

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

KATIA KAORI TAIRA

**PRINCIPAIS PARASITAS COM POTENCIAL ZONÓTICO TRANSMITIDOS PELO
CONSUMO DE PESCADO NO BRASIL.**

**CURITIBA
2011**

KATIA KAORI TAIRA

**PRINCIPAIS PARASITAS COM POTENCIAL ZONÓTICO TRANSMITIDOS PELO
CONSUMO DE PESCADO NO BRASIL.**

Monografia apresentada como requisito parcial para a obtenção do Título de especialista, no Curso de Especialização em Gestão em Defesa Agropecuária: Ênfase em Inspeção de Produtos de Origem Animal, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná.

Orientadora: Médica Veterinária Dra. Silvana Krychak Furtado.

CURITIBA
2011

Katia Kaori Taira

**PRINCIPAIS PARASITAS COM POTENCIAL ZONÓTICO TRANSMITIDOS PELO
CONSUMO DE PESCADO NO BRASIL**

Monografia aprovada como requisito parcial para obtenção do Certificado de Especialização no Curso de Especialização Gestão em Defesa Agropecuária: com ênfase em **Inspeção de Produtos de Origem Animal**, Universidade Federal do Paraná – UFPR, pela seguinte banca examinadora:

Orientador(a): Prof. Dr. Silvana Krychak Furtado

Membros:

Prof. José Francisco Warth

Prof. Renato Silva de Sousa

Prof. Antonio Waldir Cunha da Silva

Curitiba, 31/08/2011.

RESUMO

Pouca importância tem sido dada às zoonoses parasitárias transmitidas por pescados, responsáveis por grande número de seres humanos infectados ao redor do mundo. O consumo de sushis e sashimis, pratos tradicionais da cozinha japonesa, são cada vez mais frequentes no Brasil, colocando em risco a saúde da população. O consumidor se infecta quando da ingestão do pescado parasitado ingerido cru ou insuficientemente cozido. São poucos os relatos dessas parasitoses em humanos em nosso país, com exceção da fagicolose (heterofíase), difilobotríase e clonorquíase, no entanto parasitas com potencial zoonótico são encontrados em pescados de importância comercial, como os anisacídeos e os eustrongilídeos. A falta de registros de infecção humana, pode indicar dificuldades para o fechamento do ciclo parasitário, deficiência na notificação oficial dos casos diagnosticados ou relacionada à falta de conhecimento dos médicos, confundindo-os com outras patologias. A principal medida de prevenção é a abstinência do consumo de pescado cru ou insuficientemente cozido ou à obrigatoriedade do congelamento por determinado período do pescado a ser consumido cru ou mal cozido.

Palavras chaves: peixes, zoonoses, saúde pública, prevenção, inspeção

ABSTRACT

Few attention has been given to fish borne parasitic zoonoses, responsible for a large number of infected humans around the world. The consumption of sushi and sashimi, traditional dishes of Japanese cuisine, are increasing frequently in Brazil, endangering the health of the population. The consumer becomes infected upon ingestion of parasitized fish eaten raw or insufficiently cooked. There are few reports of these parasites in humans in our country, except for *fagicoloses (heterofiiase)* and *Diphyllobothriasis Clonorchiasis*, however parasites with zoonotic potential are found in fish of commercial importance such as *anisaquídeos* and *eustrongilideos*. The lack of records of human infection may indicate difficulty in closing the parasitic cycle, or in the deficiency in official notification of the cases diagnosed or in related to the lack of medical knowledge, confounding them with other pathologies. The main preventive measure is abstinence from the consumption of raw or inadequately cooked fish or the requirement for a certain period of freezing the fish to be consumed raw or undercooked.

Keywords: fish, zoonoses, public health, prevention, inspection.

SUMÁRIO

RESUMO.....	iii
ABSTRACT.....	iv
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	2
2.1. PRODUÇÃO PESQUEIRA.....	2
2.2. INSPEÇÃO.....	4
2.3. ZOONOSES PARASITÁRIAS.....	6
2.3.1. CESTÓDEOS.....	7
2.3.1.1. Difilobotríase.....	7
2.3.2. NEMATÓDEOS.....	12
2.3.2.1. Anisaquíase.....	12
2.3.2.2. Eustrongilidíase.....	17
2.3.3. TREMATÓDEOS.....	22
2.3.3.1. Heterofíase.....	22
2.3.3.2. Clonorquíase.....	25
2.4. ATENUAÇÃO DE RISCOS E MEDIDAS PREVENTIVAS.....	28
3. CONCLUSÃO.....	32
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	33

1. INTRODUÇÃO

Os pescados são alimentos de fácil digestibilidade, com teor satisfatório em proteínas, gorduras insaturadas, vitaminas e minerais, sendo indicados para pessoas de qualquer idade, inclusive com recomendação para indivíduos convalescentes (GERMANO; GERMANO, 2008). São alimentos que podem transmitir zoonoses parasitárias quando consumidos crus ou insuficientemente cozidos. As infecções são causadas por cestóides, nematódeos ou trematódeos (CHAI *et al.*, 2005).

No presente trabalho dá-se atenção às parasitoses registradas no homem em território nacional e para aqueles parasitas que apesar de não terem sido registrados em humanos nesta região suas formas larvares foram identificadas em pescados de importância comercial. Acredita-se que a ausência de relatos se deva à falta de diagnóstico adequado e não à ausência da doença no Brasil (BARROS *et al.*, 2006).

De acordo com a FDA (2011), consumir pescado cru ou insuficientemente cozido, infectado pelo estágio larval dos parasitas, representa perigo à saúde do homem. Além de diminuir a eficiência de assimilação e a taxa de crescimento dos indivíduos infectados, essas parasitoses também aumentam a susceptibilidade a infecções por agentes oportunistas (EIRAS, 1994a).

Dessa forma, é necessário adotar medidas que reduzam os riscos de infecção durante as fases de captura, processamento ou preparação. Os produtores de pescados e autoridades governamentais dispõem de várias possibilidades, entre as quais implantar o programa de Boas Práticas de Fabricação (BPF) e o Sistema de Análise de Perigo e Pontos Críticos de Controle (APPCC). As medidas descritas em tais controles consistem em evitar determinadas áreas de captura, em excluir peixes de determinados tamanhos ou inclusive algumas espécies que são mais acometidas por parasitas (ADAMS *et al.*, 1997).

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. PRODUÇÃO PESQUEIRA

O termo “pescados” compreende os peixes, crustáceos, moluscos, anfíbios, quelônios e mamíferos de água doce ou salgada, usados na alimentação humana (BRASIL, 1952). O peixe constitui fonte de proteínas de alto valor biológico, tão importante quanto a carne bovina, em muitos países como na Escandinávia, no Japão e na China é a proteína de origem animal mais consumida. O teor proteico das diferentes espécies varia de 15 a 20% e em relação ao teor de gordura são classificados como magros (menos que 1% de gordura), meio gordos (entre 7 e 8% de gordura) e gordos (mais de 15% de gordura) (LEDERER, 1991).

De acordo com o Ministério da Pesca e Aquicultura, a produção pesqueira e aquícola mundial como um todo, atingiu a marca de 155,8 milhões de toneladas em 2007 e 159,2 milhões em 2008. Os maiores produtores de 2008 foram a China, Indonésia e a Índia. Nesse cenário, o Brasil, em 2008, passou a ocupar a 21ª colocação dentre os maiores produtores mundiais de pescados, contribuindo com 0,73%, para o total da produção mundial. Ao analisarmos somente a América do Sul, o Peru e o Chile registraram as maiores produções. O Brasil aparece como 3º colocado, à frente da Argentina, cuja produção em 2008 foi de 997.783 t (Tab 1) (BRASIL, 2010).

POSIÇÃO	PAÍS	PRODUÇÃO (t)	
		2007	2008
1º	CHINA	56.160.587	57.827.007
2º	INDONÉSIA	8.176.567	8.815.120
3º	ÍNDIA	6.971.536	7.583.569
4º	PERU	7.260.861	7.419.789
5º	JAPÃO	5.687.766	5.542.475
6º	FILIPINAS	4.717.514	4.972.313

7º	ESTADOS UNIDOS	5.295.461	4.857.128
8º	CHILE	4.937.629	4.810.222
9º	VIETNÃ	4.143.800	4.584.900
10º	TAILÂNDIA	3.656.032	3.831.208
11º	RÚSSIA	3.568.363	3.509.646
12º	CORÉIA DO SUL	3.287.104	3.352.554
13º	NORUEGA	3.355.072	3.274.572
14º	MIANMAR	2.840.240	3.168.562
15º	BANGLADESH	2.440.011	2.563.296
16º	MALÁSIA	1.648.022	1.754.401
17º	MÉXICO	1.617.798	1.745.402
18º	TAIWAN	1.499.595	1.347.370
19º	ISLÂNDIA	1.425.857	1.311.691
20º	ESPANHA	1.101.498	1.166.363
21º	BRASIL	1.072.227	1.156.423
22º	CANADÁ	1.177.856	1.094.083
23º	EGITO	1.008.008	1.067.631
24º	MARROCOS	893.285	1.006.212
25º	ARGENTINA	988.366	997.783
26º	REINO UNIDO	793.894	775.191
27º	FRANÇA	790.810	734.760
28º	DINAMARCA	684.087	725.539
29º	CORÉIA DO NORTE	713.000	713.000
30º	NIGÉRIA	615.507	684.575

TABELA 1: Produção (t) pesqueira e aquícola mundial dos trinta maiores produtores em 2007 e 2008.
 FONTE: Brasil, 2010

A produção total de pescados nacional atingiu no ano de 2007 a marca de 1.072.227 t. Já no ano de 2008 foi de 1.156.423 t e, atingindo o valor de 1.240.813 t em 2009 (BRASIL, 2010). Entre 2007 e 2009 ocorreu um crescimento de 15,14%, demonstrando um crescimento gradual da produção pesqueira brasileira.

A Organização Mundial da Saúde - OMS recomenda o consumo de pelo menos 12 kg de pescados por pessoa ao ano. No Brasil, em 2009 o consumo *per capita* de pescado foi de 9,03 kg/hab/ano, com crescimento de 8% em relação ao ano anterior. O volume total consumido pela população brasileira no ano de 2009 foi de 1,7 milhões t de pescado. Deste total, 69,4% do pescado consumido foi produzido no Brasil, e apenas 4% da produção nacional foi destinada ao mercado externo (BRASIL, 2010).

O aumento do consumo se deve ao fato do pescado ser um alimento alternativo considerado como light, que permite manter uma dieta rica em nutrientes e com baixos índices calóricos e, portanto mais saudável. (GERMANO *et al*, 1998).

Outro fator que tem contribuído para o aumento de consumo é a globalização de costumes e de hábitos alimentares. Na tradicional culinária asiática, consumir peixe cru é bastante comum. Este costume tem se difundido no mundo ocidental de modo intenso, sendo cada vez mais freqüentes locais especializados em pratos tipo sashimi e sushi (PINHEIRO *et al.*, 2006).

2.2. INSPEÇÃO

A inspeção de pescado no âmbito federal, estadual e municipal visa a segurança do consumidor. Relatos de parasitas com potencial zoonótico infectando pescados comerciais reforçam a importância da inspeção sanitária dos pescados para a saúde pública (SÃO CLEMENTE, 1993). Segundo a FDA (2011), consumir pescado cru ou insuficientemente cozido, infectado pelo estágio larval dos parasitas, representa perigo à saúde do homem.

Diante do exposto, a seguir serão relatadas algumas das legislações em vigor referentes a pescados parasitados no Brasil:

- O Decreto 30.691/52 aprova o Regulamento da Inspeção Industrial e Sanitária dos Produtos de Origem Animal, em todo o território nacional. No âmbito da inspeção de pescado, esse Decreto, em seu capítulo VII, seção I, no art. 445, considera-se impróprio para consumo o pescado que apresente infestação muscular

maciça por parasitas, que possam prejudicar ou não a saúde do consumidor (BRASIL, 1952).

- Através da Portaria nº 185, de 13 de maio de 1997, o Ministério da Agricultura e do Abastecimento - MAPA aprova o Regulamento Técnico de Identidade e Qualidade do Peixe Fresco (Inteiro e Eviscerado). Define-se por peixe fresco, o produto obtido de espécimes saudáveis e de qualidade adequada ao consumo humano, convenientemente lavado e que seja conservado somente pelo resfriamento a uma temperatura próxima à do ponto de fusão do gelo. Quando examinado, segundo os métodos adequados de colheita de amostras e análise, o produto deverá estar isento de microorganismos patogênicos e parasitas que possam representar perigo para a saúde do consumidor, assim como, isento de substâncias que derivem de microorganismos em quantidade que possam apresentar perigo para a saúde do consumidor (BRASIL, 1997a).

- A Resolução RDC nº 175, de 08 de julho de 2003 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária – ANVISA aprova o Regulamento Técnico de Avaliação de Matérias Macroscópicas e Microscópicas Prejudiciais à Saúde Humana em Alimentos Embalados, definindo os parasitas como umas das matérias prejudiciais à saúde humana. A presença de matéria prejudicial à saúde humana detectada macroscopicamente torna o produto/lote avaliado impróprio para o consumo humano e dispensa a determinação microscópica. Para avaliação de matérias macroscópicas e microscópicas podem ser utilizadas a observação direta e/ou observação com auxílio de instrumentos ópticos, devendo ser utilizados os métodos de análise adotados e/ou recomendados pela *Food and Drug Administration* (FDA), pela *Association of Official Analytical Chemists International* (AOAC), pela *International Organization for Standardization* (ISO), pelo Instituto Adolfo Lutz e pela Comissão do *Codex Alimentarius* e seus comitês específicos ou outros métodos validados segundo protocolos adotados por entidades internacionalmente reconhecidas (BRASIL, 2003).

- A Portaria nº 368 de 04 de setembro de 1997, do Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento, aprova o Regulamento Técnico sobre as condições Higiênico-sanitárias e de Boas Práticas de Fabricação para estabelecimentos elaboradores/industrializadores de alimentos (BRASIL, 1997b).

- Por meio da Portaria nº 46, de 10 de Fevereiro de 1998, o Ministro de Estado da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, institui o Sistema de Análise de Perigo e Pontos Críticos de Controle – APPCC a ser implantado pelas indústrias de produtos de origem animal sob o regime do Serviço de Inspeção Federal – SIF. Esse sistema é uma abordagem científica e sistemática para o controle do processo, elaborado para prevenir a ocorrência de problemas, assegurando que os controles são aplicados em determinadas etapas no sistema de produção de alimentos, onde possam ocorrer perigos ou situações críticas, assegurando que os produtos sejam elaborados sem perigos à Saúde Pública, tenham padrões uniformes de identidade e qualidade e atendam as legislações nacionais e internacionais, no que tange aos aspectos sanitários de qualidade e de integridade econômica (BRASIL, 1998).
- O Diretor do Departamento de Inspeção de Produtos de Origem Animal – DIPOA estabelece através do Ofício Circular GAB/DIPOA 25, de 13 de novembro de 2009 os procedimentos de verificação dos Programas de Autocontrole em estabelecimentos de Pescados e derivados. Esses programas de Autocontroles estão fundamentados na inspeção contínua e sistemática de todos os fatores que de alguma forma, podem interferir na qualidade higiênico-sanitária dos produtos expostos ao consumo da população (BRASIL, 2009).

2.3. ZOONOSES PARASITÁRIAS

Não devemos subestimar a presença de parasitos nos produtos da pesca, uma vez que são considerados perigos sanitários, mesmo que a maioria desses organismos não seja patogênica para o homem, algumas espécies podem originar enfermidades graves (GONZÁLEZ, 2006). Em geral, as infecções por parasitas de pescados estão associados a fatores socioculturais e comportamentais, especialmente o hábito de comer pescado cru, como o ceviche e o sushi, ou pescado insuficientemente cozido (QUIJADA *et al.*, 2005).

Dentre as espécies de maior importância do ponto de vista sanitário, destacam-se os nematóides *Anisakis* spp., *Pseudoterranova* spp., *Eustrongylides* spp. e *Gnathostoma* spp., os cestóides pertencentes ao gênero *Diphyllobothrium*

spp., e os trematódeos *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis* spp., *Heterophyes* spp., *Metagonimus* spp., *Nanophyetus salmincola* e *Paragonimus* spp. (FDA, 2011).

No Brasil, são poucos os registros dessas parasitoses em humanos, exceto para a fagicolose, a difilobotríase e a clonorquíase (CHIEFFI *et al.*, 1990; SANTOS; FARO, 2005; EDUARDO *et al.*, 2005a; EDUARDO *et al.*, 2005b; EMMEL *et al.*, 2006; LEITE *et al.*, 1989). Conclui-se que essas doenças podem estar presentes no país, porém não há diagnóstico adequado (BARROS *et al.*, 2006). Segundo Lírio *et al.* (2007), a maioria dos sintomas das doenças provocadas por estes patógenos têm início tardio, dificultando a caracterização dos surtos, levando a sub-notificações dos casos, tornando os dados epidemiológicos destas doenças na população sub-dimensionados. Grande parte dos portadores de parasitoses é assintomático, o que também é importante fator limitante.

Outros parasitas com potencial zoonótico são encontrados em pescados de importância comercial no país, como os anisaquídeos e eustrongilídeos, (KNOFF *et al.*, 2007; BARROS *et al.*, 2006, 2007, 2009, 2010; DIAS *et al.*, 2010; CARDOSO *et al.*, 2006), no entanto não existem relatos de infecção humana no Brasil, o que pode indicar dificuldades para o fechamento do ciclo parasitário, deficiência na notificação oficial dos casos diagnosticados ou relacionada à falta de conhecimento dos médicos, confundindo-os com outras patologias.

Parasitas pertencentes às classes Cestoda e Trematoda e filo Nematoda são causadores de zoonoses, as espécies com importância zoonótica em território nacional serão revisados na sequência.

2.4. CESTÓIDES

2.4.1. Difilobotríase

A difilobotríase é uma parasitose do trato intestinal de peixes transmitida ao homem ao consumir peixe cru ou mal cozido infectado com larvas plerocercóides

do gênero *Diphyllobothrium* spp., destacando-se a espécie *D. latum* por ser a mais importante (CUETO, 1991). O salmão é o peixe que mais comumente transmite a infecção (EMMEL *et al*, 2006).

Agentes etiológicos: São os cestóides do gênero *Diphyllobothrium* spp., pertencente a ordem Pseudophyllidea e família Diphyllbothridae (BOWMAN *et al.*, 2006). O *Diphyllobothrium* spp é conhecido como um dos maiores parasitas intestinais do homem, podendo atingir em média dez metros de comprimento (CUETO, 1991; FDA, 2009a), com relatos de infecções humanas com duração de até 30 anos (CDC, 2010). O principal representante é o *D. latum*, mas na atualidade tem sido identificadas muitas outras espécies patogênicas, entre elas o *D. pacificum* e o *D. dendriticum* de importância para a América Latina (QUIJADA *et al.*, 2005).

Segundo Bowman *et al.* (2006), o *D. latum* possui escólex com dois sulcos em forma de fenda, as proglotes maduras são mais largas que longas, o útero consiste em um tubo espiral com quatro a oito alças de cada lado e abre-se para o exterior por um poro uterino situado na porção mediana-ventral, posterior ao poro genital e é através do poro uterino que os ovos operculados são eliminados.

Distribuição e epidemiologia: A difilobotríase ocorre no hemisfério norte em regiões como Europa, novos Estados independentes da União Soviética, América do Norte e Ásia, além de ocorrer também na Uganda e no Chile (CDC, 2010) . Essa parasitose é rara nos Estados Unidos (FDA, 2009a). A maior incidência destas infecções ocorre no Leste e Sudeste Asiático, locais que tem se tornado cada vez mais freqüentados em viagens para destinos exóticos, além da incorporação da comida oriental nos menus tradicionais (MORALES, 2008). Peixes de água doce infectados com larvas de *Diphyllobothrium* spp. podem ser transportados e consumidos em áreas geográficas onde a transmissão ativa não ocorre. Exemplificando, no Brasil há relatos de casos de infecção por *Diphyllobothrium* spp. associado ao consumo de peixes importados (CDC, 2010).

A presença desta parasitose na América do Sul é antiga, pois sinais de ovos de *Diphyllobothrium* spp foram identificados em coprolites e esqueletos fósseis assim como múmias, com 4.000 a 5.000 anos de idade (GERMANO; GERMANO, 2008). No Brasil, o primeiro caso humano de difilobotríase foi reportado por Santos e Faro (2005), em setembro de 2004 na cidade de Salvador, BA. Tavares *et al.* (2005),

relataram cinco casos na cidade do Rio de Janeiro, RJ, associados ao consumo de sushi e sashimi. Capuano *et al.*, (2007) registraram o primeiro caso autóctone em um estudante de 22 anos de Ribeirão Preto, SP, que consumia frequentemente sashimi de salmão. Segundo Eduardo *et al.* (2005b) no final de 2004 e primeiro trimestre de 2005, foram notificados vários casos de difilobotríase ao Sistema de Vigilância das Doenças de Transmissão Hídrica e Alimentar (SVE DTHA) ocorridos no Estado de São Paulo. Quarenta e cinco casos foram diagnosticados laboratorialmente como difilobotríase. Destes, vinte e cinco eliminaram fragmentos ou o parasita inteiro, tendo sido diagnosticados como *D. latum*. O salmão ingerido cru ou mal cozido foi a espécie responsável pelo surto.

O *D. latum* tem como hospedeiro definitivo principal o homem, mas outros mamíferos que se alimentam de peixes como o cão, o gato doméstico, o leopardo, a raposa prateada, o urso e o veado podem servir de hospedeiros desse cestóide (ACHA; SZYFRES, 1986; CUETO, 1991; FDA, 2009a). O *D. pacificum*, tem como hospedeiro definitivo principal, espécies diversas de pinípedes, tais como *Arctocephalus australis*, *Otaria byronia* (*Otaria flavescens*), *Neofoca cinerea* e outros membros da família *Otariidae* (ACHA; SZYFRES, 1986; CUETO, 1991).

O *D. latum* requer no mínimo dois hospedeiros intermediários, dos quais o primeiro é um copépode (crustáceo do plâncton) do gênero *Diatomus* e o segundo é uma espécie de peixe de água doce ou anádromo (peixes que migram da água salgada à água doce para procriação) (BRASIL, 2007; BOWMAN *et al.*, 2006). Já o *D. pacificum* é encontrado parasitando somente peixes de água salgada (ACHA & SZYFRES, 1986; CAPUANO *et al.*, 2007).

Os ovos imaturos são liberados através das fezes e, em condições apropriadas, na água, se desenvolvem em aproximadamente 18 a 20 dias até o estágio de coracídeo. Quando um coracídeo é ingerido por um copépode dá-se origem a uma larva procercóide. Quando o copépode infectado é ingerido pelo segundo hospedeiro intermediário, a larva procercóide é liberada do crustáceo e migra para a musculatura do peixe ou nos tecidos conjuntivos e se desenvolve em larva plerocercóide, que é o estágio de infecção para seres humanos. Como os homens geralmente não ingerem pequenos peixes crus ou mal cozidos, estes não representam importante fonte de infecção. Entretanto, os pequenos peixes podem

ser ingeridos por espécies de peixes maiores e predadores. Nestes casos, a larva plerocercóide pode migrar para a musculatura do peixe predador e os seres humanos ou outros hospedeiros definitivos infectam-se pelo consumo do peixe cru ou mal cozido. Após a ingestão, a larva plerocercóide desenvolve-se em verme adulto imaturo, localizando-se no intestino delgado. Os vermes adultos do *D. latum* aderem-se à mucosa intestinal através do escólex e em cinco a seis semanas após a infecção iniciam a liberação de ovos imaturos dos proglotes, em uma quantidade de mais de um milhão de ovos por dia por verme. Estes ovos são misturados às fezes e chegam ao meio exterior (Fig. 1) (BRASIL, 2007; BOWMAN *et al.*, 2006).

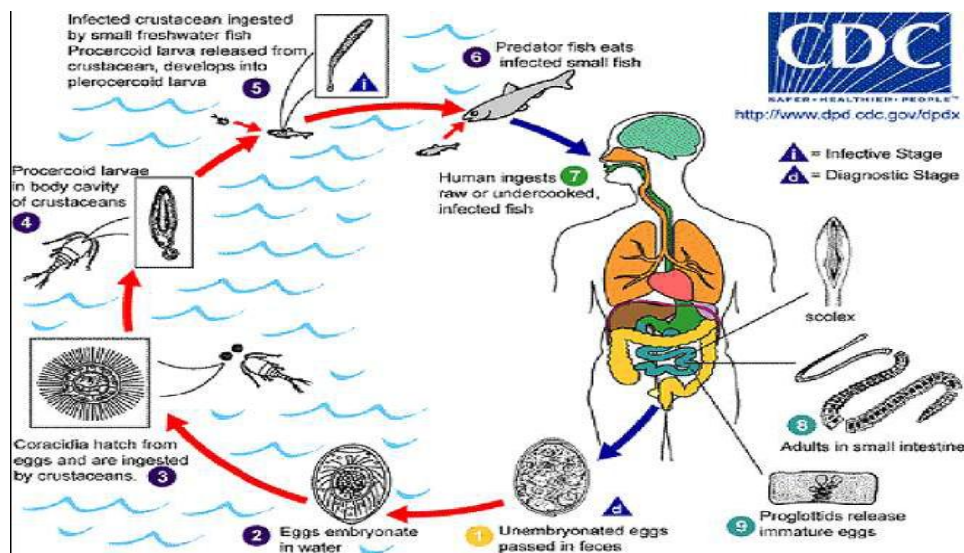


FIGURA 1. Ciclo de vida do *Diphyllobothrium latum*.
 FONTE: CDC (<http://www.dpd.cdc.gov/dpdx>)

Doença nos animais: A infecção em cães e gatos por *Diphyllobothrium* spp. não se manifesta na forma clínica. Nos peixes, quando o número de larvas é pequeno, não há danos maiores, mas em grande quantidade pode ocasionar a morte (ACHA & SZYFRES, 1986). Os plerocercóides são encontrados nas vísceras dos peixes de água doce e marinhos (FDA, 2009a).

Doença no homem: O homem infectado alberga geralmente um único parasita adulto, que se fixa frequentemente na mucosa do íleo ou no jejuno. A maioria dos casos é assintomática, observa-se mal estar passageiro e discretas perdas de apetite e peso (ACHA & SZYFRES, 1986; GERMANO; GERMANO, 2008). Os sintomas iniciam-se 10 dias após o consumo de peixe cru ou mal cozido (FDA, 2009a), acentuam-se em casos agudos, acompanhados de náuseas, vômitos

e diarréias, dor abdominal provocada pela obstrução intestinal devido a extensão do cestóide ou do aglomerado deles, podendo haver transtornos digestivos, debilidade e insensibilidade das extremidades (ACHA & SZYFRES, 1986; GERMANO; GERMANO, 2008).

Desenvolve-se uma anemia grave como resultado da infecção por *D. latum*. A anemia megaloblástica resulta da interferência da parasitose na absorção de vitamina B12 pelo hospedeiro. No hemograma, pode-se encontrar, além do aumento do volume corpuscular médio e diminuição da hemoglobina, leucopenia e eosinofilia de diversos graus. Em casos parasitados por *D. pacificum*, a sintomatologia foi discreta, consistindo em dores abdominais em pequeno número de pacientes; não se registrou anemia e, em alguns deles, houve mesmo aumento de peso (ACHA & SZYFRES, 1986; CUETO, 1991; BRASIL, 2007).

Diagnóstico: A doença é diagnosticada pelo achado de ovos operculados encontradas nas fezes do paciente através do exame microscópico (FDA, 2009a).

Os ovos destes cestóides (Fig. 2) são caracterizados pelo tamanho, por não serem embrionados, pela presença de opérculo e no final oposto (abopercular) há um pequeno botão. Os ovos de *D. latum* são um pouco maiores e mais compridos (70 micra de comprimento) em comparação com os de *D. pacificum*, que tendem a ser arredondados e menores (58 micra de comprimento). O aspecto do útero, o qual forma circunvoluções em forma de roseta que alcança o poro uterino situado na superfície ventral atrás e ao lado do poro vaginal, observável a olho nu, principalmente nas proglotes grávidas, permite identificar o gênero com certa segurança (CUETO, 1991; GERMANO; GERMANO, 2008). O exame das proglotes nas fezes é de grande valia para o diagnóstico (Fig. 3) (CDC, 2010).

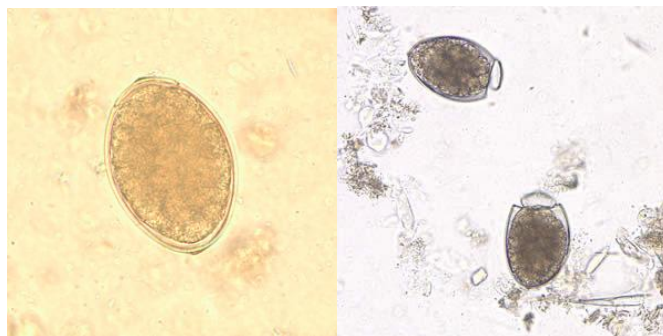


FIGURA 2. Ovos de *Diphyllbothrium latum*.
FONTE: CDC (<http://www.dpd.cdc.gov/dpdx>)

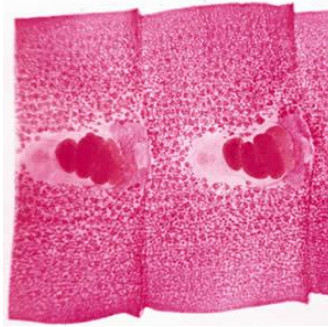


FIGURA 3. Proglote de *Diphyllbothrium latum*.

FONTE: CDC (<http://www.dpd.cdc.gov/dpdx>)

Tratamento: Praziquantel é a droga de escolha. Niclosamida também pode ser usado para tratar difilobotríase (CDC, 2010).

2.5. NEMATÓIDES

2.5.1. Anisakuíase

A anisakuíase é uma parasitose gastrointestinal provocada por larvas de nematóides da família Anisakidae, principalmente o *Anisakis simplex* e o *Pseudoterranova decipiens*. Esta doença é adquirida ao se consumir pescados como salmão, bacalhau, arenque, merluza, linguado, lulas, entre outros (PRADO; CAPUANO, 2006, GERMANO; GERMANO, 2008). O *Contracaecum* (*Phocascaris*) spp é prejudicial apenas no que tange a depreciação do pescado (GERMANO; GERMANO, 2008).

Agentes etiológicos: São nematóides dos gêneros *Anisakis* spp., *Belanisakis* spp., *Phocanema* spp., *Porrocaecum* spp., *Paradujardinia* spp., *Pseudoterranova* spp., *Cleoascaris* spp., *Phocascaris* spp., e *Contracaecum* spp. (CHENG, 1982; ACHA; SZYFRES, 1986).

As diferenças entre as duas espécies mais estudadas, *Anisakis simplex* e o *Pseudoterranova decipiens*, estão descritas no Quad. 1 e na Fig. 4 (HUSS, 2003).

ESPÉCIES	TAMANHO	COR	CARACTERÍSTICA	HOSPEDEIRO
<i>Anisakis simplex</i>	18-36 mm de comprimento 0.3-0.7 mm de largura	Branco	Enrolado em uma espiral	Arenque
<i>Pseudoterranova decipiens</i>	25-60 mm de comprimento 0.3-1.2 mm de largura	Amarelado, marrom ou avermelhada	Reto ou em forma de "S"	Bacalhau

QUADRO 1. Diferenças entre *Anisakis simplex* e *Pseudoterranova decipiens*.
FONTE: Huss, 2003.



FIGURA 4. *Anisakis simplex* (esquerda) *Pseudoterranova decipiens* (direita) localizados em tecido muscular de bacalhau.
FONTE: Huss, 2003.

Distribuição e epidemiologia: A anisakiase é comum na Europa, no Japão e nos Estados Unidos (HUSS, 2003). Registros de infecções ocorrem principalmente em regiões em que o pescado é consumido cru ou insuficientemente cozido. O Japão apresenta 2000 casos relatados por ano. Na Europa são notificados 50 casos por ano, e esse número vem aumentando (GOBELET; SAENZ, 2010).

Na América Latina, os relatos de casos de anisakiases no homem, restringe-se exclusivamente ao Chile (GERMANO; GERMANO, 2008), embora o nematódeo tenha sido relatado em diferentes espécies de peixes na Argentina, Peru e Chile (QUIJADA *et al.*, 2005).

No Brasil, relatos de anisquídeos em peixes de importância comercial já

foram descritos em cavalas (*Scomber japonicus*), pargos (*Pagrus pagrus*), anchovas (*Pomatomus saltatrix*), bacalhau (*Gadus morhua*), arenque (*Clupea harengus*), cangulos reais (*Balistes vetula*), cabrinha (*Prionotus punctatus*), peixes-espada (*Trichiurus lepturus*), merluza (*Merluccius gayi*), maria-luiza (*Paralichthys brasiliensis*), xixarro (*Trachurus murphyi*), tainha (*Mugil cephalus*), sardinha (*Sardinella brasiliensis*), corvina (*Micropogonias furnieri*), jundiá (*Rhamdia sebae*), dourado (*Coryphaena hippurus*), linguado (*Paralichthys isosceles*), congro-rosa (*Genypterus brasiliensis*), cacharas (*Pseudoplatystoma fasciatum*), piranha vermelha (*Pygocentrus nattereri*), peixe-porco (*Aluterus monoceros*), traíras (*Hoplias malabaricus*), namorados (*Pseudopercis numida*), corvinas (*Micropogonias furnieri*), bonito (*Katsuwonus pelamis*), camarões e moluscos bivalves (TORRES; GONZALEZ, 1978; AMATO; AMATO, 1982; REGO; SANTOS, 1983; REGO et al., 1983; AMATO; BARROS, 1984; FABRESSE et al., 1984; WITTNER et al., 1989; BARROS, 1994; SÃO CLEMENTE et al., 1995; ADROHER et al., 1996; BARROS; CAVALCANTI, 1998; PEREIRA et al., 2000; VALLES-RIOS et al., 2000; RIBEIRO et al., 2002; MARTINS et al., 2005; MADI; SILVA, 2005; BICUDO et al., 2005; CARDOSO et al., 2006; PRADO; CAPUANO, 2006; BARROS et al., 2007; ISHIDA et al., 2007; ITO et al., 2007; KNOFF et al., 2007; BARROS et al., 2008; BARROS et al., 2009; FELIZARDO et al., 2009; SAAD; LUQUE, 2009; BARROS et al., 2010; DIAS et al., 2010).

Os hospedeiros definitivos do *A. simplex* são mamíferos marinhos, como golfinhos e baleias. Eles carregam em seus intestinos anisacuídeos adultos que eliminam ovos não embrionados juntamente com as fezes na água, onde desenvolvem-se. As larvas L2 saem dos ovos e são ingeridas por crustáceos convertendo-se em larvas L3, que é o estágio infectante para o homem. Pescados e lulas alimentam-se de crustáceos infectados e estes podem ser ingeridos pelo homem, que é um hospedeiro acidental, ou por mamíferos marinhos, que são os hospedeiros definitivos, recomeçando o ciclo (Fig. 5) (GOBELET; SÁENZ et al., 2010). No ser humano o ciclo do parasita não se completa já que é um hospedeiro acidental, além disso, a enfermidade pode ser causada por um único parasita, embora sejam descritas infestações massivas (DASCHNER et al., 1997 apud

SANCHEZ *et al.*, 2009).¹

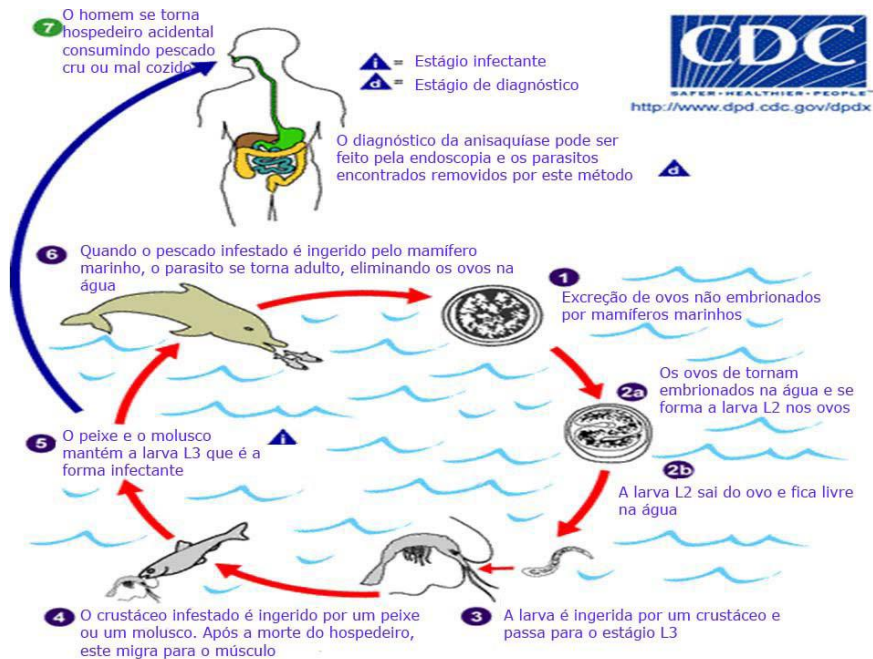


FIGURA 5. Ciclo de vida de *Anisakis* sp.

FONTE: CDC (<http://www.dpd.cdc.gov/dpdx>)

Doença nos animais: Nos pescados as larvas L3 de anisquídeos permanecem fixadas nas mucosas das paredes gástricas e intestinal, podendo encontrar-se, também, no fígado. Após a morte do animal parasitado, as larvas atravessam as paredes do trato digestório alcançando o tecido muscular, onde sobrevivem por tempo indeterminado (GERMANO; GERMANO, 2008).

Os anisquídeos podem causar alterações patológicas em muitas espécies de peixes marinhos. A parasitose pode afetar vários órgãos e o número de larvas pode alcançar várias centenas por peixe. O órgão mais afetado é o fígado e a sua atrofia é a alteração mais comum. Larvas de *Contracaecum*, quando infectam peixes jovens, podem causar a morte ou invadir a região cardíaca. Além do fígado, as larvas podem encapsular-se em outros órgãos e causar alterações tais como perfurações da parede estomacal, aderência visceral e danos à musculatura (ACHA; SZYFRES, 1986).

¹ DASCHNER, A.; ALONSO-GÓMEZ, A.; MORA, C.; MORENO ANCILLO, A.; VILLANUEVA, R.; LÓPEZ-SERRANO, M.C. Gastroallergic anisakioses with masive parasitism. **Revista Esp. Alergol. Inmunol. Clin.**, v. 12, p. 370-2, 1997.

Um grande número de parasitas são encontrados nos mamíferos marinhos, profundamente inseridos em uma tumoração da mucosa gástrica, podendo afetar a saúdes desses animais, aqueles que se encontram livres na luz do trato digestivo não causam uma patologia aparente (ACHA; SZYFRES, 1986).

Doença no homem: O início dos sintomas ocorre 1 hora após o consumo do pescado infectado até 1 ou 2 semanas depois. Na parede gastrintestinal ocorre uma reação inflamatória, com infiltração eosinofílica e proliferação de tecido conectivo que rodeia o corpo do parasita, que pode vir a morrer alguns dias após a penetração. (GOBELET; SAENZ, 2010).

A patologia se manifesta com quadros clínicos variados que serão apresentados a seguir:

Anisaquíase gástrica: Aproximadamente 90% dos casos apresentam uma lesão localizada no estômago. Os sintomas predominantes na infecção aguda são náuseas, vômitos e dor epigástrica severa. Alguns pacientes podem apresentar manifestações alérgicas, denominada de anisaquíase gastroalérgica (GOBELET; SAENZ, 2010). Trata-se de um quadro alérgico agudo mediado por IgE, acompanhado de sintomas digestórios gástricos (SANCHEZ *et al.*, 2009).

Anisaquíase intestinal: 3% das anisaquíases podem afetar o intestino delgado. A dor abdominal localizada no quadrante inferior direito é um sintoma predominante. A febre pode estar presente, entretanto achados alérgicos não tem sido descritos (GOBELET; SAENZ, 2010). Quando o processo apresenta curso crônico, a formação de abscessos ou granulomas pode simular quadros de apendicite aguda, episódios de enfermidade inflamatória intestinal ou obstrução do intestinal (SANCHEZ *et al.*, 2009).

Anisaquíase extra-intestinal: ocorre quando a larva atravessa a parede do trato digestório, alcançando a cavidade abdominal e migrando para diferentes localizações (SANCHEZ *et al.*, 2009). As larvas podem também permanecer nas cavidades do estômago e do intestino, sem penetrar nos tecidos, originando uma infecção que é muitas vezes assintomática, geralmente são causados por *Phocanema* spp. Estas infecções são descobertas pela expulsão de larvas vivas mediante a tosse, vômito ou defecação (ACHA; SZYFRES, 1986).

Alergia a *Anisakis* spp.: Ocorre em consequência de um antígeno termoestável relacionado a ingestão de *Anisakis* spp., causando reações anafiláticas, urticária, angioedema ou inclusive choque anafilático. Os antígenos termoestáveis se unem a IgE específica, causando a reação alérgica. A história clínica da alergia de *A. simplex* pode resultar mais complicada que outro tipo de alergia alimentar, já que os pacientes podem não relacionar os seus sintomas com o consumo de pescado, por apresentar tolerância ao mesmo entre os episódios (devido ao consumo de pescados não parasitados). Casos de enfermidade ocupacional por sensibilização a *Anisakis* spp, assim como dermatite de contato tem sido descritos (SANCHEZ *et al.*, 2009).

Diagnóstico: Para o diagnóstico, o mais importante é considerar os sinais clínicos e o índice de suspeita. Caso haja expulsão da larva pelo vômito ou tosse, o exame morfológico do parasita poderá identificar o *Anisakis* spp. A endoscopia gastrointestinal superior revela o dano na mucosa e a presença do parasita. A biopsia da mucosa comprometida pode revelar as larvas em relação ao infiltrado eosinofílico. Em casos de quadro obstrutivo do intestino delgado a cirurgia com ressecção do segmento afetado pode demonstrar restos de larvas (GOBELET; SAENZ, 2010). As provas sorológicas recomendadas são o ELISA, imunoeletoforese (IEF) e o Western blotting (GERMANO; GERMANO, 2008).

Tratamento: Larvas fixadas na parede gástrica visualizada em exame endoscópico são removidas de imediato. Pacientes submetidos à cirurgia abdominal, por suspeita de tumor do estômago ou intestino até mesmo de apendicite aguda terão a remoção das massas pseudo-tumorais, dos granulomas reacionais ou das áreas de abscessos. A remoção física do parasita é o único método conhecido para reduzir a dor e eliminar a causa (FDA, 2009b).

2.5.2. Eustrongilidíase

É uma Infecção parasitária provocada por *Eustrongylides* spp., adquirida pelo consumo de peixe cru ou mal cozido infectado, as larvas penetram pela parede do trato digestório, causando dor severa (FDA, 2009c).

Agente etiológico: O gênero *Eustrongylides* spp. pertence à família Dioctophymatidae. Três espécies, *E. tubifex*, *E. ignotus*, e *E. excisus*, tem sido citados em aves piscívoras de diversas partes do mundo (MEASURES, 1988).

Formas larvais de *Eustrongylides* spp. são encontrados nos proventrículos, intestinos, fígados, rins, peritônios, vesículas biliares ou nos músculos de aves piscívoras (MEASURES, 1988).

As larvas são grandes, possuem coloração vermelha brilhante, e medem 25 a 150 mm de comprimento e 2 mm de diâmetro. São encontradas em peixes de água doce, de água salobra e de água salgada (FDA, 2009c). Barros, *et. al* (2010) relataram que 14% das piranhas vermelhas (*Pygocentrus nattereri*) coletadas do Rio Cuiabá encontravam-se parasitadas por larvas de *Eustrongylides* spp. Estas larvas localizam-se principalmente na musculatura esquelética (82,6%), cavidade celomática (8,7%) e bexiga natatória (8,7%). Uma vez que a maioria das larvas estavam encapsuladas na musculatura esquelética, ratifica-se a preocupação de transmissão para o homem no caso do consumo de carne crua de piranha vermelha.

Distribuição e epidemiologia: Parasitas do gênero *Eustrongylides* são encontrados em vários continentes, tanto em peixes marinhos como em peixes de água doce, uma vez que possuem baixa especificidade parasitária. (SANTOS *et al.*, 2003). *E. tubifex* e *E. ignotus* são as espécies relatadas em diversas áreas nos Estados Unidos, na Costa do Atlântico, do Canadá à Flórida. Todos os casos humanos ocorridos nos EUA foram em Maryland e New Jersey, próximos à costa do Atlântico (EBERHARD *et al.*, 1989; COLE, 1999;) Na cidade de Kobe, Japão, Asakawa *et al.* (1997) registraram o primeiro caso de *E. tubifex*, em um pequeno mergulhão (*Tachybaptus ruficollis*). Foram encontrados nematóides do gênero *Eustrongylides* spp. no proventrículo dessa ave.

E. tubifex tem sido descritas em aves das ordens Gaviiformes, Anseriformes, Ciconiiformes e Podicipediformes nos Estados Unidos, Canadá, Brasil, Europa e Rússia (BRUGNI ;VIOZZI, 2003) atuando como hospedeiros definitivos (COLE, 1999).

Larvas de *Eustrongylides* spp. foram encontradas em surubim pintado (*Pseudoplatystoma coruscans*), surubim cachara (*Pseudoplatystoma fasciatum*) e

traíra (*Hoplias malabaricus*), parasitando o mesentério, musculatura esquelética e na serosa que reveste o fígado, no estado de Mato Grosso (SANTOS *et al.*, 2003; BARROS *et al.*, 2007, 2009, 2010).

O primeiro estágio larval desenvolve-se dentro dos ovos que são eliminados nas fezes das aves ictiófagas. Os oligoquetos (anelídeos) de água doce, hospedeiros intermediários, ingerem esses ovos, que eclodem dentro dos oligoquetos, originando larvas de segundo e terceiro estágios. Os peixes pequenos, segundos hospedeiros intermediários, alimentam-se de oligoquetos infectados. As larvas do terceiro estágio encistam nas superfícies internas dos peixes. Desenvolvem-se em larvas do quarto estágio, que é a fase infectante e aguardam serem ingeridos pelas aves. Peixes maiores, anfíbios e répteis que consomem peixes infectados, podem servir como hospedeiros paratênicos ou hospedeiros de transporte quando são ingeridos pelas aves. As larvas infectantes podem penetrar no ventrículo das aves dentro de 3 a 5 horas depois da ingestão do pescado infectado. A larva rapidamente se transforma em vermes sexualmente maduro, iniciando a postura de ovos 10 a 17 dias após a infecção (Fig. 6) (COLE, 1999; BRUGNI ;VIOZZI, 2003).

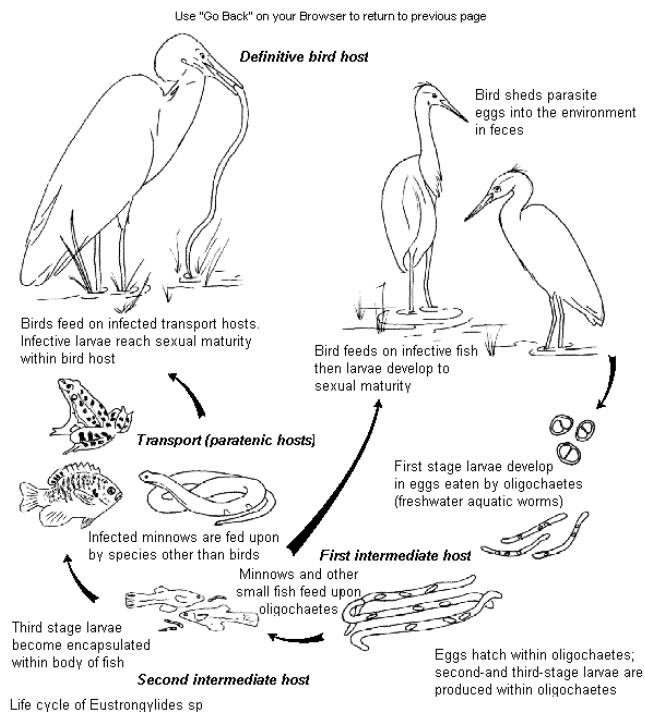


FIGURA 6. Ciclo de vida de *Eustrongylides* spp.
 FONTE: Cole, 1999.

Doença no homem: Doença extremamente rara, houve somente cinco casos registrados nos Estados Unidos. A perfuração do trato digestório pode ocasionar septicemia (FDA, 2009c). Eberhard *et al* (1989) relatou o caso de um jovem paciente, com queixa de dor abdominal intensa no quadrante inferior direito, com histórico de engolir pequenos peixes vivos enquanto pescava. Dois nematóides foram removidos da cavidade peritoneal, sendo identificados como larvas de quarto estágio de *Eustrongylides* spp.

Wittner *et al.* (1989) relataram o caso de um paciente com histórico de dor no quadrante inferior direito. Após ser diagnosticada apendicite, o paciente foi operado, e, após a incisão abdominal ser fechada, um parasita avermelhado de 4,2 cm de comprimento surgiu movendo-se nos panos cirúrgicos. O tamanho e a morfologia do parasita indicou que era provavelmente uma larva de quarto estágio do gênero *Eustrongylides* spp., de espécie indeterminada. O paciente adquiriu o parasita pela ingestão de "sushi" e "sashimi" um mês antes de apresentar sintomatologia clínica.

Doença nos animais: Os sinais clínicos nas aves são inespecíficos. O parasita penetra rapidamente no ventrículo, e as mesmas apresentam dificuldade de deglutição, dispneia e ocasionalmente regurgitam o alimento. Anorexia ou perda de apetite tem sido observadas em filhotes infectados experimentalmente. A palpação dos vermes no ventrículo tem sido útil para detectar infecção em filhotes vivos (COLE, 1999). Aves com infecção recente podem apresentar túneis largos, tortuosos e elevados que são visíveis na superfície da serosa do proventrículo, ventrículo ou intestino. Os nematóides permanecem nesses túneis que possuem aberturas para o lúmen do órgão, para que os ovos dos parasitas possam ser expulsos com as fezes para o meio ambiente (Fig. 7) (COLE, 1999).

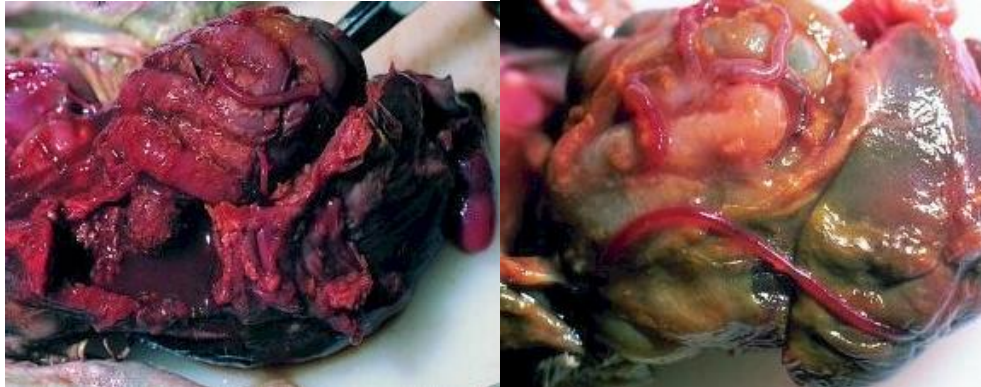


FIGURA 7. Os debrís na superfície intestinal dessa ave é uma característica de peritonite causada por infecção por *Eustrongylides* spp (esquerdo) E os túneis elevados causados por *Eustrongylides* spp. no intestino de uma garça (direita).

FONTE: Cole, 1999

Experimentalmente coelhos foram infectados com larvas de *Eustrongylides* spp. Estes não apresentaram quaisquer sinais de doença clínica, porém, no exame post-mortem realizado dentro de 24 horas após a inoculação das larvas, verificou-se que houve migração das larvas através das paredes do esôfago e estômago, e larvas viáveis foram recuperadas das cavidades pleural e peritoneal e no conteúdo gástrico. Necropsias executadas em diferentes intervalos de tempo após inoculação mostraram que a migração larval tinha produzido peritonite multi-focal e granulomas múltiplos no fígado (SHIRAZIAN, 1984). Barros *et al.* (2004) infestou experimentalmente coelhos com larvas de *E. ignotus*. Os animais apresentaram sinais clínicos como hiperemia da mucosa gástrica, com gastrite hemorrágica. Foram encontrados lesões perfurantes em diversos órgãos, principalmente na parede gástrica, pâncreas e fígado, sempre na presença de processo inflamatório misto, intensamente fibrótico, com hemorragia e necrose.

Diagnóstico e tratamento: Em três dos casos relatados na literatura científica, os vermes foram diagnosticados através de ressecção cirúrgica do intestino. Em um outro caso, o paciente foi tratado clinicamente e recuperados em quatro dias (FDA, 2009c).

2.6. TREMATÓDEOS

2.6.1. Heterofiíase

Ascocotyle (Phagicola) longa é um parasito com distribuição mundial considerado agente causador da heterofiíase humana, uma parasitose emergente proveniente do pescado. Recentemente a espécie foi incluída na lista de Classificação de Risco dos Agentes Biológicos, publicado em 2010 pelo Ministério da Saúde (SCHNEIDER, 2010).

Agente etiológico: *Ascocotyle (Phagicola) longa* é um trematódeo digenético, pertencente a família Heterophyidae, que possui várias espécies que são parasitas intestinais de aves piscívoras e mamíferos. O homem torna-se infectado ao consumir peixe cru ou mal cozido parasitado (LAGO *et al.*, 2010). Os peixes envolvidos pertencem à família Mugilidae (tainhas, paratis e paratis-pema) que atua como hospedeiros intermediários, podendo a infecção ser transmitida ao homem após a ingestão de peixe infectado cru ou mal cozido (GERMANO; GERMANO, 2008).

Distribuição e epidemiologia: *Ascocotyle (Phagicola) longa* foi relatado em quase todos os continentes (Europa, Ásia, África e América), inclusive no Brasil (CHIEFF *et al.*; 1990). Na enseada de Patanemo, Venezuela, foi constatada por Saraiva (1991) a presença de metacercárias de *P. longa* em todos os exemplares de tainha (*Mugil curema*) frescos examinados.

Em São Paulo, de acordo com Almeida Dias; Woiciechovski (1994) houve constatação da *Ascocotyle (Phagicola) longa* na região de Cananéia e Registro. Nesta área os mugilídeos como tainhas e paratis com mais de 4 cm de comprimento total, apresentavam 100% de prevalência de parasitose o que sugere que a infestação ocorreu na região estuarina, já que os alevinos desses mugilídeos (comprimento total acima de 2 cm) chegaram do mar sem apresentarem contaminação. Antunes; Almeida Dias (1994) constataram que pescados provenientes da frota comercial da Baixada Santista, litoral de São Paulo,

apresentavam contaminação por metacercárias encistadas de heterofídeos identificados como *Ascocotyle (Phagicola) longa* em 100% das amostras coletadas.

O *Ascocotyle (Phagicola) longa* apresenta vários hospedeiros intermediários e seu hospedeiro final ou definitivo é um mamífero, ave piscívora ou roedor (LAGO *et al.*, 2010). Os ovos embrionados são expulsos com as fezes do hospedeiro definitivo e eclodem quando são ingeridos pelo primeiro hospedeiro intermediário que é sempre um molusco. A espécie de invertebrado envolvida depende da região geográfica. O trematódeo desenvolve-se no caracol até chegar ao estágio de cercária, que nadam livremente pela água até infectar o segundo hospedeiro intermediário, os mugilídeos. As metacercárias após a penetração nos peixes se encistam nos músculos. As metacercárias crescem lentamente e quando um hospedeiro definitivo adequado ingere o peixe infectado, completa-se o ciclo evolutivo do parasita (QUIJADA *et al.*, 2005).

Estudo realizado por Lago *et al.* (2010) no município do Rio de Janeiro, constatou que 38,8% dos moluscos *Heleobia australis* coletados na Lagoa Rodrigo de Freitas apresentavam a forma larval de *Ascocotyle (Phagicola) longa*, podendo atuar como hospedeiro intermediário da heterofíase humana. O molusco infecta-se passivamente através da ingestão de ovos maduros no ambiente ou ativamente pela penetração de miracídios (LAGO *et al.*, 2010).

Doença nos animais: Nos peixes, as metacercárias do parasita encontram-se encistadas no fígado, coração e tecido muscular (GERMANO; GERMANO, 2008). Hamsters experimentalmente infectados com metacercárias de *Ascocotyle (Phagicola) longa*, obtidas de vísceras de tainhas (*Mugil platanus*), apresentaram menor ganho de peso no grupo infectado em comparação ao grupo controle e enterite subaguda (BARROS; AMATO, 1995).

Em estudo experimental em que cães foram infectados, Barros; Amato (1996) observaram que o parasita tem preferência pelo jejuno do hospedeiro. Dos nove cães infectados, apenas três apresentaram sinais de distúrbios intestinais, iniciada no trigésimo dia após a infecção, com aumento de frequência de defecações, diminuição da consistência das fezes, aumento da sensibilidade abdominal e enterite subaguda. Acredita-se que o parasita em cães, promova o desenvolvimento de doença subclínica de curso longo

Barros *et al.*, (2002) descreve a primeira infecção natural por *Ascocotyle (Phagicola) longa* em uma ave. Este animal era uma fêmea adulta, pertencente a espécie *Ardea coco* e apresentava sinais de severa ataxia, desnutrição e redução da massa muscular do esterno. O exame coprológico evidenciou além da ocorrência de ovos de trematóides, redução da consistência, mudança na coloração e presença de sangue digerido nas fezes. Estas alterações indicam lesões na porção inicial e/ou mediana do trato gastrintestinal. No exame post-mortem observou-se enterite hemorrágica, com aumento da produção de muco, e lesões ulcerativas na mucosa gástrica e intestinal.

Antunes; Almeida Dias (1994) a partir de tainhas (*Mugil platanus*) e paratis (*Mugil curema*) pescados por frota pesqueira comercial da baixada santista, São Paulo, observaram 100% de contaminação por *Ascocotyle (Phagicola) longa* no coração e fígado destes peixes. O tecido muscular apresentou índice de contaminação de 5,26%.

Doença no homem: Os sintomas mais freqüentes são comuns à maioria das enterites parasitárias, representados por diarréia, dores abdominais e emagrecimento (GERMANO; GERMANO, 2008). A ausência de uma sintomatologia característica e o desconhecimento à respeito da parasitose certamente contribuem para que a prevalência da heterofíase humana seja subestimada (OLIVEIRA *et al.*, 2007).

Chieff *et al*, (1990), relata o primeiro caso de parasitismo por *Ascocotyle (Phagicola) spp.* registrado no Brasil em paciente do sexo feminino de 31 anos, que viajara para Cananéia, litoral sul de São Paulo, em 1987, permanecendo por alguns meses. O paciente apresentava histórico de dores abdominais e consumo de tainha crua em várias ocasiões. No exame parasitológico foram encontrados ovos de *Ascocotyle (Phagicola) spp.* nas fezes e no hemograma ocorreu um leve aumento na quantidade de eosinófilos.

Diagnóstico: O diagnóstico clínico deve ser baseado no histórico de consumo de pescado cru ou semicru e sintomas manifestados. O diagnóstico laboratorial é feito mediante o exame de fezes e o diagnóstico diferencial deve ser estabelecido com gastrinterites de outras origens (GERMANO; GERMANO, 2008).

Tratamento: O tratamento com praziquantel tem resultado êxito (QUIJADA *et al.*, 2005).

2.6.2. Clonorquíase

Doença que acomete os ductos biliares causado por trematódeo pertencente à família Opisthorchiidae, ocorrendo de forma endêmica no continente asiático (LEITE *et al.*, 1989).

Agente etiológico: *Clonorchis sinensis* é o agente etiológico da clonorquíase que pertence a família Opisthorchiidae. Este trematódeo mede 10 a 25 mm de comprimento por 3 a 5 mm de largura, e vive nos ductos biliares do homem, cachorro, gato, veado, ratos e várias espécies de mamíferos silvestres (ACHA; SZYFRES, 1986).

Segundo Bowman *et al.*, (2006) o útero e o ovário da família Opisthorchiidae estão situados anteriormente aos testículos, não possuindo bolsa do cirro, e o poro genital está imediatamente anterior à ventosa ventral. São vermes achatados, com formato fusiforme ou ovalado com coloração translúcida.

Distribuição e epidemiologia: A zona endêmica-enzootica de *C. sinensis* estende-se desde o Japão até o Vietnã (BENESON, 1987; FAUST *et al.*, 1987). Assim, *C. sinensis* é comum no Japão, Coreia, China, Hong Kong, Indochina, Taiwan e Vietnã. Casos de clonorquíase também são encontrados em outras partes do mundo, em imigrantes procedentes dos países mencionados, ou em população autóctone que consome pescado cru importado de áreas endêmicas (ACHA; SZYFRES, 1986). Estima-se que mais de 120 milhões de pessoas na Ásia estejam infectadas (GUILLÉN *et al.*, 2004). Essa distribuição geográfica coincide com a do primeiro hospedeiro intermediário, *Parafossalurus manchouricus*, e espécies estreitamente aparentadas (EIRAS, 1994b).

Em Santos, no estado de São Paulo, Vaz *et al.* (1986) demonstraram que a *Thiara tuberculata* pode cumprir a função do primeiro hospedeiro intermediário. O encontro deste caramujo no Brasil é de importância para a saúde pública, pois no

Oriente, segundo Pessoa e Martins (1982), a *T. tuberculata*, constituem um dos elos no ciclo de transmissão natural de *Paragonimus westermani* e de *C. sinensis*, ambos patogênicos para o homem. O primeiro não tem possibilidade de se instalar no território brasileiro, por falta do segundo hospedeiro intermediário. Já o mesmo não ocorre com *C. sinensis*.

O parasita necessita tipicamente de três hospedeiros: dois intermediários, onde o estágio larval se desenvolve, e o definitivo ou hospedeiro final, onde o adulto sexualmente maduro se desenvolve (JAY, 2000).

As condições necessárias para o fechamento do ciclo biológico de *C. sinensis* é a presença de hospedeiro definitivo, que pode ser o homem, mamíferos carnívoros e até algumas aves e dois tipos de hospedeiros intermediários. O primeiro hospedeiro intermediário é obrigatoriamente um molusco operculado pertencente aos gêneros *Parafossarulus*, *Bulimus*, *Semisulcospira*, *Alocinma* ou *Melanoides* (BEAVER *et al.*, 1984² *apud* LEITE *et al.*, 1989). Já o segundo é representado por inúmeras espécies de peixes de água doce existentes na Ásia, nos quais as cercárias, formadas nos moluscos e libertadas na água se encistam transformando-se em metacercárias. A transmissão ao homem ocorre por ingestão de peixes parasitados cru ou mal cozidos. As metacercárias se desencistam no duodeno atingindo as vias biliares, onde amadurecem após cerca de 30 dias (LEITE *et al.*, 1989).

Os trematódeos da família Opisthorchiidae exibem uma especificidade em baixíssimo grau quanto aos hospedeiros. Dessa maneira, cada espécie é capaz de infectar muitas espécies de mamíferos piscívoros (BOWMAN *et al.*, 2006). O homem, o gato, o cão, o suíno e outros animais são os reservatórios da doença. O período de incubação é indeterminado, variando com o número de parasitas presentes. Os indivíduos parasitados podem expulsar ovos viáveis durante 30 anos, embora não haja transmissão entre uma pessoa e outra (BENESON, 1987).

² BEAVER, P.C. JUNG, R.C.; CUPP, E.W. Clinical parasitology. 9 ed. Philadelphia. Lea & Febiger, 1984.

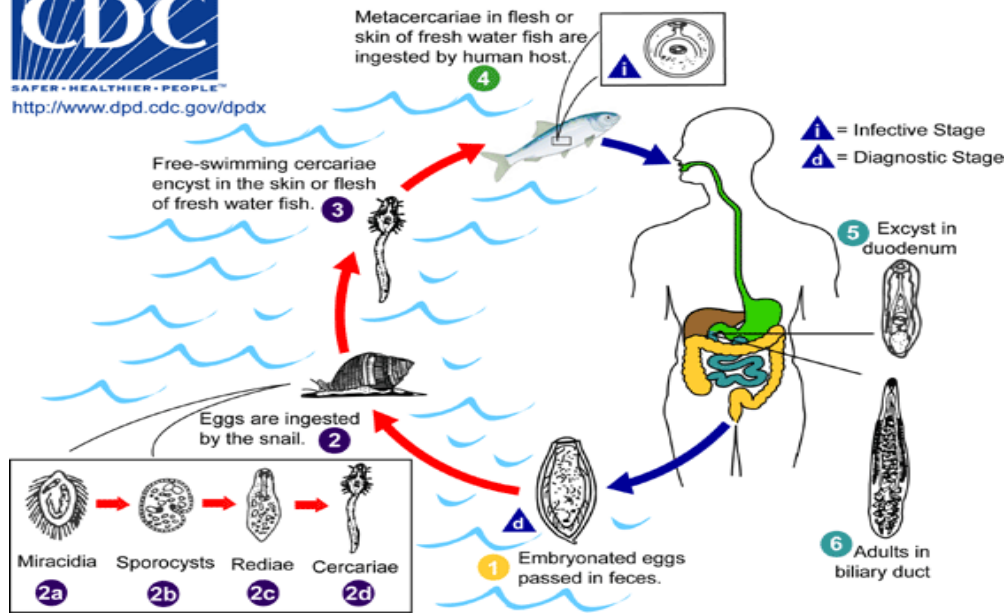


FIGURA 9. Ciclo de vida de *Clonorchis sp.*
 FONTE: CDC (<http://www.dpd.cdc.gov/dpdx>).

Doença no homem: O acometimento humano pelo *C. sinensis* produz alterações de intensidade e gravidade variáveis de acordo com o número de vermes presentes. A sintomatologia pode ser classificada em leve, progressiva ou grave. No primeiro tipo encontram-se os casos assintomáticos. Já nos casos severos ocorrem danos ao fígado e aos ductos biliares, resultando em cirrose, edema e icterícia (JAY, 2000; LEITE *et al.*, 1989 e SANTOS, 1995) Quando está localizado nos canais biliares, o estágio adulto do *C. sinensis* provoca hiperplasia do epitélio biliar, com subsequente fibrose pericanalicular densa. A quantidade de parasitas pode atingir vários milhares e, praticamente todos os canais biliares terminais apresentam-se com espessamento fibroso das paredes, e necrose por compressão do parênquima hepático adjacente (FAUST *et al.*, 1987).

Adicionalmente podem ocorrer problemas gastrintestinais, fadiga e colangiocarcinoma (SANTOS, 1995). De acordo com Jay (2000), ocasionalmente verifica-se câncer hepático.

Diagnóstico: Feito através da constatação da presença de ovos de *C. sinensis* nas fezes do paciente e no fluido duodenal. Teste de ELISA é útil, mas reações cruzadas com outros trematódeos podem ocorrer (JAY, 2000). Os ovos

desta espécie podem medir de 30 a 35 por 12 a 20 μm , são operculados em uma das extremidades (GUILLÉN *et al.*, 2004).

Tratamento: A droga de escolha no tratamento da clonorquíase é o praziquantel (JAY, 2000).

2.7. ATENUAÇÃO DE RISCOS E MEDIDAS PREVENTIVAS

Parasitas são componentes naturais do meio ambiente e podem ser vistos como um indicador da saúde relativa do ecossistema. A maioria das espécies de parasitas presentes nos peixes não representa perigo à saúde humana. Aqueles que representam perigo tendem a ter um ciclo de vida complexo, envolvendo mais de um tipo de hospedeiro. A completa eliminação dos parasitas encontrados nos produtos da pesca não é possível, de qualquer modo, medidas podem ser tomadas para atenuar os riscos de infecções. Essas precauções envolvem a remoção física completa ou em partes do parasita, ou a inativação da infectividade do parasita presente (ADAMS *et al.*, 1997).

A seguir serão listadas algumas medidas de controle que podem ser tomadas para atenuar os riscos de infecção ao homem.

- Evitar o consumo de pescados crus ou mal cozidos (BRASIL, 2007).
- Algumas empresas adotam a compra seletiva de pescados menores. O *Anisakis* e o *Diphyllobothrium* se acumulam no hospedeiro durante toda a sua vida, aumentando o número de vermes de acordo com a idade e o tamanho do peixe. Certos tipos de peixes ou áreas geográficas desenvolveram reputações por terem número excessivo de parasitas sendo evitados pelo navio pesqueiro. A coabitação ou a proximidade com colônias de mamíferos marinhos, são áreas desaconselháveis para a pesca (ADAMS *et al.*, 1997).
- Uma medida de controle excelente é a utilização de espécies cultivadas alimentadas a base de ração, principalmente, se forem destinadas ao consumo cru ou qualquer procedimento que não assegurem a inativação das larvas (IGLESIAS; UBEIRA, 2000).

- No caso de *Anisakis simplex*, um fenômeno frequentemente observado em determinadas espécies de peixes (arenque, cavala, anchova, etc.) que, depois da captura, são armazenadas durante longo tempo sem eviscerar, é a existência de migrações larvares das vísceras ao tecido muscular perivisceral e inclusive ao exterior do peixe durante o período de armazenamento (IGLESIAS, UBEIRA; 2000). No entanto, é importante salientar que apesar das migrações post-mortem serem uma das causas da presença abundante de parasitos na carne do pescado, existe outras espécies de peixes, tais como a merluza, o salmão, o badejo ou o bacalhau, que já apresentam uma elevada carga parasitária no momento da captura (IGLESIAS; UBEIRA, 2000). Desta forma, a evisceração imediata após a captura pode evitar a migração parasitária, reduzindo assim, o grau de infecção muscular, mas não exclui totalmente o risco de transmissão.
- Outra estratégia de controle que tem sido utilizada na indústria é o descarte da musculatura que rodeia as vísceras na elaboração de filés de pescado (IGLESIAS; UBEIRA, 2000). Esta medida, no entanto, não elimina totalmente o perigo de contaminação uma vez que, embora as larvas costumem concentrar-se nestes locais, uma parte considerável delas também pode acumular-se na musculatura epiaxial (IGLESIAS; UBEIRA, 2000).
- Para determinar a presença de larvas de *A. simplex* nos pescados ou seus derivados tem sido empregado diversos procedimentos, tais como o exame visual do peixe, através da observação das diferentes partes do pescado sem o auxílio de aumento ou iluminação especial. Este método é de fácil realização, porém permite detectar somente 45 a 83% das larvas contidas na musculatura de espécies como o arenque, jurel ou cavala (IGLESIAS; UBEIRA, 2000). Consequentemente a sua utilização no exame de peixes de maior tamanho tais como bacalhau, merluza, entre outros, não é aconselhável (IGLESIAS; UBEIRA, 2000). Um outro processo semelhante, porém mais eficaz, é o uso da transiluminação, pela qual o filé de peixe é colocado em uma mesa iluminada por luz ultra violeta, o que permite a detecção de parasitas. Este método tem sido utilizado amplamente na indústria de bacalhau, podendo ser empregado

para detectar larvas presentes em filés, lombos, fatias ou partes pequenas de pescados frescos ou congelados. Na detecção de larvas de anisquídeos por este método deve-se levar em consideração a espessura do filé, que nunca deve exceder 30 mm, a presença de pele na amostra, teor de gordura, a pigmentação clara, pois a musculatura escura dificulta a detecção e o nível de experiência do observador (ADAMS, 1997; IGLESIAS; UBEIRA, 2000). Os parasitos envoltos na musculatura são visualizados como silhuetas opacas, podendo ser extraído pelo observador se não forem muito abundantes. As espécies de carne escura como o salmão podem ser examinadas sob luz ultra violeta em um local escuro. Neste caso, as formas parasitárias observadas são de cor azul ou fluorescente (IGLESIAS; UBEIRA, 2000). As espinhas e o tecido conectivo do pescado, que também se vêem azuladas, podem ser diferenciadas do parasito pela sua distribuição uniforme e no caso das espinhas pela sua rigidez (IGLESIAS; UBEIRA, 2000).

- Digestão péptica artificial – técnica que tenta reproduzir as condições físico-químicas do estômago dos mamíferos, permitindo a recuperação de grande parte das larvas existentes no pescado mediante a digestão da musculatura circundante. Apesar da sua eficácia, resulta cara sendo inadequada para ser aplicada em inspeções industriais em grande escala (IGLESIAS; UBEIRA, 2000).
- De acordo com a FDA (2011) a eficácia do congelamento para matar parasitas depende de muitos fatores, como a temperatura do processo de congelamento, o período de tempo necessário para congelar o tecido muscular do peixe, o período de tempo que o peixe é mantido congelado, seu teor de gordura e o tipo de parasita presente. Dentre estas variáveis a temperatura do processo de congelamento, o período de tempo que o peixe é mantido congelado e o tipo de parasita parecem ser os fatores de maior importância. Por exemplo, os cestóides são mais susceptíveis ao congelamento quando comparados aos nematóides. Os trematódeos por sua vez, parecem ser mais resistentes que os nematóides. Considera-se que o congelamento e estocagem a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 7 dias forneça condições suficientes para matar os parasitos.

Alternativamente pode-se empregar o congelamento a -35 °C ou abaixo até endurecer e estocagem a -35 °C por 15 horas, ou o congelamento a -35 °C e estocagem a 20 °C por 24 horas. FDA recomenda essas condições de congelamento para varejistas que proveem peixes para serem consumidos crus. Estas condições não são adequadas para congelamento de peixes grandes com espessura maior que 6 polegadas.

- Salga e conservação em vinagre podem reduzir o perigo parasitário no peixe, mas não podem eliminá-los e nem minimizá-los aos níveis aceitáveis. Tem-se demonstrado que larvas de nematóides sobrevivem 28 dias em salmoura na proporção de 21% sal por peso (FDA, 2011).
- O cozimento é o método mais eficaz para eliminar o risco de infecção parasitária e pode ser feito durante o processamento ou pelo consumidor final. A eficácia depende do binômio tempo/temperatura. Para o cozimento convencional a temperatura interna do produto deve atingir um mínimo de 63°C por 15 segundos ou mais. No forno micro-ondas é necessário uma temperatura maior para matar todos os parasitas, devido ao aquecimento desigual, neste caso a temperatura interna recomendada é de 77°C (ADAMS *et al.*, 1997).
- Importações de pescados podem propiciar a introdução de diversos agentes parasitários no país, em especial a partir da Ásia e da Costa do Pacífico, na América do Sul, destacando-se entre eles os trematodas *Paragonymus westermani*, *Clonorchis sinensis*, *Heterophyidae* spp, *Metagonimus yokogawai* e *Opisthorchis* spp, os cestóides *Diphylobothrium latum* e os nematóides *Angiostrongylus cantonensis*, o *Gnathostoma spinigerum* e a *Capillaria philippinensis* (GERMANO; GERMANO, 2008).

3. CONCLUSÃO

Confirma-se a presença de Eustrongylídeos e Anisacuídeos, parasitas com potencial zoonótico, em vários peixes brasileiros. A ausência de relatos de infecção no homem, não significa que a doença não ocorra em nosso território. Dessa maneira, é necessário alertar os médicos sobre a importância das parasitoses de pescados transmitidos ao homem após o consumo de pescados crus ou insuficientemente cozidos infectados.

A evisceração imediata após a captura nos barcos pesqueiros pode evitar a migração parasitária, reduzindo assim o grau de infecção muscular, porém não exclui totalmente o risco de transmissão.

O controle total das parasitoses transmitidas por pescados é praticamente impossível, razão pela qual as ações preventivas em diversos países resumem-se a alterações nos hábitos de preparo do peixe que será consumido cru ou mal cozido, destacando-se a obrigatoriedade do congelamento prévio.

A importação de pescados de regiões endêmicas deve ser evitada.

A realização de um trabalho de educação sanitária e conscientização da população sobre os perigos de consumir pescados crus e mal cozidos, são de extrema importância, uma vez que o consumo desses parasitos são cada vez mais freqüentes.

REFERÊNCIAS

1. ACHA, P.N.; SZYFRES, B. **Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales.** Segunda edicion. Washington: Organizacion Panamericana de la salud, 1986. ISBN 92 75 31503 5
2. ADAMS, A.M., MURRELL, K.D.; CROSS, J.H. Parasites of fish and risks to public health. **Rev. sci. tech. off. Epiz.**, 16 (2), 652-660, 1997.
3. ADROHER, F.J.; VALERO, A.; RUIZ-VALERO, J.; IGLESIAS, L. Larval anisakids (Nematoda: Ascaridoidea) in horse mackerel (*Trachurus trachurus*) from the fish market in Granada (Spain). **Parasitology Research**, v. 82, n. 4, p. 319-322, 1996.
4. ALMEIDA DIAS, E.R.; WOICIECHOVSKI, E. Ocorrência de *Phagicola longa* (Trematoda: Heterophyidae) em mugilídeos e no homem em Registro e Cananéia, SP. **Higiene Alimentar**, v. 8, n. 31, 1994.
5. AMATO, J.F.R.; AMATO, S.B. *Sulcascaaris sulcata* (Nematoda, Anisakinae) infecting sea scallops being exposed from southeastern Brazil. **Arquivos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro**, v. 5, n. 1, p. 61-67, 1982.
6. AMATO, J.F.R.; BARROS, G.C. Anisakíase humana no Brasil – problema inexistente ou não pesquisado. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 6, n. 1,9 p. 12, 1984.
7. ANTUNES, S.A.; ALMEIDA DIAS, E.R. *Phagicola longa* (Trematoda: Heterophyidae) em mugilídeos estocados resfriados e seu consumo cru em São Paulo, SP. **Higiene Alimentar**, v. 8, n. 31, p. 41-2, 1994.
8. ASAKAWA, M.; KIMOTO, Y.; MURATA, K. First Record of *Eustrongylides tubifex* (Dioctophymatidae) from Little Grebe, *Tachybaptus ruficollis* in Japan. **J. Vet. Med. Sci.**, v. 59, n. 10, p. 955-956, 1997.
9. BARROS, G.C.; CAVALCANTI, J.W. Larvas infectantes de anisakídeos em peixes de elevado consumo provenientes do litoral nordeste do Brasil. **Revista Higiene Alimentar**, v. 12, n. 58, p. 71-75, 1998.
10. BARROS, G.C. Larvas de anisakídeos de peixes economicamente importantes da costa do estado do Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 16, n. 5, p. 205-208, 1994.
11. BARROS, L.A.; AMATO, S.B. Aspectos patológicos observados em hamsters (*Mesocricetus auritus*) infectados experimentalmente com metacercárias de *Phagicola longus* (Ranson, 1920) Price, 1932 (Digenea, Heterophyidae). **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 4, n. 1, p. 43-48, 1995.
12. BARROS, L.A.; AMATO, S.B. Infecções experimentais de cães com metacercárias de *Phagicola longus* (RANSON, 1920) PRICE, 1932. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, v. 5, n. 2, p. 61-64, 1996.
13. BARROS, L.A.; ARRUDA, V.S.; GOMES, D.C.; PINTO, R.M. First natural infection by *Ascocotyle (Phagicola) longa* Ransom (Digenea, Heterophyidae) in an avian host, *Ardea cocoi* Linnaeus (Aves, Ciconiiformes, Ardeidae) in Brazil. **Revista Bras. Zool.**, v. 19, n. 1, p. 151-155, 2002.
14. BARROS, L.A.; MORAES FILHO, J.; OLIVEIRA, R.L. Nematóides com potencial zoonótico em peixes com importância econômica provenientes do rio Cuiabá. **R. Bras. Ci. Vet.**, v.13, n.1, p.55-57, 2006.
15. BARROS, L.A.; MATEUS L.A.F.; BRAUM, D.T.; BONALDO, J. Aspectos ecológicos de endoparasitos de piranha vermelha (*Pygocentrus nattereri*,

- Kner, 1860) proveniente do rio Cuiabá. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v.62, n.1, p.228-231, 2010.
16. BARROS, L.A.; MORAES FILHO, J.; OLIVEIRA, R.L. Larvas de nematóides de importância zoonótica encontradas em traíras (*Hoplias malabaricus* bloch, 1794) no município de Santo Antonio do Leverger, MT. **Arq. Bras. Med. Vet. Zoot.**, v. 59, n. 2, p. 533-535, 2007.
 17. BARROS, L.A.; OLIVEIRA, R.L.; MORAES FILHO, J.; JUSTINO, C.H.S.; MATEUS, L.A.F. Análise do parastismo por *Contracaecum* sp. e *Eustrongylides* sp. em cacharas, *Pseudoplatystoma fasciatum* (Linnaeus, 1766) (Pisces: Pimelodidae) provenientes do Rio Cuiabá, Mato Grosso, Brasil. **R. Bras. Ci. Vet.**, v. 16, n. 2, p. 58-61, 2009.
 18. BARROS, L.A.; SIGARINI C.O.; PINTO, P.R. Resistência de larvas de *Contracaecum* sp., a baixas temperaturas. **R.bras. Ci. Vet.**, v. 15, n. 3, p. 143-145, 2008.
 19. BARROS, L.A.; TORTELLY, R.; PINTO, R.M.; GOMES, D.C. Effects of experimental infections with larvae of *Eustrongylides ignotus* Jäegerskiold, 1909 and *Contracaecum multipapillatum* (Drasche, 1882) Baylis, 1920 in rabbits. **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v. 56, n. 3, p.325-332, 2004.
 20. BENESON, A.S. El control de las enfermedades transmisibles en el hombre. Washington D.e.: Organizacion Panamericana de la Salud, 1987. 536p. (Publicación Científica n. 507).
 21. BICUDO, A.J.A.; TAVARES, L.E.R.; LUQUE, J.L. Larvas de Anisakidae (Nematoda: Ascaridoidea) parasitas da cabrinha *Prionotus punctatus* (Bloch, 1793) (Osteichthyes: Triglidae) do litoral do estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 14, n. 3, p.109-118, 2005.
 22. BOWMAN, D.D.; LYNN, R.C.; EBERHARD, M.L.; ALCARAZ, A. **Parasitologia Veterinária de Georgis**. 8ªEd. Barueri, SP: Manole, 2006. ISBN 85 204 2334 5.
 23. BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária/ Secretaria de Vigilância à saúde/Ministério da Saúde/ Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Difilobotríase: Comunicado ANVISA/SVS/MS/MAPA**. 2007. Disponível em: <
http://www.cve.saude.sp.gov.br/htm/hidrica/com4_alertaMS.htm>. Acesso em 01/04/11.
 24. BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução - RDC nº 175, de 08 de julho de 2003. Aprova o Regulamento Técnico de Avaliação de Matérias Macroscópicas e Microscópicas Prejudiciais à Saúde Humana em Alimentos Embalados. **Diário Oficial [da] União, Brasília, DF, 10 jul. 2003**.
 25. BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Decreto nº 30.691, de 29 de março de 1952. Aprova o Regulamento de Inspeção Industrial e Sanitária de Produtos de Origem Animal. **Diário Oficial [da] União, Brasília, DF, 07 de jul de 1952, seção 1**.
 26. BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Ofício circular GAB/DIPOA 25, de 13 de novembro de 2009**. Procedimentos de verificação dos programas de autocontrole em estabelecimentos de pescados e derivados.
 27. BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria 46, de 10 de fevereiro de 1998. Instituir o Sistema de Análise de Perigos e Pontos

- Críticos de Controle – APPCC a se implantado, gradativamente, nas indústrias de produtos de origem animal sob o regime do Serviço de Inspeção Federal – SIF, de acordo com o Manual genérico de procedimentos. **Diário Oficial [da] União, Brasília, DF, 16 de mar. 1998.**
28. BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria 185, de 13 de maio 1997a. Aprova o regulamento técnico de Identidade e Qualidade de Peixe fresco (inteiro e eviscerado). **Diário Oficial [da] União, Brasília, D.F, 19 de mai. 1997.**
 29. BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Portaria 368, de 04 de setembro de 1997b. Regulamento técnico sobre as condições Higiênico-sanitárias e de Boas Práticas de Fabricação para Estabelecimentos elaboradores / Industrializadores de Alimentos. **Diário Oficial da] União, Brasília, DF, 08 de set. 1997.**
 30. BRASIL. Ministério da Pesca e Aquicultura. **Boletim Estatístico da Pesca e Aqüicultura, Brasil 2008-2009.** Brasília, DF, 2010. Disponível em: www.mpa.gov.br. Acesso em 01 de Abril de 2011.
 31. BRUGNI, N.; VIOZZI, G. Presencia de *Eustrongylides tubifex* (Nematoda: Dioctophymatoidea) em la Patagonia, Argentina. **Parasitol Latinoam.**, Santiago, v. 58, n. 1-2 p. 83-85, 2003
 32. CAPUANO, D.M.; OKINO, M.H.T.; MATTOS, H.R.M.; TORRES, D.M.A.G. Difilobotríase: Relato de caso no município de Ribeirão Preto, SP, Brasil. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Ribeirão Preto, v. 3, n. 39, p. 163-164, 2007.
 33. CARDOSO, T.P.; SALGADO R.L.; ANDRADE P.F.; SÃO CLEMENTE S.C.; LIMA F.C. Nematóides da família Anisakidae e cestóides da ordem Trypanorhyncha em peixes teleósteos comercializados no estado do Rio de Janeiro. **R. bras. Ci. Vet.**, v. 13, n. 2, p. 98-101, 2006
 34. CDC - CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. **Parasites - Diphyllobothrium Infection. 2010.** Disponível em: <http://www.cdc.gov/parasites/diphyllobothrium/>. Acesso em: 03/06/2011.
 35. CHAI, J.Y.; MURREL, K.D.; LYMBERY, A.J. Fish-borne parasitic zoonoses: Status and issues. **Internacional Journal for Parasitology**, v. 35, n. 11-12, p. 1233-1254., 2005.
 36. CHENG, T. C. Anisakiasis. In: CRC handbook. **Series in Zoonosis: parasitic zoonosis.** Boca Raton, Florida: CRC Press, v. 2, p. 37-54, 1982.
 37. CHIEFFI P.P., GORLA, M.C.O., VIEIRA TORRES, D.M.A.G. et al. Human infection by *Phagicola* sp. (Trematoda-Heterophyidae) in the municipality of Registro, São Paulo State, Brazil. **J. Med. Hyg.** v. 95, p. 346-348, 1992.
 38. CHIEFFI, P.P., LEITE, O.H.; DIAS R.M.D.S.; et al. Human parasitism by *Phagicola* sp. (Trematoda-Heterophyidae) in Cananéia, São Paulo State, Brazil. **Rev Inst Med Trop São Paulo**, v. 32, n. 4, p. 285-288, 1990.
 39. COLE, R.A. In: FRIEND, M. & FRANSON, J.C. (eds). **Field Manual of Wildlife Diseases: General Field Procedures and Diseases of Birds.** Washington, D.C.:US Geological Survey. Biological Resources Division Information and Technology Report, 1999-2001.
 40. CUETO, H.M. Difilobotríase. In: VERONESI, R.; FOCACCIA, R.; DIETZE, R. **Doenças Infecciosas e parasitárias.** 8ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 1991. p. 892-894.
 41. DIAS, F.J.E; SÃO CLEMENTE, S.C.; KNOFF, M. Nematóides anisacuídeos e cestóides Trypanorhyncha de importância em saúde pública em *Aluterus*

- monoceros* (Linnaeus, 1758) no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Rev. Bras. Parasitol. Vet. (Online)**, Jaboticabal, v. 19, n. 2, 2010.
42. EBERHARD, M.L.; HURWITZ, H.; SUN, A.; COLETTA, D. Intestinal perforation caused by larval *Eustrongylides* (Nematodo: Dioctophymatoidea) in New Jersey. **Am Soc Trop Med Hig.** v. 40. p. 648-650, 1989.
 43. EDUARDO, M.B.P.; SAMPAIO, J.L.M.; GONÇALVES, E.M.N.; et al. *Diphyllobothrium* spp.: um parasita emergente em São Paulo, associado ao consumo de peixe cru–sushis e sashimis, São Paulo, março de 2005. **Boletim Epidemiológico Paulista**, n. 15, p. 1-5, 2005a.
 44. EDUARDO, M.B.P.; SAMPAIO, J.L.M.; SUSUKI, E.; et al. Investigação epidemiológica do surto de Difilobotríase, São Paulo, Maio de 2005. **Boletim Epidemiológico Paulista**, n. 17, p. 1-12, 2005b.
 45. EIRAS, J.C. A importância econômica dos parasitas de peixes. **Higiene Alimentar**, v. 8, n. 31, p. 11-3, 1994a.
 46. EIRAS, J.C. **Elementos de ictiopatologia**. Porto: Fundação Eng. Antônio de Almeida, 1994b.
 47. EMMEL, V.E.; INAMINE, E.; SECCHI, C. et al. *Diphyllobothrium latum*: relato de caso no Brasil. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.**, v. 39, n. 1, p. 82-84, 2006.
 48. FABRESSE, F.X.; ESSIUX, H.; MEYRAN, M.; LARROQUE, P.; CELTON, H. Polyarthritides in anisakiasis. **La Presse Médicale**, v. 13, n. 16, p. 1004, 1984.
 49. FAUST, E.C.; BEAVER, P.C.; JUNG, R.C. Agentes e vectores animais de doenças humanas. Porto: Fundação Calouste Gulbenkian, 1987.
 50. FELIZARDO, N.N.; KNOFF, M.; PINTO, R.M.; GOMES, D.C. Larval anisakid nematodes of the flounder, *Paralichthys isosceles* Jordan, 1890 (Pisces: Teleostei) From Brazil. **Neotrop. Helminthol.**, Lima, v. 3, n. 2, 2009.
 51. FDA-FOOD AND DRUG ADMINISTRATION. **Bad Bug Book: Foodborne Pathogenic Microorganisms and Natural Toxins Handbook. *Anisakis simplex* and related worms.** 2009b. Disponível em: <http://www.fda.gov/Food/FoodSafety/FoodborneIllness/FoodborneIllnessFoodbornePathogensNaturalToxins/BadBugBook/ucm070768.htm>
 52. FDA-FOOD AND DRUG ADMINISTRATION. **Bad Bug Book: Foodborne Pathogenic Microorganisms and Natural Toxins Handbook. *Diphyllobothrium* spp.** 2009a. Disponível em: <http://www.fda.gov/Food/FoodSafety/FoodborneIllness/FoodborneIllnessFoodbornePathogensNaturalToxins/BadBugBook/ucm070785.htm>
 53. FDA-FOOD AND DRUG ADMINISTRATION. **Bad Bug Book: Foodborne Pathogenic Microorganisms and Natural Toxins Handbook. *Eustrongylides* spp.** 2009c. Disponível em: <http://www.fda.gov/food/foodsafety/foodborneillness/foodborneillnessfoodbornepathogensnaturaltoxins/badbugbook/ucm070800.htm>
 54. FDA-FOOD AND DRUG ADMINISTRATION. Department of health and human services. **Fish and Fisheries Products Hazards and Controls Guidance.** 4.ed. April, 2011. Disponível em: <http://www.fda.gov>
 55. GERMANO, P.M.L.; GERMANO, M.I.S.; OLIVEIRA, C.A.F. Aspectos da qualidade do pescado de relevância em saúde de pública. **Revista Higiene Alimentar**, São Paulo, v. 12, n. 53, 1998.
 56. GERMANO, P.M.L.; GERMANO, M.I.S. **Higiene e vigilância sanitária de alimentos.** 3.ed. Barueri: Manole, 2008.

57. GOBELET, J.; SÁENZ, R.F. Anisakiasis, um atentado culinário prevenível contra el tracto gastrointestinal. **Gastroenterol. Latinoam.**, v. 21, n. 2, p. 298-301, 2010.
58. GONZÁLEZ, I.D. Anisakis em el pescados: prevención y control: seguridade alimentaria y alimentación weblog gestionado por **El Programa Vigilancia Sanitaria. Madrid**, Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria. 11 Jul. 2006. Disponível em: <http://www.madrimasd.org/blogs/alimentacion/2006/07/11/34816>. Acesso em: 02 de Abril de 2011.
59. GUILLÉN, A.O; DELGADO, M.V.; MORALES, A.C. *Clonorchis sinensis*. **Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Publica**, Lima, v. 21, n. 3, 2004.
60. HUSS, H.H; ABABOUC, L; GRAM, L. Assessment and management of seafood safety and quality: *FAO Fisheries Technical Paper. No. 444*. Rome, FAO. 2003. 230p. <http://www.fao.org/docrep/006/y4743e/y4743e00.htm#Contents>
61. IGLESIAS, S.L.; UBEIRA, F.M. **Anisakis y alergia**. Santiago de Compostela: Universidade, Servicio de Publicacións e Intercambio Científico, 2000
62. ISHIDA, M.; HARADA, A.; EGAWA, S.; WATABE, S.; EBINA, N.; UNNO, M. Three successive cases of enteric anisakiasis. **Digestive Surgery**, v. 24, n. 3, p. 228-231, 2007.
63. ITO, Y.; IKEMATSU, Y.; YUZAWA, H.; NISHIWAKI, Y.; KIDA, H.; WAKI, S.; UCHIMURA, M.; OZAWA, T.; IWAOKA, T.; KANEMATSU, T. Chronic gastric anisakiasis presenting as pneumoperitoneum. **Asian Journal of Surgery**, v. 30, n. 1, p. 67-71, 2007.
64. JAY, J.M. **Modern Food Microbiology**. 6th ed. Aspen food science text series. 2000. ISBN 0 8342 1671 X
65. KNOFF, M. et al. Anisakidae parasitos de congrio-rosa, *Genypterus brasiliensis* (Regan, 1903) comercializados no Estado do Rio de Janeiro, Brasil de interesse na saúde pública. **Parasitologia Latinoamericana**, v. 62, n. 3/4, p. 127-163, 2007.
66. LAGO, D.V.; MATTOS, A.C.; LOPES, B.G.; SIMÕES, S.B.E.; FERNANDEZ, M.A.; THIENGO, S.C. **Taxa de infecção por trematódeos em *Heleobia australis* (Gastropoda: Rissoidae) na Lagoa Rodrigo de Freitas, Rio de Janeiro**. In: III CBio & XIX ENBio –III Congresso de Biologia do CRBio-02, 2010, Rio de Janeiro. Resumos p. 47.
67. LEDERER, J. **Enciclopédia moderna de higiene alimentar**. II Higiene dos Alimentos. São Paulo: Manole, 1991. 89 p.
68. LEITE, O.H.M.; HIGAKI, Y.; SERPENTINI, S.L.P. et al. Infecção por *Clonorchis sinensis* em imigrantes asiáticos no Brasil: tratamento com praziquantel. **Rev Inst Med Trop São Paulo**, v. 31, n. 6, p. 416-422, 1989.
69. LÍRIO, V. de S.; DIAS, C. S. C.; MANTESSO, I. S.; SOUZA, R. de C.; CARNEIRO, R.J.; FERREIRA, M. A. M.; MAZZOCATTO, J. A.; MELÃO, J. C.; TORRES, D. M. A. G.V. Pesquisa de larvas de *Diphyllbothrium spp.* em amostras de peixes, colhidas no município de São Paulo, de abril a agosto de 2005. **Revista Higiene Alimentar**. São Paulo: v. 21, n. 155, p. 103-108, 2007.
70. MADI, R. R.; SILVA, M. S. R. *Contraecum*, Railliet & Henry, 1912 (Nematoda, Anisakidae): o parasitismo relacionado à biologia de três espécies de peixes piscívoros no reservatório Jaguari, SP. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 7, n. 1, p. 15-24, 2005.

71. MARTINS, M.L.; ONAKA, E.M.; FENERICK, J.J.; Larval *Contraecum* SP. (Nematoda: Anisakidae) in *Hoplias malabaricus* and *Hoplerhythrinus unitaeniatus* (Osteichthyes: Erythrinidae) of economic importance in occidental marshlands of Maranhão, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 127, n. 1, p. 51-59, 2005.
72. MEASURES, L.N. Revision of the genus *Eustrongylides* Jagerskiold, 1909 (Nematoda: Dioctophymatoidea) of piscivorous birds. **Can. J. Zool.**, Ottawa, v. 66, p. 885-895, 1988.
73. MORALES, L.J. et al. Pseudoterranovosis y sushi. **Rev Chil Infect.**, v. 25, n. 3, p. 200-206, 2008. Disponível em: www.sochinf.cl
74. OLIVEIRA, S.A.; BLAZQUEZ, F.J.H.; ANTUNES, S.A.; MAIA, A.A.M. Metacercárias de *Ascocotyle (Phagicola) longa* Ransom, 1920 (Digenea: Heterophyidae), em *Mugil platanus*, no estuário de Cananéia, SP, **Brasil. Ciência Rural**, Santa Maria, v. 37, n. 4, p. 1056-1059, 2007.
75. PEREIRA, A.D.; ATUÍ, M.B.; TORRES, D.M.A.G.V.; MANGINI, A.C.S.; ZAMBONI, C.Q. Incidência de parasitos da Família *Anisakidae* em bacalhau (*Gadus morhua*) comercializado no Estado de São Paulo. **Revista do Instituto Adolfo Lutz**, São Paulo: v. 1, p. 45-49, 2000. Disponível em: http://biblioteca.ial.sp.gov.br/index.php?option=com_remository&Itemid=27&func=fileinfo&id=277>. Acesso em: 08 nov.2008.
76. PESSOA, S.B & MARTINS, A.V. **Parasitologia Médica**. 11^a. Ed. Rio de Janeiro, Ed. Guanabara, 1982.
77. PINHEIRO, H.M.C.; VIEIRA, R.H.S.F.; CARVALHO, F.C.T.; REIS, E.M.F.; SOUSA, O.V.; VIEIRA, G.H.F.; RODRIGUES, D.P. *Salmonella* sp. e Coliformes Termotolerantes em *Sushi* e *Sashimi* Comercializados na Cidade de Fortaleza- Ceará. **Bol. Téc. Cient. CEPENE**, v. 14, n. 1, p. 23-31, 2006. Disponível em : http://www.icmbio.gov.br/cepene/modulos/boletim/visualiza.php?id_arq=142. Acesso em 02 de Abril de 2011.
78. PRADO, S.P.T; CAPUANO D.M. Relato de nematóides da família Anisakidae em bacalhau comercializado em Ribeirão Preto, SP. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 39, n. 6, p. 580-581, 2006.
79. QUIJADA, J.; LIMA DOS SANTOS, C.A.; AVDALOV, N. Enfermedades parasitarias por consumo de pescado. Incidencia en América Latina. **Infopesca Internacional**, v. 24, p. 16-23, 2005. Disponível em: <http://www.pes.fvet.edu.uy/cursos/zoonosis.pdf>
80. REGO, A.A.; SANTOS, C.P. Helmintofauna de cavalas, *Scomber japonicus* Houtt, do Rio de Janeiro. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 78, n. 4, p. 443-448, 1983.
81. REGO, A.A.; VICENTE, J.J.; SANTOS, C.P.; WEKID, R.M. Parasitas de anchovas, *Pomatomus saltatrix* (L.) do Rio de Janeiro. **Ciência e Cultura**, v. 35, n. 9, p. 1329-1336, 1983.
82. RIBEIRO, R.S.; LUQUE, J.L.; ALVES, D.R. Aspectos quantitativos dos parasitos da Maria-luiza, *Paralanchurus brasiliensis* (Osteichthyes: Sciaenidae), do litoral do Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Universidade Rural – Ciência da Vida**, v. 22, n. 2, p. 151-154, 2002.
83. SAAD, C.D.R.; LUQUE, J.L.. Larvas de Anisakidae na musculatura do pargo, *Pagrus pagrus*, no estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Rev. Bras. Parasitol. Vet.**, Jaboticabal, v. 18, supl. 1, p. 71-73, 2009.

84. SÁNCHEZ, A.V.; DASCHNER, A.; FRUTIS MORENO, C. Anisakiasis gastroalérgica. *Jano*, n. 1727, 27 de feb. de 2009. Disponível em: www.jano.es. Acesso em: 14/05/11.
85. SANTOS, C.A.L. Prevention and control of food borne trematodes in cultured fish. **INFOFISH International**, n.2,p.57-62, 1995.
86. SANTOS, S.M.C.; CECCARELLI, P.S.; REGO, R.F. Helmitos em peixes do Pantanal sul-matogrossense: primeira expedição do Programa Pantanal. *Boletim Técnico do CEPTA*, Pirassununga, v. 16, p.15-26, 2003.
87. SANTOS, F.L.N.; FARO, L.B. The first confirmed case of *Diphyllobothrium latum* in Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 6, p. 685-686, 2005.
88. SÃO CLEMENTE, S.C. Inspeção sanitária dos pescados. **Higiene alimentar**, v. 7, n. 28, p. 7, Novembro de 1993.
89. SÃO CLEMENTE, S.C.; MARQUES, M.C.; SERRA-FREIRE, N.M ; LUCENA, F.P. Análise do parasitismo de peixe espada *Trichiurus lepturus* L. do litoral do Rio de Janeiro – Brasil. **Parasitologia al Día**, v. 19, n. 3/4, p. 146-149, 1995.
90. SARAIVA, M.E.V. **Estudio de diferentes metodos de conservación sobre La sobrevivência de metacercarias de Phagicola longa (Ransom, 1920) Price, 1932 em los tejidos de La lisa criolla (Mugil curema Val, 1836)**. Caracas, Venezuela, 1991. Trabajo especial (Grado) – Universidad Central de Venezuela.
91. SCHNEIDER, M. Beleza oculta. Instituto Oswaldo Cruz: Ciência para a saúde da População, 16 de jun. de 2010. Disponível em: <http://www.fiocruz.br>. Acesso em: 27 de Maio de 2011.
92. SHIRAZIAN, D.; SCHILLER, E.L.; GLASERT, A.A.; VONDERFECHT, S.L. Pathology of larval Eustrongylides in rabbit. **J.Parasitol.** v. 70, p. 803-806, 1984.
93. TAVARES, L.E.R.; LUQUE, J.L.; BOMFIM, T.C.B. Human diphyllbothriasis: reports from Rio de Janeiro, Brazil. *Revista Brasileira Parasitologia Vet.*, v. 14, n. 2, p. 85-87, 2005.
94. TORRES, P. & GONZALEZ, H. Determinacion de larvas de *Terranova* (=Phocanema) y *Anisakis* em *Genypterus* SP. Aspectos morfometricos e histopatológicos a nível hepático. **Boletin Chileno de Parasitologia**, v. 33, p. 82-86, 1978.
95. VALLES-RIOS, M. E. G.; CAMPOS, R.; SILVA, L. G. Parasite prevalence and intensity in *Mugil cephalus* (Pisces: Mugilidae), from Colorado River, Baja California, Mexico. **Revista de Biologia Tropical**, v. 48, n. 2/3, p. 495-501, 2000.
96. VAZ, J.F.; TELES, H.M.S.; CORREA M.A.; LEITE S.P.S. Ocorrência no Brasil de *Thiara (Melanoides) Tuberculata* (O. F. Muller, 1774) (Gastropoda, Prosobranchia), primeiro hospedeiro intermediário de *Clonorchis sinensis* (Cobbold, 1875) (Trematoda, Plathyhelminthes). **Rev. Saúde Pública**, São Paulo, v. 20, n. 4, p. 318-322, 1986.
97. WITTNER, M.; TURNER, J.W.; JACQUETTE, G.; ASH, L.R.; SALGO, M.P.; TANOWITZ, H.B. Eustrongylidiasis – a parasitic infection acquired by eating sushi. **The New England Journal of Medicine**, v. 320, n.17, p.1124-6, 1989.