

Descripción de la migración parasitaria de anisákidos en merluza común (*Merluccius gayi gayi*)

Description of parasitic migration of anisakids in common hakes (*Merluccius gayi gayi*)

A. Machuca^{1*}, A. Zúñiga²

RESUMEN

La anisakidosis, dentro del enfoque «One Health», se considera una zoonosis debida al consumo crudo o insuficientemente cocido de pescado infestado con larvas anisákidas. El objetivo de este estudio fue analizar la vitalidad de larvas anisákidas y su capacidad de migración en el hospedero. Con una muestra de 180 merluzas recién extraídas, se formaron tres grupos similares, manteniendo los especímenes por 24, 48 y 72 h en almacenamiento bajo refrigeración. La prevalencia de anisákidos en la cavidad celómica fue de 100%. El grado de vitalidad parasitaria para los tres días disminuyó a medida que aumentaron las horas de almacenamiento; sin embargo, no implicó la muerte de las larvas, manteniéndose el riesgo de infección del consumidor.

Palabras clave: anisákidos, vitalidad parasitaria, migración, Una Salud

ABSTRACT

Anisakidosis, within the «One Health» approach, is considered a zoonosis due to the consumption of raw or undercooked fish infested with anisakid larvae. The aim of this study was to analyse the vitality of anisakid larvae and their migration capacity in the host. A total 180 freshly extracted hakes was used. Three similar groups were formed,

¹ Escuela de Medicina Veterinaria, Facultad de Recursos Naturales y Medicina Veterinaria, Universidad Santo Tomás, Viña del Mar, Chile

² Escuela de Medicina Veterinaria, Facultad de Recursos Naturales y Medicina Veterinaria, Universidad Santo Tomás, Talca, Chile

* Autor de correspondencia: Alvaro Machuca; alvaromachucana@santotomas.cl

Recibido: 18 de diciembre de 2023

Aceptado para publicación: 10 de agosto de 2024

Publicado: 31 de octubre de 2024

©Los autores. Este artículo es publicado por la Rev Inv Vet Perú de la Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Este es un artículo de acceso abierto, distribuido bajo los términos de la licencia Creative Commons Atribución 4.0 Internacional (CC BY 4.0) [<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/deed.es>] que permite el uso, distribución y reproducción en cualquier medio, siempre que la obra original sea debidamente citada de su fuente original

keeping the specimens for 24, 48 and 72 h in refrigerated storage. The prevalence of anisakids in the coelomic cavity was 100%. The degree of parasitic vitality for the three days decreased as the hours of storage increased; however, it did not imply the death of the larvae, maintaining the risk of infection for the consumer.

Key words: anisakid, parasitic vitality, migration, One Health

INTRODUCCIÓN

Se observa un incremento del consumo de pescado en Chile, explicado en gran parte por los beneficios otorgados por este tipo de alimento para la salud de las personas (Valenzuela A y Valenzuela R, 2014). Dentro de este grupo se encuentran la merluza común (*Merluccius gayi gayi*), la merluza austral (*Merluccius australis*), la reineta (*Brama australis*), el congrio dorado (*Genypterus blacodes*) y la sierra (*Thyrssites atun*); sin embargo, corresponden a peces que presentan una alta carga parasitaria con nematodos (Torres *et al.*, 2014) pertenecientes los géneros *Anisakis*, *Pseudoterranova* y *Contracaecum* (Osanz, 2001), los cuales son reconocidos en salud pública como causantes de importantes cuadros de intoxicación alimentaria (Suzuki *et al.*, 2021).

Estos parásitos normalmente habitan en el sistema gastrointestinal de peces, pero cuando existe pérdida de la homeostasis del hospedero, el parásito migra hacia la musculatura, donde finalmente se enquistando la continuidad de su ciclo biológico (Gea, 2015). Además de su cubierta cuticular, el quiste tiene la cualidad de otorgar una gran protección al parásito, resistiendo condiciones de estrés como refrigeración, congelación, y cocción, pudiendo ser encontrado más tarde en preparaciones gastronómicas, causando finalmente en el humano la enfermedad de transmisión alimentaria denominada anisakidosis (Baird *et al.*, 2014).

La anisakidosis presenta tres formas clínicas: la gastroentérica, que corresponde a la forma más subdiagnosticada debido a signos clínicos inespecíficos y fácilmente confundibles con otras patologías gástricas (Fujikawa *et al.*, 2018); la forma crónica, en donde la larva L3 comienza con la penetración y posterior migración desde el sistema gastrointestinal hacia otros órganos (Mattiucci *et al.*, 2017) y, finalmente, la forma alérgica asociada a un agente etiológico en específico, el cual corresponde a *Anisakis simplex* que posee compuestos proteicos termoestables (Verga *et al.*, 2017), en donde la signos pueden verse de 5 a 26 h pos-consumo, manifestando desde cuadros clínicos de urticaria hasta shock anafiláctico (Jofré *et al.*, 2008). Se dispone de estudios que han descrito la capacidad de migración de larvas L3 de anisakidos en la anchoveta europea (*Engraulis encrasicolus*) (Cipriani *et al.*, 2016) y estudios de motilidad (*in situ*) y migración *in vitro* a diferentes temperaturas (Guan *et al.*, 2021).

Debido a la información descrita y a la escasa descripción de estos procesos en un pescado tan consumido en Chile como la merluza común, es que se requiere determinar la potencial capacidad de migración parasitaria de anisakidos extraídos de estos peces bajo la forma refrigerada a distintos tiempos, así como observar este proceso en músculos de pescado dispuestos a temperatura ambiente.

MATERIALES Y MÉTODOS

Muestras

El estudio fue de tipo descriptivo, transversal y exploratorio. Se determinó un tamaño muestral por conveniencia de 180 merluzas (*Merluccius gayi gayi*), que fueron adquiridas directamente desde botes pescadores de la caleta de Duao en la región del Maule, además de una reineta (*Brama australis*) y un congrio dorado (*Genypterus blacodes*), en estado fresco y sin eviscerar. Todos fueron refrigerados en forma inmediata a su adquisición. Se estimó un peso promedio de 500 g y un largo promedio de 30 cm para las merluzas, distribuidas en tres grupos similares, para su evaluación a las 24, 48 y 72 h de almacenamiento en refrigeración (4 °C) desde el momento de su captura, respectivamente.

Extracción de Larvas de Anisákidos

Cada merluza fue inspeccionada visualmente en forma detallada. Se realizó una incisión desde el opérculo a la cola para contabilizar los parásitos hallados en cavidad celómica. Posteriormente, en la musculatura epiaxial e hipoaxial se realizaron diversos cortes en forma de filete de no más de 5 mm de espesor en busca de la presencia de larvas. Cada larva extraída fue sometida a una prueba de vitalidad mediante la observación de la movilidad espontánea y con la estimulación directa con la ayuda de una pinza Adson. La vitalidad fue clasificada como: «0» sin movilidad, «+» presenta movilidad y «++» presenta clara movilidad.

Análisis de Datos

Los datos asociados a la presencia de larvas de anisákidos en las merluzas fueron presentados a través de los indicadores descritos por Bush *et al.* (1997):

- Prevalencia: medida de frecuencia que corresponde a fracción de peces con larvas de anisákidos (número peces positivos / total de peces examinados x 100),

- Intensidad media que corresponde al promedio de larvas considerando el total de peces positivos,
- Abundancia media definida como el promedio de larvas en el total de peces examinados, con o sin larvas.

Para comparar las cargas parasitarias totales presentadas en las diferentes horas de almacenamiento en refrigeración, así como el número de larvas para un determinado grado de vitalidad se utilizó el análisis de varianza. Para establecer si existe alguna relación entre el tiempo de almacenamiento en refrigeración y el grado de vitalidad de las larvas halladas en cavidad celómica se utilizó el estadístico de Chi cuadrado, en ambos casos con un 95% de intervalo de confianza.

La capacidad de invasión de las larvas de anisákidos con vitalidad «++», obtenidas de merluzas con distintos tiempos de almacenamiento se comparó con la capacidad de invasión en músculos de otras especies de pescados y a temperatura ambiente. Para esto, se dispuso de un vaso precipitado con un trozo de músculo de merluza, otro con reineta y otro con congrio. Cada trozo muscular no tenía un espesor mayor a 2 cm y sobre estos se pusieron 10 larvas L3 que fueron dejados a temperatura ambiente por 24 h para evaluar la capacidad de invasión y posterior grado de vitalidad.

RESULTADOS

Prevalencia parasitaria

Las 180 merluzas presentaron parásitos en cavidad celómica. En el primer día de estudio con 24 h de almacenamiento se encontró una prevalencia de larvas L3 de anisákidos en músculo de 21.7% (13 de 60 merluzas). En forma similar, con 48 h de almacenamiento 7 de 60 (12%) presentaron anisákidos y con 72 h se encontraron 5 de 60 (8.3%) merluzas con anisákidos en musculatura. En estos casos se observó al menos una

larva incrustada en el tejido muscular, indicando una disminución de esta frecuencia de positivos en la medida que aumenta el tiempo de almacenamiento del pescado en refrigeración (Cuadro 1).

Un total de 3454 larvas L3 fueron extraídas de todas las merluzas en los tres días del estudio, de las cuales 3416 estaban en cavidad celómica y 38 incrustadas en musculatura (Cuadro 3). Los datos de intensidad y abundancia media para las larvas halladas en cavidad celómica no presentaron mayor variabilidad; sin embargo, estos valores en músculo fueron disminuyendo con las horas de almacenamiento del pescado, lo que significa que no solo el número de pescados positivos con larvas en músculo disminuye, sino que también el número de larvas en este tejido disminuye. El valor de abundancia disminuye en músculo hasta 4 veces desde el almacenamiento de 24 a 72 h (Cuadro 2).

El total de los pescados presentaron parásitos en cavidad celómica, independiente del tiempo de almacenamiento en refrigeración usado en este estudio. En cuanto a la prevalencia en musculatura, en el primer día de estudio se alcanzó 21.7%, para el segundo día 12% y para el tercer día en el 8.3% del total de peces. En estos casos se observó al menos una larva incrustada en el tejido muscular, indicando una disminución en la medida que aumenta el tiempo de almacenamiento del pescado en refrigeración (Cuadro 1). Los datos de intensidad y abundancia media para las larvas halladas en cavidad celómica no presentan mayor variabilidad; sin embargo, estos valores en músculo fueron disminuyendo con las horas de almacenamiento del pescado, lo que significa que no solo el número de pescados positivos con larvas en músculo disminuye, sino que también el número de larvas en este tejido disminuye. El valor de abundancia disminuye hasta 4 veces desde el almacenamiento de 24 a 72 h (Cuadro 2).

Cuadro 1. Número de larvas halladas en cavidad celómica y músculo de merluzas (*Merluccius gayi gayi*) extraídas a distintos tiempos de almacenamiento en refrigeración

Almacenamiento en refrigeración (h)	Pescados examinados	Cavidad celómica		Músculo	
		Positivos	%	Positivos	%
24	60	60	100	13	21.7
48	60	60	100	7	11.7
72	60	60	100	5	8.3
Total	180	180		25	

Cuadro 2. Datos de intensidad y abundancia media de larvas de acuerdo con los tiempos de almacenamiento en refrigeración

Almacenamiento en refrigeración (h)	Cavidad celómica			Músculo		
	Larvas extraídas	Intensidad media	Abundancia media	Larvas extraídas	Intensidad media	Abundancia media
24	1,040	17.3	17.3	24	1.85	0.40
48	1,302	21.7	21.7	7	1.29	0.15
72	1,074	17.9	17.9	5	1.00	0.08
Total	3,416	19.0	19.0	36	1.52	0.45

Cuadro 3. Clasificación del grado de vitalidad para larvas extraídas de cavidad celómica y encontradas en musculatura de merluza común (*Merluccius gayi gayi*)

Almacenamiento en refrigeración (h)	Grado de vitalidad parasitaria en larvas de cavidad celómica				Grado de vitalidad parasitaria en larvas de músculo			
	0	+	++	Total	0	+	++	Total
24	168	444	428	1,040	0	4	20	24
48	539	531	232	1,302	0	3	6	9
72	558	373	143	1,074	0	0	5	5
Total	1,265	1,348	803	3,416	0	7	31	38

“0” sin movilidad, “+” presenta movilidad, “++” presenta clara movilidad

Vitalidad parasitaria

El número de larvas sin vitalidad («0») en cavidad celómica aumentó con las horas de almacenamiento; en tanto que las larvas vitales «+» y «++» disminuyeron en número en la medida que aumentaba el tiempo de almacenamiento en refrigeración (Cuadro 3).

En el caso de la vitalidad de las larvas incrustadas en musculatura, se observó que hubo diferencias entre las medias de cargas parasitarias con vitalidad «++» al aumentar el tiempo de almacenamiento en refrigeración ($p < 0.001$), indicando que el número de larvas en músculo va disminuyendo con el tiempo, y que en el estudio se presentó a las 48 h de almacenamiento en refrigeración (Cuadro 3). Asimismo, se pudo observar una asociación estadística negativa ($p = 0.0001$) entre la vitalidad de las larvas halladas en cavidad celómica con las horas de almacenamiento en refrigeración de las merluzas.

Capacidad de invasión en distintos trozos musculares

Debido a que los pescados son expuestos en muchas ocasiones a temperatura ambiente para su venta, se evaluó si las larvas de anisákidos logran mantener su capacidad de invasión en músculo en esas condiciones ambientales. Para esto, las larvas con vitalidad «++» extraídas del primer grupo de pes-

cados almacenados en refrigeración fueron puestas en la superficie de trozos musculares de tres especies de pescado, encontrando que luego de 24 h a temperatura ambiente al menos una larva de un total de 10 fue capaz de penetrar el tejido muscular de merluza y congrio, mas no así el trozo muscular de reineta.

Al utilizar larvas «++» en pescados con 48 h de almacenamiento en refrigeración, se observó que 2 larvas de un total de 10 penetraron el tejido muscular del trozo de merluza y de congrio, mas no así el de reineta. Por último, al utilizar larvas de 72 h de almacenamiento se encontró que 3 larvas de 10 invadieron el trozo muscular de merluza y sólo una en congrio y una en reineta. Estos resultados, por una parte, sugieren que la capacidad de invasión de las larvas aún se mantiene hasta 72 h de almacenamiento en refrigeración y, que en condiciones ambientales esta migración se hace más efectiva; por otra parte, estos resultados sugieren que puede existir cierta interacción benéfica del parásito con el músculo de merluza, mas no así con la del de congrio o reineta.

DISCUSIÓN

La prevalencia parasitaria obtenida para cavidad celómica concuerda con los datos mostrados por Silva *et al.* (2020) y Muñoz-

Caro *et al.* (2022), quienes indican que la merluza común presenta una gran infestación de larvas de anisákidos. Por otro lado, Pardo *et al.* (2007) reportaron 97.1% de prevalencia de estas larvas en *Salminus affinis* en Colombia, lo que muestra la gran adaptabilidad de este tipo de nematodo, tanto a nivel de hospedero como de medio ambiente.

En cuanto a la prevalencia parasitaria en la musculatura, los resultados indican que al cabo de 72 h de almacenamiento en refrigeración hubo escasa migración a este tejido desde la cavidad celómica. Estos datos de prevalencia en musculatura son similares a los encontrados por Cattán y Carvajal (1984) en merluza común (*M. gayi gayi*) con un 6.6% y por Torres (2013) en merluza austral (*Merluccius australis*) con 9.6%; resultados muy dispares de los encontrados por Madrid *et al.* (2016) y Silva *et al.* (2020) con prevalencias en musculatura sobre el 20%.

Se indicaba que no existe migración de larvas a musculatura en merluza chilena (Carvajal *et al.*, 1979) y que incluso el almacenamiento a temperaturas de refrigeración o ambiental no influyen en esta migración (Cattán y Carvajal, 1984). Sin embargo, en el presente estudio se pudo observar que hubo menor migración cuando las merluzas chilenas se almacenaron más tiempo a temperatura de refrigeración, tal como lo evidenció Karl *et al.* (2011) al estudiar migraciones al músculo a temperaturas de refrigeración en especies salmonídeas en Alaska. Recientemente, Cipriani *et al.* (2024) indicaron que la temperatura y el tiempo de almacenamiento juegan un rol importante en la migración *post mortem* y que se prevendría con temperaturas de almacenamiento menores a 2 °C.

Cabe destacar que, tanto la vitalidad como supervivencia larval están dadas por el tipo de almacenamiento del pescado. La recomendación es el almacenamiento por congelación, -24 °C por 24 h (Gea, 2015), sin embargo, en los hogares no siempre esto es posible ya que los refrigeradores domésticos solo alcanzan -18 °C y más crítico aún se hace

cuando los pescados son vendidos en ferias libres sin métodos de refrigeración. Durante las primeras 48 h de almacenamiento a temperatura de refrigeración se pudo constatar que aún había una gran cantidad de larvas vitales en la cavidad celómica. En el músculo, la vitalidad parasitaria se estaría manteniendo a partir de las 48 h, lo cual podría explicarse por su resistencia a la inmunidad del hospedero (Nieuwenhuizen, 2016).

Los resultados obtenidos en el presente estudio podrían no ser conclusivos debido al tamaño muestral utilizado; sin embargo, concuerdan con la evidencia de que la temperatura ambiental sería un factor importante en la migración de las larvas L3 desde cavidad celómica a músculo, como se pudo evidenciar usando cortes musculares de merluza chilena, reineta y congrio. Cipriani *et al.* (2024) indican que, a pesar de factores tales como temperatura y tiempo de almacenamiento, las diferencias observadas de movilidad de anisákidos *post mortem* en diferentes especies de hospederos son atribuibles a las interacciones específicas hospedero-parasito. A partir de esto, se puede decir que dada la escasa literatura sobre la capacidad de invasión de las larvas de los anisákidos, se requiere estudiar estas interacciones hospedero-parásito, especialmente desde un enfoque molecular, ya sea genómico o proteómico.

CONCLUSIONES

- La prevalencia parasitaria en cavidad celómica de merluza común en la Región del Maule, Chile, es del 100%, mientras que la prevalencia parasitaria de musculatura alcanzó el 13.8%.
- A medida que aumentan las horas de almacenamiento a temperatura de refrigeración, disminuye paulatinamente la vitalidad parasitaria de las larvas extraídas de la cavidad celómica de merluza común, especialmente a partir de las 48 horas, sugiriendo ser la causa de la baja migración al músculo del pescado.

LITERATURA CITADA

1. **Baird F, Gasser R, Jabbar A, Lopata A. 2014.** Foodborne anisakiasis and allergy. *Mol Cell Probes* 28: 167-174. doi: 10.1016/j.mcp.2014.02.003
2. **Bush A, Lafferty K, Lotz J, Shostak A. 1997.** Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.*, revisited. *J Parasitol* 89: 575-583.
3. **Carvajal J, Cattan PE, Castillo C, Schatte P. 1979.** Larval anisakids and other helminths in the hake, *Merluccius gayi* (Guichenot) from Chile. *J Fish Biol* 15: 671-677. doi: 10.1111/j.1095-8649-1979.tb03676.x
4. **Cattan PE, Carvajal J. 1984.** A study of the migration of larval *Anisakis simplex* (Nematoda: Ascaridia) in the Chilean hake, *Merluccius gayi* (Guichenot). *J Fish Biol* 24: 649-654. doi: 10.1111/j.1095-8649.1984.tb04835.x
5. **Cipriani P, Acerra V, Bellisario B, Sbaraglia GL, Cheleschi R, Nascetti G, Mattiucci S. 2016.** Larval migration of the zoonotic parasite *Anisakis pegreffii* (Nematoda: Anisakidae) in European anchovy, *Engraulis encrasicolus*: Implications to seafood safety. *Food Control* 56: 148-157. doi: 10.1016/j.foodcont.2015.04.043
6. **Cipriani P, Giulietti L, Bao M, Palomba M, Mattiucci S, Levsen A. 2024.** Post-mortem tissue migration of *Anisakis simplex* (s.s.) larvae (Nematoda: Anisakidae) in three commercially harvested fish species from the Northeast Atlantic: The role of storage time and temperature. *Food Control* 157: 110-162. doi: 10.1016/j.foodcont.2023.110162
7. **Fujikawa H, Kuwai T, Yamaguchi T, Miura R, Sumida Y, Takasago T, Miyasako Y, et al. 2018.** Gastric and enteric anisakiasis successfully treated with gastrografin therapy: a case report. *World J Gastrointest Endosc* 10: 69-73. doi: 10.4253/wjge.v10.i3.69
8. **Gea B. 2015.** Análisis genético de parásitos anisakis en pescados del Cantábrico. Tesis de Maestría. España: Univ. de Oviedo. 92 p.
9. **Guan A, Van Damme I, Devlieghere F, Gabriël S. 2021.** Effect of temperature, CO₂ and O₂ on motility and mobility of *Anisakidae* larvae. *Sci Rep* 11: 4279. doi: 10.1038/s41598-021-83505-5
10. **Jofré L, Neira P, Noemí I, Cerva J. 2008.** Pseudoterranovosis y sushi. *Rev Chil Infect* 25: 200-206. doi: 10.4067/S0716-10182008000300010
11. **Karl H, Baumann F, Ostermeyer U, Kuhn T, Klimpel, S. 2011.** *Anisakis simplex* (s.s.) larvae in wild Alaska salmon: no indication of *post mortem* migration from viscera into flesh. *Dis Aquat Org* 94: 201-209. doi: 10.3354/dao02317
12. **Madrid V, Rivera A, Fernández I. 2016.** Prevalencia de larvas de anisakidae (Nematoda: Ascaridoidae) en musculatura de merluza chilena, *Merluccius* sp comercializada en Concepción, Chile, en distintos períodos. *Parasitol Latinoam* 65: 27-33.
13. **Mattiucci S, Paoletti M, Colantoni A, Carbone A, Gaeta R, Proietti A, Frattaroli S. et al. 2017.** Invasive anisakiasis by the parasite *Anisakis pegreffii* (nematoda: Anisakidae): diagnosis by real-time PCR hydrilysis probe system and immunoblotting assay. *BMC Infect Dis* 17: 530. doi: 10.1186/s12879-017-2633-0
14. **Muñoz-Caro T, Machuca A, Morales P, Verdugo J, Reyes R, García M, Rutaihua L. et al. 2022.** Prevalence and molecular identification of zoonotic *Anisakis* and *Pseudoterranova* species in fish destined to human consumption in Chile. *Parasitol Res* 121, 1295–1304. doi: 10.1007/s00436-022-07459-x
15. **Nieuwenhuizen, N. 2016.** *Anisakis* – immunology of a foodborne parasitosis. *Parasite Immunol* 38: 548-557. doi: 10.1111/pim.12349

16. **Osanz A. 2001.** Presencia de larvas de anisakidos (nematoda: ascaridoidea) en pescado de consumo capturado en la zona pesquera de Tarragona. Tesis Doctoral. Barcelona, España: Univ. Autónoma de Barcelona. 223 p.
17. **Pardo S, Mejia K, Navarro Y, Atencio V. 2007.** Prevalencia y abundancia de *Contracaecum sp.* en rubio *Salminus affinis* en el río Sinu y San Jorge: descripción morfológica. Rev MVZ 12: 887-896.
18. **Silva A, Rojas MT, Morales P, Muñoz T, Machuca A. 2020.** Anisakid nematodes prevalence in Chilean hake (*Merluccius gayi gayi*) commercialized in the city of Talca, Chile. Lat. Am J Aquat Res 48: 136-140. 10.3856/vol48-issue1-fulltext-2300
19. **Suzuki J, Murata R, Kodo Y. 2021.** Current status of anisakiasis and *Anisakis* larvae in Tokyo, Japan. *Food Safety* 9(4):89-100. doi: 10.14252/foodsafetyfscj.D-21-00004
20. **Torres P. 2013.** Parásitos anisákidos en cebiche de merluza, comercializado en las localidades de Valdivia y Niebla, Chile. Tesis de Ingeniero en Alimentos. Chile: Univ. Austral. 38 p.
21. **Torres P, Pulgar S, Castillo L, Lamilla J, Miranda J. 2014.** Helmintos, myxozoos y microsporidios en músculos de peces comercializados frescos y su importancia como riesgo potencial para la salud humana en la ciudad de Valdivia, Chile. Arch Med Vet 46: 83-92. 10.4067/S0301-732X2014000100012
22. **Valenzuela A, Valenzuela R. 2014.** Ácidos grasos omega-3 en la nutrición ¿Cómo aportarlos? Rev Chil Nutr 41: 205-211.
23. **Verga M, Pastorino R, Casani A, Inturrisi F, Waure C, Pugliese A, Dello I. 2017.** Prevalence, molecular characterization, and clinical relevance of sensitization to *Anisakis simplex* in children with sensitization and/or allergy to *Dermatophgoides pteronyssinus*. Eur Ann Allergy Clin Immunol 49: 270-275. doi: 10.23822/EurAnnACI.1764-1489.26