

**JOANNA PAWLAK**

TRANSMISJA PASOŻYTÓW PRZEZ SKORUPIAKI  
MORSKIE STANOWIĄCE POKARM DORSZA,  
*GADUS MORHUA* Z POŁUDNIOWEGO BAŁTYKU

## STRESZCZENIE

Dorsz (*Gadus morhua*) Linnaeus, 1758, jest jednym z najczęściej poławianych komercyjnie gatunków ryb w wielu krajach i gatunkiem znaczącym dla rybołówstwa w północnej Europie. W Morzu Bałtyckim występują dwa biologicznie odrębne stada: zachodnie i wschodnie stado dorsza bałtyckiego (ICES, 2021a). Polska jest jednym z krajów, dla którego połowy dorsza skoncentrowane na stadzie wschodnim były bardzo ważną częścią przemysłu rybnego. W ostatnich latach bałtyckie rybołówstwo dorszowe przeżywa poważny kryzys. Wiąże się to ze słabą kondycją i stanem populacji ryb stada wschodniego. W ciągu ostatnich czterech dekad wykazano znaczny spadek biomasy dorszy ze stada wschodniego Bałtyku a zasięg ich rozmieszczania ograniczył się do obszarów południowych (Orio i in., 2019). Zły stan dorsza wschodniego jest w dużej mierze spowodowany zmianami biologicznymi - tempo wzrostu, kondycja i rozmiar w okresie dojrzewania płciowego znacznie się zmniejszyły (ICES, 2021b). Zmiany w ekosystemie, takie jak niekorzystne warunki tlenowe, które mogą wpływać na dorsza zarówno bezpośrednio poprzez zmianę jego metabolizmu, jak i pośrednio poprzez niedobór bentosowego pokarmu (Conley i in., 2009; Carstensen i in., 2014; Haase i in., 2020), jak również przetrwanie potomstwa. Ponadto zmniejszona dostępność pokarmu rybnego w głównym obszarze występowania dorsza może mieć negatywny wpływ na kondycję i stan zasobów ryb (Eero i in., 2012). Obecnie, małe dorsze wykazują poważne ograniczenie tempa wzrostu i zwiększoną śmiertelność, która może być efektem głodowania (Neuenfeldt i in., 2020). W ostatnich latach wykazano, że rozmieszczenie szprota i śledzia (główne gatunki stanowiące pokarm dorosłego dorsza) w północnych obszarach Bałtyku w mniejszym stopniu pokrywało się z rozmieszczeniem zasobów dorsza. Nie jest jednak jasne, czy ta zmiana rozmieszczenia wpłynie na stado dorsza (ICES, 2021b). Ponadto intensywna eksploatacja zasobów, może negatywnie wpływać na ich stan (Lindegren i in., 2009). Co ważne, rosnąca ekstensywność i intensywność zarażenia pasożytami, także może mieć niekorzystne konsekwencje dla zdrowia i kondycji dorszy (Haarder i in., 2014; Mehrdana i in., 2014; Horbowy i in., 2016). Wszystkie te czynniki wpływają na to, że populacja wschodnia dorsza bałtyckiego drastycznie zmalała na przestrzeni lat, dlatego Komisja Europejska zdecydowała o zamknięciu połowów dorszy stada wschodniego od lipca 2019 roku (EC, 2019; COM, 2019). Międzynarodowa Rada Badań Morza (ICES) zaleciła rybołówstwu, które skupia

się na połowach dorsza w Morzu Bałtyckim (w podobszarze 24-32) zaprzestania połowów w 2020, 2021 oraz 2022 roku (ICES, 2019; ICES, 2020; ICES, 2021b).

Pod względem ekologicznym dorsz pełni rolę drapieżnika znajdującego się na szczycie piramidy troficznej, zaraz obok ryb łososiowatych oraz ssaków morskich. Dorsz jest gatunkiem, który w czasie tarła koncentruje się w wodach głębszych, natomiast w celu odżywiania migruje do wód przybrzeżnych (Bagge i in., 1994). Młode osobniki występują głównie w pobliżu wybrzeża, w płytkich wodach, co zapewnia im optymalne warunki do wzrostu oraz unikają tym samym kanibalizmu. Starsze osobniki migrują do głębszych obszarów morza. Preferencje pokarmowe różnią się między młodymi a dorosłymi rybami i są uzależnione od dostępności pokarmu i zdolności do jego zdobywania. Dorsz jest rybą drapieżną przez większość swojego życia. Młode osobniki polują na bezkręgowce, takie jak *Bylgides sarsi*, *Pontoporeia femorata*, *Gammarus* sp., *Mysis mixta*, *Crangon crangon*, *Saduria entomon*, oraz małe ryby, np. ryby babkowate (Załachowski i in., 1975; Załachowski, 1977; Pachur i Horbowy, 2013; Haase i in., 2020). Dorosłe osobniki odżywiają się przede wszystkim rybami śledziowatymi (szprot *Sprattus sprattus*, śledź *Clupea harengus*), ale także większymi skorupiakami (Załachowski i in., 1975; Załachowski, 1977; Pachur i Horbowy, 2013; Haase i in., 2020). W związku z tym, zmienność w diecie dorsza odzwierciedla wiek ryb i bioróżnorodność gatunków, którymi żywi się ryba w zajmowanych siedliskach.

Dieta jest nie tylko źródłem składników odżywczych, ale także może być źródłem zarażenia pasożytami. Obecność i różnorodność gatunków pasożytów jest również uzależniona od okresu rozwoju ryb. Inne gatunki pasożytów występują u małych/młodych, a inne u większych/starszych dorszy. U wielu gatunków pasożytów występuje zjawisko specyficzności topicznej (topospecyficzności), czyli preferencji do określonej lokalizacji w organizmie żywiciela. Najczęściej u młodych osobników występują kolcogłowy z gatunku *Echinorhynchus gadi* (Pilecka-Rapacz i Sobecka, 2004), obecne w przewodzie pokarmowym. Kolcogłowy występują też u starszych dorszy (Studnicka, 1965; Sobecka, 2007), lecz dominującą parazytofaunę stanowią nicienie *Anisakis simplex*, *Contracaecum osculatum* i *Pseudoterranova decipiens*, *Hysterothylacium aduncum* (Szostakowska i in., 2005; Buchmann i Kania, 2012; Nadolna i Podolska, 2014). Nicienie *H. aduncum* są pasożytami jelitowym, *C. osculatum* preferują wątrobę, a *A. simplex* i *P. decipiens* tkankę mięśniową dorszy. Dorsz w cyklach życiowych pasożytów może pełnić różne role. Może być żywicielem pośrednim, czyli takim, w którym następuje przeobrażenie pasożyta do kolejnych etapów rozwojowych.

Ryby pełnią także rolę żywiciela paratenicznego, u którego nie następuje przeobrażenie pasożyta do kolejnego stadium rozwojowego, a obecność ryb nie jest konieczna do zamknięcia cyklu życiowego pasożyta (Pojmańska i in., 2016). Dorsz może być również żywicielem ostatecznym, w którym następuje przeobrażenie postaci larwalnej do postaci dorosłej.

Cykle rozwojowe nicieni *A. simplex*, *C. osculatum* i *P. decipiens* są podobne, a ssaki morskie są żywicielami ostatecznymi (McClelland i in., 1990; Klimpel i Palm, 2011). Występuje specyficzność żywicielska tzn. określone gatunki ssaków morskich pełnią rolę żywicieli ostatecznych, u których dochodzi do zamknięcia cyklu rozwojowego określonego gatunku pasożyta: dla *A. simplex* są to walenie, które w Bałtyku reprezentuje morświn *Phocoena phocoena* (Herrerias i in., 2004); dla *C. osculatum* - foka szara *Halichoerus grypus* (Fagerholm, 1990); dla *P. decipiens* - foka pospolita *Phoca vitulina* (Aspholm i in., 1995) i foka szara (Hauksson, 2011). W żywicielu ostatecznym następuje przeobrażenie postaci larwalnej L4 do rozdzielнопłciowych postaci dorosłych oraz do produkcji jaj i zapłodnienia. Jaja pasożytów trafiają wraz z odchodami ssaków do środowiska morskiego. W jajach dochodzi do przeobrażenia w postaci larwalne L1, L2 a nawet L3 (Køie i Fagerholm, 1995). Larwy L2 lub L3 wraz z pokarmem dostają się do skorupiaków, które pełnią rolę żywiciela pośredniego. W żywicielu pośrednim następuje przeobrażenie postaci larwalnej z L2 do L3. Następnie zarażone skorupiaki zjadane są przez małe ryby np. szproty, śledzie, a te przez ryby drapieżne np. dorsze. Ssaki morskie stanowią ostatnie ogniwo w łańcuchu troficznym: żywią się zarażonymi rybami i w ten sposób stają się żywicielami ostatecznymi. Cykl życiowy pasożyta zostaje zamknięty (Køie i Fagerholm, 1995; Klimpel i in., 2004; Mouritsen i in., 2010). Cykl życiowy *H. aduncum* wygląda podobnie do opisanego powyżej, natomiast różni się tym, że żywicielem ostatecznym są ryby. Dojrzałe płciowo osobniki najczęściej bytują w przewodzie pokarmowym ryb np. węgorzycy (*Zoarces viviparus*) czy dorsza (Jackson i in., 1997).

Skorupiaki morskie - Amphipoda, Cirripedia, Copepoda, Decapoda, Euphausiacea, Isopoda i Mysidacea są opisane w literaturze naukowej jako żywiele pośredni lub parateniczni pasożytów. Prace dotyczące tego zagadnienia prowadzono m. in. w Kanadzie, Norwegii i Szkocji. W Morzu Bałtyckim dotychczasowe badania poświęcone żywicielom pośrednim nicieni i kolcogłówów ograniczały się do badań z zachodniej części Morza Bałtyckiego (np. Zatoka Kilońska, Zatoka Lubecka - Niemcy) lub do badań eksperymentalnych.

Poniżej przedstawiono przykłady bałtyckich skorupiaków zarażonych nicieniami lub kolcogłowami:

- *Acartia bifilosa* - *Hysterothylacium* sp. (Lick, 1991; Zander i in., 1994);
- *Acartia tonsa* - *H. aduncum*, *A. simplex*, *C. osculatum* (Køie, 1993, 2001; Køie i Fagerholm, 1995);
- *Temora longicornis* - *C. osculatum* (Køie i Fagerholm, 1995)
- *Oithona similis* - *A. simplex* (Køie, 2001)
- *Balanus* sp. - *A. simplex*, *C. osculatum* (Køie, 2001; Køie i Fagerholm, 1995)
- *Neomysis integer* - *H. aduncum*, *P. decipiens*, *C. osculatum* (Gibson, 1972; Lick, 1991; Køie i Fagerholm, 1995);
- *Gammarus salinus* - *Hysterothylacium* sp., *E. gadi* (Zander i in., 1994, 2000, 2002);
- *Gammarus zaddachi* - *Hysterothylacium* sp., *E. gadi* (Zander i in., 1994, 2002);
- *Gammarus oceanicus* - *E. gadi*, *H. aduncum* (Zander i in., 1994; Fagerholm, 1987; Zander i in., 2002);
- *Gammarus locusta* - *Hysterothylacium* sp. (Zander i in., 2000);
- *Crangon vulgaris* (*C. crangon*) - *H. aduncum* (Gibson, 1972);
- *Hyperia galba* - *H. aduncum* (Klimpel i Rückert, 2005);
- *Idotea* sp. - *H. aduncum* (Køie, 1993).

Ponadto, ostatnie badania parazytfauny bezkręgowców w rejonie Bałtyku wykonywano na początku XXI wieku, dlatego też ważna jest weryfikacja czy i jakie zmiany zaszły w środowisku na przestrzeni ostatnich lat. Na podstawie posiadanej przeze mnie wiedzy nie podejmowano próby dokładnego opisanie cykli życiowych wymienionych pasożytów poza zachodnim rejonem Bałtyku i dotychczas nie wykazano, które gatunki bezkręgowców są żywicielami pośrednimi pasożytniczych nicieni w południowym i centralnym Bałtyku.

Występowanie nicieni *H. aduncum*, *A. simplex*, *C. osculatum*, *P. decipiens* oraz kolcogłowów *E. gadi* opisano w wielu gatunkach skorupiaków, które występują także w Morzu Bałtyckim, ale nigdy nie stwierdzono przypadków zarażenia *in situ* u bezkręgowców z Bałtyku. Cykle życiowe tych pasożytów dla Bałtyku są przedstawione jedynie ogólnie. Nie opisano, który konkretnie gatunek bezkręgowca może być potencjalnym żywicielem pośrednim dla powyższych gatunków pasożytów.

Wcześniej nie prowadzono prac poza zachodnim rejonem Bałtyku (cieśniny duńskie i wody niemieckie).

Dotąd nie prowadzono badań *in situ* tj. mających na celu wykrycie obecności pasożytów bezpośrednio w bezkręgowcach, które stanowią pokarm ryb i mogą być potencjalnym „nośnikiem” pasożytów. Jest to trudne, czasochłonne, pracochłonne i wymagające sporych nakładów finansowych przedsięwzięcie. Ponadto, liczebność organizmów w środowisku jest znaczna i są one nierównomiernie rozproszone w toni wodnej, co powoduje, że niemożliwym jest przebadanie całego akwenu w poszukiwaniu zainfekowanych organizmów. Dlatego też potrzebne jest duże doświadczenie, wiedza oraz cierpliwość.

Parazytofauna dorsza z Morza Bałtyckiego została dobrze poznana. Nie znane są jednak specyficzne organizmy, które pełnią rolę żywicieli pośrednich dla poszczególnych gatunków pasożytów. Bezkręgowce, stanowiące ważny element w diecie dorsza, mogą mieć kluczowe znaczenie w cyklach życiowych jego pasożytów. Dlatego po raz pierwszy przeprowadzono badania dotyczące obecności pasożytów *in situ* w pokarmie dorsza z Morza Bałtyckiego.

#### **Cel naukowy badań:**

Celem badań było określenie możliwych źródeł zarażenia dorszy bałtyckich pasożytami, na podstawie analizy parazytofauny bezkręgowców morskich występujących w pokarmie tych ryb.

Założono następujące **hipotezy** badawcze:

- bezkręgowce stanowiące pokarm dorszy mogą być jednocześnie źródłem zarażenia ryb pasożytami;
- różne gatunki bezkręgowców pełnią rolę żywiciela pośredniego w cyklu rozwojowym różnych gatunków pasożytów występujących u dorszy.

Zarażenie bezkręgowców pasożytami opisano następującymi parametrami (Bush i in. 1997):

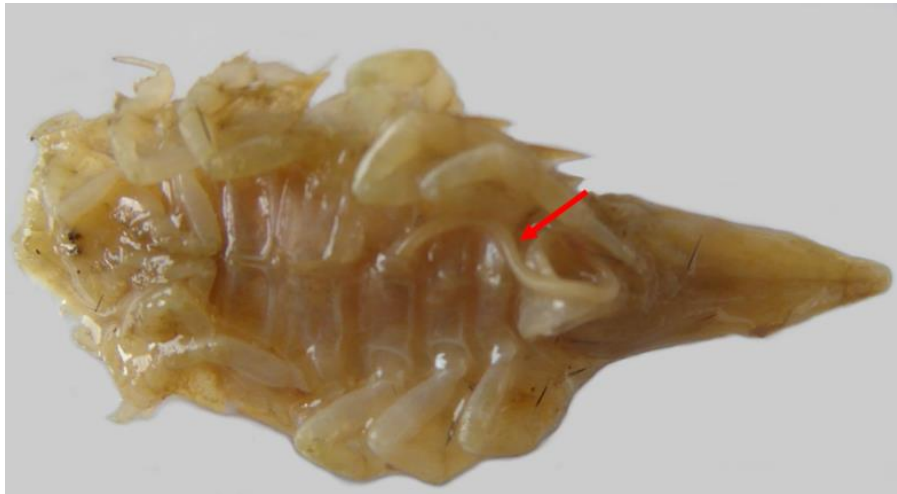
- ekstensywność zarażenia, czyli stosunek liczby osobników zarażonych pasożytami do wszystkich osobników badanych w danym rejonie;

- intensywność zarażenia, czyli liczba osobników określonego gatunku pasożyta występująca w jednym żywicielu.

W latach 2012-2016 pozyskano materiał biologiczny w postaci przewodów pokarmowych dorszy z rejsów badawczych i rejsów komercyjnych w Polskiej Strefie Ekonomicznej Morza Bałtyckiego. Łącznie przebadano pokarm z 2 695 dorszy. Pozyskano i przeprowadzono analizę parazytologiczną u prawie 25 000 bezkręgowców, w tym 2 899 *S. entomon*, 7 119 *C. crangon*, 1 977 *Gammarus* sp. i około 13 000 innych (Crustacea, Polychaeta, Bivalvia). Obecność pasożytów w bezkręgowcach sprawdzono przy użyciu mikroskopu stereoskopowego. W pierwszej kolejności wykonano przegląd każdego składnika pokarmowego. Jeżeli pasożyty nie były widoczne, a badany organizm nie uległ znacznemu nadtrawieniu w żołądku, w celu łatwiejszej detekcji, poddawano go dodatkowemu trawieniu w sztucznym soku żołądkowym (wodny roztwór pepsyny i kwasu solnego). Następnie, ponownie sprawdzano czy pasożyty uwidoczniły się pod powłokami ciała. Trawienie było konieczne tylko w przypadku skorupiaków. Znalezione pasożyty zostały poddane analizie parazytologicznej i określeniu przynależności gatunkowej na podstawie cech anatomicznych i morfologicznych z wykorzystaniem mikroskopu stereoskopowego. W celu potwierdzenia przynależności gatunkowej pasożytów wykorzystano techniki molekularne - sekwencjonowanie DNA. DNA pasożytów zostało odpowiednio przygotowane tzn. oczyszczone i powielone przy wykorzystaniu starterów specyficznych (reakcja PCR) dla danego gatunku pasożyta, wstępnie zidentyfikowanego na podstawie cech anatomicznych i morfologicznych. Produkty reakcji PCR przygotowano do sekwencjonowania. Wyniki sekwencjonowania pozwoliły na jednoznaczne określenie przynależności gatunkowej pasożytów.

Po raz pierwszy opisano układ pasożyt - żywiciel: *H. aduncum* - *S. entomon* (rys. 1) (**publikacja 1**). Po raz pierwszy stwierdzono występowanie larwy L4 (n=1) i postaci dorosłej (n=1) *H. aduncum* w *S. entomon*. Wyniki analizy molekularnej pozyskanych nicieni, potwierdziły ich przynależność gatunkową, obydwie sekwencje zdeponowano w GenBanku. Obecność dorosłej postaci *H. aduncum* w skorupiaku sugeruje, że bezkręgowce mogą pełnić rolę żywicieli ostatecznych. Natomiast, biorąc pod uwagę fakt, że dorosłego pasożyta znaleziono u niestrawionego osobnika *S. entomon* wewnątrz żołądka dorsza, to mogło mieć miejsce przeobrażenie z larwy L4 do stadium dorosłego w *S. entomon*, ale już po śmierci skorupiaka w dorszu. Obecność larwy L4 i dorosłego nicienia we wspomnianym gatunku Isopoda może wskazywać na migracje

pasożytów do skorupiaków w żołądku ryby. Badania laboratoryjne udowodniły, że pepsyna, która znajduje się w naturalnym jak i sztucznym soku trawiennym może przyspieszać przeobrażenie się larw z jednego do drugiego stadium (Iglesias i in., 2002; Adroher i in., 2004). Ponadto, pod powłokami ciała *S. entomon* zaobserwowano 4 osobniki *H. aduncum*, których obecność stwierdzono dopiero po dodatkowym trawieniu organizmów w sztucznym soku żołądkowym. Niestety, stan pozyskanych pasożytów nie pozwalał na zidentyfikowanie ich stadiów rozwojowych. Znaleziono także pasożyty we wnętrzu żołądków dorszy: dominowały nicienie *H. aduncum* oraz kolcogłowy *E. gadi*.



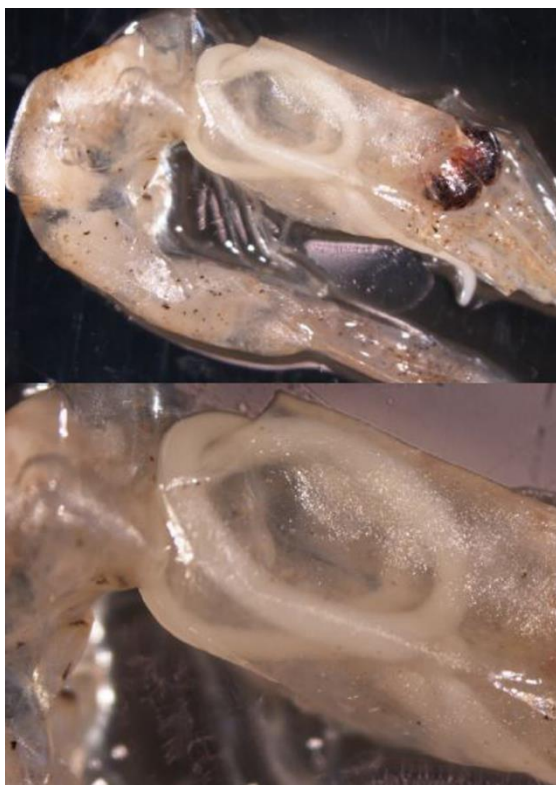
Rys. 1 *S. entomon* zarażony *H. aduncum*

Zupełnie nowym i jednocześnie bardzo ważnym odkryciem jest wykazanie obecności *A. simplex* w *C. crangon* (**publikacja 2**). W Bałtyku nigdy wcześniej nie wskazywano garneli (*C. crangon*) jako żywiciela pośredniego nicieni. Stwierdzono zarażenie larwą L3 u jednego osobnika. Ponadto u trzech osobników *Gammarus* sp. znaleziono nicienie *C. osculatum* w stadium L3 (**publikacja 2**). Przynależność taksonomiczną pasożytów potwierdzono na podstawie analiz genetycznych, uzyskane sekwencje zdeponowano w GenBanku. Przedstawiciele rodziny Anisakidae (*A. simplex* i *C. osculatum*) mają zdolność do migracji w tkankach żywiciela i mogą docierać do różnych narządów. Obecność gatunku *C. osculatum* notuje się najczęściej w wątrobie, co może mieć negatywny wpływ na kondycje ryb. U dorszy w wątrobie magazynowane są rezerwy energetyczne w postaci tłuszczu. Jest to materiał zapasowy, wykorzystywany w okresie tarła lub w sytuacji niedoboru pokarmu w środowisku. Pasożyty mogą uszkadzać tkankę wątroby oraz żywić się znajdującymi się w niej substancjami



odżywczyimi. Może dochodzić wówczas do zaburzenia funkcjonowania tego narządu. Konsekwencją obecności pasożytów jest spadek kondycji dorsza a wysoka intensywność zarażenia, może prowadzić do wzrostu śmiertelności naturalnej (Horbowy i in. 2016). W Morzu Bałtyckim dorsz jest ważnym gatunkiem dla rybołówstwa i przetwórstwa ryb. Bezpieczeństwo żywności jest zatem bardzo istotnym aspektem ekonomicznym. Obecność pasożytniczych nicieni w rybach i produktach rybnych może mieć negatywny wpływ na zdrowie ludzi, ponieważ nicienie *A. simplex* najczęściej migrują do tkanki mięśniowej ryb. Larwy *A. simplex* i inne larwy Anisakidae, znajdujące się w produktach rybnych mogą być źródłem zarażenia człowieka, powodując chorobę zwaną anisakidozą. Może również występować reakcja alergiczna na antygeny pasożytów (nadwrażliwość), co może mieć negatywny wpływ na zdrowie człowieka (Alonso-Gómez i in., 2004; Audicana i Kennedy, 2008; Valero i in., 2003; Mehrdana i Buchmann, 2017). Obecność tych zoonotycznych pasożytów w bałtyckim dorszu budzi obawy związane z bezpieczeństwem żywności. Pomimo, że odpowiednia obróbka termiczna zabija pasożyta (Wharton i Aalders, 2002), alergeny występujące u nicieni Anisakidae są termostabilne (Audicana i in., 2002; Moneo i in., 2005). Należy podkreślić, że larwy *A. simplex* posiadają dużą tolerancję na zmiany temperatury i mogą przetrwać mrożenie w temperaturze -20°C (Podolska i in., 2019).

Podczas analiz parazytologicznych wykryto, że *C. crangon* może być żywicielem pośrednim także dla nicienia *H. aduncum* (rys. 2) (**publikacja 3**). Tego układu żywiciel-pasożyt nigdy wcześniej nie notowano w Morzu Bałtyckim. Na podstawie cech anatomicznych 9 larw określono je jako *Hysterothylacium* sp. (L3). Badania genetyczne pozwoliły na potwierdzenie przynależności gatunkowej 7 z nich. Przykłady sekwencji zdeponowano w bazie GenBank. *Hysterothylacium* sp. jest jednym z najliczniejszych nicieni występujących u ryb i niezwykle powszechnym pasożytem w morskiej sieci troficznej. Odnotowano ponad 70 różnych gatunków bezkręgowców w roli żywicieli pośrednich tego pasożyta (Lick, 1991).



Rys. 2 *C. crangon* zarażony *H. aduncum*

Zrealizowano założony cel tj. określono możliwe źródła zarażenia dorszy bałtyckich pasożytami, na podstawie analizy parazytofauny bezkręgowców morskich występujących w pokarmie tych ryb. Potwierdzono założone hipotezy badawcze: bezkręgowce stanowiące pokarm dorszy są jednocześnie źródłem zarażenia ryb pasożytami; różne gatunki bezkręgowców pełnią rolę żywiciela pośredniego w cyklu rozwojowym różnych gatunków pasożytów występujących u dorszy.

Wykazano istnienie nienotowanych dotąd w Morzu Bałtyckim układów pasożyt-żywicieli. Pierwszy raz stwierdzono, że *S. entomon* i *C. crangon* mogą być żywicielami pośrednimi w cyklu życiowym *H. aduncum* co udowodniono w **publikacji 1 i 3**. Bardzo ważnym odkryciem, z punktu widzenia bezpieczeństwa żywności, jest odnotowanie *C. crangon* zainfekowanego *A. simplex* i *Gammarus* sp. zarażonego *C. osculatum*. Te zależności opisano w **publikacji 2**.

Wyniki przeprowadzonych przeze mnie badań przyczyniły się do poszerzenia wiedzy podstawowej na temat źródeł zarażania dorszy pasożytami. Ponadto, pozwolą na bardziej szczegółowe opisanie cykli rozwojowych pasożytów dorsza w Morzu Bałtyckim. Umożliwią lepsze zrozumienie roli poszczególnych składników sieci troficznej w transmisji określonych gatunków pasożytów.

W środowisku morskim obserwuje się ciągłe zmiany: klimatyczne, fizykochemiczne, zmiany zasięgu występowania i kondycji organizmów, występowanie gatunków obcych i inne. Nieustanne zmiany środowiskowe stanowią wyzwanie, ale i stwarzają nowe możliwości dla pasożytów do modyfikacji cykli życiowych. Ze względu na te permanentne zmiany w środowisku morskim, uzasadnione jest prowadzenie dalszych badań w tym kierunku. Należy zwrócić szczególną uwagę na żywicieli pośrednich. Dominujące w pokarmie dorsza skorupiaki są także składnikiem diety innych ryb w Morzu Bałtyckim. Można więc przypuszczać, że pasożyty będą przenoszone do nowych żywicieli. Zmiany klimatyczne mogą się przyczynić także do migracji pasożytów i zasiedlania przez nich nowych żywicieli.

Mając na uwadze powyższe fakty chciałabym kontynuować swoją pracę badawczą w tym zakresie z wykorzystaniem zebranych dotąd, bogatych danych i nowego materiału biologicznego. Ważną kwestią, którą chcę zweryfikować jest zagadnienie czy obserwuje się sezonowość występowania pasożytów w pokarmie oraz czy intensywności i ekstensywności zarażenia mogą różnić się w poszczególnych badanych rejonach. Interesujące jest również czy intensywność i ekstensywność występowania pasożytów w pokarmie, a tym samym ryzyko zarażenia różnymi gatunkami pasożytów, może być zależne od parametrów biologicznych żywiciela (np. długość, wiek). Skoro cały czas zmieniają się warunki środowiskowe, to należałoby się przyjrzeć także innym ryb i sprawdzić obecność pasożytów w ich pokarmie. Dodatkowo ciekawe rejony do poszukiwań bezkręgowców zarażonych pasożytami znajdują się w okolicach skupisk fok, np. przy Ujściu Wisły czy przy wyspie Bornholm.

## REFERENCES

- Adroher F.J., Malagon D., Valero A., Benitez R. 2004. In vitro development of the fish parasite *Hysterothylacium aduncum* from the third larval stage recovered from a host to the third larval stage hatched from the egg. *Diseases of Aquatic Organisms*, 58, 41–45.
- Alonso-Gómez A., Moreno-Ancillo A., López-Serrano M.C., Suarez-de-Parga J.M., Daschner A., Caballero M.T., Barranco P., Cabañas R. 2004. *Anisakis simplex* only provokes allergic symptoms when the worm parasitises the gastrointestinal tract. *Parasitology Research*, 93, 378–384.
- Aspholm P.E., Ugland K.I., Jødestøl K.A., Berland B. 1995. Sealworm (*Pseudoterranova decipiens*) infection in common seals (*Phoca vitulina*) and potential intermediate fish hosts from the outer Oslofjord. *International Journal for Parasitology*, 25, 367–373.
- Audicana M.T., Ansotegui I.J., de Corres L.F., Kennedy M.W. 2002. *Anisakis simplex*: dangerous – dead and alive? *Trends in Parasitology*, 18, 20–25.
- Audicana M.T., Kennedy, M.W. 2008. *Anisakis simplex*: from obscure infectious worm to inducer of immune hypersensitivity. *Clinical Microbiology Review*, 21, 360–379.
- Bagge O., Thurow F., Steffensen E., Bay J. 1994. The Baltic cod. *Dana* 10, 1–28.
- Buchmann K., Kania, P. 2012. Emerging *Pseudoterranova decipiens* (Krabbe, 1878) problems in Baltic cod, *Gadus morhua* L., associated with grey seal colonization of spawning grounds. *Journal of Fish Diseases*, 35, 861-866.
- Bush A.O., Lafferty K.D., Lotz J.M., Shostak A.W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *The Journal of Parasitology*, 83, 575–583.
- Carstensen J., Andersen J.H., Gustafsson B.G., Conley D.J. 2014. Deoxygenation of the Baltic Sea during the last century. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 111, 5628–5633.
- COM, 2019. ANNEX to the Proposal for a COUNCIL REGULATION fixing for 2020 the fishing opportunities for certain fish stocks and groups of fish stocks applicable in the Baltic Sea and amending Regulation (EU) 2019/124, as regards certain fishing opportunities in other waters, Brussels, 30 August 2019.
- Conley D.J., Bjorck S., Bonsdorff E., Carstensen J., Destouni G., Gustafsson B.G., Hietanen S., Kortekaas M., Kuosa H., Meier H.E.M., Müller-Karulis B., Nordberg K., Norkko A., Nürnberg G., Pitkänen H., Rabalais N.N., Rosenberg R., Savchuk O.P., Slomp C.P., Voss M., Wulff F., Zillén L. 2009. Hypoxia-related processes in the Baltic Sea. *Environmental Science & Technology*, 43, 3412–3420.
- EC, 2019. Commission approves emergency measures to protect eastern Baltic cod, Brussels, 23 July 2019

- Eero M., Vinther M., Haslob H., Huwer B., Casini M., Storr-Paulsen M., Koster F.W. 2012. Spatial management of marine resources can enhance the recovery of predators and avoid local depletion of forage fish. *Conservation Letters*, 5, 486–492.
- Fagerholm H.P. 1987. *Gammarus oceanicus* (Crustacea: Amphipoda) as an intermediate host of *Hysterothylacium auctum* (Nematoda: Ascaridoidea); life-cycle and taxonomy of the parasite. Information 19. Proceedings of the XIII Symposium of the Scandinavian Society for Parasitology, 30.
- Fagerholm H.P. 1990. Systematic Position and Delimitation of Ascaroid Nematode Parasites of the Genus *Contracaecum* with a Note on the Superfamily Ascaridoidea. Helsinki: National Veterinary Institute.
- Gibson D.I. 1972. Flounder parasites as biological tags. *Journal of Fish Biology*, 4, 1–9.
- Haarder S., Kania P.W., Galatius A., Buchmann K. 2014. Increased *Contracaecum osculatum* infection in Baltic cod (*Gadus morhua*) livers (1982–2012) associated with increasing grey seal (*Halichoerus gryphus*) populations. *Journal of Wildlife Diseases*, 50, 537–543.
- Haase K., Orio A., **Pawlak J.**, Pachur M., Casini, M. 2020. Diet of dominant demersal fish species in the Baltic Sea: Is flounder stealing benthic food from cod? *Marine Ecology Progress Series*, 645, 159-170.
- Hauksson E. 2011. The prevalence, abundance, and density of *Pseudoterranova* sp.(p) larvae in the flesh of cod (*Gadus morhua*) relative to proximity of grey seal (*Halichoerus gryphus*) colonies on the coast off Drangar, Northwest Iceland. *Journal of Marine Biology*, 2011, ID 235832, 1-8.
- Herreras M.V., Balbuena J.A., Aznar F.J., Kaarstad S.E. Fernandez M., Raga J.A. 2004. Population structure of *Anisakis simplex* (Nematoda) in harbor porpoises *Phocoena phocoena* off Denmark. *Journal of Parasitology*, 90, 933–938.
- Horbowy J., Podolska M., Nadolna-Altyn K. 2016. Increasing occurrence of Anisakid nematodes in the liver of cod (*Gadus morhua*) from the Baltic Sea: does infection affect the condition and mortality of fish? *Fisheries Research*, 179, 98–103.
- ICES, 2019. Cod (*Gadus morhua*) in subdivisions 24–32, eastern Baltic stock (eastern Baltic Sea). In Report of the ICES Advisory Committee, cod.27.24-32. <https://doi.org/10.17895/ices.advice.4747>.
- ICES, 2020. Cod (*Gadus morhua*) in subdivisions 24–32, eastern Baltic stock (eastern Baltic Sea). In Report of the ICES Advisory Committee, 2020. ICES Advice 2020, cod.27.24-32. <https://doi.org/10.17895/ices.advice.5943>.
- ICES, 2021a. Baltic Fisheries Assessment Working Group (WGBFAS). ICES Scientific Reports. 3:53. 717 pp. <https://doi.org/10.17895/ices.pub.8187>.
- ICES, 2021b. Cod (*Gadus morhua*) in subdivisions 24–32, eastern Baltic stock (eastern Baltic Sea). In Report of the ICES Advisory Committee, 2021. ICES Advice 2021, cod.27.24-32.

- Iglesias L., Valero A., Galvez L., Benitez R., Adroher F.J. 2002. *In vitro* cultivation of *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda: Anisakidae) from 3rd-stage larvae to egg-laying adults. *Parasitology*, 125, 467–475.
- Jackson C.J., Marcogliese D.J., Burt M.D.B. 1997. Role of hyperbenthic crustaceans in the transmission of marine helminth parasites. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 54, 815–820.
- Klimpel S., Palm, H.W. 2011. Anisakid nematode (Ascaridoidea) life cycles and distribution: increasing zoonotic potential in the time of climate change? In Mehlhorn H (ed.), *Progress in Parasitology. Parasitology Research Monographs*, vol. 2. Berlin, Heidelberg: Springer, pp. 201–222.
- Klimpel S., Rückert S. 2005. Life cycle strategies of *Hysterothylacium aduncum* to become the most abundant Anisakid fish nematode in the North Sea. *Parasitology Research*, 97, 141–149.
- Klimpel S., Palm H.W., Rückert S., Piatkowski U. 2004. The life cycle of *Anisakis simplex* in the Norwegian Deep (northern North Sea). *Parasitology Research*, 94, 1–9.
- Køie M. 1993. Aspects of the life cycle and morphology of *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). *Canadian Journal of Zoology*, 71, 1289–1296.
- Køie M. 2001. Experimental infections of copepods and sticklebacks *Gasterosteus aculeatus* with small ensheathed and large third-stage larvae of *Anisakis simplex* (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae), *Parasitology research*, 87 (1), 32-36.
- Køie M., Fagerholm H.P. 1995. The life cycle of *Contracaecum osculatum* (Rudolphi, 1802) *sensu stricto* (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae) in view of experimental infection. *Parasitology Research*, 81, 481–489.
- Lick R. 1991. Investigations concerning the life cycle (crustaceans – fish – marine mammals) and freezing tolerance of Anisakine nematodes in the North Sea and the Baltic Sea (in German). (PhD thesis). Christian-Albrechts-Universität, Kiel
- Lindegren M., Möllmann C., Nielsen A., Stenseth N.C. 2009. Preventing the collapse of the Baltic cod stock through an ecosystem-based management approach. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106, 14722–14727.
- McClelland G., Misra R.K., Martell D.J. 1990. Larval anisakine nematodes in various fish species from Sable Island Bank and vicinity. Population biology of sealworm (*Pseudoterranova decipiens*) in relation to its invertebrate and seal hosts. *Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Sciences*, 222, 83–118.
- Mehrdana F., Bahloul Q.Z.M., Skov J., Marana M.H., Sindberg D., Mundeling M., Overgaard B.C., Korbut R., Strøm S.B., Kania P.W., Buchmann K. 2014. Occurrence of zoonotic nematodes *Pseudoterranova decipiens*, *Contracaecum osculatum* and *Anisakis simplex* in cod (*Gadus morhua*) from the Baltic Sea. *Veterinary Parasitology*, 205, 581–587.
- Mehrdana F., Buchmann, K. 2017. Excretory/secretory products of anisakid nematodes: biological and pathological roles. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 59, 42.

- Moneo I., Caballero M.L., Gonzalez-Munoz M., Rodriguez-Mahillo A.I., Rodriguez-Perez R., Silva A. 2005. Isolation of a heat-resistant allergen from the fish parasite *Anisakis simplex*. *Parasitology Research*, 96, 285–289.
- Mouritsen K.N., Hederholm R., Schack H.B., Møller L.N., Storr-Paulsen M., Dzido J., Rokicki J. 2010. Occurrence of anisakid nematodes in Atlantic cod (*Gadus morhua*) and Greenland cod (*Gadus ogac*) West Greenland. *Acta Parasitologica*, 55, 81–89.
- Nadolna K., Podolska M. 2014. Anisakid larvae in the liver of cod (*Gadus morhua*) L. from the southern Baltic Sea. *Journal of Helminthology*, 88, 237–246.
- Neuenfeldt S., Bartolino V., Orio A., Andersen K. H., Andersen N. G., Niiranen S., Bergström U., Ustups D., Kulatska N., Casini M. 2020. Feeding and growth of Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) in the eastern Baltic Sea under environmental change. *ICES Journal of Marine Science*, 77(2), 624–632.
- Orio A., Bergström U., Florin A. B., Lehmann A., Šics I., Casini M. 2019. Spatial contraction of demersal fish populations in a large marine ecosystem. *Journal of Biogeography*, 46(3), 633–645.
- Pachur M.E., Horbowy J. 2013. Food composition and prey selection of cod, *Gadus morhua* (Actinopterygii: Gadiformes: Gadidae), in the southern Baltic Sea. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 43, 109–118.
- Pilecka-Rapacz M., Sobecka E. 2004. Parasites of young Baltic cod, *Gadus morhua callarias* L. in the Gulf of Puck, Poland. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 34, 235–240.
- Podolska M., Pawlikowski B., Nadolna-Ałtyn K., **Pawlak J.**, Komar-Szymczak K., Szostakowska B. 2019. How effective is freezing at killing *Anisakis simplex*, *Pseudoterranova krabbei*, and *P. decipiens* larvae? An experimental evaluation of time-temperature conditions. *Parasitology Research*, 118, 2139–2147.
- Pojmańska T., Demiaszkiewicz A., Doligalska M., Głowska E., Kurnatowska A., Kurnatowski P., Lonc E., Majewska A.C., Matowicka-Karna J., Moskwa B., Okulewicz A., Wędrychowicz H. 2016. *Leksykon parazytologiczny*. Polskie Towarzystwo Parazytologiczne. ISBN 978-83-928239-2-6. 230 pp. (in Polish)
- Sobecka E. 2007. Pasożyty dorsza atlantyckiego z podgatunków *Gadus morhua morhua* L. i *Gadus morhua callarias* L. z wybranych rejonów Atlantyku i Bałtyku. Rozprawa habilitacyjna nr 245. Akademia Rolnicza w Szczecinie
- Studnicka M. 1965. Internal parasites of the cod, *Gadus callarias* L., from the Gdańsk Bay of the Baltic Sea, *Acta Parasitologica Polonica*, 13, 283–290.
- Szostakowska B., Myjak P., Wyszynski M., Pietkiewicz H., Rokicki J. 2005. Prevalence of anisakin nematodes in fish from Southern Baltic Sea. *Polish Journal of Microbiology*, 54, 41–45.
- Valero A., Terrados S., Diaz V., Reguera V., Lozano J. 2003. Determination of IgE in the serum of patients with allergic reactions to four species of fish-parasite anisakids. *Journal of Investigational Allergology & Clinical Immunology*, 13(2), 94–98.

- Wharton D.A., Aalders O. 2002. The response of *Anisakis* larvae to freezing. *Journal of Helminthology*, 76, 363–368.
- Zander C. D., Groenewold S., Strohbach U. 1994. Parasite transfer from crustacean to fish hosts in the Lübeck Bight, SW Baltic Sea. *Helgoländer Meeresuntersuchungen*, 48(1), 89-105.
- Zander D. C., Koçoglu Ö., Skroblić M., Strohbach U. 2002. Parasite populations and communities from the shallow littoral of the Orther Bight (Fehmarn, SW Baltic Sea). *Parasitology Research*, 88(8), 734-744.
- Zander C.D., Reimer L.W., Barz K., Dietel G., Strohbach U. 2000. Parasite communities of the Salzhaff (Northwest Mecklenburg, Baltic Sea) II. Guild communities, with special regard to snails, benthic crustaceans, and small sized fish. *Parasitology Research*, 86, 359–372.
- Załączkowski W. 1977. Ilościowa i ekologiczna analiza pokarmu użytkowanego przez populację dorsza w południowym Bałtyku w latach 1972–1974. [Quantitative and ecological analysis of food consumed by southern Baltic cod population in the years 1972–1974]. *Szczecin, Poland: Akademia Rolnicza w Szczecinie*, 53, 1–109. (in Polish)
- Załączkowski W., Szypuła J., Krzykawski S., Krzykawski I. 1975. Feeding of some commercial fishes in the southern region of the Baltic Sea – in 1971 and 1972. *Polskie Archiwum Hydrobiologii*, 22(3), 429-448.