Hystrix It. J. Mamm.* 18: 17-38.
- BARTULIENE A., JASULAITIENE V., MALAKAUKAS A. 2005. Human trichinellosis in Lithuania, 1990-2004. *Eurosurveillance Weekly* 2005;10 (28): 14/7/2005.
- BARTULIENE A., LIAUSEDIENE R., MOTIEJUNIENE V. 2009. Trichinellosis outbreak in Lithuania, Ukmerge region, june 2009. *Eurosurveillance*, Vol. 14, Issue 38, 24 sep 2009.
- BECK R., MIHALJEVIC Z., MARINCULIC A. 2004. Checking the accuracy of trichinelloscopy in natural infected pigs with low muscle larvae burden. 11<sup>th</sup> International Conference on trichinellosis. Abstract book. p. 77. International Commission on Trichinellosis.
- BELLO GUTIÉRREZ J. 2008. Ciencia y tecnología culinaria. Díaz de Santos. Madrid.
- BENENSON A. S. 1987. El control de las enfermedades transmisibles en el hombre. Publicación científica N<sup>o</sup>. 507. OPS/OMS. Washington.
- BENENSON A. S. 1990. Control of communicable diseases in man. American Public Health Association. Washington.
- BLONDHEIM D. S., KLEIN R., BEN-DROR G., SCHIK G. 1984. Trichinosis in southern Lebanon. *Isr J Med Sci* 1984 Feb;20(2): 141-4.
- BOLETÍN EPIDEMIOLÓGICO SEMANAL. 2004. Comentario epidemiológico de las Enfermedades de Declaración Obligatoria y Sistema de Información Microbiológica. España. Año 2003. Semana 17 del 25/04 al 01/05 de 2004. Vol. 12 n<sup>o</sup> 10/101-112. ICCIII-CNE. MISACO. Madrid.
- BOLETÍN DE ENFERMEDADES EMERGENTES. 2011. Triquinosis. Boletín de Alertas Epidemiológicas Internacionales- N<sup>o</sup> 3. Marzo 2011.
- BONET-ARBOLÍ V., LLIMONA F., RAFART-PLAZA E., PADRÓS J., RODRÍGUEZ-TEIJEIRO J. D. 2000. I Jornades sobre la Recerca en els sistemes naturals de Collserola: aplicacions a la gestió del Parc. *In*: Llimona F., Espelta J. M., Guix J. C., Mateos E., Rodríguez-Teijeiro J. D. (Ed.). Consorci Parc de Collserola. Barcelona.
- BORGIO C., DOTTA R. Cinghiale (*Sus scrofa*) Determinazione dell'età' dall'analisi della dentizione. IBIS s.n.c. Consulenze Faunistiche.

- BOUDAN CH. 2008. Geopolítica del gusto. La guerra culinaria. Trea. Gijón.
- BRUSCHI F., MURRELL K. D. 2002. New aspects of human trichinellosis: the impact of new *Trichinella* species. *Postgrad. Med. J.* 2002; 78: 15-22 doi: 10.1136/pmj.78.915.15.
- CALERO CARRETERO R., GIMENO ORTIZ A., CARMONA CARMONA E., GARCIA CAPÓ V., DESPOMMIER D. D. 1996. Clinical aspects of infection with *Trichinella* spp. *Clinical Microbiology Reviews.* Jan. 1996, p. 47-54.
- CEACCU. 2005. Potencia congeladores. [www.ceaccu.org/](http://www.ceaccu.org/)
- CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION/CDC. 2004. Trichinellosis associated with bear meat. New York and Tennessee, 2003. *MMWR Weekly* July 16, 2004 / 53(27);606-610.
- CORTÉS-BLANCO M., GARCÍA-CABANAS M., GUERRA-PEGUERO F., RAMOS-ACEITERO J. M., HERRERA-GUIBERT D., MARTÍNEZ-NAVARRO J. F. 2002. Outbreak of trichinellosis in Cáceres, Spain, December 2001-February 2002. *Eurosurveillance.* 2002. Octubre; 7(10):136-138.
- CLAUSEN B., HENRIKSEN S. A. 1976. The prevalence of *Trichinella spiralis* in foxes (*Vulpes vulpes*) and other game species in Denmark. *Nord Vet Med.* 1976 Apr-May;28(4-5):265-70.
- CLAUSEN M. R., MEYER C. N., KRANTZ T., MOSER C., GOMME G., KAYSER L., ALBRECHTSEN J., KAPEL C. M. O., BYGBJERG I. C. 1996. *Trichinella* infection and clinical disease. *Q. J. Med.* 1996; 89:631-636.
- CNRTRICHINELLA. 2005. Épidémie: que faire. Laboratoire de Parasitologie. Paris. <http://monsite.wanadoo.fr/cnrdestrichinella/>
- COENDERS A. 2004. Química culinaria. Acibia. Zaragoza.
- COMMUNITY REFERENCE LABORATORY FOR PARASITES/CRLP. 2006. Guideline for the identification and development of sampling methods and design of suitable protocols for monitoring of *Trichinella* infection in indicator species. Istituto Superiore di Sanità. Roma. [https://ec.europa.eu/food/sites/food/files/safety/docs/biosafety\\_food-borne-disease\\_trich\\_guideline\\_sampling-methods.pdf](https://ec.europa.eu/food/sites/food/files/safety/docs/biosafety_food-borne-disease_trich_guideline_sampling-methods.pdf)
- CRIADO-FORNELIO A., GUTIERREZ-GARCIA L., RODRÍGUEZ-CAABEIRO F., REUS-GARCIA E., ROLDAN-SORIANO M.A., DÍAZ-SÁNCHEZ M.A. 2000. A parasitological survey of wild red foxes (*Vulpes vulpes*) from the province of Guadalajara, Spain. *Veterinary Parasitology* 92 (2000) 245–251.
- CUADRADO N. 1989. Epidemiological survey of Trichinellosis in Extremadura. *In* Trichinellosis, C. E. Tanner, A. R. Martínez-Fernández, F. Bolás-Fernández (Ed.) Consejo de Investigaciones Científicas Press. Madrid. pp. 392-399.

- CUI J., WANG Z. Q. 2001. Outbreaks of human trichinellosis caused by consumption of dog meat in China. *Parasite*. 2001. Jun;8(2 Suppl):S74-7.
- DAHME E., WEISS E. 1988. Anatomía Patológica Especial Veterinaria. Acribia. Zaragoza.
- DAVIDSON R. K., GJERDE B., VIKOREN T., LILLEHAUG A., HANDELAND K. 2006. Prevalence of *Trichinella* larvae and extra-intestinal nematodes in Norwegian red foxes (*Vulpes vulpes*). *Vet Parasitol*. 2006 Mar 31;136(3-4):307-16.
- DE BRUYNE A., ANCELLLE T., VALLÉE I., BOIREAU P., DUPOUY-CAMET J. 2006. Human trichinellosis acquired from wild boar meat: a continuing parasitic risk in France. *Eurosurveillance*. 2006;11 (9): 06914 13.02.2007.
- DESPOMMIER D. D. 1990. *Trichinella spiralis*: the worm that would be virus. *Parasitology Today*, vol. 6, no 6, 1990.
- DI GIACOMO L., MORELLI M. S., MARILUNGO L., FERRETTI E., ANGELLOTTI A., MATOZZI C. 2011. Presenza di *T. britovi* in cinghiali regolarmente macellati nella Regione Marche. *A. I. V. I. online* Giugno 2011, vol. 1 n.0, 213-216.
- DÍAZ YUBERO I, CASTELLÁ BERTRÁN E. 1990. Situación actual de las zoonosis. Congreso de Zoonosis (Valencia, 1990). *Ciencias Veterinarias*. Nº 2. Consejo General de Colegios Veterinarios de España. Madrid.
- DJORDJEVIC M., BACIC M., PETRICEVIC M., CUPERLOVIC K., MALAKAUSHKAS A., KAPEL C. M., MURRELL K. D. 2003. Social, political and economic factors responsible for the reemergence of trichinellosis in Serbia. A case study. *J Parasitol* 2003 pr,89(2):226-31.
- DJORDJEVIC M., CUPERLOVIC K., SAVIC M., PAVLOVIC S. 2005. The need for implementation of ICT recommendations, quality assurance standards, and proficiency sample programs in meat inspection for trichinellosis in Serbia. *Vet parasitol*. 2005 Sep 5;132(1-2):185-8.
- DUPOUY-CAMET J., ALLEGRETTI S., TRUONG T. P. 1998. Enquete sur l'incidence de la trichinellose en France (1994-1995). *Bulletin Épidémiologique Hebdomadaire*. 1998. Nº 28.
- DUPOUY-CAMET J. 2000. *Veterinary Parasitology* 93 (2000) 191-200.
- DUPOUY-CAMET J., KOCIECKA W., BRUSCHI F., BOLAS-FERNÁNDEZ F., POZIO E. 2002. Opinion on the diagnosis and treatment of human trichinellosis. *Expert Opin. Pharmacother*. 2002 3(8):1117-1130.
- DUPOUY-CAMET J., ANCELLE T. 2005. Surveillance de la trichinellose en France 1999-2004. CNR des *Trichinella*. Mis à jour 05/03/2005. <http://monsite.wanadoo.fr/cnrdestrichinella/page4.html>.
- DUPOUY-CAMET J. 2006. Trichinellosis: still a concern for Europe. *Eurosurveillance* 11 1 January 2006.

- DUPOUY-CAMET J., BRUSCHI F. 2007. Management and diagnostic of human trichinellosis, p. 37-68. *In* J. Dupouy-Camet and K. Murrell (ed.), FAO/WHO/OIE guidelines for the surveillance, management, prevention and control of trichinellosis. World Organisation for Animal Health Press. Paris.
- DURANTE P. 1997. Nuevo Manual de la Caza. Planeta. Barcelona.
- DURANTE P. 1999. La caza en su entorno natural. Könenmann Verlagsgesellschaft mbH. Köln.
- DWORKING M. S., GAMBLE H. R., ZARLENGA D. S., TENNICAN P. O. 1996. Outbreak of trichinellosis associated with eating cougar jerky. *J. Infect Dis* 1996 Sep; 174(3):663-6.
- ECDC. 2011. Annual Epidemiological Report. Reporting on 2009 surveillance data and 2011 epidemic intelligence data. European Centre for Disease Prevention and Control. Stockholm.
- EFSA. 2004. Opinion of the Scientific Panel on the suitability and details of freezing methods to allow human consumption of meat infected with *Trichinella* or *Cysticercus*. EFSA-Q-2004-002. *The EFSA Journal* (2004) 142, 1-51. <http://www.efsa.eu.int>
- EFSA. 2005a. The Community Summary Report on trends and sources of zoonoses and zoonotic agents in the European Union in 2004. *The EFSA Journal* (2005).
- EFSA. 2005b. Opinion of the Scientific Panel on Biological Hazards on the "Risk assessment of the revised inspection of slaughter animals in areas with low prevalence of *Trichinella*". EFSA-Q-2004-017A. *The EFSA Journal* (2005) 200, 1 of 41. <http://www.efsa.eu.int>
- EFSA. 2009. The Community Summary Report on Trends and sources of zoonoses and zoonotic agents in the European Union in 2007. *The EFSA Journal* (2009), 223.
- EFSA. 2012. The European Union Summary Report on Trends and sources of zoonosis, zoonotic agents and food-borne outbreaks in the European Union in 2010. *EFSA Journal* 2012; 10(3):2597. 442pp.] doi:10.2903/j.efsa.2012.2597. [www.efsa.europa.eu/efsajournal](http://www.efsa.europa.eu/efsajournal).
- EPIINFO  
[www.cdc.gov/search.do?action=search&queryText=epiinfo&x=16&y=11](http://www.cdc.gov/search.do?action=search&queryText=epiinfo&x=16&y=11)
- ENEMARK H. L., BJORN H., HENRIKSEN N., NIELSEN B. 2000. Screening for infection of *Trichinella* in red fox (*Vulpes vulpes*) in Denmark. *Vet Parasitol.* 2000. Mar 1;88(3-4):229-37.
- EUROPEAN COMMISSION. 2001. Opinion of the Scientific Committee on Veterinary Measures relating Public Health on Trichinellosis, epidemiology, methods of detection and *Trichinella* – free pig production.

- EUZÉBY J. 2001. Los parásitos en las carnes. Epidemiología, fisiopatología, incidencias zoonósicas. Acribia. Zaragoza.
- FÀBREGAS X. 1999. Reflexiones a propósito de los brotes de triquinosis en Francia de 1998. *Eurocarne*. Nº 78. p. 1-10. Madrid. <https://ddd.uab.cat/record/71144?ln=ca>
- FÀBREGAS X. 2005. Carn de senglar: qualitat canal-carn, sanitària, nutricional i gastronòmica. <https://ddd.uab.cat/pub/estudis/2005/116292/carnsenglar.pdf>
- FÀBREGAS X. 2007. Comunicació personal.
- FÀBREGAS X. 2013. Informe veterinari: EMC de senglars. <https://ddd.uab.cat/record/116291?ln=ca>
- FÀBREGAS X. 2013. Carne de caza silvestre: el jabalí. <https://ddd.uab.cat/record/116290?ln=ca>
- FÀBREGAS X., BALART GIRÓ M. 2014. Revisión de bibliografía clásica veterinaria sobre *Sarcocystis* spp. <https://ddd.uab.cat/record/116749?ln=ca>
- FÀBREGAS I COMADRAN X., COLOMER GINER A., ALEMANY I CAPELLA A., VILA PUIGDEVALL C., NOGAL J. J., BOLÁS.FERNÁNDEZ F., LÓPEZ CLAESSENS S. 2009. Investigación de *Trichinella* spp. en zorros de Catalunya. AIDA. Tomo I. 164-166. <https://ddd.uab.cat/record/196446?ln=ca>
- FÀBREGAS X., DE BENITO J. 2001. *Trichinella*: epidemiología y nuevas perspectivas de inspección sanitaria en carnes de equino (I). *Eurocarne*. Nº 94. p. 1-9. Madrid. <https://ddd.uab.cat/pub/artpub/2001/69377/11322675n94p1.pdf>
- FÀBREGAS X., DE BENITO J. 2001. *Trichinella*: epidemiología y nuevas perspectivas de inspección sanitaria en carnes de equino (II). *Eurocarne*. Nº 95. p. 1-5. Madrid. <https://ddd.uab.cat/pub/artpub/2001/69383/11322675n95p1.pdf>
- FARRERAS J., SANZ EGAÑA C. 1917. Manual del veterinario inspector de mataderos, mercados y vaquerías. Revista Veterinaria de España. Barcelona.
- FAO/WHO/OIE. 2007. Guidelines for the surveillance, management, prevention and control of trichinellosis. In Dupouy-Camet J., Murrell K. D. (ed.). OIE. Paris.
- FLORIJANCIC T., MARINCULIC A., ANTUNOVIC B., BOSKOVIC I. 2006. A survey of current status of sylvatic trichinellosis in the Republic of Croatia. Veterinarski Archiv 76 (Suppl.), S1-S8, 2006.
- FORBES L. B., RAJIC A., GAJAHAR A. A. 1998. Proficiency samples for quality assurance in *Trichinella* digestion tests. Journal of Food Protection.
- FORBES L. B., GAJADHAR A. A. 1999. A validated *Trichinella* digestion assay and an associated sampling and quality assurance system for use in testing pork and horse meat. J. Food Prot., 62: 1308-13013.

- FORBES L. B., PARKER S., SCANDRETT W. B. 2003. Comparison of a modified digestion assay with trichinostomy for the detection of *Trichinella* larvae in pork. *Journal of Food Protection*, Vol. 66, No. 6, 1 June 2003, pp. 1043-1046(4).
- FORBES L. B., HILL D. E., PARKER S., TESSARO S. V., GAMBLE H. R., GAJADHAR A. A. 2008. Complete validation of a unique digestion assay to detect *Trichinella* larvae in hores meat demonstrates the reliability of this assay for Meeting food safety and trade requirements. *J Food Prot.* 2008 Mar; 71(3): 558-63.
- GAJADHAR A. A., GAMBLE H. R. 2000. Historical perspectives and current global challenges of *Trichinella* and trichinellosis. *Veterinary Parasitology* 93 (2000) 183-189.
- GAJADHAR A. A., POZIO E., GAMBLE H. R., NÖCKLER K., MADDOX-HYTTEL CH., FORBES L. B., VALLEE I., ROSSI P., MARINCULIC A., BOIREAU P. 2008. *Trichinella* diagnosis and control: mandatory and best practices for ensuring food safety. Doi:10.1016/j.vetpar.2008.10.063.
- GALLARDO M. T., MATEOS L., ARTIEDA J., WESSLEN L., RUIZ C., GARCÍA M. A., GALMÉS-TRUYOLS A., MARTÍN A., HERNÁNDEZ PEZZI G., ANDERSSON Y., GÁRATE T., CHRISTENSSON D. 2007. Outbreak of trichinellosis in Spain and Sweden due to consumption of wild boar meat contaminated with *Trichinella britovi*. *Eurosurveill.*2007;12(11):pii=3154.  
<http://www.eurosurveillance.org/ViewArticle.aspx?ArticleId=3154>
- GAMBLE H. R. 1996. Detection of trichinellosis in pigs by artificial digestion and enzyme immunoassay. *J. Food Protection*, 59 (3): 295-298.
- 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. *Vet. Parasitol.* 2000. Dec 1; 93(3-4):393-408.
- GARCÍA E., MORA L., TORRES P., JERCIC M. I., MERCADO R. 2005. First record of human trichinellosis in Chile associated with consumption of wild boar (*Sus scrofa*). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz* vol. 100 no. 1 Rio de Janeiro Feb. 2005.
- GARCÍA-SÁNCHEZ R. N., NOGAL-RUIZ J. J., MANZANO-LORENZO R., ARROYO DÍAZ J. M., PÉREZ LÓPEZ G., SÁNCHEZ RUANO F. J., RAMIRO CASA A., CRESPO BASCÓN C., BOLÁS-FERNÁNDEZ F., MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ A. R. 2009. Trichinellosis survey in the wild boar from de Toledo Mountains in south-western Spain (2007-2008): molecular characterisation of *Trichinella* isolates by ISSR-PCR. *Journal of Helminthology* (2009), 83: pp 117-120.

- GARI-TOUSSAINT M., TIEULIÉ N., BALDRIN J. L., DUPOUY-CAMET J., DELAUNAY P., FUZIBET J. G., LA FICHOUX Y., POZIO E., MARTY P. 2005. Human trichinellosis due to *Trichinella britovi* in Southern France after consumption of frozen wild boar meat. *Eurosurveillance*. 2005; 10(6): p. 117-118.
- GEERTS S., DE BORCHGRAVE J., DORNY P., BRANDT J. 2002. Trichinellosis: old facts and new developments. *Verh K Acad Geneesk Belg* 2002;64(4):223-48; discussion 249-50.
- GENOT C. 2003. Congelación y calidad de la carne. Acribia. Zaragoza.
- GOLAB E., SZULC M., SADKOWSKA-TODYS M. 2007. Outbreak of trichinellosis in north-western Poland, June 2007. *Eurosurveillance weekly releases 2007*, Vol. 12, Issue 7.
- GÓMEZ-GARCÍA V., HERNANDEZ-QUERO J., RODRÍGUEZ-OSORIO M. 2003. Short Report: Human infection with *Trichinella britovi* in Granada, Spain. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* 68(4), 2003, pp. 463-464.
- GÓMEZ MATEO J. V. 2005. Brotes de triquinelosis: revisión de los últimos brotes ocurridos en la Comunidad de Madrid. Curso sobre el control sanitario de carnes de caza y de sacrificio domiciliario de cerdos. Dirección General de Salud Pública, Alimentación y Consumo. Madrid.
- GÓMEZ RODRÍGUEZ B., CERRADA CERRADA E., BOUZAS SENANDE E., LÓPEZ OLMEDA C., VOCES GARCÍA D. 2005. Fiebre, edema palpebral y eosinofilia: a propósito de un caso. *FMC*. 2005;12(9)600-5.
- GOTTSTEIN B., POZIO E., NÖCKLER K. 2009. Epidemiology, diagnosis, treatment and control of trichinellosis. *Clinical Microbiology Reviews*. Jan 2009, p. 127-145.
- GRACEY J.E. 1989. Higiene de la carne. Interamericana - McGraw-Hill. Madrid.
- GUTIÉRREZ GARCÍA J. M. 2016. Triquinas, cerdos y salud pública veterinaria: la inclusión del mundo microscópico en la base científica de la inspección cárnica (Barcelona, 1870s). *Revista Medicina Historia*. Nº 1. Fundación Uriach 1938. Palau-Solità i Plegamans.
- HERENDA D., CHAMBERS P. G., ETTRIQUI A., SENEVIRATNA P., DA SILVA T. J. P. 1994. Manual on meat inspection for developing countries. *FAO Animal Production and Health Paper 119*. FAO. Rome.
- HERENDA D.C., FRANCO D.A. 1991. *Food Animal Pathology and Meat Hygiene*. Mosby Year Book, Inc. St Louis. USA.
- HERRÁEZ GARCÍA J., LEON GARCÍA L. A., LANUSSE SENDEROS C., CORTÉ BLANCO M., GARCÍA CABAÑAS A. 2003. Brote de triquinosis en la comarca de la Vera (Cáceres) causado por *Trichinella britovi*. *An. Med. Interna*. 2003. v.20 n.2 Madrid.
- HINZ E. 1991. Trichinellosis and trichinellosis control in Germany. *Southeast Asian Trop Med Public Health*, 1991 Dec;22 Suppl:329-33.

- JÄRVIS T., MILLER I., POZIO E. 2002. *Trichinella britovi* in domestic pig . A case report. Acta veterinaria Scandinavica, 2002, 43: 131-134.
- INFANTE GIL J., COSTA DURAO J. 1990. Atlas de inspección de la carne. Grass. Barcelona.
- INTERNATIONAL COMMISSION ON TRICHINELLOSIS/ICT. 2005. Outbreak guidelines. <http://www.med.unipi.it/ict/outbr1.htm>
- ICT. 2005. Recent trichinellosis outbreaks.
- JIMÉNEZ-JORGE S., TOBALINA M. C., URARTE E., ARRIOLA L., GARATE T., RODRÍGUEZ E., HERRERA D., CARRIL F. G. 2008. Brote de triquinosis en la Montaña Alavesa. Salud Pública. 2008. Nº 23. Gobierno Vasco. Gasteiz.
- KHAMBOONRUANG C., NATEEWATANA N. 1975. Trichinosis: a recent outbreak in northern Thailand. Southeast Asian j Trop Med Public Health 1975 Mar;6(1): 74-8.
- KAPEL C. M. O. 2000. Sylvatic and domestic *Trichinella* spp. in wild boars: infectivity, muscle larvae distribution and antibody response. Journal of Parasitology 309-314.
- KAPEL C. M. 2001. Sylvatic and domestic *Trichinella* spp. in wild boars: infectivity, muscle larvae distribution, and antibody response. J Parasitol. 2001 Apr;87(2):309-14.
- KAPEL C. M. O., WEBSTER P., GAMBLE H.R. 2005. Muscle distribution of sylvatic and domestic *Trichinella* larvae in production animals and wildlife. Vet. Parasitol., 132, 101-105.
- KOTULA A. W., SHARAR A. K., PAROCZAY E., GAMBLE H. R., MURELL K. D., DOUGLASS L. 1990. Infectivity of *Trichinella spiralis* from frozen pork. J. Food Protection. Vol. 53. P. 571-573.
- LA ROSA G., POZIO E., BARRAT J., BLANCOU J. 1991. Identification of sylvatic *Trichinella* (T3) in foxes from France. Veterinary Parasitology. Vol. 40, page 113-117.
- LICIARDI M., PIRODDI R. 2008. Emergenza trichinellosi in Sardegna. AIVI settembre 2008 n. 1.
- LICIARDI M., MARUCCI G., ADDIS G., LUDOVISI A., GOMEZ MORALES M. A., DEIANA B., CABAJ W., POZIO E. 2009. *Trichinella britovi* and *Trichinella spiralis* mixed infection in horse from Poland. Veterinary Parasitology 161 (2009) 345-348.
- LLOYD JONES R. 2000. Triquinelosis. Universidad Nacional del Conahue. Argentina.
- LÓPEZ HERNÁNDEZ B., GEA VELÁZQUEZ DE CASTRO M. T., GALICIA GARCÍA M. D., SABONET J. C. 2001. Brote epidémico por *Trichinella britovi* en Granada durante la primavera del 2000. Rev. Esp. Salud Pública 2001, 75: 467-474. Madrid.
- MAGALHAES A., BRUNO DE SOUSA C., AFONSO-ROQUE M. M., PEREIRA DA FONSECA I. M., MEIRELES J., FAZENDEIRO M. I., MADEIRA DE CARVALHO L. M. 2004. The role of wild boar and carnivores in the epidemiology of trichinellosis in Portugal. Galemys, 16 (nº especial): 207-210, 2004.

- MALAKAUSKAS A., KAPEL C. M. O. 2002. Molecular epidemiology of *Trichinella* spp. in wildlife and domestic pigs in Lithuania. Board of the Danish Society for Parasitology.
- MANTOVANI A., SANTAMARIA A. 1990. Los animales como hospedadores. Congreso de Zoonosis (Valencia, 1990). Ciencias Veterinarias. Nº 2. Consejo General de Colegios Veterinarios de España. Madrid.
- MANZANO-LORENZO R., NOGAL-RUIZ J. J., FONSECA-SALAMANCA F., GARCÍA-SÁNCHEZ R. N., ARROYO DÍAZ J. M., JIMÉNEZ S., FÀBREGAS X., COLOMER A., BOLÁS-FERNÁNDEZ F., MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ A. R. 2008. Trichinellosis survey in wild fauna from various regions of Spain. p. 12. 4<sup>th</sup> Annual Scientific meeting of MED-VET-NET. Saint Malô.
- MARANGES I. 2006. La cuina catalana medieval, un festí per als sentits. Rafael Dalmau. Barcelona.
- MARTÍN MARTÍNEZ-CONDE J. 1975. Guía del Inspector Veterinario. 3 Vols. Aedos. Barcelona.
- MARTÍNEZ CORRAL J. J., ESTEBAN NIVEIRO M. J., OLIET PALÁ A. 2000. Triquinosis producida por el consumo de carne de porcino infestado por *Trichinella spiralis*. Investigación y estudio de un brote alimentario. Profesión Veterinaria. Nº. 46. Madrid.
- MARTÍNEZ FERNÁNDEZ A. A. 1990. Zoonosis parasitarias. Congreso de Zoonosis (Valencia, 1990). Ciencias Veterinarias. Nº 2. Consejo General de Colegios Veterinarios de España. Madrid.
- MARTÍNEZ FERNÁNDEZ A. R., NOGAL RUIZ J. J., FONSECA SALMANCA F. *Trichinella britovi* Pozio et al. 1992, la triquina endémica en los climas templados del viejo mundo.
- MARVA E., MARKOVICS A., GDALEVICH M., ASOR N., SADIK C., LEVENTHAL A. A trichinellosis outbreak: epidemiology, serology, parasitology and public health.
- MASSIP I GIBERT J. M. 2011. El llop i els humans. Passat i present a Catalunya. Arola. Tarragona.
- MATÉ CABALLERO T. E. 1990. Guía de las zoonosis más frecuentes en España. Estudios Sanitarios. MISACO. Madrid.
- MCGEE H. 2008. La cocina y los alimentos. Enciclopedia de la ciencia y la cultura de la comida. Random House Mondadori. Barcelona.
- MED-VET-NET. 2006. Workpackage 27. Harmonisation of *Trichinella* infection control methods, quantitative risk assessment in pigs and an early diagnosis in humans to increase treatment efficacy – Trichi-Med. MED-VET-NET News. Vol. 3, Issue 6. June 2006.
- MENG X. J., LINDSAY D. S., SRIRANGANATHAN N. 2009. Wild boars as sources for infectuous diseases in livestock and humans. Phil. Trans. R. Soc. B (2009) 364, 2697-2707. Available at [rstb.royalsocietypublishing.org](http://rstb.royalsocietypublishing.org) on february 3, 2012.

- MERCK 1981. El Manual de Merck de Veterinaria. MSD-AGVET. Merck & Co, Inc. Rahway.
- MOLLER L. N., PETERSEN E., KAPEL C. M., MELBYE M., KOCK A. 2005. Outbreak of trichinellosis associated with consumption of game meat in West Greenland. *Vet Parasitol.* 2005 Sep 5;132(1-2):131-6.
- MORENO GARCÍA B. 2003. Higiene e inspección de carnes. Bases científicas y legales de los dictámenes de matadero. Vol. II. Díaz de Santos. Madrid.
- MURRELL K. D., BRUSCHI F. 1994. Clinical trichinellosis. *Progress in Clinical Parasitology.* Tiseh Sun Ed. CRC Press. Boca Raton. 117-150.
- MURRELL K. D., LICHTENFELS R. J., ZARLENGA D. S., POZIO E. 2000. The systematics of the genus *Trichinella* with a key to species. *Vet Parasitol.* 2000 Dec 1;93(3-4):293-307.
- MURRELL K. D., POZIO E. 2000. Trichinellosis: the zoonosis that won't go quietly. *Int. J. Parasitol.* 2000. Nov;30(12-13): 1339-49.
- NÄREAHO A. 2006. Experimental and immunological comparison of *Trichinella spiralis* and *Trichinella nativa*. Academic dissertation. Faculty of Veterinary Medicine. University of Helsinki. Helsinki.
- NAVARRO J. F., HARO A. M., GONZÁLEZ A., GALICIA M<sup>a</sup>. D., CUCHI C., MILLAS J. 2006. Los Servicios de Medicina Preventiva y el estudio de brotes comunitarios en el hospital. Propuesta de un modelo de formulario que optimiza la recogida de información. *Medicina Preventiva.* Vol. XII, Nº 1, 1er Trimestre, 2006.
- NERÍN SÁNCHEZ C., HERMIDA LAZCANO I., ARAZO GARCÉS P., SARDAÑA FERRER J. 1998. Brote de triquinosis por *T. britovi*. *Med Clín (Barc).* 1998;111:198. Vol. 11 Nº 5.
- NÖCKLER K. 2007. Trichinellosis outbreak in Bavaria caused by cured sausage from Romania, January 2007. [www.eurosurveillance.org/ew/2007/070823.asp](http://www.eurosurveillance.org/ew/2007/070823.asp)
- NÖCKLER K., POZIO E., VOIGT W. P., HEIDRICH J. 2000. Detection of *Trichinella* infection in food animals. *Veterinary parasitology.* Vol. 93, Issues 3-4, 1. December 2000, p. 335-350.
- NÖCKLER K., HAMIDI A., FRIES R., HEIDRICH J., BECK R., MARINCULIC A. 2004. Influence of methods for *Trichinella* detection in pigs from endemic and non-endemic European Region. *Journal of Veterinary Medicine Series B.* Vol.51 Issue 6 p. 297. August 2004.
- NÖCKLER K., RECKINGER S., POZIO E. 2006. *Trichinella spiralis* and *Trichinella pseudospiralis* mixed infection in a wild boar (*Sus scrofa*) of Germany. *Veterinary Parasitology.* Short Communication. 2006. 3477.

- NÖCKLER K., RECKINGER S., SZABÓ I., MADDOX-HYTTEL C., POZIO E., VAN DER GIESSEN J., VALLÉE I., BOIREAU P. 2009. Comparison of three artificial digestion methods for detection of non-encapsulated *Trichinella pseudospiralis* larvae in pork. *Veterinary Parasitology* 159 3-4 23 Feb 2009 341-344.
- OBENDORF D. 1998. Nematodes affect human muscles. *Invertebrata* 11 – July 1998.
- OIE. 2008. OIE Terrestrial Manual. Trichinellosis. p. 344-352.
- OIVANEN L., MIKKONEN T., SUKURA A. 2000. An outbreak of trichinellosis in farmed wild boar in Finland. *APMIS*, Vol. 108, No. 12, Dec 2000, 814-818(5).
- OIVANEN L., NÄREAO A., JOKELA S., RIKULA U., GAMBLE R., SUKURA A. 2005. The prevalence of *Trichinella* infection in domestic dogs in Finland. *Vet. Parasitol.* 132 (2005) 125-129.
- OLAISON L., LJUNGSTROM I. 1992. An outbreak of trichinellosis in Lebanon. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 1992 Nov-Dec;86(6):658-60.
- ORTEGA-PIERRES M. G., ARRIAGA C., YEPEZ-MULIA L. 2000. Epidemiology of trichinellosis in Mexico, Central and South America. *Vet Parasitol* 2000. Dec 1;93(3-4):201-25.
- ORUSA R., BAMCHI C., PERACINO V., DOMENIS L. 2002. First report of *Trichinella britovi* infection in the wild boar of Aosta Valley. *Zeitschrift für Jagdwissenschaft.* Vol. 48, Supl 1, 2002.
- OZDEMIR D., OZKAN H., AKKOK N., ONEN F., GURLER O., SARI I., AKAR S., BIRLIK M., KARGI A., OZER E., POZIO E. 2005. Acute trichinellosis in children compared with adults. *Pediatric Infectious Disease Journal.* 24(10):897-900. October 2005.
- PAWLOWSKY Z. S. 1983. Clinical aspects in man. *Trichinella* and trichinosis. Campbell W. C. Ed. Plenum Press. New York. 367-401.
- PÉREZ-MARTÍN J. E., SERRANO F. J., REINA R., MORA J. A., NAVARRETE I. 2000. Sylvatic trichinellosis in southwestern Spain. *Journal of wildlife diseases*, 36(3), 2000, pp. 531-534.
- PÉREZ-MARTÍN J. E., ROBLEDO BERROCAL J., MARTÍNEZ PÉREZ R., CALERO BERNAL R., GAMITO SANTOS J. A., ACOSTA LEDESMA J., SERRANO AGUILERA F. J. 2007. Carga parasitaria y distribución muscular en infecciones naturales y experimentales por *Trichinella spiralis* y *Trichinella britovi* en jabalíes. *Actas CIP10. X Congreso Ibérico de Parasitología.* Madrid.
- PETERS W., GILLES M. H. 1989. A colour atlas of tropical medicine and parasitology. Wolfe Medical Publications. London.
- PEREVOSCIKOV J., JANSONE I., JANSONE S., BRILA A., BORMANE A., RIBAKOVA T., MARCENKOVA T. 2005. Trichinellosis outbreak in Latvia linked to bacon bought at a market, January-march 2005. *Eurosurveillance* vol. 10 Issues 4-6 Apr-Jun 2005.

- PIÉDROLA GIL G., DEL REY CALERO J., DOMÍNGUEZ CARMONA M., CORTINA GREUS P., GÁLVEZ VARGAS R., SIERRA LÓPEZ A., SÁENZ GONZÁLEZ M. C., GÓMEZ LÓPEZ L. I., FERNÁNDEZ-CREHUET NAVAJAS J., SALLERAS SANMARTÍ L., CUETO ESPINAR A., GESTAL OTERO J. J. 1991. Medicina Preventiva y Salud Pública. Ediciones Científicas y Técnicas-Masson-Salvat. Barcelona.
- POZIO E. 1998. Trichinellosis in the European Union: epidemiology, ecology and economic impact. *Parasitology Today*, 14 (1):35-38.
- POZIO E. 1999. *Trichinella nativa* in sylvatic wild boars. *Journal of Helminthology* 73 1 1999 87-89(3).
- POZIO E. 2000. Factors affecting the flow among domestic, synantropic and sylvatic cycles of *Trichinella*. *Vet Parasitol.* 2000 Dec 1; 93(3-4): 241-62.
- POZIO E. 2001. New patterns of *Trichinella* infection. *Vet Parasitol.* 2001 Jul 12;98(1-3):133-48.
- POZIO E. 2007a. Taxonomy, biology and epidemiology of *Trichinella* parasites, p. 1-36. In J. Dupouy-Camet and K. Murrell (ed.), FAO/WHO/OIE guidelines for the surveillance, management, prevention and control of trichinellosis. World Organisation for Animal Health Press, Paris.
- POZIO E. 2007b. World distribution of *Trichinella* spp. infections in animals and humans. *Veterinary Parasitology* 149 (2007) 3-21.
- POZIO E., GOMEZ MORALES M. A., DUPOUY-CAMET J. 2003. Clinical aspects, diagnosis and treatment of trichinellosis. *Expert Review of Anti-infective Therapy*. Sep 2003, Vol. 1, No. 3, 471-482.
- POZIO E., KAPEL C. M. 1999. *Trichinella nativa* in sylvatic wild boars. *J Helminthol.* 1999 Mar;73(1):87-9.
- POZIO E., LA ROSA G., MURRELL K. D., LICHTENFELS R. 1992. Taxonomic revision of the genus *Trichinella*. *J. Parasitol.*, 78(4), 1992, p. 654-659.
- POZIO E., LA ROSA G., ROSSI P., MURRELL D. 1992a. Biological characterization of *Trichinella* isolates from various host species and geographical regions. *J. Parasitol.*, 78(4), 1992, p. 647-653.
- POZIO E., LA ROSA G., MIGNONE W., AMATI M., ERCOLINI C. 1992b. Sopravvivenza delle larve muscolari di *Trichinella britovi* nei muscoli congelati da cinghiale. *Archivio Veterinario Italiano*. 1992; 43 (2): 57-60.
- POZIO E., VARESE P., MORALES M. A., CROPPO G. P., PELLICIA D., BRUSCHI F. 1993. Comparison of human trichinellosis caused by *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi*. *Am. J. Trop. Med Hyg.* 1993 Apr;48(4):568-575.

- POZIO E., LA ROSA G., SERRANO F. J., BARRAT R., ROSSI L. 1996. Environmental and human influence on the ecology of *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi* in Western Europe. *Parasitology*. 1996, 113, 527-533.
- POZIO E., GOFFREDO M., FICO R., LA ROSA G. 1999. *Trichinella pseudospiralis* in sedentary night-birds of prey from Central Italy. *J Parasitol* 1999 Aug;85(4):759-61.
- POZIO E., SERRANO F., DUBINSKY P., CABAJ W., BLAGA R., DIDA I., CHRISTENSSON D., NÖECKLER K., MARUCCI G., LA ROSA G. 2004. Relationships between *Trichinella* and host species in Europe. 11<sup>th</sup> International Conference on trichinellosis. Abstract book. p. 27. International Commission on Trichinellosis.
- POZIO E., PAGANI P., MARUCCI G., ZARLENGA D., HOBERG E., DE MENEGHI D., LA ROSA G., ROSSI L. 2005. *Trichinella britovi* etiological agent of sylvatic trichinellosis in the Republic of Guinea (West Africa) and a re-evaluation of geographical distributions for encapsulated species in Africa. *International Journal for parasitology*. 35:955-960.
- POZIO E., KAPEL C. M. O., GAJADHAR A. A., BOIREAU P., DUPOUY-CAMET J., GAMBLE H. R. 2006. *Trichinella* in pork: current knowledge on the suitability of freezing as a public health measure. *Eurosurveillance*, Vol. 11, Issue 46, 16 Nov 2006.
- 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. *Int. j. Parasitol.* 2009; 39(1):71-79.
- POZIO E., ALBAN L., BOES J., BOIREAU P., BOUÉ F., CLAES M., COOK A. J. C., DORNY P., ENEMARK H., VAN DER GIESSEN J., HUNT K. R., HOWELL M., KIRJUSINA M., NÖCKLER K., ROSSI P., SMITH G. C., SNOW L., TAYLOR M. A., THEODOROPOULOS G., VALLÉE I., VIEIRA-PINTO M. M., ZIMMER I.A. 2010. Development of armonised schemes for the monitoring and reporting of *Trichinella* in animals and foodstuffs in the European Union. *EFSA Scientific Report*. 12.02.2010. Question No EFSA-Q-2009-01072.
- PREUB B. 1991. *Fundamentos de la inspección de carnes*. Acribia. Zaragoza.
- PUMAROLA A., RODRÍGUEZ-TORRES A., GARCÍA-RODRÍGUEZ J. A., PIÉDROLA-ANGULO G. 1987. *Microbiología y Parasitología Médica*. Salvat. Barcelona.
- PYBURN D. G., GAMBLE H. R., WAGSTROM E. A., ANDERSON L. A., MILLER L. E. 2005. *Trichinae* certification in the United States pork industry. *Vet Parasitol.* 2005 Sep 5;132(1-2):179-83.
- RAMISZ A. 1989. Studies of some epizootiological and epidemiological problems of trichinellosis in Poland. *In Trichinellosis*, C. E. Tanner, A. R. Martínez-Fernández, F. Bolás-Fernández (Ed.) Consejo de Investigaciones Científicas Press. Madrid. pp. 370-375.

- RANQUE S., FAUGÈRE B., POZIO E., LA ROSA G., TAMBURRINI A., PELLISSIER J.-F., BROUQUI PH. 2000. *Trichinella pseudospiralis* outbreak in France. Emerging Infectious Diseases. 2000 Spt-Oct. Vol.6. No. 5. p. 543-547.
- REHMET S., SINN G., ROBSTAD O., PETERSEN L., AMMON A., LESSER D., DAVID H., NOECKLER K., SCHERHOLZ G., ERKRADT K.D., PECHMANN D., KUNDT R., OLTMANS G., LANGE R., LAUMEN J., NOGAY U., DIXIUS M. EICHENBERG J., DINSE F., STEGEMANN D., LOTZ W., FRANKE D., HAGELSCHUR P., STEIGERT M. 1999. Dos brotes de triquinosis en el estado de Renania de Westfalia del norte, Alemania, 1999. Eurosurveillance. Vol. 4, Issue 7-8, Jul/Aug 1998, 78-81.
- RIBICICH M., GAMBLE H.R., ROSA A., BOLPE J., FRANCO A. 2005. Trichinellosis in Argentina: an historical review. Vet Parasitol. 2005. Sep 5;132(1-2):137-42.
- RIVA E., STEFFAN P. E., FIEL C. A. Trichinellosis: aspectos múltiples de una zoonosis global.
- RODRÍGUEZ DE LAS PARRAS E., RODRÍGUEZ-FERRER M., NIETO-MARTÍNEZ J., UBEIRA F. M., GÁRATE-ORMAECHEA T. 2004. Revisión de brotes de triquinosis detectados en España durante 1990-2001. Enfermedades infecciosas y Microbiología clínica. 2004. Vol. 22. Nº 02. p. 70-76.
- RODRÍGUEZ-OSORIO M., GÓMEZ-GARCÍA V., RODRÍGUEZ-PÉREZ J., GÓMEZ-MORALES M. A. 1990. Trichinellosis in Southern Spain. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Higiene. Vol. 84. 120-120.
- ROSELL C., FERNÁNDEZ-LLARIO P., HERRERO J. 2001. El jabalí (*Sus scrofa* LINNAEUS, 1758). Galemys 13 (2), 2001.
- ROSELL C., CARRETERO M. A. 2002. Evolució demogràfica del senglar (*Sus scrofa*) al Montseny. V Trobada d'Estudiosos del Montseny. Monografies, 33. Barcelona.
- ROSELL C., NAVÀS F. 2011. Seguiment de la població de senglar al Montseny. Memòria 2010. Parc Natural del Montseny. Reserva de la Biosfera. Diputació de Barcelona.
- ROSSI L., DINI V. 1990. Importance of the wild boar in the epidemiology of wild trichinellosis in Piedmont and Liguria. Parassitologia. 1990 Dec;32(3):321-326.
- ROSSI L., POZIO E., MIGNONE W., ERCOLINI C., DINI V. 1992. Epidemiology of sylvatic trichinellosis in north-western Italy. Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz., 11 (4), 1039-1046.
- ROSSI P., POZIO E. 2008. Guidelines for the detection of *Trichinella* larvae at the slaughterhouses in a quality assurance system. Ann. Ist. Sup. Sanità. Vol. 44, No 2: 195-199.
- SÁEZ-ROYUELA C., TELLERÍA J. L. 1986. The increased population of the Wild Boar (*Sus scrofa* L.) in Europe. Mammal Rev. Volume 16, Nº. 2, 97-101.

- SÁEZ-ROYUELA C., GOMÁRIZ R. P., TELLERÍA J. L. 1989. Age determination of european wild boar. Wildlife Society Bulletin, Vol. 17, No 3, pp. 326-329.
- SANZ EGAÑA C. 1948. Enciclopedia de la carne. Espasa-Calpe. Madrid.
- SANZ EGAÑA C. 1955. Veterinaria legal. Espasa-Calpe. Madrid.
- SAYASONE S., ODERMATT P., VONGPHRACHANH P., KEOLUANKOT V., DUPOUY-CAMET J., NEWTON P. N., STROBEL M. 2006. A trichinellosis outbreak in Borikhamxay province, Lao PDR. Trans R Soc Trop med Hig.
- SCHELLEBERG R. S., TAN B. J., IRVINE J. D., STOCKDALE D. R., GAJADHAR A. A., SERHIR B., BOTHA J., ARMSTRONG C. A., WOODS S. A., BLONDEAU J. M., MCNAB T. L. 2003. An outbreak of trichinellosis due to consumption of bear meat infected with *Trichinella nativa*, in 2 northern Saskatchewan communities. J. Infect Dis. 2003 Sep 15;188(6):835-43.
- SEFAS. Clave para la determinación de la edad en el jabalí (*Sus scrofa*) a partir de su dentición. UAB. Cerdanyola del Vallès.
- SEGOVIA J. M., TORRES J., MIQUEL J., LLANEZA L., FELIU C. 2001. Helminths in the wolf, *Canis lupus*, from NW Spain. Journal of Helminthology, June 2001, vol. 75, no Special Issue, pp. 183-192.
- SERRANO F. J., PÉREZ-MARTÍN E., REINA D., NIETO C. G., NAVARRETE I., MURRELL K. D. 1998. Intensity of natural *Trichinella spiralis* and *T. britovi* infections in animal host of Extremadura (Spain) and its repercussion for diagnosis by direct methods. Research and Reviews in Parasitology, 58 (2): 117-120 (1998).
- SERRANO F. J., PÉREZ-MARTÍN J. E., REINA D., NAVARRETE I., KAPEL C. M. O. 1999. Influence of infection intensity on predilection sites in swine trichinellosis. Journal of Helminthology. Vol. 73, Nº 3, 1999, p. 251-254.
- SILLERO F. DE CAÑETE J., SILLERO ARENAS I. 2008. Triquinosis en Jaén. Real Academia de Ciencias Veterinarias de Andalucía Oriental. Anales. Vol. 21 (1). Dic. 2008.
- SISSON S, GROSSMAN J. D. 1973. Anatomía de los animales domésticos. Salvat. Barcelona.
- SMITH H. J. 1975. An evaluation of low temperature sterilization of trichinae infected pork. Can. J. Comp. Med. Vol. 39. July, 1975. p. 316-320.
- SMITH H. J. 1983. Differentiation of *Trichinella spiralis spiralis* and *Trichinella spiralis nativa* based on resistance to low temperature refrigeration. Can J Comp Med 1983; 47: 501-502.
- SOHN W.-M., KIM H.-M., CHUNG D.-I., YEE S. T. 2000. The first human case of *Trichinella spiralis* infection in Korea. The Korean Journal of Parasitology. Vol. 38. No. 2. 111-115. June 2000.

- SOULE C., DUPOUY-CAMET J., GEORGES P., ANCELLE T., GILLET J. P., VAISSAIRE J., DELVIGNE A., PLATEAU E. 1989. Experimental trichinellosis in horses. Biological and parasitological evaluation. *Vet. Parasit.*, 31:19-36.
- SCHNURRENBERGER P.R., HUBBERT W.T. 1987. Introducción a las zoonosis. Acribia. Zaragoza.
- SUKURA A., NAREAHO A., VAIJALAINEN P., OIVANNE L. 2001. Trichinellosis in farmed wild boar: meat inspection findings and seroprevalence. *Parasite*. 2001;8 (2 Suppl): S243-245.
- TERMCAT. 2002. Diccionari de Veterinària i Ramaderia. Enciclopèdia Catalana. Barcelona.
- TEUNIS P. F. M., KONINGSTEIN M., TAKUMI K., VAN DER GIESSEN J. W. B. 2012. Human beings are highly susceptible to low doses of *Trichinella* spp. *Epidemiology and Infection*. (2012), 140, 210-218.
- TORRENTS A., FÀBREGAS I COMADRAN X., BOLÁS F., NOGAL J. J. 2014. *Trichinella* status in the wild fauna of Catalonia (NE Spain): first report of *T. spiralis* in a wild boar from Montseny (Barcelona province).  
<https://ddd.uab.cat/pub/estudis/2014/118381/trista.pdf>
- TRICHINELLA.ORG. 2004. Clinical summary of Trichinellosis.  
<http://www.trichinella.org/clinical.htm>
- USDA. 1990. Code of Federal Regulations, Animals and animal products. Vol. 9. Washington DC.
- USDA. 2003. A focus on *Trichinella*. A nematode parasite. FSRIO/Food Safety Research Information Office. December 2003. [www.nal.usda.gov/](http://www.nal.usda.gov/)
- VALENCIA C., MUÑOZ H., TORRES H. 2003. Triquinosis: Entre el temor y el deber de informar la fuente de infección. *Rev Chil Infect* (2003); 20 (2): 99-103.
- VALENTÍN LAJO T. 1935. Aspectos sanitarios: triquinosis. *La Semana Veterinaria*. 15/12/1935. Núm. 990. Año XIX. Madrid.
- VALLÉE I., MACÉ P., HECKMANN B., DURAND B., BOIREAU P. Ring trial on comparison of artificial digestion methods for detection of encapsulated *Trichinella spiralis* larvae in porkmeat. TRICHIMED-Task 3: Harmonisation of veterinary controls methods. UMR-BIPAR - AFSSA-LERPAZ - MEDVETNET.
- VAN DER GIESSEN J. 2001. *Trichinella* infections in Dutch wild animals: potential risk to humans. *Euro Surveill*. 2001;5(6):pii=1807. Available online: <http://www.eurosurveillance.org/ViewArticle.aspx?ArticleId=1807>.
- VAN KNAPEN F. 1998. European proposal for alternative *Trichinella* control in domestic pigs. *Fleischwirtschaft International*, 3, p. 19-20.
- VAN KNAPEN F. 2000. Control of trichinellosis by inspection and farm management practices. *Vet Parasitol* 2000 Dec 1;93(3-4):385-92.

- WACKER K., RODRÍGUEZ E., GARATE T., GEUE L., TACKMANN K., SELHORST T., STAUBACH C., CONRATHS F. J. 1999. Epidemiological analysis of *Trichinella spiralis* infections of foxes in Brandenburg, Germany. *Epidemiology and Infection*, 1999, 123, 139-147.
- WANG Z. Q., CUI J. 2001a. The epidemiology of human trichinellosis in China during 1964-1999. *Parasite*. 2001 Jun;8(2 Suppl):S63-6.
- WANG Z. Q., CUI J. 2001b. Epidemiology of swine trichinellosis in China. *Parasite*. 2001 Jun;8(2 Suppl):S67-70.
- WANG Z. Q., CUI J. 2001c. The epidemiology of human trichinellosis in China during 2000-2003. *Acta Trop*. 2006 Mar;97(3):247-51.
- WEBSTER P., MADDOX-HYTTEL C., NÖCKLER K., MALAKAUKAS A., VAN DER GIESSEN J., POZIO E., BOIREAU P., KAPEL C. M. 2006. Meat inspection for *Trichinella* in pork, horsemeat and game within the EU: available technology and its present implementation. *Euro Surveill*. 2006;11(1):pii=596. Available online: <http://www.eurosurveillance.org/ViewArticle.aspx?ArticleId=596>.
- WILSON A. 1975. *Practical Meat Inspection*. Blackwell Scientific Publications. Oxford.
- WIN EPISCOPE (both English and Spanish versions)  
[www.clive.ed.ac.uk/cliveCatalogueItem.asp?id=B6BC9009-C10F-4393-A22D-48F436516AC4](http://www.clive.ed.ac.uk/cliveCatalogueItem.asp?id=B6BC9009-C10F-4393-A22D-48F436516AC4)
- YÉPEZ-MULIA L. 1996. Nueva herramienta en el diagnóstico y en la identificación de parásitos del género *Trichinella*. *Gac Méd Méx* 1996; Vol. 132 (5): 513-517.
- ZAMORA M. J., ÁLVAREZ M., OLMEDO J., BLANCO M. C., POZIO E. 2015. *Trichinella pseudospiralis* in the Iberian peninsula. *Vet. Parasitol.* (2015).  
<http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.04.004>
- ZIMMERMAN W. J. 1983. Surveillance in swine and other animals by muscle examination. *Trichinella* and trichinellosis. Campbell W. C. Ed. Plenum Press. New York. 515-528.

## REFERENCIAS ELECTRÓNICAS

<http://apt.allenpress.com>

<http://bvs.insp.mx>

<http://centaur.vri.cz>

<http://cresa.uab.cat>

<http://sciencedirect.com>

<http://cnia.inta.gov.ar>

<http://monsite.wanadoo.fr>

<http://probe.usp.br>

<http://tmcr.usuhs.mil>

[www.bioone.org](http://www.bioone.org)

[www.cdc.gov](http://www.cdc.gov)

[www.european-accreditation.org/](http://www.european-accreditation.org/)

[www.eurosurveillance.org](http://www.eurosurveillance.org)

[www.fao.org/](http://www.fao.org/)

[https://fundaciocatalunya-lapedrera.com/sites/default/files/Dossier%20Senglar%2013%20WEB%20SD\\_0.pdf](https://fundaciocatalunya-lapedrera.com/sites/default/files/Dossier%20Senglar%2013%20WEB%20SD_0.pdf)

[www.ilac.org](http://www.ilac.org)

[www.iso.org](http://www.iso.org)

[www.iss.it](http://www.iss.it)

[www.kobe-u.ac.jp/parasite/jalpanese/movie-html](http://www.kobe-u.ac.jp/parasite/jalpanese/movie-html)

[www.oie.int/](http://www.oie.int/)

[www.med.unipi.org](http://www.med.unipi.org)

[www.med.unipi.it](http://www.med.unipi.it)

[www.medscape.com](http://www.medscape.com)

[www.nal.usda.gov/](http://www.nal.usda.gov/)

[www.ncbi.nlm.nih.gov](http://www.ncbi.nlm.nih.gov)

[www.springerlink.com](http://www.springerlink.com)

[www.trichinella.org/](http://www.trichinella.org/)

## **LEGISLACIÓN**

Directiva 2003/99, del Parlamento Europeo y del Consejo, de 17 de noviembre de 2003, sobre la vigilancia de las zoonosis y los agentes zoonóticos.

Reglamento (CE) núm. 178/2002, de 28 de enero de 2002, por el cual se establecen los principios y los requisitos generales de la legislación alimentaria, se crea la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria y se

- fijan los procedimientos relativos a la seguridad alimentaria.
- Reglamento (CE) nº 2160/2003, de 17 de noviembre, sobre control de Salmonella y otros agentes zoonóticos transmitidos por los alimentos.
- Reglamento (CE) núm. 852/2004, de 29 de abril de 2004, relativo a la higiene de los productos alimentarios.
- Reglamento (CE) núm. 853/2004, de 29 de abril de 2004, por el cual se establecen normas específicas de higiene de los alimentos de origen animal.
- Reglamento (CE) núm. 854/2004, de 29 de abril de 2004, por el cual se establecen normas específicas para la organización de controles oficiales de los productos de origen animal destinados al consumo humano.
- Reglamento (CE) núm. 882/2004, de 29 de abril de 2004, sobre los controles oficiales efectuados para garantizar la verificación del cumplimiento de la legislación en materia de piensos y alimentos y la normativa sobre salud y bienestar de los animales.
- Reglamento (CE) núm. 2075/2005, de 5 de diciembre, por el cual se establecen normas específicas para los controles oficiales de la presencia de triquinias en la carne.
- Reglamento (CE) núm. 1069/2009, de 21 de octubre de 2009, por el cual se establecen las normas sanitarias aplicables a los subproductos animales no destinados al consumo humano.
- Reglamento (CE) núm. 1162/2009, de 30 de noviembre de 2009, por el cual se establecen disposiciones transitorias para la aplicación de los Reglamentos (CE) Nº 853/2004, Nº 854/2004 y Nº 882/2004.
- Reglamento (UE) núm. 142/2011. SANDACH
- Reglamento (CE) núm. 931/2011, de 19 de septiembre de 2011, relativo a los requisitos en materia de trazabilidad establecidos por el Reglamento Nº 178/2002 para los alimentos de origen animal.