

Métodos de inactivación de parásitos presentes en pescados comercializados para consumo humano

A review on the inactivation methods of parasites present in fish intended for human consumption

FARIÑA, FA^{1,2}; PASQUALETTI, MI^{1,2}; ARONOWICZ, T¹; ERCOLE, M^{1,2}; BESSI, C^{1,2};
ALVAREZ, M^{3,4}; LOPEZ, F⁵; VOLPEDO, A²; RIBICICH, MM^{1,2}

¹Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Veterinarias, Cátedra de Parasitología y Enfermedades Parasitarias. Buenos Aires, Argentina. ²CONICET–Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Veterinarias, Instituto de Investigaciones en Producción Animal (INPA), Buenos Aires, Argentina. ³Dirección de Planificación Pesquera. Subsecretaría de Pesca y Acuicultura. MAGYP. ⁴Licenciatura en Gestión Ambiental. Universidad Nacional de Moreno. ⁵Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Veterinarias.

RESUMEN

La prevención y el control de las parasitosis constituyen eslabones fundamentales en las diferentes etapas del proceso productivo de la industria pesquera, debido a que estos agentes pueden causar importantes problemas económicos y riesgos para la salud. Existen ciertas especies de parásitos que poseen un efecto devastador en la producción acuícola, ya que encuentran en las estaciones de cría, el lugar ideal para reproducirse. En consecuencia, es necesario utilizar tratamientos de inactivación adecuados para garantizar la calidad del producto alimenticio, conservar sus características organolépticas y evitar el contagio de las personas por parásitos zoonóticos. Se realizó una búsqueda bibliográfica con el objetivo de describir los principales métodos de inactivación de parásitos zoonóticos reportados en Argentina. La congelación, cocción, salazón, marinado, ahumado e irradiación constituyen tratamientos postulados para asegurar la inocuidad de diversos productos y subproductos pesqueros cuando son aplicados bajo determinadas condiciones. Las regulaciones sobre parasitosis, guías y documentos para la industria y educación de los consumidores constituyen estrategias fundamentales para producir alimentos seguros para la población.

Palabras clave: (parásitos), (inactivación), (zoonosis), (peces), (ETA)

ABSTRACT

The prevention and control of parasites are essential tasks in the fishing industry that tend to avoid significant economic problems and health risks. There exists some parasites that have a devastating effect on aquaculture, since they find the ideal place to reproduce in the breeding stations. Consequently, it is necessary to use appropriate inactivation methods on fish to guarantee the quality of the food product, preserve its organoleptic characteristics and avoid the contagion of people by zoonotic parasites. To this end, a bibliographic search was carried out in order to describe the main methods of inactivation of zoonotic fish borne parasites reported in Argentina. Freezing, cooking, salting, marinating, smoking and irradiation are postulated as possible treatments to ensure the safety of various fish products and by-products when they are applied under certain conditions. Regulations on parasites, guides and documents for industry and consumer education constitute fundamental strategies to produce safe food for the population.

Key words: (parasites), (inactivation), (zoonoses), (fishes), (FBD)

INTRODUCCIÓN

Se estima que la producción de pescado a nivel mundial alcanzó unos 179 millones de toneladas en 2018. De ese total, la acuicultura aportó el 46 %, y el 52 % tuvo como destino el consumo humano²⁵. La ingesta de pescado en el mundo en el año 2018 fue de 20,5 kg per cápita.

Existe una tendencia al aumento del consumo de este tipo de productos y según la FAO en el año 2017, el pescado representó el 17 % de la proteína de origen animal que se consume y el 7 % de todas las proteínas consumidas en el mundo.

La captura pesquera en Argentina, para el año 2020 fue de 790.000 t anuales, siendo las especies más importantes de peces la merluza común (*Merluccius hubbsi*), especies del variado costero, siendo las más importantes la corvina (*Micropogonias furnieri*), la pescadilla (*Cynoscion guatucupa*), el besugo (*Pagrus pagrus*), la caballa (*Scomber japonicus*), las rayas en general y de ambientes continentales el sábalo (*Prochilodus lineatus*) y la boga (*Megaleporinus obtusidens*). El 58 % de las parasitosis transmitidas por los alimentos listadas según el ranking de riesgo de la FAO/WHO en 2012 pueden estar asociadas al consumo de alimentos de origen animal, entre las que se encuentran aquellas parasitosis vinculadas con el consumo de animales marinos y dulceacuícolas⁷⁰.

Los peces son hospedadores de diversos parásitos, que, según el agente involucrado, pueden tener un impacto negativo en el producto pesquero y/o en la salud de las personas. La mayoría de estos organismos son encontrados durante el

procesamiento del pescado en los órganos que se descartan, sin embargo muchos pueden estar presentes en el tejido muscular⁵⁴.

En los últimos años, el consumo de pescado crudo se ha convertido en una tendencia culinaria gracias al aumento de la popularidad del sushi, ceviche, sashimi, gravlax, entre otros, lo que podría traer como consecuencia un incremento en el riesgo de exposición de los consumidores a las parasitosis transmitidas por estos productos⁵³.

Las zoonosis parasitarias asociadas al consumo de productos pesqueros crudos o insuficientemente cocidos pueden ser causadas por nematodos, cestodos, trematodos, acantocéfalos, entre otros y dentro de estos grupos, los anisákidos, constituyen los nematodos más frecuentes desde el punto de vista sanitario^{12, 45, 66}.

Las larvas de los nematodos pertenecientes a la familia Anisakidae se encuentran ampliamente distribuidas en distintas poblaciones de peces a lo largo del mundo^{38, 43, 46}. Dentro de esta familia encontramos géneros zoonóticos como *Anisakis* spp., *Pseudoterranova* spp. y *Contracaecum* spp. Estos tienen un ciclo de vida acuático que involucra a crustáceos como primeros hospedadores intermediarios y como segundos hospedadores intermediarios, en el caso de *Pseudoterranova* y *Contracaecum*, a los peces, y peces y calamares en el caso de *Anisakis*^{1, 33, 34, 39, 40}. Los ejemplares adultos de *Contracaecum*, se encuentran comúnmente en distintos tipos de lobos marinos y aves piscívoras⁴⁴, mientras que las especies

de los géneros *Anisakis* y *Pseudoterranova* pueden tener como hospedadores definitivos a cetáceos y pinnípedos respectivamente^{32, 63}.

Las personas pueden contraer la infección por anisakídeos al consumir productos pesqueros que contienen larvas L3, las que pueden penetrar en la mucosa gastrointestinal y causar dolor abdominal severo, náuseas, vómitos, y diarrea³. Sin embargo, en la infección por estos parásitos, lo más frecuente es observar en los pacientes una respuesta alérgica, que puede desencadenar síntomas clínicos que van desde la aparición de urticaria hasta shock anafiláctico¹³. La anisakiosis es una enfermedad zoonótica muy importante, habiéndose reportado un aumento sustancial en su prevalencia en las últimas dos décadas a lo largo de todo el mundo¹³.

Dibothriocephalus y *Adenocephalus* son dos agentes parasitarios que pertenecen a la familia Diphylobothriidae cuyos estadios adultos pueden infectar a las personas y producir vómitos, eosinofilia, diarrea, dolor abdominal y anemia^{42, 55}. Sus ciclos biológicos se encuentran íntimamente conectados con los ambientes acuáticos. Las aves ictiófagas y los carnívoros domésticos y silvestres como perros, gatos, zorros y visones, entre otros, también pueden actuar como hospedadores definitivos de *Dibothriocephalus*, mientras que los lobos marinos como hospedadores de *Adenocephalus*. Los copepódos y los peces actúan como primeros y segundos hospedadores intermedios respectivamente^{61, 69}.

Los acantocéfalos de los géneros *Bolbosoma* y *Corynosoma* son parásitos que tienen un ciclo de vida del tipo predador-presa en donde los cetáceos y pinípedos albergan en su intestino a los estadios adultos, actuando como hospedadores definitivos, mientras que los crustáceos actúan como primeros hospedadores intermedios y los peces como segundos hospedadores intermedios. Si bien los casos documentados de infecciones humanas son escasos y se circunscriben principalmente a Japón, se estima que esta enfermedad podría surgir en cualquier parte del mundo, debido al consumo de peces o calamares crudos con cisticantos^{26, 35, 48, 60}.

Ascocotyle longa es un digeneo donde los mamíferos y aves acuáticas actúan como hospedadores definitivos y los moluscos y peces como hospedadores intermedios⁵⁹. Se han reportado casos ocasionales en seres humanos¹⁴.

En Argentina, las enfermedades parasitarias transmitidas por el consumo de productos pesqueros no son eventos de notificación obligatoria, por lo que no existen estadísticas oficiales sobre el impacto de las mismas en la población humana.

La presente revisión tiene como objetivo describir los principales métodos de inactivación de parásitos zoonóticos reportados en Argentina. Si bien *A. simplex* sólo fue descrito en el hemisferio norte hasta el presente, se han incorporado los trabajos realizados sobre este parásito ya que aportan la mayor fuente de información sobre los efectos de métodos de inactivación en anisakídeos.

TRATAMIENTOS DE INACTIVACIÓN

La congelación, cocción, salazón, marinado, ahumado e irradiación constituyen tratamientos postulados para asegurar la inocuidad de diversos productos y subproductos pesqueros.

Congelación

La congelación es uno de los métodos más conocidos que existen para extender la vida útil de los alimentos ya que permite detener o inhibir los procesos microbiológicos y enzimáticos que los modifican. Es un método convencional y de fácil aplicación que mantiene la estabilidad de los alimentos sin perder la calidad inicial³⁶. La congelación influye en el estado físico del alimento debido a la transformación del agua en hielo. Para ello se requiere una temperatura de alrededor de -18°C ^{15, 52}.

Una forma eficaz de inactivar larvas de anisakídeos es el procesamiento térmico de productos pesqueros a temperaturas bajo cero. Sin embargo, algunos estudios han revelado que estos parásitos tienen la capacidad de sobrevivir a la congelación a temperaturas por debajo de 0°C ^{3, 47, 71}. En el caso de *Anisakis* spp., Wharton y Aalders⁷¹ atribuyen este fenómeno a la producción de trehalosa, que tendría un efecto crioprotector.

En un estudio realizado por Podolska y col⁵⁰, los autores evaluaron la capacidad para inactivar larvas aplicando distintas condiciones de frío (temperaturas, tiempos y equipos) sobre filetes de bacalao del Atlántico (*Gadus morhua*) y sobre arenque (*Clupea harengus*) entero (sin extraer órganos) naturalmente infectados con *A. simplex* y *Pseudoterranova* spp. Los autores encontraron que las larvas de *A. simplex* y *Pseudoterranova*

spp. presentes en los filetes murieron a partir de $-15\text{ }^{\circ}\text{C}$. Sin embargo, no todas las larvas de *A. simplex* murieron en el pescado entero sometido a las condiciones de temperatura -15 , -18 y $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 24 h. En otro estudio realizado en salmones rojos (*Oncorhynchus nerka*) enteros y eviscerados y peces roca canarios (*Sebastes pinniger*) enteros naturalmente infectados, se estudió el efecto de las condiciones de ultracongelación en la viabilidad de larvas de *A. simplex*. No se encontraron larvas viables luego de someter a los pescados a $-35\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 24, 48 o 72 h¹⁶.

Algunos autores encontraron que el tiempo necesario para eliminar las larvas es directamente proporcional a la temperatura de congelación. Adams y col.³ determinaron que el tiempo mínimo requerido para eliminar *A. simplex* presentes en filetes de lenguado de diente de flecha (*Atheresthes stomias*) sometidos a temperaturas de -15 , -20 , -30 y $-40\text{ }^{\circ}\text{C}$ fue de 96, 60, 12 y 9 h, respectivamente. Por otro lado, Oh y col⁴⁷ evaluaron la viabilidad de larvas de *Anisakis* provenientes de vísceras de congrio (*Conger myriaster*) que fueron extraídas e introducidas experimentalmente en calamares (*Sepioteuthis sepioidea*) y abadejos de Alaska (*Theragra chalcogramma*) y evidenciaron la inactivación de todas las larvas sometidas a las siguientes condiciones: $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 48 h y -40 por 24 h.

La capacidad del frío para inactivar estadios inmaduros de cestodes en peces no se encuentra ampliamente documentada en la bibliografía científica. Titova⁶⁵ sugirió que el tiempo de congelación requerido para matar los plerocercoides de *Diphyllobothrium latum* (actualmente *Dibothriocephalus latus*) presentes en lucios (*Esox lucius*) sería directamente proporcional al peso del pescado. A una temperatura de exposición de $-6\text{ }^{\circ}\text{C}$ fueron necesarios 7 días para un animal de 9 kg mientras que 2 días para uno de 700 g. Feachem y col²⁰ señalan que la temperatura de $-10\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 8 a 72 h dependiendo del grosor del pescado permite la inactivación de plerocercoides de *Diphyllobothrium latum*. Sin embargo, en otro estudio realizado sobre plerocercoides de *Diphyllobothrium* presentes en distintas especies de peces de agua dulce cuyos pesos estaban comprendidos entre 16,7 g a 2460 g, se determinó que a las 24 h de exposición a $-18\text{ }^{\circ}\text{C}$ los estadios larvarios fueron inactivados, independientemente del tamaño del pescado analizado³¹.

Estudios realizados en plerocercoides libres extraídos de su matriz dan cuenta que la

acción del frío a una temperatura de $-10\text{ }^{\circ}\text{C}$ resultó en la pérdida de infectividad de estas formas juveniles^{19,56}.

Calor

El calor es uno de los métodos más confiables²⁸ y ampliamente utilizados, y, al igual que la congelación, permite la inactivación de microorganismos y enzimas presentes en los alimentos. Al utilizar este tratamiento, se pueden producir alimentos de larga vida útil que pueden no requerir refrigeración posterior. También es fácil controlar las condiciones del proceso durante el tratamiento, siempre que se cuente con los instrumentos adecuados. Otras ventajas citadas son la destrucción de algunos elementos antinutricionales que pueden estar presentes en los alimentos y la facilidad de digestión y absorción de algunos de los nutrientes (por ejemplo: facilitación de la digestión de proteínas, gelatinización de almidón)^{7,8}.

La cocción a una temperatura igual o mayor a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ por un minuto sería suficiente para eliminar larvas de *Anisakis* spp.¹⁰. Sin embargo, Sanchez Alonso y col⁵⁷, realizaron una experiencia para evaluar el efecto de distintas condiciones de temperaturas y tiempos sobre *Anisakis* spp. Para ello, inocularon experimentalmente filetes de merluza (*Merluccius merluccius*) con larvas de *Anisakis* spp. Estos autores encontraron que, en algunas de las muestras que alcanzaron los $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ en el centro térmico durante un minuto, esta condición no fue suficiente para eliminar la totalidad de las L3 de *Anisakis*, necesitando al menos 8 minutos.

Al igual que lo expuesto previamente para el tratamiento por congelación, diversos autores estudiaron la relación del grosor del filete/pescado entero y el tiempo y temperatura requeridos para inactivar los estadios infectantes de anisakidos. En este sentido, se sugirió que para filetes de 30 mm de grosor, una temperatura de $70\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 7 min o de $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 10 min sería eficaz para matar larvas de *Pseudoterranova decipiens* presentes en el bacalao. Gago Cabezas²⁷ remarcó que sería necesario aplicar unos $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 10 a 12 minutos por pulgada (2,54 cm) de grosor del pescado para producir la inactivación.

El efecto del calor sobre metacercarias de *Ascocotyle longa* presentes en lisas (*Mugil* spp.)

fue analizado por algunos investigadores. Borges y col.¹¹ encontraron que es necesaria una temperatura de por lo menos 60 °C por 15 minutos para eliminar las metacercarias inoculadas experimentalmente en filetes de *Mugil liza*. Por otro lado, Rodríguez y col.⁵⁴ estudiando filetes de *Mugil platanus* naturalmente infectados, reportaron que a una temperatura de 55 °C por 1 minuto en el centro del producto se produjo la inactivación de las metacercarias de *A. longa*.

Según Salminen⁵⁶, los plerocercoides de *D. latum* pueden ser inactivados a una temperatura de 56 °C por 5 minutos. Peduzzi y Boich⁴⁹ señalan que la cocción a 50 °C durante 10 minutos permite la inactivación de plerocercoides de *D. latum*.

Los hornos a microondas permiten cocinar o calentar los alimentos de manera simple, rápida, y práctica. Su funcionamiento involucra mecanismos iónicos y dieléctricos. A lo largo del tiempo se han realizado diversos estudios con el fin de evaluar el efecto de las microondas sobre patógenos presentes en alimentos. Lanfranchi y Sardella⁴¹ estudiaron el efecto de las microondas sobre filetes de pescado en forma de sándwich experimentalmente inoculados con *Anisakis* spp. Para ello, utilizaron un horno microondas comercial al 75 % de poder (600 W) durante 1 minuto, y evidenciaron la ausencia de larvas vivas cuando la temperatura interna del producto fue de 75,56 °C. Vidaček y col.⁶⁸ también observaron la inactivación de larvas de *Anisakis* spp. experimentalmente inoculadas en sandwiches de filetes de merluza (*Merluccius merluccius*) pero a temperaturas de 60 °C (800 W) y 70 °C (1000 W) durante 5 y 3 minutos respectivamente. Por otro lado, Adams y col.² estudiaron el efecto de las microondas de un horno comercial al 100 % de poder (700W) sobre filetes de *Atheresthes stomias* naturalmente infectados y sobre sandwiches de filetes experimentalmente inoculados con *Anisakis* spp., que a diferencia de los anteriores fueron rotados durante su procesamiento. Los autores encontraron que el porcentaje de supervivencia de las larvas de *A. simplex* a una misma temperatura fue menor en los sandwiches que en los filetes. Los nematodos no sobrevivieron cuando la temperatura interna en los sándwiches y filetes fue ≥ 65 °C o 77 °C, respectivamente².

Salazón y marinado

Son métodos tradicionales que permiten la preservación del pescado y podrían lograr inactivar larvas de nematodos. Existen estudios sobre los efectos de distintas concentraciones de NaCl (sal común) y ácido acético en diferentes tipos de preparaciones con pescados que permiten inactivar los parásitos presentes en ellos.

Algunos países como España y Francia determinaron condiciones técnicas de salado y marinado que permiten la inactivación de las larvas de parásitos. En España, el Comité Científico de Agencia Española de Seguridad Alimentaria y Nutrición (AESAN) aseveró que el tratamiento por congelación no es necesario para aquellos productos pesqueros que alcancen una concentración de NaCl por encima del 9 % por al menos 6 semanas, entre 10-20 % por 4-5 semanas o más del 20 % por un mínimo de 3 semanas⁴. En cuanto al salado, la Agencia Francesa de Seguridad Alimentaria (AFSSA), reportó que para preparaciones tradicionales y para pequeñas cantidades, los niveles de salinidad del 20 % producen la inactivación del parásito en 21 días, mientras que concentraciones del 15 % requieren 28 días. AFSSA también señala que el marinado con 10% de ácido acético y 12 % de sal, mantenido por 5 días a 4 °C, no es peligroso para la salud, así como productos pesqueros con porcentajes de sal entre el 6 % y el 12 % de ácido acético por 13 días a 4 °C¹⁸. En la tabla 1 se resumen los trabajos realizados por distintos autores.

Si bien este tipo de procesamiento puede resultar ventajoso en circunstancias en las que no se dispone de energía eléctrica, la salazón y el marinado pierden sus propiedades larvicidas si las concentraciones de NaCl y / o ácido acético son insuficientes o cuando los tiempos de contacto son demasiado cortos³⁷.

Ahumado

Es un proceso que utiliza el humo que se obtiene por la combustión de la madera, con un aporte limitado de aire. Tiene como finalidad no solo la conservación del alimento sino también conferir sabor al producto. Las técnicas de ahumado se pueden clasificar en: ahumado en frío y ahumado en caliente.

Tabla 1. Métodos de preservación evaluados que lograron el 100% de inactivación de L3 de anisakidos presentes en diferentes especies de pescados.

Método de preservación evaluado	Matriz que contenía las L3	Referencia
5% NaCl por 17 semanas o más	Arenque	Karl y col ³⁷
6–7% NaCl por 10–12 semanas		
Salmuera con 6.3% de NaCl y 3,7% de ácido acético por 28 días.		
6% ácido acético, 10% NaCl por 24 h. Posteriormente se adiciono aceite de girasol y se refrigeró a 4 °C por 13 días.	Sardinas	EFSA ¹⁸
Marinado en 2,6% ácido acético y 5–6% de sal por 12 semanas. Marinado en 2,6% ácido acético y 8-9% de sal por 6 semanas.	Arenque	Doyle ¹⁷
6% ácido acético (vinagre) y 12% NaCl por 13 días a 4 °C. 10% ácido acético y 12% NaCl por 5 días a 4°C. 20% ácido acético; 12% NaCl por 3 días a 4°C. 30% ácido acético; 12% NaCl por 3 días a 4°C. 40% ácido acético; 12% NaCl por 2 días a 4°C.	Anchoas (<i>Engraulis encrasicolus</i>)	Sanchez-Monsalvez y col ⁵⁸
Pre Salado por inmersión en solución sobresaturada de NaCl durante 4 días. Luego, se aplica una técnica local de salado comercial: una capa de pescado, una capa de sal (sucesivamente) por más de 16 horas.	Anchoíta (<i>Engraulis anchoíta</i>)	Lanfranchi y Sardella ⁴¹
Salmuera con 13% de NaCl a 5°C por 24 h y posteriormente maduración en sal seca a 5° por 15 días.	Bacalao (<i>Gadus morhua</i>)	Smaldone y col ⁶⁴

El ahumado en frío se puede utilizar como potenciador del sabor, por ejemplo, para el salmón o las vieiras, y las temperaturas para este proceso se mantienen por debajo de 38 °C. El proceso dura desde unas pocas horas hasta varios días. La evidencia señala que luego del ahumado del salmón (*Onchorhynchus keta*) naturalmente infectado con *Anisakis* spp. a una temperatura de 25.6 °C por 12 h las larvas permanecen vivas²⁹. Resultados similares fueron reportados en arenque del Pacífico (*Clupea harengus pallasii*), donde las larvas de *A. simplex* se mantuvieron viables luego de un tratamiento previo en salmuera y ahumados a una temperatura promedio de 19 °C por 24 h³⁰.

Por otro lado, el ahumado en caliente expone los alimentos al humo y al calor en un

ambiente controlado. Los productos se someten a temperaturas de 70°C a 80°C por 3 a 8 h⁵¹. Las larvas de *A. simplex* son destruidas bajo tales condiciones²³. De la misma manera, Salminen⁵⁶ encontró que el efecto del ahumado sobre plerocercoides de *D. latum* en peces depende solo de las altas temperaturas, mientras que el efecto de los constituyentes del humo fue considerado de menor importancia.

Cabe destacar que el sabor ahumado no implica necesariamente que se haya aplicado el tratamiento tecnológico correspondiente, sino que en algunos casos corresponde a la aplicación de un saborizante llamado humo líquido, con lo cual sería necesario aplicar los tratamientos inactivantes arriba mencionados.

Irradiación

La irradiación (aplicación de radiación ionizante) es una tecnología que mejora la seguridad y la vida útil de los alimentos, mediante la disminución o eliminación de los microorganismos presentes en ellos. Es uno de los métodos más importantes para la preservación de alimentos.

Arvanitoyannis y col.⁶ señalan que la irradiación es un método de bajo costo y muy efectivo que permite prolongar la vida media de los productos pesqueros de 3 a 5 veces más que los métodos tradicionales.

El efecto de los rayos gamma difiere según el parásito, el estadio parasitario y el tipo de alimento, lo que se refleja en la amplia variación de la dosis efectiva mínima necesaria para producir la inactivación de estos organismos.

van Mameren y Houwing⁶⁷ encontraron que para inactivar *Anisakis* spp. en arenque salado eran necesarias dosis de 6 a 10 kGy. En un estudio realizado en anguila de mar (*Anago anago*), Seo y col.⁶² no pudieron inactivar las larvas de tercer estadio de *A. simplex* con una dosis de irradiación mayor a 1 kGy. Resultados similares fueron arrojados por otro estudio donde se observó que las larvas de *A. simplex* fueron altamente resistentes a dosis de irradiación de 2 a 10 kGy²⁴.

El efecto de la irradiación con dosis de 1 a 10 kGy sobre *A. longa* presentes en lisas (*Mugil sp*) fue estudiado por Antunes y col.⁵, quienes reportaron que 4 kGy sería la dosis necesaria para controlar el *A. longa*, sin modificar el olor, color o la apariencia interna o externa del pescado.

La información que existe en cuanto a la modificación de las características organolépticas luego de la exposición de los productos pesqueros a la irradiación, con el propósito de la inactivación de nematodos es inconsistente⁹.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

A partir de los trabajos científicos analizados se observó que los métodos de inactivación de parásitos presentes en productos pesqueros que contribuyen a disminuir el riesgo de ictiozoonosis y que se encuentran más fácilmente al alcance del consumidor serían la congelación y la cocción térmica.

La eficacia de la congelación de los productos pesqueros depende de muchos factores, por ejemplo, la especie de pescado (si es graso o

magro), el tipo de materia prima (si son filetes o pescado entero), la masa y el volumen del producto pesquero, la potencia y el porcentaje de ocupación de la fuente generadora de frío^{3,16,50,71}.

El tratamiento para eliminar parásitos viables en productos pesqueros destinados al consumo humano es obligatorio en muchos países de la UE, Estados Unidos y Canadá. La normativa europea (Reglamento de la UE n.º 1276/2011) exige que los operadores de empresas alimentarias aseguren que la materia prima o el producto terminado se someta a un tratamiento de congelación para eliminar los parásitos viables que pueden suponer un riesgo para la salud del consumidor. En el caso de parásitos distintos de los trematodos, el tratamiento de congelación debe consistir en bajar la temperatura en todas las partes del producto como mínimo al menos a -20 °C durante 24 horas a -35 °C durante 15 horas.

La Administración de Drogas y Alimentos de los EE. UU. (FDA) recomienda que todos los mariscos y pescados destinados al consumo crudo deben congelarse rápidamente a -35 °C o menos durante 15 horas o congelarse regularmente a -20 °C o menos durante 7 días²².

En Argentina, la orden de servicio (OS) N°8/2012 establece la obligatoriedad para las empresas del congelamiento como método para combatir a *Anisakis*, reconocido en el Reglamento 1276/2011 de la UE como el parásito implicado en problemas de salud.

El pescado crudo, marinado, o parcialmente cocido, debería ser tratado, según las recomendaciones internacionales para garantizar la inactivación de larvas de anisakidos así como de plerocercoides de *D. latus*. Dado que el rango de congelación en los freezers domésticos va desde los -6 °C hasta los -24 °C de temperatura promedio, de 1 a 4 estrellas (* a ****), y que las temperaturas efectivas para inactivar las larvas de nematodos anisakidos son a partir de los -20° C, sólo los freezers clasificados como de tres (***) o más estrellas son recomendados para este propósito, siempre y cuando su funcionamiento sea óptimo.

Los autores concuerdan que la cocción a temperaturas mayores a 60° C en el centro del pescado por al menos 1 minuto es suficiente para inactivar parásitos. Estos resultados se conciben con lo señalado por la normativa de la UE 1276/2011. Sin embargo, la FDA²² señala que los pescados deberían cocinarse adecuadamente has-

ta alcanzar una temperatura interna de aproximadamente 63°C. El tiempo necesario para alcanzar la temperatura de inactivación dependerá del espesor de la pieza^{16,27}.

En cuanto a la cocción en horno a microondas, la evidencia^{2,41,68} señala que bajo determinadas condiciones se puede producir la inactivación de anisakidos. Sin embargo, hay que tener en cuenta varios factores como por ejemplo la potencia utilizada, el tamaño de la pieza, la rotación, su cobertura, que incidirán en el resultado final. Al respecto, la normativa UE 1276/2011 no la menciona, mientras que la FDA²¹ recomienda cubrir el producto, que la temperatura alcance los 74 °C, rotarlo a la mitad de la cocción y dejarlo reposar por 2 minutos.

La bibliografía analizada sobre el salado y marinado de los productos pesqueros, demuestra que bajo determinadas condiciones estos métodos podrían ser utilizados con el fin de inactivar larvas de anisakidos. Sin embargo, debido a que es necesario contar con el equipamiento adecuado para determinar y monitorear las concentraciones de sal y ácido durante todo el proceso, es recomendable congelar previamente la materia prima, especialmente en preparaciones caseras o que involucren un nivel inadecuado de tecnificación.

El ahumado en frío no sería un método apropiado para inactivar parásitos, debiéndose combinar previamente con la congelación para garantizar la inocuidad del alimento. En contraste, el ahumado en caliente sería efectivo siempre y cuando se cumplan con la temperatura y el tiempo necesarios para inactivar anisakidos y plerocoides de *D. latus* presentes en los productos pesqueros.

Dependiendo la matriz utilizada, la bibliografía señala que la irradiación sería efectiva en un rango de dosis desde los 2 kGy hasta 10 kGy. Sin embargo, los datos que existen en la literatura resultan insuficientes para demostrar si son efectivos como métodos alternativos a la congelación.

Del análisis de la bibliografía encontramos que distintos métodos han demostrado ser eficaces para inactivar los estadios infectantes de los parásitos transmitidos por productos pesqueros. Sin embargo, entendemos que la implementación de muchos de ellos por parte de los elaboradores de productos alimenticios artesanales puede resultar dificultosa, lo que podría derivar en un incremento del riesgo de infección para el

consumidor. Asimismo, encontramos que la mayor parte de la evidencia científica que sustenta el empleo de tecnologías para la inactivación de parásitos refiere a anisakidos. Por ello, creemos que es necesario ahondar en el estudio de los métodos de control sobre estos y otros parásitos presentes en peces de Argentina y de riesgo zoonótico.

AGRADECIMIENTOS

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

BIBLIOGRAFÍA

1. Abollo, E.; Gestal, C.; Pascual, S. *Anisakis* infestation in marine fish and cephalopods from Galician waters: an updated perspective. *J Parasitol Res*, 2001; 87(6), 492-499.
2. Adams, A. M.; Miller, K. S.; Wekell, M. M.; Dong, F. M. Survival of *Anisakis simplex* in microwave-processed arrowtooth flounder (*Atheresthes stomias*). *J Food Prot*, 1999; 62(4), 403-409.
3. Adams, A. M.; Ton, M. N.; Wekell, M. M.; MacKenzie, A. P.; Dong, F. M. Survival of *Anisakis simplex* in arrowtooth flounder (*Atheresthes stomia*) during frozen storage. *J Food Prot*, 2005; 68(7), 1441-1446.
4. AESAN. Informe del Comité Científico de la Agencia Española de Seguridad Alimentaria y Nutrición (AESAN) sobre medidas para reducir el riesgo asociado a la presencia de *Anisakis*. 2007.
5. Antunes, S. A.; Wiendl, F. M.; Dias, E. A.; Arthur, V.; Daniotti, C. Gamma ionization of *Phagicola longa* (Trematoda: Heterophyidae) in mugilidae (pisces) in Sao Paulo, Brazil. *Radiat Phys Chem Oxf Eng*, 1993; 42(1-3), 425-428.
6. Arvanitoyannis, I. S.; Stratakos, A.; Mente, E. Impact of irradiation on fish and seafood shelf life: a comprehensive review of applications and irradiation detection. *Crit Rev Food Sci Nutr*, 2008; 49(1), 68-112.
7. Augusto, P. E.; Soares, B. M.; Castanha, N. Conventional technologies of food preservation. In *Innovative Technologies for Food Preservation*, 2018; 3-23. Academic Press.

8. Awuah, G. B.; Ramaswamy, H. S.; Economides, A.. Thermal processing and quality: Principles and overview. *Chemical Engineering and Processing: Process Intensification*, 2007; 46(6), 584-602.
9. Beldsoe, G. E.; Oria, M. P. Potential Hazards in Cold-Smoked Fish: Parasites. *J Food Sci*, 2001; 66, S1100-S1103.
10. Bier, J. W. Experimental anisakiasis: cultivation and temperature tolerance determinations. *J Milk Food Technol*, 1976; 39(2), 132-137.
11. Borges, J. N.; Lopes, K. C.; Santos, C. P. Viability of *Asco-cotyle (Phagicola) longa* (Trematoda: Heterophyidae) metacercariae from mullets (*Mugil liza*) from Rio de Janeiro, Brazil after exposure to freezing and heating in the temperature range from - 35° C to 180° C. *Food control*, 2018; 89, 117-122.
12. Butt, A. A.; Aldridge, K. E.; Sander, C. V. Infections related to the ingestion of seafood. Part II: parasitic infections and food safety. *Lancet Infect Dis*, 2004; 4(5), 294-300.
13. Chai, J. Y.; Murrell, K. D.; Lymbery, A. J. Fish-borne parasitic zoonoses: status and issues. *Int J Parasitol*, 2005; 35(11-12), 1233-1254.
14. Chai, J. Y.; Jung, B. K. Fishborne zoonotic heterophyid infections: an update. *Food Waterborne Parasitol*, 2017; 8, 33-63.
15. Cheng, L.; Sun, D. W.; Zhu, Z.; Zhang, Z. Emerging techniques for assisting and accelerating food freezing processes: A review of recent research progresses. *Crit Rev Food Sci Nutr*, 2017; 57(4), 769-781.
16. Deardorff, T. L.; Throm, R. Commercial blast-freezing of third-stage *Anisakis simplex* larvae encapsulated in salmon and rockfish. *J Parasitol*, 1988; 600-603.
17. Doyle ME. Foodborne Parasites: A Review of the Scientific Literature Review Fri Briefings. Madison (WI): University of Wisconsin-Madison; 2003. En: https://fri.wisc.edu/files/Briefs_File/parasites.pdf, consultado 20 de agosto de 2021.
18. EFSA Panel on Biological Hazards (BIOHAZ). Scientific opinion on risk assessment of parasites in fishery products. *EFSA journal*, 2010; 8(4), 1543.
19. Eguchi, S. *Diphyllobothrium latum* (Linnaeus, 1758), Prog. Med. Parasitol. Jpn., 5, 129, 1973.
20. Feachem, R. G.; Bradley, D. J.; Garelick, H.; Mara, D. D. Sanitation and disease: health aspects of excreta and wastewater management. John Wiley and Sons. 1983.
21. Food and Drug Administration (FDA). Food code, sections 3-401.11 (A1) and 3-401.12. In 1997 recommendations of the United States Public Health Service Food and Drug Administration. U.S. Food and Drug Administration, Washington, D.C. 1997.
22. Food and Drug Administration (FDA) (USA). Chapter 5: Parasites. In Fish and fishery products: hazards and controls guidance. 2011
23. FDA/CFSAN. Fish and Fisheries products hazards and controls guide. (2001). Processing parameters needed to control pathogens in cold smoked fish. Potential hazards in cold-smoked fish: Parasites. U.S. Food and Drug Administration. Center for Food Safety and Applied Nutrition. March 29, 2001
24. FAO/IAEA. Final FAO/IAEA research coordination meeting on the use of irradiation to control infectivity of foodborne parasites. *Food Irradiation Newsletter*. 1992; 16(1):5-14.
25. Food and Agriculture Organization (FAO). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020. La sostenibilidad en acción. 2020.
26. Fujita, T.; Waga, E.; Kitaoka, K.; et al. Human infection by acanthocephalan parasites belonging to the genus *Corynosoma* found from small bowel endoscopy. *Parasitol Int*, 2016; 65(5), 491-493.
27. Gago Cabezas, L.; Iglesias, E. G.; Nuevo, J. F.; Izquierdo, J. G. Informe de Vigilancia Tecnológica: Métodos para la detección e inactivación de *Anisakis simplex* y patologías que produce. *Informe realizado para la asociación ADEPESCA*, 56. 2007.
28. Gajadhar, A. A. (Ed.). Foodborne parasites in the food supply web: occurrence and control. Woodhead Publishing. 2015.
29. Gardiner, M. A. Survival of *Anisakis* in cold smoked salmon. *Food Res Int*, 1990; 23(2-3), 143-144.
30. Hauck, A. K. Occurrence and survival of the larval nematode *Anisakis* sp. in the flesh of fresh, frozen, brined, and smoked pacific herring, *Clupea harengus pallasi*. *J Parasitol*, 1977; 515-519.
31. Hilliard, D. K. The effects of low temperatures on larval cestodes and other helminths in fish. *J Parasitol*, 1959; 45(3), 291-294.

32. Hochberg, N. S.; Hamer, D. H.; Hughes, J. M.; Wilson, M. E. Anisakidosis: perils of the deep. *Clin Infect Dis*, 2010; 51(7), 806-812.
33. Hurst, R. J. Identification and description of larval *Anisakis simplex* and *Pseudoterranova decipiens* (Anisakidae: Nematoda) from New Zealand waters. *N Z J Mar Freshwater Res*, 1984; 18(2), 177-186.
34. Irigoitia, M. M.; Palomba, M.; Braicovich, P. E.; et al. Genetic identification of *Anisakis* spp. (Nematoda: Anisakidae) from cetaceans of the Southwestern Atlantic Ocean: ecological and zoogeographical implications. *Parasitol Res*, 2021; 120(5), 1699-1711.
35. Kaito, S.; Sasaki, M.; Goto, K.; et al. A case of small bowel obstruction due to infection with *Bolbosoma* sp.(Acanthocephala: Polymorphidae). *Parasitol Int*, 2019; 68(1), 14-16.
36. Karel, M.; Lund, D. B. *Physical principles of food preservation: revised and expanded*. CRC Press. 2003.
37. Karl, H.; Roepstorff, A.; Huss, H. H.; Bloemsma, B. Survival of *Anisakis* larvae in marinated herring fillets. *Int J Food Sci Technol*, 1994; 29(6), 661-670.
38. Karpiej, K.; Dzido, J.; Rokicki, J.; Kijewska, A. Anisakid nematodes of Greenland halibut *Reinhardtius hippoglossoides* from the Barents Sea. *J Parasitol*, 2013; 99(4), 650-654.
39. Kjøie, M., Berland, B., Burt, M. D. Development to third-stage larvae occurs in the eggs of *Anisakis simplex* and *Pseudoterranova decipiens* (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). *Can J Fish Aquat Sci*, 1995; 52(S1), 134-139.
40. Kjøie, M.; Fagerholm, H. P. The life cycle of *Contracaecum osculatatum* (Rudolphi, 1802) sensu stricto (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae) in view of experimental infections. *Parasitol Res*, 1995; 81(6), 481-489.
41. Lanfranchi, A. L.; Sardella, N. H. Anisakids survival after microwaving, freezing and salting fish from Argentina. *Food Sci Technol Res*, 2010; 16(5), 499-504.
42. Marty, A.M.; Neafie, R.C. Diphyllbothriasis and sparaganois. In: Meyers, W.M., Neafie, R.C., Marty, A.M., Wear, D.J., eds. *Pathology of Infectious Diseases*. Vol. 1. Helminthiases. Armed Forces Inst Pathol. 2000; 165-183.
43. Mattiucci, S.; Nascetti, G. Advances and trends in the molecular systematics of anisakid nematodes, with implications for their evolutionary ecology and host—parasite co-evolutionary processes. *Adv Parasitol*, 2008; 66, 47-148.
44. Mattiucci, S.; Paoletti, M.; Webb, S. C.; et al. Genetic relationships among species of *Contracaecum* Railliet & Henry, 1912 and *Phocascaris* Høst, 1932 (Nematoda: Anisakidae) from pinnipeds inferred from mitochondrial *cox2* sequences, and congruence with allozyme data. *Syst Parasitol*, 2008; 54, 13-23.
45. Nawa, Y.; Hatz, C.; Blum, J. Sushi delights and parasites: the risk of fishborne and foodborne parasitic zoonoses in Asia. *Clin Infect Dis*, 2005; 41(9), 1297-1303.
46. Nadler, S. A.; D'Amelio, S.; Dailey, M. D.; Paggi, L.; Siu, S.; Sakanari, J. A. Molecular phylogenetics and diagnosis of *Anisakis*, *Pseudoterranova*, and *Contracaecum* from northern Pacific marine mammals. *J Parasitol*, 2005; 91(6), 1413-1429.
47. Oh, S. R.; Zhang, C. Y.; Kim, T. I., et al. Inactivation of *Anisakis* larvae in salt-fermented squid and pollock tripe by freezing, salting, and combined treatment with chlorine and ultrasound. *Food control*, 2014; 40, 46-49.
48. Omidzahir, S.; Shirazi, A. S.; Hosseini, S. M. Morphological and molecular identification of *Corynosoma caspicum*, and its histopathological effect on the intestinal tissue of a Caspian seal (*Pusa caspica*). *Iran J Vet Res*, 2020; 21(4), 308.
49. Peduzzi, R.; Boucher-Rodoni, R. Resurgence of human bothriocephalosis (*Diphyllbothrium latum*) in the subalpine lake region. *J Limnol*, 2001; 60(1), 41-44.
50. Podolska, M.; Pawlikowski, B.; Nadolna-Ałtyn, K.; Pawlak, J.; Komar-Szymczak, K.; Szostakowska, B. How effective is freezing at killing *Anisakis simplex*, *Pseudoterranova krabbei*, and *P. decipiens* larvae? An experimental evaluation of time-temperature conditions. *Parasitol Res*, 2019; 118(7), 2139-2147.
51. Pozio, E. Integrating animal health surveillance and food safety: the example of *Anisakis*. *Rev Sci Tech*, 2013; 32(2), 487-96.
52. Rahman, M. S.; Velez-Ruiz, J. F. Food preservation by freezing. En *Handbook of food preservation*, 2007 (pp. 653-684). CRC Press.
53. Robertson, L. J. Parasites in food: from a neglected position to an emerging issue. *Adv Food Nutr Res*, 2018; 86, 71-113.
54. Rodrigues, M. V.; de Perez, A. C. A.; Machado, T. M.; Orisaka, F. M.; Kurissio, J. K.; Lafisca, A. Research of *Ascocotyle (Phagicola) longa* in heat treated fillets of mullet (*Mugil platanus*). *Fish aquac j*, 2015; 6(1), 1.
55. Roth, D.; Arbetman, M.; Flores, V.; Semenas, L.; Viozzi, G. Diphyllbothriidea in the north area of the Andean Pata-

- gonia: Epidemiology in urban dogs, morphometrical and molecular identification, with comments on wild carnivores. *Vet Parasitol Reg Stud Reports* 2018; 14, 161-169.
56. Salminen, K. The Infestiveness of Heat and Gold Exposed *Diphyllobothrium Latum* Plerocercoids on Golden Hamster. *Acta Vet Scand*, 1970; 11(2), 247-253.
57. Sánchez-Alonso, I.; Carballeda-Sangiao, N.; González-Muñoz, M.; Arcos, S. C.; Navas, A.; Careche, M. Thermal patterns of heat treated *Anisakis* L3-infected fishery products allow separation into low, intermediate and high risk groups of potential use in risk management. *Food Control*, 2021; 124, 107837.
58. Sánchez-Monsalvez, I.; De Armas-Serra, C.; Martínez, J.; Dorado, M.; Sánchez, A.; Rodríguez-Cabeiro, F. A New Procedure for Marinating Fresh Anchovies and Ensuring the rapid destruction of *Anisakis* Larvae. *J Food Prot*. 2005; 68 (5). pp: 1066-1072.
59. Santos, C. P.; Borges, J. N. Current Knowledge of Small Flukes (Digenea: Heterophyidae) from South America. *Korean J Parasitol*, 2020; 58(4), 373.
60. Sasaki, M.; Katahira, H.; Kobayashi, M.; Kuramochi, T.; Matsubara, H.; Nakao, M. Infection status of commercial fish with cystacanth larvae of the genus *Corynosoma* (Acanthocephala: Polymorphidae) in Hokkaido, Japan. *Int Journal Food Microbiol*, 2019; 305, 108256.
61. Scholz, T.; Kuchta, R.; Brabec, J. Broad tapeworms (Diphyllobothriidae), parasites of wildlife and humans: recent progress and future challenges. *Int J Parasitol Parasites Wildl*, 2019; 9, 359-369.
62. Seo, M.; Kho, B.M.; Guk, S.M.; Lee, S.H.; Chai, J.Y. Radioresistance of *Anisakis simplex* third-stage larvae and the possible role of superoxide dismutase. *J Parasitol*, 2006; 92, 416-418.
63. Shamsi, S.; Gasser, R.; Beveridge, I. Genetic characterization and taxonomy of species of *Anisakis* (Nematoda: Anisakidae) parasitic in Australian marine mammals. *Invertebr Syst*, 2012; 26(2), 204-212.
64. Smaldone, G.; Marrone, R.; Palma, G.; Sarnelli, P.; Anastasio, A. Preliminary study on the inactivation of anisakid larvae in baccalà prepared according to traditional methods. *Ital J Food Saf*, 2017; 6(4).
65. Titova, S. D. Survival of plerocercoids of *Diphyllobothrium latum* in the presence of low temperatures and salt. *Med Parazitol (Mosk)*, 1955; 24(3), 255-256.
66. Topuz, O. K.; Gököğlü, N. Anisakiasis: parasitic hazard in raw or uncooked seafood products and prevention ways. *Food and Health*, 2017; 3(1), 21-28
67. Van Mameren J.; Houwing H. Effect of irradiation on *Anisakis* larvae in salted herring. In Elimination of harmful organisms from food and feed by irradiation. *At Energy Rev*, Vienna, 1968; 73-80.
68. Vidaček, S.; De Las Heras, C.; Solas, M. T.; García, M. L.; Mendizabal, A.; Tejada, M. Viability and antigenicity of *Anisakis simplex* after conventional and microwave heating at fixed temperatures. *J Food Prot*, 2011; 74(12), 2119-2126.
69. Waeschenbach, A.; Brabec, J.; Scholz, T.; Littlewood, D. T. J.; Kuchta, R. The catholic taste of broad tapeworms—multiple routes to human infection. *Int J Parasitol*, 2017; 47(13), 831-843.
70. World Health Organization (WHO). Multicriteria-based ranking for risk management of food-borne parasites: report of a Joint FAO. FAO, World Health Organization. 2014.
71. Wharton, D. A.; Aalders, O. The response of *Anisakis* larvae to freezing. *J Helminthol*, 2002; 76(4), 363-368.