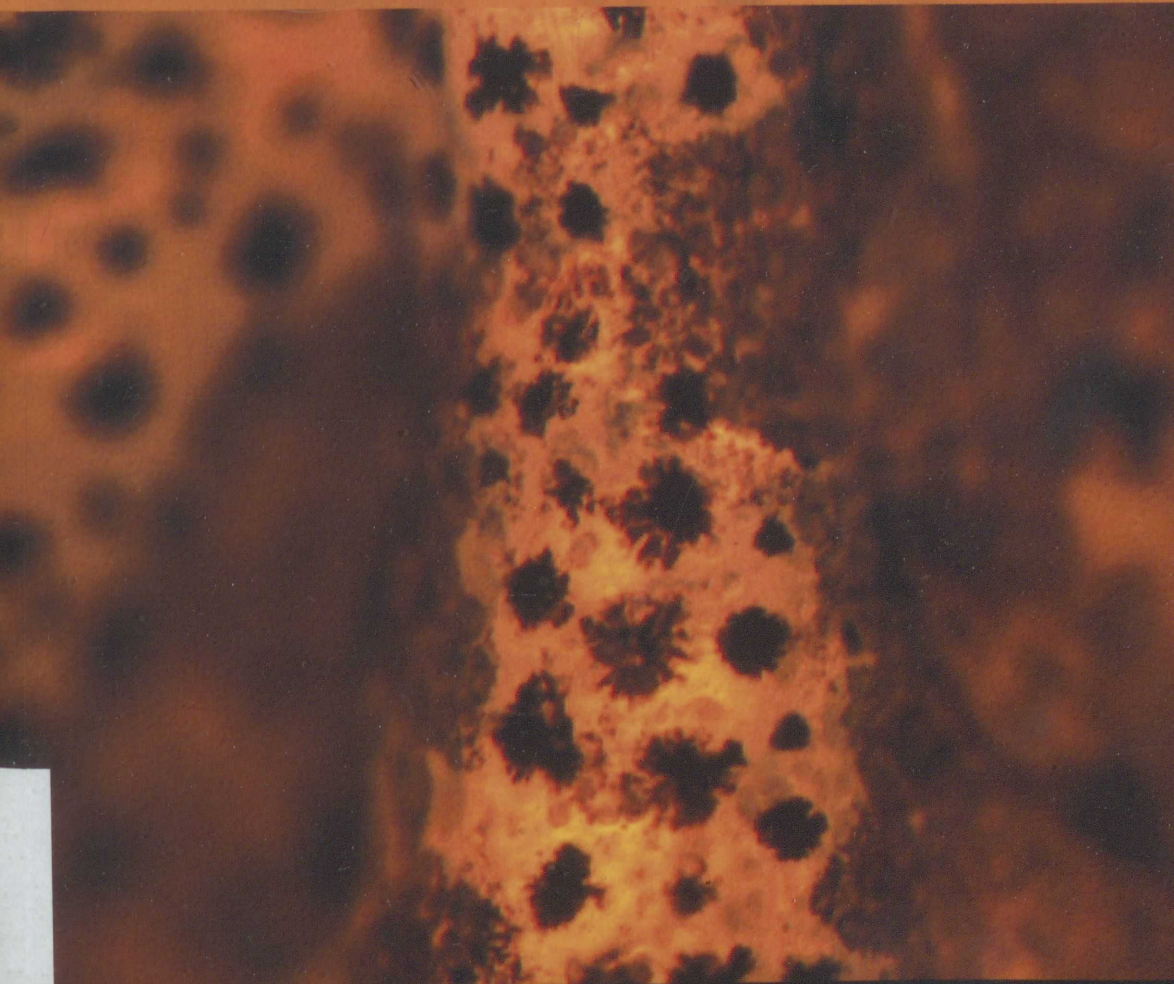


Agnieszka Rybczyk

**Analiza wybranych cech biologicznych,  
morfologicznych i genetycznych dorsza  
(*Gadus morhua* L., 1758)  
z Morza Północnego, występującego  
w różnych wariantach ubarwienia ciała**



SZCZECIN 2018





ZACHODNIOPOMORSKI UNIwersYTET TECHNOLOGICZNY W SZCZECINIE

AGNIESZKA RYBCZYK

**Analiza wybranych cech biologicznych, morfologicznych  
i genetycznych dorsza (*Gadus morhua* L., 1758)  
z Morza Północnego, występującego  
w różnych wariantach ubarwienia ciała**

Szczecin 2018

Recenzenci  
JAN MAZURKIEWICZ  
ROBERT CZERNIAWSKI



W. 146993

Opracowanie redakcyjne  
ALICJA BERNER

Wydano za zgodą  
REKTORA ZACHODNIOPOMORSKIEGO UNIwersYTETU TECHNOLOGICZNEGO W SZCZECINIE

ISBN 978-83-7663-253-7

Wydawnictwo Uczelniane Zachodniopomorskiego Uniwersytetu Technologicznego w Szczecinie  
al. Piastów 48, 70-311 Szczecin, tel. 91 449 47 60, e-mail: [wydawnictwo@zut.edu.pl](mailto:wydawnictwo@zut.edu.pl)  
Druk PPH „Zapol” Sobczyk Sp.j., al. Piastów 42, 71-062 Szczecin



## Spis treści

1. Wstęp .....	5
2. Charakterystyka gatunku <i>Gadus morhua</i> .....	7
2.1. Stanowisko systematyczne .....	7
2.2. Zasięg i występowanie .....	7
2.3. Morfologia.....	8
2.4. Charakterystyka biologiczna .....	8
3. Materiał .....	13
4. Charakterystyka rejonu pobierania prób .....	15
5. Metody .....	17
5.1. Określenie wieku ryb .....	17
5.2. Kondycja ryb .....	17
5.3. Tempo wzrostu długości ciała ryb .....	18
5.4. Skład pokarmu ryb .....	18
5.5. Cechy mierzalne .....	18
5.6. Cechy merystyczne .....	19
5.7. Badania genetyczne .....	19
5.8. Analiza statystyczna .....	20
6. Wyniki .....	23
6.1. Charakterystyka dorszy brązowych .....	23
6.1.1. Rozkład długości ciała i wieku .....	23
6.1.2. Kondycja ryb .....	24
6.1.3. Tempo wzrostu długości ciała .....	25
6.1.4. Pokarm i odżywianie się .....	25
6.1.5. Cechy mierzalne .....	26
6.1.6. Cechy merystyczne .....	27
6.2. Charakterystyka dorszy czerwonych .....	27
6.2.1. Rozkład długości ciała i wieku .....	27
6.2.2. Kondycja ryb .....	28
6.2.3. Tempo wzrostu długości ciała .....	28
6.2.4. Pokarm i odżywianie się .....	29
6.2.5. Cechy mierzalne .....	30
6.2.6. Cechy merystyczne .....	31
6.3. Charakterystyka dorszy o standardowym ubarwieniu .....	31
6.3.1. Rozkład długości ciała i wieku .....	31
6.3.2. Kondycja ryb .....	31
6.3.3. Tempo wzrostu długości ciała .....	32
6.3.4. Pokarm i odżywianie się .....	33
6.3.5. Cechy mierzalne .....	34
6.3.6. Cechy merystyczne .....	34
6.4. Charakterystyka porównawcza wybranych cech dorszy atlantyckich z Morza Północnego w trzech wariantach ubarwienia .....	34
6.4.1. Cechy zewnętrzne .....	34
6.4.2. Tempo wzrostu długości ciała .....	36
6.4.3. Pokarm i odżywianie się .....	37
6.4.4. Badania genetyczne .....	37
6.4.5. Cechy merystyczne .....	39

6.4.6. Analiza dyskryminacyjna .....	40
7. Dyskusja .....	43
8. Wnioski .....	53
Załącznik .....	55
Piśmiennictwo .....	85
Summary .....	95
Zusammenfassung .....	97



## 1. Wstęp

Dorsz atlantycki (*Gadus morhua* L., 1758) jest drapieżną rybą morską, występującą w północnej części Oceanu Atlantyckiego oraz w morzach północnej Europy. Jest jednym z ważniejszych gatunków ryb poławianych na świecie, co w ostatnich latach skutkuje drastycznym obniżeniem jego odłowów. Obecnie dorsz stał się symbolem niezrównoważonego rybołówstwa – ze względu na przełowienie, szczególnie populacji bytujących w zachodnim Atlantyku oraz w Morzach Północnym i Bałtyckim. Ten jeszcze niedawno powszechny gatunek jest narażony na wyginięcie. Ze względu na zaistniałą sytuację gatunek stał się obiektem badań naukowych wielu instytucji badawczych na świecie, szczególnie z zakresu biologii tego gatunku.

Z uwagi na preferencje termiczne zasięg występowania dorsza atlantyckiego jest bardzo duży; obejmuje obszar północnego Atlantyku – od Przylądka Cod do Spitzbergeny (Geffen i in. 2006). Na obszarze swojego naturalnego występowania gatunek ten tworzy wiele populacji różniących się wzrostem, strukturą, płodnością i kondycją (Brander 2005). Imstrand i Jonsdottir (2003) podają, że oprócz odrębności genetycznej i morfologicznej poszczególnych populacji u dorsza występują także różnice wewnątrzpopulacyjne, w tym także różne warianty ubarwienia (Wroblewski i in. 2005; Sherwood i Grabowski 2010). Gosse i Wroblewski (2004) analizowali dorsze atlantyckie o różnym ubarwieniu ciała, dzieląc je na czerwone, brązowe i złote; niektórzy autorzy wymieniają dodatkowo ubarwienie oliwkowe (Sherwood i Grabowski 2010). Różnorodności ubarwienia skóry ryb przypisuje się przeważnie funkcję ochronną lub godową (Załachowski 1997), jednakże nie zawsze tak jest. Obecnie coraz bardziej oczywiste staje się, że wpływ na to ma wiele zróżnicowanych czynników.

Odżywianie się i promieniowanie UV to główne czynniki morfologiczne, które mogą bezpośrednio wpłynąć na zmiany koloru skóry, niezależnie od organizmu, natomiast warunki świetlne, środowiskowe czy interakcje międzygatunkowe to tzw. czynniki wtórne działające poprzez kontrolę organizmu, na który czynniki te mogą wpływać. Niewątpliwie zmiana strategii życia (m.in. wędrówki, a tym samym często zmiana diety, presja drapieżników i inne czynniki) mają wpływ na nietypowe ubarwienie ryb (Wroblewski i in. 2005). Barwa ryb jest wynikiem zawartości pigmentów w skórze; brązowy i czarny kolor występują w melanoforach (Bagnara i Hadley 1973). Za ubarwienie czerwone, pomarańczowe i żółte odpowiadają karotenoidy występujące w erytroforach i ksantoforach. W wyniku połączenia karotenoidów z proteinami może powstać ubarwienie brązowe (Fox 1976; Ahilan i Prince Jeyaseelan 2001). W skórze dorsza atlantyckiego zostały stwierdzone karotenoidy leutyna i taraxantyna (Goodwin 1950). Karotenoidy syntezowane przez rośliny i spożywane przez organizmy, będące potencjalnym pokarmem ryb, również mogą powodować zmianę barwy ich skóry (Bagnara i Hadley 1973). Badania nad odmienną barwą dorsza atlantyckiego do tej pory przeprowadzono na rybach pozyskanych w Kanadzie, u wybrzeży Labradoru, oraz w strefie przybrzeżnej zatok Maine i Gilbert (Gosse i Wroblewski 2004; Wroblewski i in. 2005; Sherwood i Grabowski 2010). Brązowy kolor jest charakterystyczny dla populacji przybrzeżnych; wynika

z diety bogatej w karotenoidy, głównie bentosowych bezkręgowców (Gosse i Wroblewski 2004). Morris i Green (2002) również sugerują, że za ubarwienie dorsza atlantyckiego z Zatoki Gilbert odpowiedzialne są spożywane przez niego bentosowe bezkręgowce (Mysidacea, Amphipoda oraz różne gatunki krabów).

Dorsze o unikatowej barwie są niezmiernie rzadko łowione, głównie stanowią okazjonalny przyłów w rejonach Labradoru (Zatoka Gilberta) oraz Zatoki Maine (północno-zachodni Atlantyk) – Wroblewski i in. (2005). Pojedynczego osobnika o złotym ubarwieniu stwierdzono również w wodach Svalbard Bank (Kijewska i in. 2012) w północnym Atlantyku, a o brązowym i czerwonym ubarwieniu – w Morzu Północnym (Rybczyk i in. 2014, 2018).

Zagadnienie zmienności ubarwienia ciała w odniesieniu do populacji dorszy zasiedlających różne obszary geograficzne było dotychczas rzadko opisywane przez naukowców.

Celem prowadzonych badań była próba wyjaśnienia przyczyn występowania różnego ubarwienia skóry u dorszy atlantyckich pochodzących z Morza Północnego. Założono, że otrzymane wyniki pozwolą:

- ustalić pozycję systematyczną dorsza atlantyckiego pochodzącego z Morza Północnego;
- odpowiedzieć na pytanie, czy dorsze różnią się jedynie barwą czy różnicują je jeszcze inne cechy;
- wykazać podobieństwa lub różnice pomiędzy trzema wariantami ubarwienia ciała dorszy za pomocą odpowiednich metod statystycznych.

Aby sprawdzić przyjęte założenia, sformułowano następujące zadania badawcze:

- wykonanie podstawowych badań genetycznych, pozwalających ustalić pozycję systematyczną dorsza atlantyckiego pochodzącego z Morza Północnego;
- wykonanie analiz biologicznych dotyczących tempa wzrostu długości ciała ryb, kondycji ryb, określenia wieku;
- określenie składu pokarmu dorszy o różnym ubarwieniu ciała;
- przeprowadzenie charakterystyki morfometrycznej,
- przeprowadzenie analizy statystycznej uzyskanych wyników badań.



## 2. Charakterystyka gatunku *Gadus morhua*

### 2.1. Stanowisko systematyczne

Stanowisko systematyczne dorsza atlantyckiego (*Gadus morhua* L., 1758) wg Nelsona (2006):

Regnum: *Animalia* – zwierzęta

Phylum: *Chordata* – strunowce

Subphylum: *Craniata* – czaszkowce

Superclassis: *Gnathostomata* – szczękowce

Gradus: *Teleostomi*

Classis: *Actinopterygii* – promieniopłetwe

Subclassis: *Neopterygii* – nowopłetwe

Divisio: *Teleostei* – kostnoszkieletowe

Subdivisio: *Euteleostei* – doskonałokostnoszkieletowe

Superordo: *Parcanthopterygii*

Odro: *Gadiformes* – dorszokształtne

Genus: *Gadus* LINNAEUS, 1758

Species: *Gadus morhua* L., 1758 – dorsz

### 2.2. Zasięg i występowanie

Dorsz atlantycki (*Gadus morhua* L., 1758) występuje po obu stronach Oceanu Atlantyckiego, od 38°N (na południe od Georges Bank) do 78°N (na północ od zachodniej części Spitsbergenu (Sundby 2000; Blanchard i in. 2005; Geffen i in. 2006; Drinkwater 2008)). Zasiada wody Atlantyku wzdłuż wybrzeży Ameryki Północnej, wschodniego i zachodniego wybrzeża Grenlandii, okolic Islandii oraz wybrzeży Europy – od Zatoki Biskajskiej (wraz z rejonem Wyspy Niedźwiedziej), przez Morze Norweskie i Morze Barentsa, do Nowej Zelandii. Występuje także w Ameryce Północnej – od Nowego Yorku do Labradoru po Zatokę Hudsona (Więcaszek i in. 2006). Największe jednak skupiska dorsza występują w Morzu Barentsa, wokół Islandii, Grenlandii i Labradoru. W swoich wędrówkach żerowiskowych dorsz dociera do wschodnich obszarów Morza Barentsa, pojawia się też czasami w Morzu Białym oraz Morzu Karskim, gdzie zazwyczaj ginie, nie wytrzymując surowych warunków środowiska (Demel i Rutowicz 1958). W Morzu Północnym i morzach przyległych (od Zatoki Biskajskiej po Grenlandię, Spitsbergen i Nową Ziemię) żyje gatunek *Gadus morhua morhua* L. – dorsz atlantycki, w Bałtyku *Gadus morhua callarias* L. – dorsz bałtycki, a w Morzu Białym *Gadus morhua marisalbi* – dorsz białomorski (Evseenko i in. 2006); ten ostatni zakwalifikowany do odrębnego gatunku *Gadus ogac* (Cohen i in. 1990). U wybrzeży Grenlandii i Labradoru występuje dorsz grenlandzki (ogak) *Gadus ogac* (Renaud i in. 1986). Natomiast po obu

stronach Pacyfiku występuje blisko spokrewniony z *G. ogac* dorsz pacyficzny – *Gadus macrocephalus* (Whitehead i in. 1986).

### 2.3. Morfologia

Ciało dorsza jest wrzecionowate, lekko wydłużone. Głowa duża; stanowi nawet 29% długości ciała (Rybczyk i in. 2014), szeroka, z wydłużonym pyskiem i wysuniętą szczęką górną do przodu. Na podbródku znajduje się pojedynczy dobrze rozwinięty wąs, o długości prawie dorównującej średnicy oka (Więcaszek i in. 2006). Homocerkalna płetwa ogonowa jest pionowo ścięta. Występują trzy wyraźnie oddzielone płetwy grzbietowe i dwie, również oddzielone, płetwy odbytowe. Wyraźnie widoczna jasna linia naboczna jest łukowato wygięta ponad płetwami piersiowymi i zachodzi na głowę. Płetwy brzuszne znajdują się w położeniu gardłowym. Ubarwienie dorsza jest zmienne – od oliwkowoszarego, poprzez zielonkawe, żółto-brązowe, nawet do niebieskawego, w zależności od podłoża; zmiany koloru nie następują szybko i mogą trwać kilka miesięcy (Załachowski 1997). Na grzbiecie i po bokach ciała występuje charakterystyczny marmurkowaty deseń. Płetwy są ciemnooliwkowo szare (Scott i Scott 1988). Krzykawski i in. (2001) podają następujący wzór dla cech merystycznych dorsza: D1 12–16 (20); D2 (14,15) 16–22; D3 15–21; A1 (16) 17–24 (25); A2 (15) 16–21; P 18–23; V 6–7; sp.br. (17) 18–23; vt. 49–56, natomiast Scott i Scott (1988): D1 13–16; D2 19–24; D3 18–21; A1 20–24; A2 17–22.

### 2.4. Charakterystyka biologiczna

Dorsz atlantycki jest gatunkiem typowo morskim, zamieszkującym wody o pełnym zasoleniu; wpływa także do wód o niskim zasoleniu, jednak tylko okresowo, z wyjątkiem Bałtyku, jeziora Mogilnoje na wyspie Kildin (Morze Barentsa) oraz jeziora Ogac na Ziemi Baffina. Odcięte od morza ryby żyją w jeziorach w pośredniej warstwie wody słonawej – między przydenną strefą o wyższym stężeniu siarkowodoru a zalegającą na powierzchni wodą słodką (Załachowski 1997).

Temperatura optymalna dla życia i rozrodu dorsza waha się w przedziale od 2 do 7°C. Unikają one wód o ujemnej temperaturze oraz wyższej niż 7°C. Jeśli już przebywają w bardzo niskiej temperaturze, to ich organizm wytwarza glikoproteiny, pojawiające się we krwi i innych płynach pozakomórkowych, obniżając punkt zamrażania plazmy z zakresu od 0,6°C do –0,8°C w przypadku juvenilnych osobników dorsza i od –0,5°C do –1,2°C w przypadku osobników dorosłych (Goddard i in. 1994). Righton i in. (2010) podają, że dorsz atlantycki jest o wiele bardziej tolerancyjny na zmiany temperatury i jest w stanie przetrwać w umiarkowanym klimacie morskim, w temperaturze nawet do 19°C, pomijając sezon tarła, w którym tolerowany zakres temperatury jest niższy (od 1 do 8°C). Eksperymentalne badania Lanning i in. (2004) oraz Portner i Krust (2007) wykazały, że dorsze przestają funkcjonować przy temperaturze  $\geq 22^{\circ}\text{C}$ .



Skład pokarmu dorszy jest zróżnicowany i zmienia się w zależności od stadium rozwojowego, a także rozszedlenia geograficznego. Dalpadado i Bogstadt (2004) podają, że młodsze dorsze z Morza Barentsa (w wieku do +1) odżywiają się głównie skorupiakami, wśród których przeważają kryl i obunogi. Zmiana pokarmu z kręgowców na ryby następuje w drugim roku życia – wtedy głównym składnikiem pokarmu staje się gromadnik. W czwartym roku życia w pokarmie zaczynają pojawiać się śledzie, dobijaki, młode dorszowate, karmazyny, a także duże skorupiaki. Uniwersalność w pobieraniu pokarmu ryby te zawdzięczają budowie otworu gębowego. Wielkość i budowa pyska ułatwiają chwytanie ryb, a wąsik i wysunięcie szczęki sprzyja przeszukiwaniu dna; wąsik jest pomocny w odnajdowaniu organizmów zakopanych w piasku (Załachowski 1997, Bigelow i Schroeder 2002).

Dorsz atlantycki występuje głównie na północy Oceanu Atlantyckiego, jednak co roku zmienia swoje położenie geograficzne, wyruszając na tarło (Brander 1975; Rose 1993; Sundby i Nakken 2008). Badania genetyczne oraz znakowanie ryb dowiodły, że osobniki bytujące w jednym miejscu tworzą większe lub mniejsze izolowane grupy rozrodcze (Dahle i Jørstad 1993; Ruzzante i in. 2000; Knutsen i in. 2003); dotyczy to ryb zamieszkujących wybrzeże Islandii (J'onsd'ottir i in. 2001; Imsland i Jonsdottir 2003; Pálsson i Thorsteinsson 2003; Pampoulie i in. 2008) i wschodnie wybrzeża Kanady (Green i Wróblewski 2000; Lawson i Rose 2000) – ryc. 1.



Ryc.1. Rozszedlenie dorsza atlantyckiego

Źródło: Fishbase, [www.fishbase.org/summary/stocks/StocksSummary](http://www.fishbase.org/summary/stocks/StocksSummary), dostęp: 20.11.2017.

Gatunek, oprócz form wędrownych, tworzy także formy osiadłe, bytujące w fiordach i wodach przybrzeżnych. Na podstawie badań wyróżniono cztery zasadnicze typy wędrówek w cyklu życiowym dorszy: bierną wędrówkę larw i narybku z prądem, pokarmową osobników młodocianych na wody płytkie, rozrodczą osobników dojrzałych na tarliska i potarłową na żerowiska (Więcaszek 2010). Charakter tych wędrówek jest zależny od pory roku. W Bałtyku w miesiącach zimowo-wiosennych dorsze kierują się ku głębinom na tarło, natomiast w pozostałych miesiącach wędrują na żerowiska (Kosior 1992).

Chociaż dorsz atlantycki występuje w całym obszarze Morza Północnego, badania wskazują, że największe skupiska tworzy on w rejonach od Flamborough Head, Wielkiej Brytanii, w Zatoce Niemieckiej w Moray Firth, do północno-zachodniej części Morza Północnego (Fox i in. 2008). Daan (1978) podaje, że migracje dorsza w Morzu Północnym sięgają maksymalnie do 500 km od siedliska.

W Atlantyku dojrzałość płciową dorsz osiąga między ósmym a dziesiątym rokiem życia (Załachowski 1997), O'Brien i in. (1993) podają, że pomiędzy drugim a czwartym rokiem życia, w Morzu Barentsa – pomiędzy szóstym a siódmym rokiem (Dommasnes i in. 2000), a w Morzu Północnym – w szóstym roku życia, aczkolwiek niektóre osobniki są dojrzałe płciowo już w drugim roku (Oosthulzen i Daan 1974; Rijnsdrop i in. 1991). Natomiast Kosior i in. (2001) podają, że wiek dojrzewania w tym akwenie przypada od czwartego do szóstego roku życia. Na obszarach północno-wschodniej Arktyki ryby te mogą osiągać dojrzałość płciową dopiero w ósmym roku życia. Kosior (1993) podaje, że dorsze z Morza Bałtyckiego osiągną dojrzałość płciową w wieku dwóch, trzech lat. Według Teofala i Militza (1996) dorsze z tego rejonu zdolne są do rozrodu najwcześniej w wieku pięciu, sześciu lat. Dorsze bałtyckie dojrzewają najszybciej spośród wszystkich stad tego gatunku i jest to najważniejsza cecha biologiczna, która świadczy o jego plastyczności (Rutowicz 1963).

Czas tarła zależy od warunków klimatycznych. W Morzu Północnym tarło trwa od stycznia do kwietnia, natomiast w rejonie Lofotów od lutego do czerwca. Dorsze wyruszają również na tarliska w rejony Wysp Owczych, Islandii, zachodniej Grenlandii, na ławice Nowej Finlandii i Nowej Szkocji (Stanek 1973). W Morzu Barentsa dorsze nie odbywają tarła. Najważniejsze tarliska tego gatunku znajdują się przy Wyspach Lofockich, a także u wybrzeży Grenlandii i Islandii. Osobniki juwenilne pozostają w tych rejonach do osiągnięcia dojrzałości płciowej, po czym po odbytym tarle migrują do Morza Barentsa.

Dorsz atlantycki jest gatunkiem bardzo płodnym; rozród odbywa się wiosną w temperaturze 5–7°C. Myers i in. (1993) podają, że dorsz z okolic Labradoru zaczyna tarło późną zimą, a kończy wczesną wiosną; wcześniej rozpoczyna po stronie północnej. Tarło jest porcyjne; samica składa nawet do 19 porcji ikry w czasie tarła, przeciętnie około 9 razy. W jednej porcji może być nawet 300 000 ziaren ikry (Kjesbu 1989). W zależności od dojrzałości samice wydają podczas jednego tarła do 30 mln ziaren ikry (Lambert i in. 2003). Ikra jest pelagiczna, bez kropelki tłuszczu, o średnicy od 0,9 do 1,5 mm (Trippel i Morgan 1994; Bromage 1995; Davie i in. 2007). Czas tarła zależy od zasięgu geograficznego występowania dorszy; tarło przebiega w okresie od stycznia do maja; trwa zazwyczaj 60–90 dni (Hall i in. 2004).

Tempo wzrostu dorszy jest zależne od jakości i obfitości pokarmu oraz od temperatury wody. W Morzu Północnym po sześciu miesiącach życia ryby osiągają długość 8 cm, po roku – 14–18 cm, a po dwóch latach – 25–35 cm (Chrzan 1979). Według Nikolskiego (1970) trzyletnie osobniki dorsza atlantyckiego osiągają średnią długość 35,8 cm, czteroletnie – 45,8 cm, pięcioletnie – 53,9 cm, sześcioletnie – 64,4 cm, siedmioletnie – 75,5 cm, ośmioletnie – 85,2 cm, dziewięcioletnie – 94,1 cm, a dziesięcioletnie – 109 cm. Tempo wzrostu dorszy jest kształtowane przez warunki środowiskowe; szybkość przyrastania zwiększa się z północy na południe wraz ze wzrostem temperatury wody.



Dorsz atlantycki jest jedną z największych ryb handlowych w Europie. Przeciętnie maksymalna jego długość wynosi 150 cm, jednak rekordowe dorsze osiągały 183 cm. Dorsze z Atlantyku są znacznie większe od dorszy z Morza Północnego. W Bałtyku osiągają raczej niewielkie rozmiary, chociaż spotykano tu osobniki o przeciętnej długości wynoszącej 60 cm i masie 3,5 kg (Nikolski 1970). Na łowiskach Bałtyku Południowego długość ciała niektórych dorszy przekraczała 100 cm, natomiast masa sięgała 20 kg. W Morzu Północnym długość dorszy wynosi od 70 do 90 cm. Największe ryby spotykane są koło Lofotów – mają długość około 140 cm i masę do 25 kg. Dorsze żyją długo – 20 (Froese i Pauly 2009), a nawet 30 lat (Tomlinson i Abramson 1961; Nikolski 1974; Walden 2000).





### 3. Materiał

Łącznie materiał do badań stanowiły 273 osobniki dorsza atlantyckiego: 93 osobniki o brązowym ubarwieniu skóry, 56 osobników o czerwonym ubarwieniu skóry oraz 124 osobniki o standardowym dla dorszy ubarwieniu. Ryby były pozyskiwane w okresie od maja 2011 do października 2013 r., z rejonu Morza Północnego. Próby pochodziły z połowów komercyjnych; ryby łowiono za pomocą węd z przynętami, na głębokości od 10 do 20 m. Długość całkowita wszystkich pozyskanych dorszy wahała się w przedziale od 22,5 cm do 75,8 cm, a masy – od 205,1 g do 4150,6 g.



Fig. 3. Mapa północnego rejonu Morza Północnego z lokalizacją miejsc pobierania próbek.

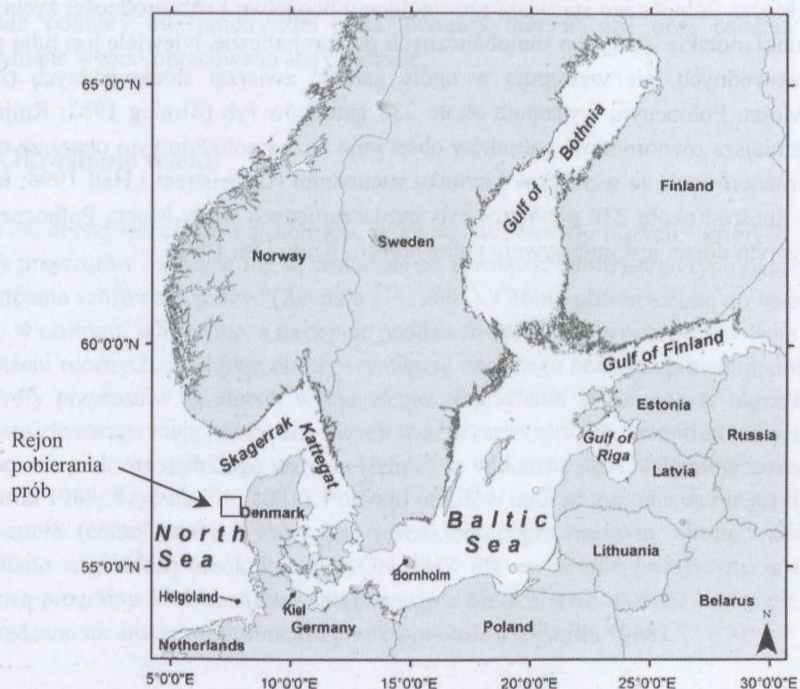
Morze Północne jest obszarem silnie wykorzystanym w wieloletnim trybie na wielką skalę komercyjną. Zanim obszar 100 km od wybrzeży Anglii i 50 km od wybrzeży na północ od Islandii został wyznaczony jako rezerwat, obszar ten był wykorzystywany przez rybaków z regionu północnego Skandynawii i Islandii. W tym rezerwiecie nie prowadzi się połowów komercyjnych, a jedynie połowy naukowe. W rezerwiecie tym prowadzi się badania nad populacją dorszy atlantyckiego, a także nad populacją dorszy atlantyckiego w rezerwiecie północnym. W rezerwiecie północnym prowadzi się badania nad populacją dorszy atlantyckiego, a także nad populacją dorszy atlantyckiego w rezerwiecie północnym. W rezerwiecie północnym prowadzi się badania nad populacją dorszy atlantyckiego, a także nad populacją dorszy atlantyckiego w rezerwiecie północnym.





#### 4. Charakterystyka rejonu pobierania prób

Rejonem pobierania prób był przybrzeżny obszar Morza Północnego (ryc. 2).



Ryc. 2. Miejsce pobierania prób  
Źródło: Holst, Jarms [2010].

Morze Północne jest morzem szelfowym, położonym w większej części na szelfie kontynentalnym. Zajmuje obszar 970 km od północy na południe i 580 km od wschodu na zachód. Łącznie obszar morza wynosi 750 000 km<sup>2</sup>. Morze Północne obejmuje cieśniny Skagerrak, Kattegat i Bełty, które zaliczono do przejściowego rejonu cieśnin łączących Bałtyk z Morzem Północnym. Od strony południowo zachodniej, poprzez Cieśninę Kaletąńską i kanał La Manche, łączy się z ono Oceanem Atlantyckim (Demel 1949; Paramor i in. 2009); graniczy z Wielką Brytanią, ze Szkocją, z Norwegią, Danią, Niemcami, Holandią i Belgią. Jest płytkim morzem; średnia głębokość w basenie południowym nie przekracza 50 m; północne obszary są głębsze, jednak nie przekraczają 200 m głębokości. Jedyne położona w północno-wschodnim rejonie morza Rynna Norweska miejscami przekracza głębokość 800 m.

Morze Północne jest morzem przybrzeżnym, szeroko od północy otwartym, skąd dochodzą wpływy z Atlantyku. W związku z powyższym charakter jego wód można określić jako oceaniczny, wyróżniający się normalną słonością i co za tym idzie – odrębnym i bogatszym ży-

ciem, w porównaniu z Morzem Bałtyckim, które położone jest w tej samej umiarkowanej północnej strefie klimatycznej. Temperatura wód powierzchniowych centralnych części Morza Północnego oscyluje rocznie w przedziale od 6 do 8°C; średnio wynosi około 6°C zimą i do 15°C latem. Zasolenie w środkowej i północnej części morza wynosi 34,5‰, we wschodnich i w południowo-wschodnich rejonach spada do 31‰, natomiast na obszarach przybrzeżnych Skagerrak zasolenie oscyluje w granicach od 25 do 34 ‰. Zasolenie i temperatura wód Morza Północnego sprzyjają szczególnemu bogactwu i różnorodności życia, obfitując w gatunki morskie – od grup stenohalicznych po euryhaliczne. Niewiele jest tutaj gatunków słonawowodnych, nie występują w ogóle gatunki zwierząt słodkowodnych (Demel 1949). W Morzu Północnym występuje około 230 gatunków ryb (Timing 1982; Knijn i in. 1993). Najmniejszą różnorodność gatunków obserwuje się na południowym obszarze morza, przy czym różnorodność ta wzrasta w kierunku zachodnim (Greenstreet i Hall 1996; Rogers i in. 1998). Spośród około 230 gatunków ryb zamieszkujących wody Morza Północnego 65 gatunków, w tym dorsz, jest intensywnie poławianych (Knijn i in. 1993).





## 5. Metody

Dla poszczególnych form barwnych dorszy przeprowadzono następujące badania: określono ich wiek (na podstawie otolitów), kondycję, tempo wzrostu długości, skład pokarmu, wykonano pomiary morfometryczne ciała, pomiary merystyczne oraz badania genetyczne. Otrzymane wyniki opracowano statystycznie.

### 5.1 Określenie wieku

Wiek dorszy określano na otolitach, które są zaliczane do dużych i grubych, i na których strefy przyrostów rocznych nie są widoczne na zewnątrz. Otolity tego typu należy przełamać, a następnie szlifować i prażyć (Szypuła i in. 2001). Otolity przeznaczone do badań przełamano w centrum, szlifowano, a następnie poddawano prażeniu w celu poprawienia widoczności pierścieni rocznych. Mniejsze otolity wymagają dłuższego prażenia prawdopodobnie dlatego, że strefy przyrostów są słabiej wykształcone. Pierścienie utworzone w okresie powolnego wzrostu zimowego mają postać brązowych stref przezroczystych, natomiast pierścienie wzrostu utworzone podczas szybkiego wzrostu (letnie) są widoczne jako białe nieprzezroczyste strefy (Penttila 1988; Szypuła i in. 2001). Połówki otolitów umieszczano na ciemnym tle i zalewano spirytusem (etanol cz.d.a.), który jest ośrodkiem poprawiającym warunki świetlne. Wiek określano za pomocą binokularu NIKON SMZ 800 w świetle padającym, analizowano za pomocą programu MultiscanBase sprzężonego z binokulem. Pomiar liczby pierścieni przeprowadzano na dłuższym promieniu przekroju otolitu (Penttila 1988).

### 5.2. Kondycja ryb

W celu określenia kondycji ryb obliczono współczynniki: Fultona ( $K = W_1 * 100 / L^3$ , gdzie:  $K$  – współczynnik Fultona,  $W_1$  – masa całkowita ryby (g),  $L$  – długość ciała  $SL$  (cm)); Le Crena ( $K_L = W_1 * 100 / L^n$ , gdzie:  $K_L$  – współczynnik Le Crena,  $L$  – długość ciała  $SL$  (cm),  $n$  – wykładnik potęgi wyliczony z zależności długość–masa określony dla wszystkich badanych ryb); Clark ( $C = W_2 * 100 / L^3$ , gdzie:  $C$  – współczynnik Clark,  $W_2$  – masa ryby po wypatroszeniu (g),  $L$  – długość ciała  $SL$  (cm) (Le Cren 1951; Nikolsky 1963; Ritterbusch-Nauwerck 1995; Froese 2006).

Współczynnik Clark zastosowano w celu wyeliminowania błędu mogącego wynikać z różnych okresów pobierania ryb, co mogło wpływać na różną masę gonad w zależności od stopnia dojrzałości oraz na zróżnicowany stopień napelnienia przewodów pokarmowych. Współczynniki kondycji Fultona i Clark obliczono oddzielnie dla poszczególnych wariantów ubarwienia, stosując współczynnik  $n$  wyliczony z zależności długość–masa ryb ( $L/W$ ) dla całego materiału. Ze względu na duży zakres długości badanych dorszy współczynniki obliczono także w klasach długości ryb.



### 5.3. Tempo wzrostu długości ciała ryb

Przy oznaczaniu tempa wzrostu długości ryb wykorzystano metodę odczytów wstecznych Dahl Lea. Wyniki z odczytów wstecznych wykorzystano do przedstawienia wzrostu dorsza atlantyckiego oraz określenia parametrów matematycznych wzrostu długości ryb za pomocą modelu von Bertalanffy'ego:  $L_t = L_\infty [1 - e^{-K(t-t_0)}]$ , gdzie:  $L_t$  – długość ryby w wieku  $t$  lat,  $t$  – wiek (w latach), dla którego oblicza się długość  $L_t$ ,  $e$  – podstawa logarytmów naturalnych,  $L_\infty$ ,  $K$ ,  $t_0$  – parametry obliczane na podstawie danych empirycznych (Beverton i Holt 1957; Szypuła i in. 2001).

### 5.4. Skład pokarmu ryb

Skład pokarmu dorszy określono dla wszystkich osobników. Masę pokarmu określono metodą bezpośredniego ważenia z dokładnością do 0,01 g. Zastosowano metodę udziału wagowego (Szypuła i in. 2001). Pobierane przewody pokarmowe były konserwowane w 80-procentowym roztworze etanolu. Zawartość żołądków identyfikowano do najniższych możliwych do oznaczenia taksonów, a następnie ważono z dokładnością do 0,01 g. W celu wyeliminowania błędu przed zważeniem usuwano nadmiar płynu i śluzu. Podstawą do określenia ilościowego i jakościowego składu pokarmu dorsza były wyniki analizy zawartości przewodów pokarmowych. Skład pokarmu określono (oddzielnie dla każdego wariantu ubarwienia) metodą udziału liczbowego (% *UL*), wagowego (% *UW*), częstości występowania (% *CZW*) oraz wskaźnika względnej ważności składnika pokarmu (Index of Relative Importance, % *IRI*) – Szypuła i in. (2001); Liao i in. (2001). Dodatkowo badane próby podzielono na klasy długości całkowitej *TL* w odległości co 10 cm; obliczenia dotyczyły zarówno całej próby, jak i poszczególnych klas długości. Dla dorszy brązowych przyjęto następujące klasy długości całkowitej: 25,1–35,0 cm, 35,1–45,0 cm, 45,1–55,0 cm; dla dorszy czerwonych: 25,1–35,0 cm, 35,1–45,0 cm, 45,1–55,0 cm, 55,1–65,0 cm, 65,1–75,0 cm. Z uwagi na dużą liczebność próby oraz wartości najmniejszej długości całkowitej dorszy o standardowym ubarwieniu, zaczynającej się od 22,5 cm, pierwszą klasę długości dla tej grupy ryb wyznaczono, zaczynając od długości 20,1 cm (wyznaczono 6 klas: 20,1–30,0 cm, 30,1–40 cm, 40,1–50,0 cm, 50,1–60,0 cm, 60,1–70,0 cm, 70,1–80,0 cm).

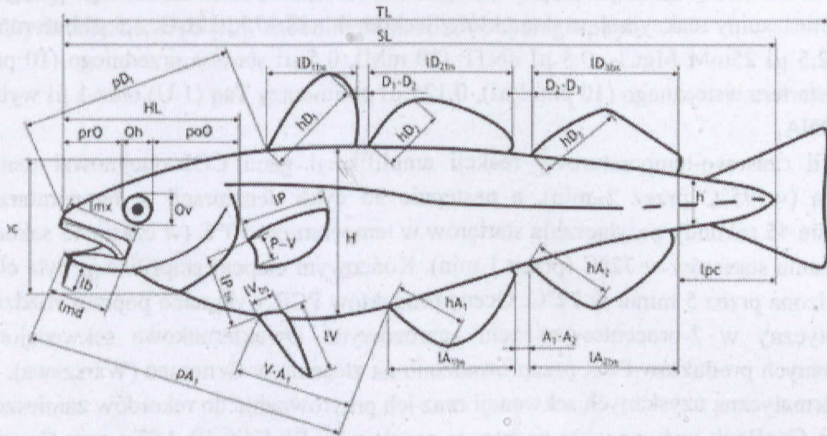
### 5.5. Cechy mierzałne

Badaniom poddano 273 osobniki dorszy; wszystkie przebadano pod kątem 33 cech mierzałnych. Badania opracowano oddzielnie dla każdego wariantu ubarwienia dorszy. Pomiar przeprowadzono za pomocą suwmiarki elektronicznej z dokładnością do 0,05 cm. Symbole cech mierzałnych (tab. 1)\* oraz schemat pomiarów zaczerpnięto z pracy Więcaszek (2010) – ryc. 3.

\* Wszystkie tabele zamieszczono w Załączniku.



Dokonano przeliczenia procentowej wartości bezwzględnych wszystkich cech, w stosunku do długości ciała  $SL$ , oraz cech głowy w stosunku do długości głowy  $HL$ . Wyniki przedstawiono w następujących klasach długości całkowitej  $TL$ : dla dorsza czerwonego 25,1–35,0 cm, 35,1–45,0 cm, 45,1–55,0 cm; dla dorsza brązowego 25,1–35,0 cm, 35,1–45,0 cm, 45,1–55,0 cm, 55,1–65,0 cm, 65,1–75,0 cm. W przypadku dorsza o standardowym ubarwieniu nieznacznie zmieniono zakres klas długości ze względu na liczebność próby: 20,1–30,0 cm, 30,1–40,0 cm, 40,1–50,0 cm, 50,1–60,0 cm, 60,1–70,0 cm i 70,1–80,0 cm.



Ryc. 3. Schemat pomiarów ciała  
Źródło: Więcaszek [2010].

## 5.6. Cechy merystyczne

Określono następujące cechy przeliczalne: liczbę promieni w płetwach grzbietowych ( $D_1$ ,  $D_2$  i  $D_3$ ), liczbę promieni w płetwach odbytowych ( $A_1$  i  $A_2$ ), liczbę promieni w płetwie piersiowej  $P$ , w płetwie brzusznej  $V$  oraz w płetwie ogonowej  $C$  (w płetwach dorsza występują tylko promienie miękkie), liczbę promieni w lewej błonie podskrzelowej ( $r.br.$ ), całkowitą liczbę kręgów ( $vt$ ), liczbę kręgów tułowiowych ( $vt_i$ ) i ogonowych ( $vt_o$ ), liczbę wyrostków filtracyjnych na I łuku skrzelowym w pierwszym i drugim rzędzie ( $sp.br_{.I1}$  i  $sp.br_{.I2}$ ), na drugim łuku skrzelowym w pierwszym i drugim rzędzie ( $sp.br_{.II1}$  i  $sp.br_{.II2}$ ). Do analizy cech merystycznych wykorzystano program MultiscanBase w systemie komputerowej analizy obrazu w binokularze NIKON SMZ800. Na potrzeby określenia liczby kręgów ryby filetowano. Symbole cech merystycznych przedstawiono w tab. 2.

## 5.7. Badania genetyczne

Materiał do badań stanowiło 26 dorszy, od których pobrano fragmenty tkanki mięśniowej, a następnie je utrwalono w 99,8% EtOH (POCh) do czasu analiz laboratoryjnych. Izolację

całkowitego DNA przeprowadzono, używając zestawu DNeasy Blood i Tissue Kit (Qiagen). Ocenę jakościową oraz ilościową otrzymanych izolatów DNA przeprowadzono poprzez ich rozdział w 1,5-procentowym żelu agarozowym oraz pomiar spektrofotometryczny z wykorzystaniem urządzenia NanoDrop 2000 (Thermo Scientific). Identyfikację molekularnych znaczników badanych prób przeprowadzono na podstawie amplifikacji fragmentu sekwencji pierwszej podjednostki oksydazy cytochromowej (COI), zgodnie z metodyką opisaną przez Ivanovą i in. (2007), wykorzystując startery FishF2\_t1 oraz FishR2\_t1 (tab. 3). W tym celu wykorzystano zestaw RedTaq ReadyMix (Sigma Aldrich), na podstawie którego przygotowano 25  $\mu$ l mieszaniny reakcyjnej, w skład której wchodziło: 17,375  $\mu$ l H<sub>2</sub>O, 2,5  $\mu$ l buforu reakcyjnego, 2,5  $\mu$ l 25mM MgCl<sub>2</sub>, 0,5  $\mu$ l dNTP (10 mM), 0,5  $\mu$ l startera przedniego (10 pmol/ $\mu$ l), 0,5  $\mu$ l startera wstecznego (10 pmol/ $\mu$ l), 0,125  $\mu$ l polimerazy Taq (1 U) oraz 1  $\mu$ l wyizolowanego DNA.

Profil czasowo-temperaturowy reakcji amplifikacji genu COI obejmował denaturację wstępną (w 95°C przez 2 min), a następnie 35 cykli denaturacji w temperaturze 95°C (w czasie 45 sekund), przyłączania starterów w temperaturze 50°C (w czasie 45 sekund) oraz wydłużania starterów w 72°C (przez 1 min). Końcowym etapem amplifikacji była elongacja prowadzona przez 5 minut w 72°C. Ocenę produktów PCR wykonano poprzez rozdział elektroforetyczny w 2-procentowym żelu agarozowym. Dwukierunkowe sekwencjonowanie otrzymanych produktów PCR przeprowadzono na zlecenie w Genomed (Warszawa). Analizę bioinformatyczną uzyskanych sekwencji oraz ich przyrównanie do rekordów zamieszczonych w bazie GenBank wykonano na podstawie programów BioEdit, BLASTn oraz Geneious v.8 (Altschul i in. 1990; Hall 1999). W próbkach D1–D10 znajdowała się tkanka mięśniowa dorszy czerwonych, w próbkach D11–D19 – dorszy brązowych, a w próbkach D20, D29, D30, D31, D33, D34, D35 – dorszy o standardowym ubarwieniu ciała.

## 5.8. Analiza statystyczna

Wyniki badań opracowano statystycznie w programie Statistica 13.1 (StatSoft Polska). Cechy morfometryczne i merytyczne opracowano, wyznaczając zakres wartości cechy, średnią arytmetyczną  $M$ , średni błąd średniej  $m$ , odchylenie standardowe  $SD$  oraz współczynnik zmienności  $CV$ . Ruszczyc (1981) podkreśla duże znaczenie współczynnika zmienności (względnej miary rozrzutu zbioru liczb, przedstawiającej stosunek odchylenia standardowego do średniej arytmetycznej, wyrażony w %) w analizie statystycznej. Uznaje  $CV$  za współczynnik statystycznie istotny, jeśli przyjmuje on wartość w zakresie 8–10%. W przedstawionej pracy za granicę istotności ustalono 10%. Dodatkowo przyjęto, iż cechy mało plastyczne (bardzo stabilne) to cechy, których wartość  $CV \leq 6\%$ , natomiast cechy bardzo plastyczne to cechy, których wartość  $CV \geq 12\%$ .

W celu określenia, czy badane ryby różnią się między sobą, wykonano analizę dyskryminacyjną. Analiza ta jest stosowana do rozstrzygania, czy dany zestaw zmiennych dyskryminują dwie grupy lub większa liczba naturalnie wyłaniających się grup. Analizę wykonuje się w celu sprawdzenia, która zmienna (lub zmienne) mogą być najlepszymi wyznacznikami



przynależności określonych obserwacji do danej grupy (Watała 2002; Stanisz 2007). Analizę wykonano dla porównania dorszy w odmiennych wariantach ubarwienia. Zastosowano model analizy krokowej postępującej. Statystyka testu  $F$  wskazuje na istotność statystyczną zmiennej w dyskryminowaniu grup. Obliczono standaryzowane współczynniki dla każdej zmiennej w każdej funkcji kanonicznej. Im większa jest wartość współczynnika, tym większy udział danej zmiennej w dyskryminowaniu grup. Obliczono średnie dla tych funkcji w poszczególnych grupach. Pozwalają one rozstrzygnąć, które z nich są rozróżniane przez funkcje. Otrzymane funkcje kanoniczne zastosowano do utworzenia wykresu rozrzutu w celu zobrazowania wzajemnych zależności między osobnikami analizowanych grup ryb.

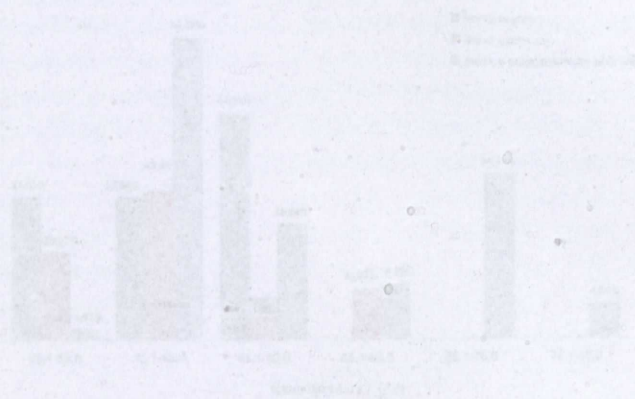


Fig. 4. Rozkład frekwencji osobników LP dorszy brązowych (dorszowate) w sześciu wariantach ubarwienia.



Fig. 5. Frekwencje osobników LP dorszy brązowych (dorszowate) w sześciu wariantach ubarwienia.



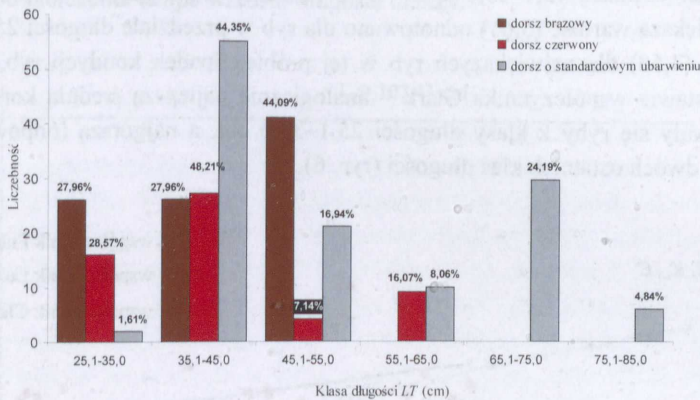


## 6. Wyniki

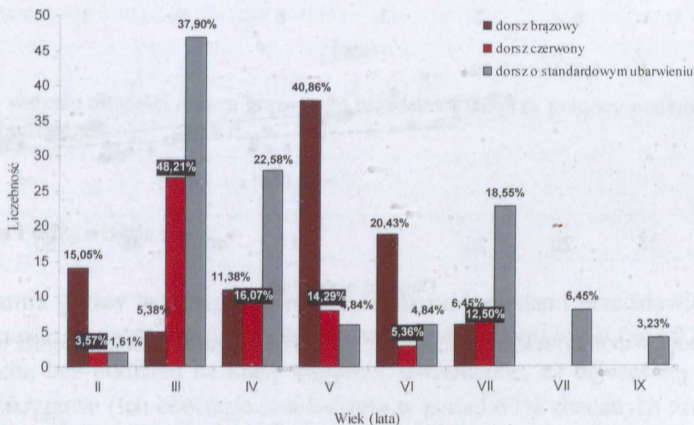
### 6.1. Charakterystyka dorszy brązowych

#### 6.1.1. Rozkład długości ciała i wieku

Rozkład długości ciała dorszy o brązowym ubarwieniu, w klasach długości całkowitej *TL* wskazuje, że najwięcej ryb (41) było w klasie od 45,1 cm do 55,0 cm (44,09% próby), przy średniej 49,31 cm i medianie 46,50 cm; odchylenie standardowe wyniosło 3,69 cm (ryc. 4). Analizując rozkład wieku badanych ryb stwierdzono, że najwięcej ryb znalazło się V grupie wiekowej (40,86%), najmniej natomiast – w grupach III i VII odpowiednio 5,38% i 6,45%. W badanej próbie nie było ryb z I grupy wieku (ryc. 5).



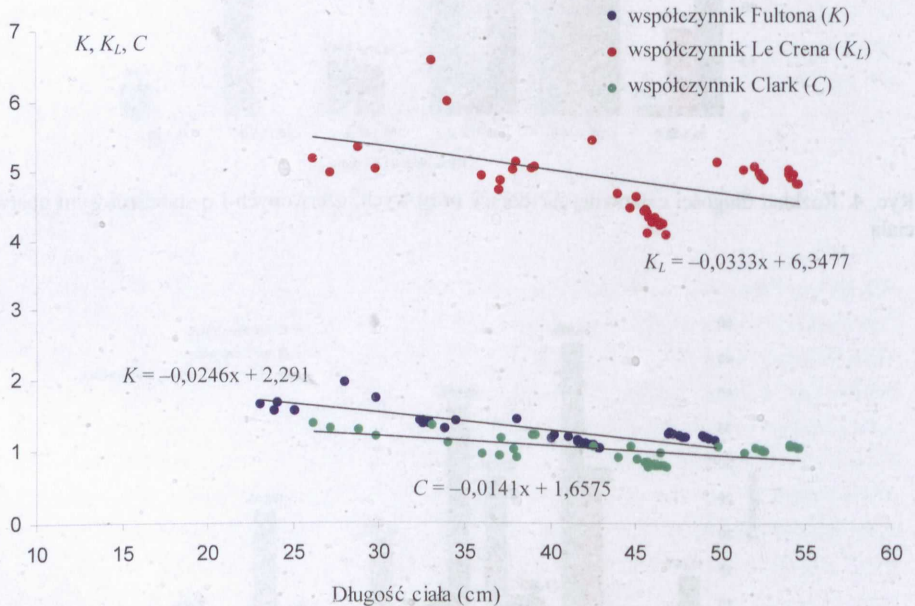
Ryc. 4. Rozkład długości całkowitej *LT* dorszy brązowych, czerwonych i o standardowym ubarwieniu ciała



Ryc. 5. Rozkład wieku dorszy brązowych, czerwony i o standardowym ubarwieniu ciała

### 6.1.2. Kondycja ryb

Oceniona za pomocą współczynników Fultona ( $K$ ), Le Crena ( $K_L$ ) i Clark ( $C$ ) kondycja ryb wskazuje na duże różnice w wartościach między wskaźnikiem Fultona a wskaźnikiem Le Crena; wskaźniki wyliczone dla ryb patroszonych są zbliżone do wartości współczynników Fultona. Analizując poszczególne wskaźniki, można stwierdzić, że współczynnik Fultona nie wykazał większych różnic w kondycji ryb – mieści się w przedziale 1,05–1,97 (średnia 1,38). Współczynnik Le Crena charakteryzuje się większymi różnicami i mieści się w zakresie 4,1–6,55 (średnia 4,97). Współczynnik Clark, obliczony dla ryb po wypatroszeniu, mieści się w granicach 0,77–1,39, przy średniej 1,08. Obliczone współczynniki kondycji utrzymywały się na stałym poziomie i nie wykazywały większych różnic również w poszczególnych klasach długości. Średnia wartość współczynnika Fultona wskazuje na niewielki spadek kondycji wraz ze wzrostem długości ryb, w klasie długości 25,1–35,0 cm współczynnik ten wyniósł 1,74, natomiast w klasie 45,1–55,0 cm – 1,16. Podobny układ dotyczy współczynnika Le Crena – największą wartość (5,61) odnotowano dla ryb w przedziale długości 25,1–35,0 cm, a najmniejszą (4,58) dla największych ryb w tej próbie. Spadek kondycji ryb stwierdzono także na podstawie współczynnika Clark – analogicznie najlepszą średnią kondycją (1,31) charakteryzowały się ryby z klasy długości 25,1–35,0 cm, a najgorszą (odpowiednio 1,05 i 0,94) ryby z dwóch ostatnich klas długości (ryc. 6).



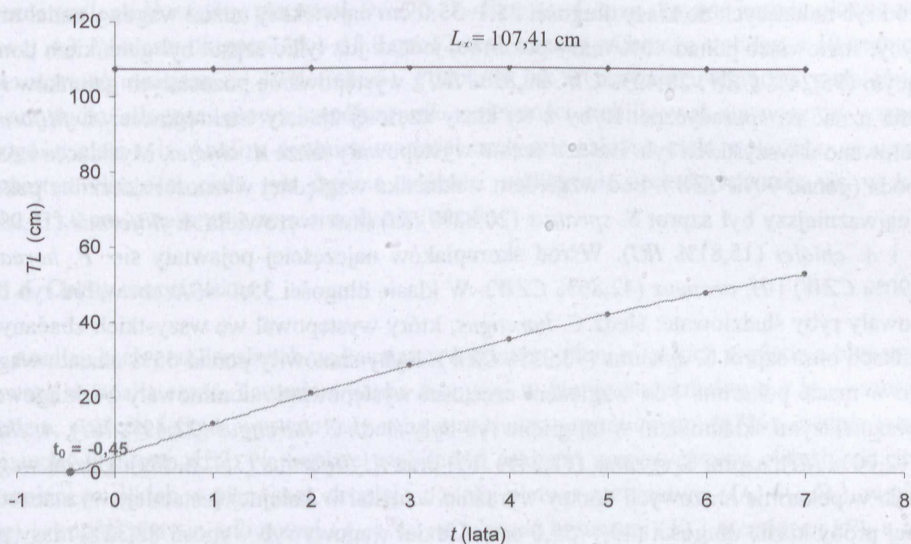
Ryc. 6. Zależność współczynników kondycji ( $K$ ,  $K_L$  i  $C$ ) od długości ciała ( $SL$ ) dorsza brązowego



### 6.1.3. Tempo wzrostu długości ciała

W tabeli 4 przedstawiono długość ciała dorszy brązowych w poszczególnych grupach wieku, uzyskaną metodą odczytów wstecznych. Jak wynika z przedstawionych wyników, przyrost dorszy w poszczególnych latach jest dość równomierny, jednak największy wzrost zaobserwowano w pierwszych czterech latach życia ryb.

Na rycinie 7 przedstawiono tempo wzrostu długości ciała dorsza brązowego obliczone za pomocą matematycznego modelu wzrostu von Bertalanffy'ego. Ryby charakteryzowały się stosunkowo dużą wartością długości asymptotycznej (107,41 cm). Teoretyczne długości uzyskane za pomocą modelu von Bertalanffy'ego pokrywają się z wynikami odczytów wstecznych. W modelu w pierwszym roku życia przyrost długości wyniósł 13,08 cm, w drugim – 8,09 cm, a w trzecim – 7,40 cm. Dopasowanie danych empirycznych do matematycznego modelu wzrostu świadczy o tym, że użyty model von Bertalanffy'ego jest modelem trafnie wybranym do obliczenia tempa wzrostu długości dorszy.



Ryc. 7. Tempo wzrostu długości dorsza brązowego przedstawione przy pomocy matematycznego modelu von Bertalanffy'ego

### 6.1.4. Pokarm i odżywianie się

Skład pokarmu dorszy brązowych określony różnymi metodami przedstawiono w tab. 5. Obecność pokarmu stwierdzono w żołądkach wszystkich badanych ryb ( $n = 93$ ). Analizując całość materiału, bez podziału na klasy długości, stwierdzono, że najczęściej zjadane były organizmy bezkręgowce (ich obecność stwierdzono w ponad 60% zbadanych żołądków), jednak wagowo największe znaczenie miały ryby, które stanowiły ponad 70% masy całego po-

karmu. Wśród ryb dominowały szprot *Sprattus sprattus*, śledź *Clupea harengus* oraz witlinek *Merlangius merlangius*, których udział wagowy stanowił ponad 50% masy pokarmu. Na dominację tych trzech gatunków, a szczególnie szprota, wskazuje również wskaźnik względnej ważności składnika pokarmu (Index of Relative Importance, *IRI*, wyrażony w %), którego wartość wyniosła 22,47%. Pozostałe gatunki ryb (zimnica *Limanda limanda*, gromadnik *Mallotus villosus*, dobijak *Hyperoplus lanceolatus* oraz inne – nieoznaczona Ammodytidae i nieoznaczone śledziowate Clupeidae) występują w pokarmie sporadycznie i stanowią niewielką część jego masy. Najczęściej występującymi bezkręgowcami w żołądkach badanych ryb były lasonogi Mysidacea, nieoznaczone Ophiuroidea oraz dwa gatunki węzowideł – *Amphiura chiajei* i *Amphiura filiformis*. Często występowały również wieloszczety Polychaeta i obunogi Amphipoda, jednak – mimo że udział liczbowy bezkręgowców wynosił około 10% – udział wagowy był niewielki w stosunku do masy pokarmu. Wśród skorupiaków oznaczonych do gatunku najczęściej pojawiały się: krewetka północna *Pandalus borealis* oraz krab *Hyas araneus*, ponadto kraby *Liocarcinus depurator* i *Cancer pagurus*.

Wraz ze wzrostem długości ciała dorszy można zauważyć zmienność składu pokarmu. Wśród ryb należących do klasy długości 25,1–35,0 cm największy udział wagowy nadal miały ryby, stanowiące ponad 40% masy pokarmu, jednak już tylko szprot był gatunkiem dominującym (95,24% *CZW*, 28,42% *UW*, 20,82% *IRI*); występowanie pozostałych gatunków ryb można uznać za sporadyczne. Ryby z tej klasy częściej zjadały bezkręgowce; *A. filiformis* odnotowano u wszystkich ryb. Bardzo często występowały także *A. chiajei*, Mysidacea i Amphipoda (ponad 90% *CZW*). Pod względem wskaźnika względnej ważności składnika pokarmu najważniejszy był szprot *S. sprattus* (20,82% *IRI*) oraz węzowidła *A. filiformis* (19,99% *IRI*) i *A. chiajei* (15,81% *IRI*). Wśród skorupiaków najczęściej pojawiały się: *P. borealis* (61,90% *CZW*) i *H. araneus* (42,86% *CZW*). W klasie długości 35,1–45,0 cm wśród ryb dominowały ryby śledziowate: śledź *C. harengus*, który występował we wszystkich zbadanych żołądkach oraz szprot *S. sprattus* (73,33% *CZW*). Ryby stanowiły ponad 65% udziału wagowego w masie pokarmu. Pod względem częstości występowania dominowały bezkręgowce. Najważniejszymi składnikami w tej grupie ryb były śledź *C. harengus* (22,49% *IRI*), *A. chiajei* (12,00% *IRI*), szprot *S. sprattus* (11,24% *IRI*) oraz *A. filiformis* (7,41% *IRI*). Udział wagowy ryb w pokarmie brązowych dorszy wyraźnie wzrastał w kolejnej (ostatniej) wyznaczonej dla tej próby klasie długości (45,1–55,0 cm). Udział wagowy ryb wynosił 82,32% masy pokarmu; dominowały ryby należące do rodzin śledziowatych (szprot i śledź) i dorszowatych (witlinek). Łącznie te trzy gatunki stanowiły ponad 60% masy całego pokarmu i ponad 75% masy ryb. Wśród skorupiaków dominowały kraby *H. araneus* i *C. pagurus* oraz krewetka *P. borealis*. Jeśli chodzi o częstość występowania składników pokarmowych, stwierdzono duży udział szkarłupni (Echinodermata) z gromady Ophiuroidea (81,08% *CZW*), skorupiaków z rzędu Mysidacea oraz węzowideł *A. filiformis*.

### 6.1.5. Cechy mierzalne ciała

Analizując wartości współczynnika zmienności *CV* w całej zbadanej próbie dorszy brązowych, obliczonych w stosunku do długości ciała (% *SL*), tylko długość całkowitą *TL* zaliczo-



no do cech bardzo stabilnych. Do cech o bardzo wysokim stopniu zmienności ( $CV \geq 12\%$ ) można zaliczyć: średnicę poziomą oka  $Ov$ , długość szczęki dolnej  $l_{mx}$ , długość przedodbytową  $pA_1$ , odległość między płetwą  $D_1-D_2$  a płetwą  $D_2-D_3$ , długość nasady płetwy piersiowej  $lP_{bs}$ , długość nasady płetwy brzusznej  $lV_{bs}$ , odległość między płetwami  $A_1-A_2$ , odległość między płetwą odbytową a płetwą brzuszną  $V-A_1$  oraz długość wąsika  $lb$ . Cechy głowy dorszy w całej próbie charakteryzowały się średnią zmiennością. Najmniej plastyczne okazały się długości przedocznna, zaocznna i szczęki górnej. Żadna z cech nie była cechą bardzo stabilną – każda zmieniała się wraz ze wzrostem długości ciała ryb. Jeśli chodzi o długości, to w klasie 25,1–35,0 cm większość cech była plastyczna, natomiast w następnej klasie (35,1–40,0 cm) nastąpiła stabilizacja plastyczności cech. W klasie tej występowało 11 cech bardzo stabilnych ( $CV \leq 6\%$ ); były to długości: całkowita  $TL$ , głowy  $HL$ , zaocznna  $poO$ , trzonu ogonowego  $lpc$ , płetwy piersiowej  $P$ , nasady drugiej płetwy odbytowej  $A_2$ , przedgrzbietowa  $pD_1$ , podstawy pierwszej płetwy grzbietowej  $D_1$ , najmniejsza wysokość ciała  $h$ , wysokość trzeciej płetwy grzbietowej  $D_3$  oraz wysokość głowy  $Hc$ . W omawianej klasie długości aż dla 15 cech wartość współczynnika zmienności wynosiła poniżej 10%, a cztery cechy uznano za bardzo plastyczne (odległość między płetwami  $D_1-D_2$ ,  $D_2-D_3$  i  $A_1-A_2$  oraz długość nasady płetwy odbytowej  $A_2$ ). W klasie długości 45,1–55,0 cm 12 cech uznano za bardzo stabilne, a 10 cech przyjęło wartość mniejszą od 10% (tab. 6). Podobnie jak w przypadku długości ciała również w przypadku długości głowy współczynnik zmienności stabilizował się wraz ze wzrostem długości ciała ryb. Analiza średnich wartości cech mierzalnych ciała wykazała, że wraz ze wzrostem długości ciała ryb średnie wartości niektórych cech zwiększały się w klasie 25,1–35,0 cm, a następnie zmniejszały się (tab. 7).

### 6.1.6. Cechy merystyczne

Analiza cech przeliczalnych wykazała, że liczba promieni miękkich w płetwie brzusznej  $V$  zawsze wynosiła sześć, natomiast liczba promieni w błonie podskrzelowej  $r.br.$  – sześć lub siedem, częściej jednak występowały ryby z sześcioma promieniami (67%); średnia wartość tej cechy wyniosła 6,33. Najbardziej stabilnymi cechami merystycznymi okazały się: liczba promieni miękkich w pierwszej, drugiej i trzeciej płetwie grzbietowej ( $D_1$ ,  $D_2$ ,  $D_3$ ), w pierwszej i drugiej płetwie odbytowej ( $A_1$  i  $A_2$ ), w płetwie brzusznej ( $V$ ) i piersiowej ( $P$ ), a także całkowita liczba kręgów ( $vt$ ) i liczba kręgów ogonowych ( $vt_0$ ). Pozostałe cechy były stabilne, z wyjątkiem całkowitej liczby wyrostków filtracyjnych  $sp.br.11$  i  $sp.br.112$  (tab. 8).

## 6.2. Charakterystyka dorszy czerwonych

### 6.2.1. Rozkład długości ciała i wieku

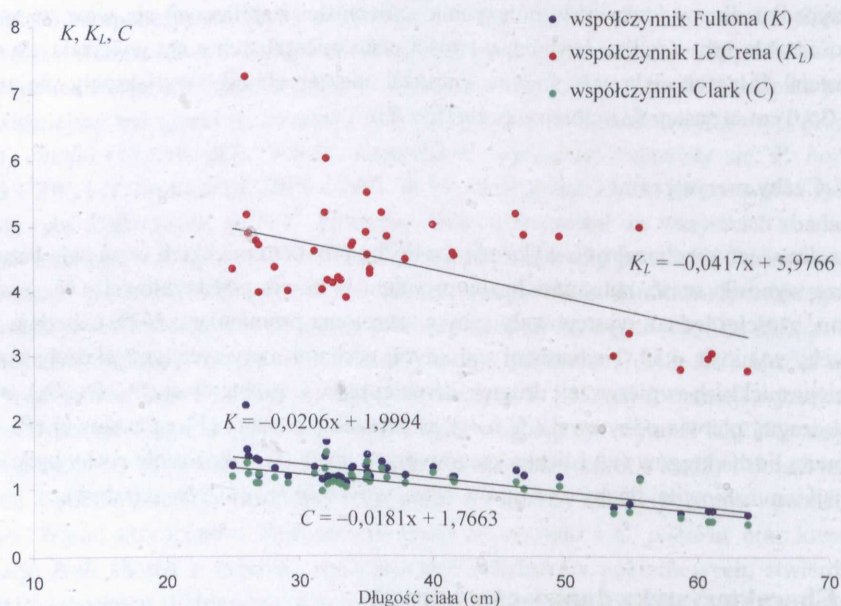
Zakres długości całkowitej dorszy czerwonych mieścił się w granicach 27,5–66,8 cm, wartość średnia wyniosła 41,35 cm, a odchylenie standardowe – 11,54 cm. Rozkład długości ciała dorszy o czerwonym ubarwieniu wskazuje, iż najwięcej ryb było w klasie długości 35,1–

45,0 cm (48,21% próby). W klasie 25,1–35,0 cm było 16 ryb; najmniej ryb (4) stwierdzono w klasie 45,1–55,0 cm (ryc. 4).

Struktura wieku badanych ryb wykazała, że najwięcej było ryb trzyletnich (48,21%), a najmniej dwuletnich (3,57%). Nie odnotowano ryb w I grupie wiekowej (ryc. 5).

### 6.2.2. Kondycja ryb

Przedstawiona na ryc. 8 zależność współczynników kondycji ( $K$ ,  $K_L$ ,  $C$ ) od długości ciała ( $SL$ ) dorszy czerwonych wskazuje na spadek wartości wszystkich badanych parametrów wraz ze wzrostem długości ciała ryb. Największą średnią wartość współczynnika Fultona (1,45) stwierdzono w klasie długości 25,1–35,0 cm. W kolejnych klasach wartość tego współczynnika wyraźnie się zmniejszała. W ostatniej wyznaczonej dla tej grupy ryb klasie (55,1–65,0 cm) wartość współczynnika Fultona zmniejszyła się do 0,75. Podobnie było w przypadku współczynników Le Crena i Clark – ryby młodsze charakteryzowały się wyraźnie lepszą kondycją, chociaż w przypadku współczynnika Le Crena spadek można uznać za niewielki. Najmniejszy spadek wartości omawianych współczynników stwierdzono u ryb w drugiej i trzeciej klasie długości (35,1–45,0 cm i 45,1–55,0 cm).



Ryc. 8. Zależność współczynników kondycji ( $K$ ,  $K_L$  i  $C$ ) od długości ciała ( $SL$ ) dorsza czerwonego

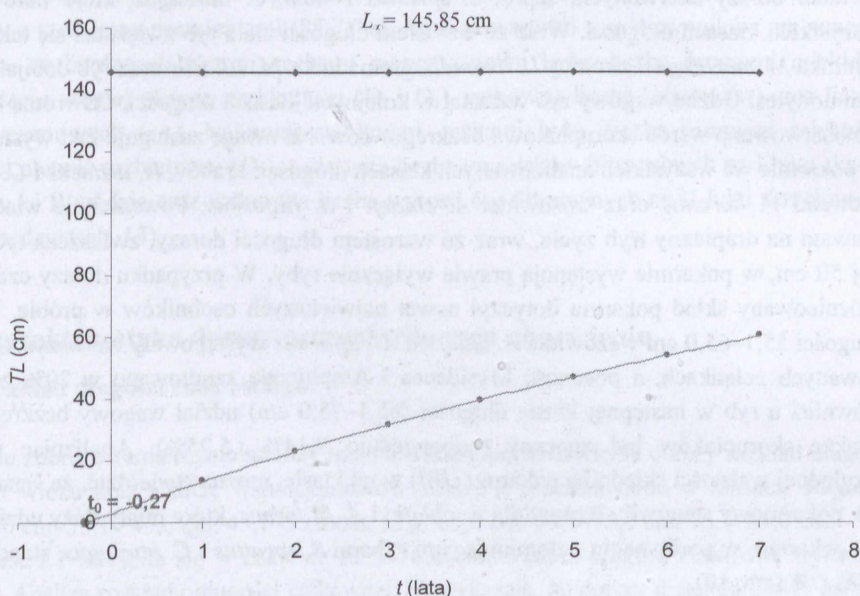
### 6.2.3. Tempo wzrostu długości ciała

Przedstawione w tab. 9 wartości długości ciała ryb, otrzymane metodą odczytów wstecznych, wskazują na szybki wzrost dorszy. Największy przyrost długości ryb zanotowano



w pierwszym roku życia (13,33 cm). W kolejnych latach przyrosty nieznacznie malały, ale utrzymywały się na zbliżonym poziomie, dopiero w siódmym roku życia nastąpił spadek wartości przyrostu rocznego do 5,64 cm.

Tempo wzrostu długości dorsza czerwonego, obliczone za pomocą matematycznego modelu von Bertalanffy'ego, jest równomierne. Wartość długości asymptotycznej ( $L_{\infty}$ ) wyniosła 145,82 cm. Teoretyczne długości uzyskane za pomocą modelu von Bertalanffy'ego pokrywały się z wynikami odczytów wstecznych. W pierwszym roku życia ryb przyrost długości wyniósł 13,12 cm, w drugim – 9,49 cm, a w trzecim – 8,81 cm (ryc. 9).



Ryc. 9. Tempo wzrostu długości ciała dorsza czerwonego przedstawione za pomocą matematycznego modelu von Bertalanffy'ego

#### 6.2.4. Pokarm i odżywianie się

W żołądkach czerwonych dorszy obecność pokarmu stwierdzono u wszystkich badanych osobników ( $n = 56$ ). Najczęściej spotykanymi gatunkami (biorąc pod uwagę całą próbę, bez podziału na klasy długości) były krewetki *P. borealis* (100% CZW), węzowidła *A. chiajei* i *A. filiformis* (odpowiednio 70,27% CZW i 59,46% CZW), kraby *H. araneus* (62,16% CZW) oraz ryby – szprot *S. sprattus* (54,05% CZW) i śledź *C. harengus* (37,84% CZW). Najmniejsze wskaźniki względnej ważności składnika pokarmu odnotowano dla *P. borealis* (22,00% IRI) oraz dla ryb: *S. sprattus* (17,52% IRI) i *C. harengus* (15,11% IRI). W klasie długości 25,1–35,0 cm *P. borealis* i Ophiuroidea wystąpiły we wszystkich badanych żołądkach, jednak największy udział wagowy miał *S. sprattus* (20,86% UW) oraz *A. chiajei* (13,60% UW). *A. chiajei* był również najważniejszym składnikiem pokarmowym w tej klasie długości (19,49%

IRI). Wśród ryb o długości 35,1–45,0 cm, najliczniejszej w badanej próbie ( $n = 22$ ), również dominował *P. borealis* – występował on u wszystkich ryb i stanowił najważniejszy składnik pokarmowy (42,34% IRI). Pod względem udziału wagowego dominował szprot (20,54% UW). W kolejnej klasie długości (45,1–55,0 cm) we wszystkich badanych żołądkach wystąpił krab *H. araneus*, jednak pod względem masy dominował *C. harengus*, stanowiący 38,60% udziału w pokarmie; również śledź okazał się najważniejszym składnikiem pokarmowym (35,25% IRI).

Przeprowadzona analiza wskazuje, iż wyraźnie dominowały w grupie ryb, będących pokarmem dorszy czerwonych, szprot *S. sprattus* i śledź *C. harengus*, które notowano we wszystkich klasach długości. Wraz ze wzrostem długości ciała ryb zwiększał się także udział witlinka *M. marlangus*, zimnicy *L. limanda*, gromadnika *M. villosus* oraz ryb dobijakowatych Ammodytes. Udział wagowy ryb wzrastał w kolejnych klasach długości. Odwrotną tendencję zaobserwowano wśród skorupiaków i bezkręgowców. Na uwagę zasługuje fakt występowania w pokarmie we wszystkich analizowanych klasach długości: krabów *H. araneus* i *C. pagurus*, krewetki *P. borealis* oraz węzowideł *A. chiajei* i *A. filiformis*. Powszechnie wiadomo, że z uwagi na drapieżny tryb życia, wraz ze wzrostem długości dorszy, zwłaszcza tych powyżej 50 cm, w pokarmie występują prawie wyłącznie ryby. W przypadku dorszy czerwonych zróżnicowany skład pokarmu dotyczył nawet największych osobników w próbie. W klasie długości 55,1–65,0 cm węzowidła *A. chiajei* i *A. filiformis* występowały we wszystkich analizowanych żołądkach, a obecność Mysidacea i Amphipoda zanotowano w 20% żołądków. Również u ryb w następnej klasie długości (65,1–75,0 cm) udział wagowy bezkręgowców, a także skorupiaków był znaczny (odpowiednio 9,14% i 5,25%). Analizując wskaźnik względnej ważności składnika pokarmu (IRI) w tej klasie, można stwierdzić, że ważny składnik pokarmowy stanowiły węzowidła *A. chiajei* i *A. filiformis*, które miały duży udział w masie pokarmu, w porównaniu z dominującymi rybami *S. sprattus* i *C. harengus*, stanowiącymi 85% UW (tab. 10).

### 6.2.5. Cechy mierzalne

Analiza wartości współczynnika zmienności  $CV$  w całej próbie dorszy czerwonych wskazuje, że do cech bardzo stabilnych należała długość całkowita  $TL$ ; 14 (41,18%) cech było stabilnych ( $CV \leq 10\%$ ): długość głowy, przedocznia, przedodbytowa, najmniejsza wysokość ciała, wysokość  $D_1$ ,  $D_2$  i  $D_3$ , długość podstawy I i II płetwy grzbietowej, długość płetwy piersiowej, nasady  $A_1$  oraz odległość między płetwami  $A$  i  $P$  oraz między płetwami  $V$  i  $A_1$ . Do cech o bardzo wysokim stopniu zmienności (26,74% cech) zaliczono: wysokość głowy, średnicę poziomą oka, długość szczęki dolnej, odległość między płetwami  $D_1$ – $D_2$  i  $D_2$ – $D_3$ , długość nasady płetwy piersiowej i płetwy brzusznej, odległość między płetwami  $A_1$ – $A_2$  oraz długość wąsika. Wraz ze wzrostem długości ciała wartości cech mierzalnych w poszczególnych klasach długości stawały się bardziej stabilne. W klasie długości 25,1–35,0 cm tylko trzy cechy były bardzo stabilne: długość całkowita  $TL$ , wysokość płetwy  $D_1$  oraz długość płetwy brzusznej, a w klasie 35,1–45,0 cm – cztery cechy: długość całkowita  $TL$ , nasady płetwy  $D_2$ , płetwy piersiowej oraz nasady płetwy  $A_1$ .



Analizując współczynniki zmienności w kolejnych klasach długości, można uznać, iż większość cech należała do bardzo stabilnych: w klasie 45,1–55,0 cm – 64,71% cech, w klasie 55,1–65,0 cm – 50% cech. W ostatniej wyznaczonej dla tej próby klasie długości (65,1–75,0 cm) 91,2% cech należało do bardzo stabilnych (tab. 11, 12).

### 6.2.6. Cechy merystyczne

Liczba promieni miękkich w błonie podskrzelowej *r.br.* była stała i wynosiła sześć, natomiast liczba promieni miękkich w płetwie brzusznej *V* mieściła się w przedziale 6–7; przeważały ryby z sześcioma promieniami (85,71%). Analiza wartości współczynników zmienności wykazała, że bardzo stabilnymi cechami merystycznymi były: liczba promieni miękkich w pierwszej i drugiej płetwie grzbietowej ( $D_1$  i  $D_2$ ), całkowita liczba kręgow (*vt*) oraz liczba kręgow ogonowych (*vt<sub>o</sub>*). Najmniej stabilnymi cechami były: liczba promieni miękkich w trzeciej płetwie grzbietowej ( $D_3$ ), całkowita liczba wyrostków filtracyjnych na I łuku skrzelowym w I i II rzędzie oraz całkowita liczba wyrostków filtracyjnych na II łuku skrzelowym w I i II rzędzie (tab. 13).

## 6.3. Charakterystyka dorszy o standardowym ubarwieniu

### 6.3.1. Rozkład długości ciała i wieku

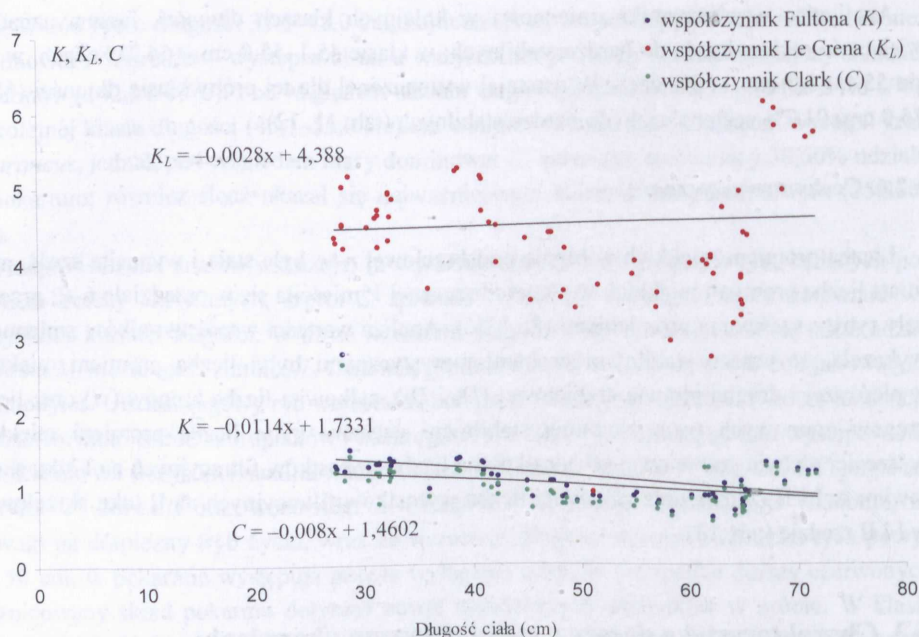
W celu zobrazowania różnic między trzema wariantami ubarwienia dorszy rozkład długości ciała i wieku oraz analizę współczynników kondycji przedstawiono w klasach długości 25,1–35,0 cm, 35,1–45,0 cm, 45,1–55,0 cm, 55,1–65,0 cm, 65,1–75,0 cm, 75,1–85,0 cm.

Długość *LT* mieściła się w zakresie 22,5–76,0 cm; średnia długość całkowita wyniosła 51,1 cm. Analiza rozkładu długości całkowitej *TL* wykazała, że dorszy o standardowej barwie skóry najwięcej było w dwóch klasach długości: 25,1–35,0,0 cm (55 osobników) i 55,1–65,0 cm (30 osobników). Najmniej ryb znalazło się w klasie długości 45,1–do 55,0 cm (ryc. 3).

Analizując rozkład wiekowy badanych dorszy, stwierdzono, że najwięcej było ryb trzyletnich. Najmniej dorszy wystąpiło w grupie wieku dwóch i dziewięciu lat – odpowiednio 2 i 4 osobniki. W badanej próbie nie stwierdzono ryb w I grupie wiekowej (ryc. 4).

### 6.3.2. Kondycja ryb

Wartości współczynników kondycji dorszy o standardowym ubarwieniu ciała były zbliżone we wszystkich klasach długości, z wyjątkiem ryb z pierwszej klasy (15,1–25,0 cm), w której wartości omawianych współczynników były znacznie większe. W związku z tym, że odnotowano w niej tylko dwie ryby, nie uwzględniono ich w dalszych porównaniach. W pozostałych klasach długości kondycja ryb utrzymywała się na jednakowym poziomie (ryc. 10).



Ryc. 10. Zależność współczynników kondycji ( $K$ ,  $K_L$  i  $C$ ) od długości ciała ( $SL$ ) dorsza o standardowym ubarwieniu

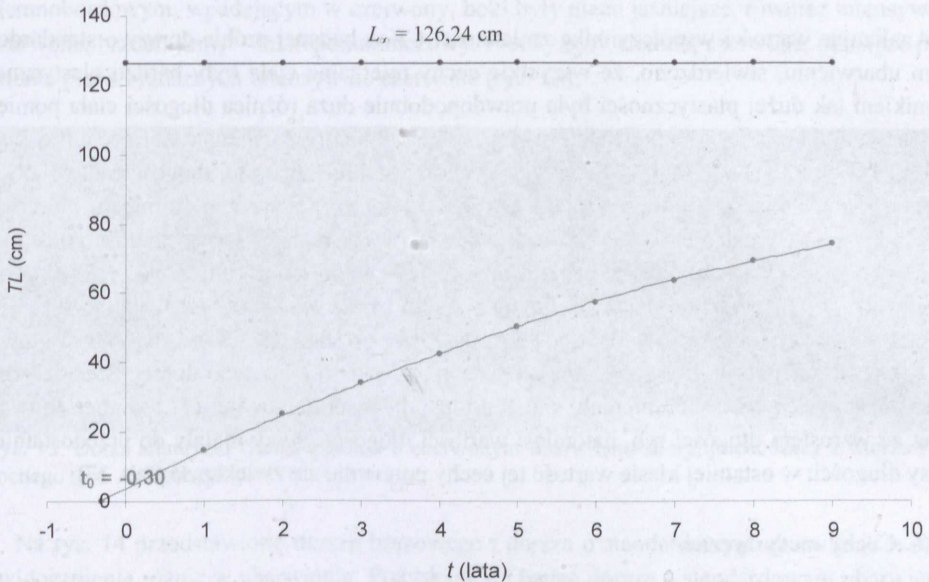
Spadek wartości wszystkich trzech wskaźników zanotowano w klasie długości 55,1–65,0 cm; w następnej klasie ponownie odnotowano poprawę kondycji ryb. Średnie wartości współczynników kondycji Fultona i Clark mieściły się odpowiednio w zakresie 0,80–1,40 i w zakresie 0,77–1,25. Nieco większy zakres średnich wartości zanotowano dla współczynnika Le Crena (3,24–4,83).

### 6.3.3. Tempo wzrostu długości ciała

W tabeli 14 przedstawiono wartości długości ciała ryb otrzymane z odczytów wstecznych, które wskazują na szybkie tempo wzrostu dorszy w pierwszych sześciu latach życia. W pierwszym roku życia przyrost wyniósł 15,98 cm, w kolejnych latach przyrosty malały, ale utrzymywały się na zbliżonym poziomie (ok. 8 cm rocznie); dopiero w siódmym roku życia zaobserwowano spadek wielkości przyrostu rocznego do wartości 5,69 cm, w ósmym roku – do 5,37 cm, a w dziewiątym – do 3,95 cm.

Tempo wzrostu długości ciała dorsza o standardowym ubarwieniu, obliczone przy użyciu matematycznego modelu von Bertalanffy'ego, było równomierne. Największy przyrost długości dorsze o standardowym ubarwieniu ciała osiągnęły w pierwszych trzech latach życia – odpowiednio 14,78 cm, 10,19 cm i 9,26 cm. W kolejnych latach przyrosty długości ryb nieznacznie się zmniejszały; wartość długości asymptotycznej ( $L_\infty$ ) wyniosła 126,24 cm (ryc. 11).





Ryc. 11. Tempo wzrostu długości dorsza o standardowym ubarwieniu, przedstawione za pomocą matematycznego modelu von Bertalanffy'ego

#### 6.3.4. Pokarm i odżywianie się

W pokarmie dorszy o standardowym ubarwieniu największy udział wagi stanowiły ryby (83,70% UW). *S. sprattus* występował w żołądkach wszystkich zbadanych ryb, *C. harengus* – w 56,19% żołądków, a pozostałe Clupeidae – w 30,48%. Największą wartość wskaźnika względnej ważności pokarmu otrzymano dla *S. sprattus* (56,50% IRI). Udział wagi ryb w pokarmie dorszy można określić jako zmienny w kolejnych klasach długości. We wszystkich klasach dominował szprot – zarówno pod względem ilości, masy, jak i ważności składnika pokarmowego. Drugim ważnym gatunkiem był śledź, którego udział wagi w poszczególnych klasach utrzymywał się zawsze na poziomie wyższym niż 20%. Wśród ryb o długości powyżej 50 cm stwierdzono wzrost udziału w pokarmie innych Clupeide; sporadycznie pojawiał się również witlinek *M. merlangus*. W grupie bezkręgowców dominowały skorupiaki Crustacea, których udział wagi w pokarmie dorszy w kolejnych klasach długości się zmieniał. Największy udział wagi w pokarmie miały krewetka *P. borealis* oraz kraby *L. depurator* i *H. araneus*. Wśród pozostałych bezkręgowców sporadycznie pojawiały się szkarłupnie z gromady Ophiuroidea oraz z rodziny Amphiuridae *A. chiajei* i *A. filiformis*, ponadto lasonogi Mysiadacea, wieloszczety Polychaeta i obunogi Amphipoda. Częstość występowania bezkręgowców w żołądkach dorszy malała wraz ze wzrostem ryb. W ostatniej klasie długości (70,1–80,0 cm) udział wagi ryb w pokarmie wynosił ponad 99%, zatem obecność garneli *Crangon crangon* w żołądkach ryb można uznać za przypadkową (tab. 15).

### 6.3.5. Cechy mierzalne

Analizując wartości współczynnika zmienności  $CV$  w badanej próbie dorszy o standardowym ubarwieniu, stwierdzono, że wszystkie cechy mierzalne ciała były bardzo plastyczne. Wynikiem tak dużej plastyczności była prawdopodobnie duża różnica długości ciała pomiędzy rybą najmniejszą a rybą największą w tej próbie (53,5 cm). Analizując wartość  $CV$  w klasach długości, 13 cech (38,24%) zaliczono do bardzo stabilnych; są to: długość całkowita  $TL$  (we wszystkich klasach), głowy  $HL$  (w czterech klasach), przedocznna (w pięciu klasach), przedodbytowa (w czterech klasach), wysokość  $D_2$  (w czterech klasach), długość podstawy  $D_1$  i  $D_2$  (w pięciu klasach), płetwy piersiowej (w czterech klasach), wysokość  $A_2$  oraz długość nasady  $A_1$  i  $A_2$  (w czterech klasach), długość wąsika i największa wysokość ciała (w pięciu klasach długości) – tab. 16. W przypadku cech głowy za stabilne uznano: wysokość głowy  $HL$ , długość przedoczną i zaoiczną oraz długość szczęki górnej i szczęki dolnej. Średnie wartości poszczególnych cech zmieniały się. Wartości długości całkowitej ( $TL$ ) zmniejszały się wraz ze wzrostem długości ryb, natomiast wartości długości głowy malały do przedostatniej klasy długości; w ostatniej klasie wartość tej cechy ponownie się zwiększyła (tab. 17).

### 6.3.6. Cechy merystyczne

Liczba promieni w płetwie brzusznej  $V$  w badanej próbie dorszy o standardowym ubarwieniu wynosiła sześć, a w błonie podskrzelowej  $r.br.$  – sześć do siedem (przy średniej wartości 6,50). Bardzo stabilnymi cechami były: liczba promieni  $A_1$ , liczba promieni  $P$  oraz całkowita liczba kręgów  $vt$  i kręgów ogonowych  $vt_o$  (tab. 18).

## 6.4. Charakterystyka porównawcza wybranych cech dorszy atlantyckich z Morza Północnego w trzech wariantach ubarwienia

### 6.4.1. Cechy zewnętrzne

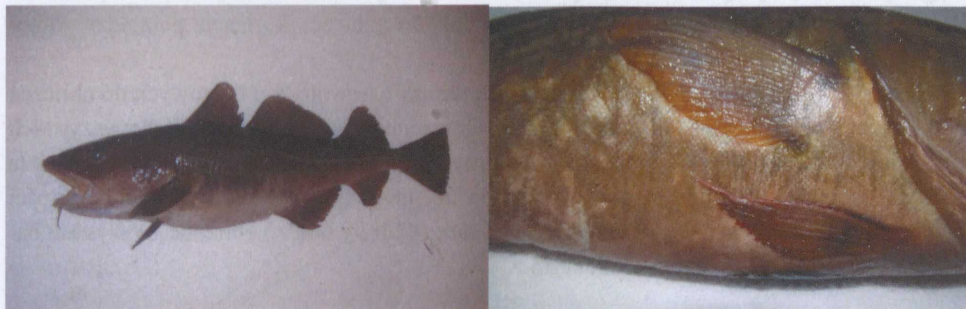
Na ryc. 12 przedstawiono dorsza o brązowym ubarwieniu skóry. Ryby o tym ubarwieniu miały brązową skórę na grzbiecie oraz głowie, ciemne brązowe płetwy, brzuch jaśniejszy, lecz nie biały. Grzbiet, wierzch głowy oraz boki ciała usiane były licznymi ciemnymi plamkami.



Ryc. 12. Dorsz atlantycki *Gadus morhua* o brązowym ubarwieniu skóry, pochodzący z Morza Północnego (fot. A. Rybczyk)



Opisywane w niniejszej pracy dorsze czerwone charakteryzowały się grzbietem w kolorze ciemnobordowym, wpadającym w czerwony, boki były nieco jaśniejsze, również intensywnie czerwone, brzuch jasny – lekkopomarańczowy. Płetwy były ciemne, czerwone, pierwsze promienie płetw brzusznych intensywnie czerwone (ryc. 13).



Ryc. 13. Dorsz atlantycki *Gadus morhua* o czerwonym ubarwieniu skóry, pochodzący z Morza Północnego (fot. A. Rybczyk)

Na ryc. 14 przedstawiono dorsza brązowego i dorsza o standardowym ubarwieniu w celu uwidocznienia różnic w ubarwieniu. Pozyskane do badań dorsze o standardowym ubarwieniu miały grzbiet ciemny, boki jaśniejsze – w kolorze od ciemnoszarego do oliwkowego, brzuch – biały. Grzbiet, głowa i boki były usiane licznymi ciemnymi brązowymi plamkami; płetwy ciemne – szarooliwkowe; na płetwach grzbietowych często pojawiały się ciemniejsze skośne pasma.



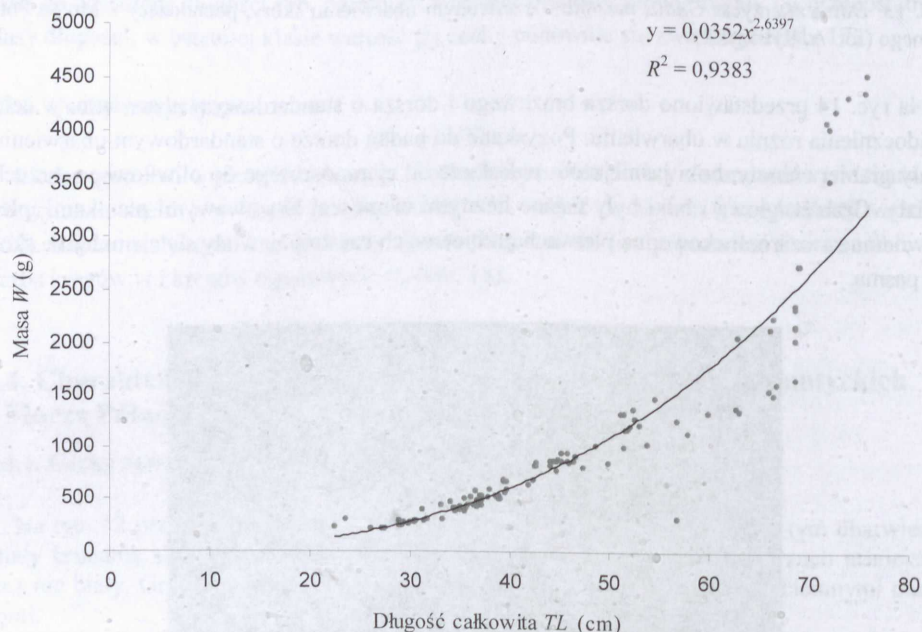
Ryc. 14. Dorsz atlantycki (*Gadus morhua*) o brązowym i standardowym ubarwieniu skóry, pochodzący z Morza Północnego (fot. A. Rybczyk)

Analiza kształtu otolitów trzech grup dorszy wykazała, że nie różniły się one pomiędzy różnymi formami ubarwienia. Nie były zróżnicowane pod względem stosunku wysokości otolitu do jego długości. Występujące na przekrojach pierścienie zimowe (hyalinowe) były ciemne, wyraźne i cienkie, a letnie (opaqę) – białe i szerokie.

#### 6.4.2. Tempo wzrostu długości ciała

Na ryc. 15 przedstawiono przebieg zależności długość–masa ( $L$ – $W$ ) obliczony na podstawie długości i masy wszystkich dorszy ( $n = 273$ ). Jak wynika z funkcji potęgowej, wykładnik potęgi  $n$  jest mniejszy od 3, co wskazuje na allometryczny wzrost badanych ryb. Wykreślona krzywa zależności charakteryzuje się silną, zbliżoną do jedności, korelacją pomiędzy długością całkowitą a masą ryb.

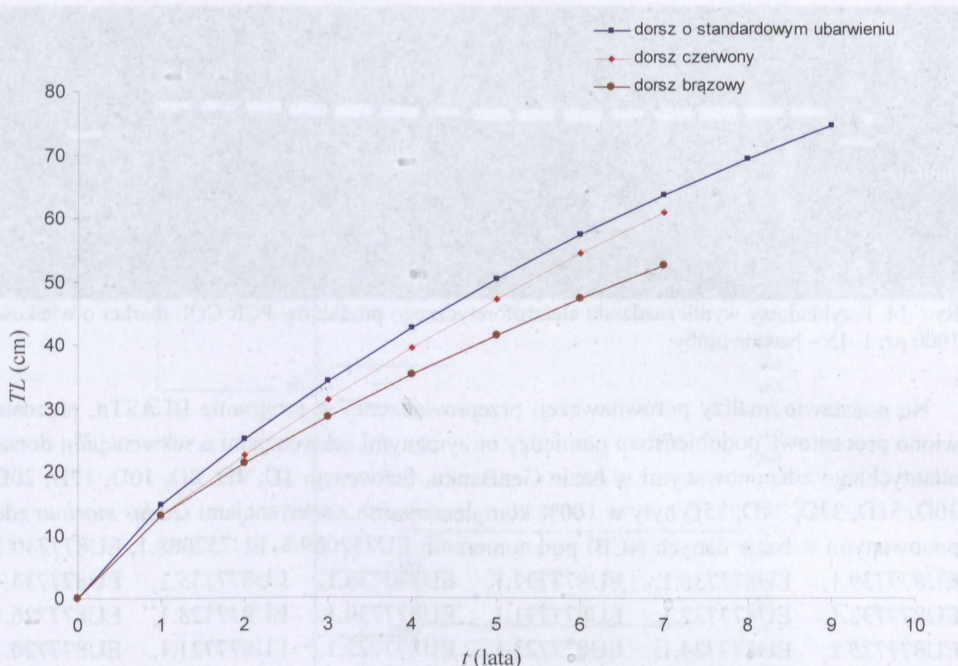
Z uwagi na małą liczbę osobników w próbach dorszy czerwonych i brązowych do obliczeń stanu kondycji ryb użyto wykładnika potęgi  $n$ , obliczonego z zależności  $L$ – $W$  dla wszystkich badanych ryb. Analiza kondycji dorszy we wszystkich trzech wariantach ubarwienia ciała wykazała, iż stan kondycji ryb utrzymywał się na podobnym poziomie. Średnie wartości współczynników Fultona ( $K$ ), Le Crena ( $K_L$ ) i Clark ( $C$ ) były bardzo zbliżone. Wszystkie badane dorsze były w stanie ogólnym dobrym.



Ryc. 15. Zależność pomiędzy długością całkowitą TL (cm) a masą W (g) dorszy atlantyckich w trzech wariantach ubarwienia

Na ryc. 16 przedstawiono porównanie wzrostu długości dorszy atlantyckich obliczone za pomocą równania von Bertalanffy'ego, z którego wynika, że najszybciej rosły dorsze o standardowym kolorze skóry, a najwolniej – dorsze brązowe. Dorsze brązowe charakteryzowały się także najmniejszą wartością długości asymptotycznej. Biorąc pod uwagę wyniki odczytów wstecznych, stwierdzono, że największe przyrosty roczne osiągały dorsze o standardowym ubarwieniu ciała, natomiast przyrosty dorszy brązowych i czerwonych były zbliżone.





Ryc. 16. Porównanie tempa wzrostu długości dorszy w trzech wariantach ubarwienia, przedstawione za pomocą zmodyfikowanego równania von Bertalanffy'ego

### 6.4.3. Pokarm i odżywianie się

Analiza zawartości żołądków badanych dorszy pokazuje, że skład pokarmu we wszystkich trzech wariantach ubarwienia był podobny, jednak w zależności od wariantu ubarwienia ryb zmieniał się udział poszczególnych taksonów w diecie. U ryb brązowych i czerwonych zaznacza się większy udział bezkręgowców, zwłaszcza w ostatnich klasach długości. U ryb o standardowym ubarwieniu w ostatnich klasach długości dominowały ryby. W każdym wariantcie ubarwienia wraz ze wzrostem długości ciała zwiększał się udział ryb w pokarmie, a malał udział bezkręgowców.

### 6.4.4. Badania genetyczne

Wszystkie otrzymane produkty PCR identyfikowano na żelach agarozowych jako pojedyncze prążki bez śladu smug bądź obecności produktów niespecyficznych (ryc. 17). Analiza bioinformatyczna, przeprowadzona na podstawie uzyskanych sekwencji COI, o długości 652 par zasad (pz), oraz zasoby GenBanku potwierdziły tożsamość gatunkową każdej z badanych prób dorszy atlantyckich (tab. 22).

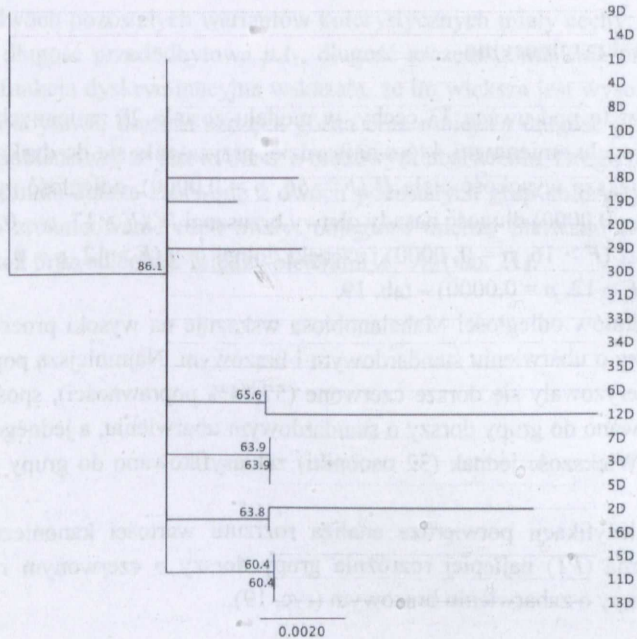


Ryc. 14. Przykładowy wynik rozdziłu elektroforetycznego produktów PCR COI: marker o wielkości 1000 pz, 1–15 – badane próby

Na podstawie analizy porównawczej, przeprowadzonej w programie BLASTn, przedstawiono procentowe podobieństwo pomiędzy otrzymanymi sekwencjami a sekwencjami dorsza atlantyckiego zdeponowanymi w bazie GenBanku. Sekwencje 1D, 4D, 8D, 10D, 17D, 20D, 30D, 31D, 33D, 34D, 35D były w 100% komplementarne z sekwencjami *Gadus morhua* zdeponowanymi w bazie danych NCBI pod numerami: EU752089.1, EU752088.1, EU877740.1, EU877739.1, EU877738.1, EU877737.1, EU877736.1, EU877735.1, EU877734.1, EU877733.1, EU877732.1, EU877731.1, EU877730.1, EU877728.1, EU877726.1, EU877725.1, EU877724.1, EU877723.1, EU877722.1, EU877721.1, EU877720.1, EU877719.1, EU877718.1, EU877717.1, EU877715.1, EU877714.1, EU877713.1, AM489716.1. Sekwencja 2D była komplementarna w 99% z sekwencjami: EU752089.1, EU752088.1, EU877740.1, EU877739.1, EU877738.1, EU877737.1, EU877736.1, EU877735.1, KC015378.1, GU324197.1. Sekwencje 3D, 5D, 7D były komplementarne w 100% z sekwencjami zdeponowanymi w bazie danych NCBI pod numerami: EU877741.1 oraz EU877729.1. Sekwencje 9D i 14D były 99% komplementarne z sekwencjami: EU752089.1, EU877739.1, EU877738.1, EU877736.1, EU877732.1, EU877725.1, EU877720.1. Sekwencje 11D, 13D i 15D wykazały podobieństwo w 100% do sekwencji EU877711.1 oraz EU877710.1. Sekwencja 6D wykazała podobieństwo w 99% do sekwencji EU752089.1, EU752088.1, EU877738.1, EU877735.1, EU877726.1, DQ356939.1, KC015384.1. Sekwencja 12D wykazuje komplementarność w 99% do sekwencji EU752089.1, EU877740.1, EU877738.1, EU877735.1, EU877733.1, EU877730.1, EU877725.1, EU877723.1, EU877721.1. Sekwencja 16D była komplementarna w 99% z: EU752089.1, EU877740.1, EU877735.1, EU877731.1, EU877724.1, DQ356939.1, KC015371.1, EU877729.1, KC015384.1. Sekwencja 18D była w 99% komplementarna z sekwencjami EU752089.1, EU877740.1, EU877735.1, EU877731.1, EU877726.1, EU877723.1, KC015371.1. Sekwencja 19 D była w 99% komplementarna z sekwencjami: EU752089.1, EU752088.1, EU877740.1, KC015378.1, KC015371.1, GU324197.1. Natomiast sekwencja 29D wykazała komplementarność na poziomie 99% w stosunku do sekwencji: EU752089.1, EU752088.1, KC015378.1, KC015371.1, GU324197.1, KC015384.1, KC015380.1.



Kolejne analizy porównawcze oraz wizualizacja sekwencji na drzewie opartym na ich wzajemnym podobieństwie wykazały niewielkie zróżnicowanie genetyczne badanych danych (ryc. 18).



Ryc. 18. Drzewo podobieństwa analizowanych sekwencji COI wykonane metodą Neighbour-Joining przy użyciu programu Geneious v.8

Wyniki badań genetycznych wskazują jednoznacznie, że badany materiał należy do gatunku dorsza atlantyckiego. Ponadto zróżnicowanie genetyczne w obrębie badanych sekwencji jest zbyt małe, aby różnicować badane osobniki pod względem barwy na podstawie zastosowanego markera COI.

#### 6.4.5. Cechy merystyczne

Na podstawie przeprowadzonej analizy cech policzalnych dla poszczególnych wariantów ubarwienia dorszy ustalono następujące formuły cech merystycznych:

- a) dorsze brązowe:  $D_1$  14–15,  $D_2$  18–19,  $D_3$  17–19,  $A_1$  18–20,  $A_2$  17–18,  $P$  18–19,  $V$  6,  $C$  38–40,  $r.br.$  6–7,  $vt$  49–53,  $vt_1$  19–21,  $vt_0$  31–35,  $sp.br.$ <sub>11</sub> 15–21,  $sp.br.$ <sub>111</sub> 15–17,  $sp.br.$ <sub>21</sub> 15–19,  $sp.br.$ <sub>211</sub> 13–18;
- b) dorsze czerwone:  $D_1$  13–16,  $D_2$  17–20,  $D_3$  16–23,  $A_1$  17–21,  $A_2$  15–19,  $P$  16–20,  $V$  6,  $C$  33–40,  $r.br.$  6–7,  $vt$  49–53,  $vt_1$  19–21,  $vt_0$  31–35,  $sp.br.$ <sub>11</sub> 15–21,  $sp.br.$ <sub>111</sub> 13–17,  $sp.br.$ <sub>21</sub> 15–19,  $sp.br.$ <sub>211</sub> 13–18;

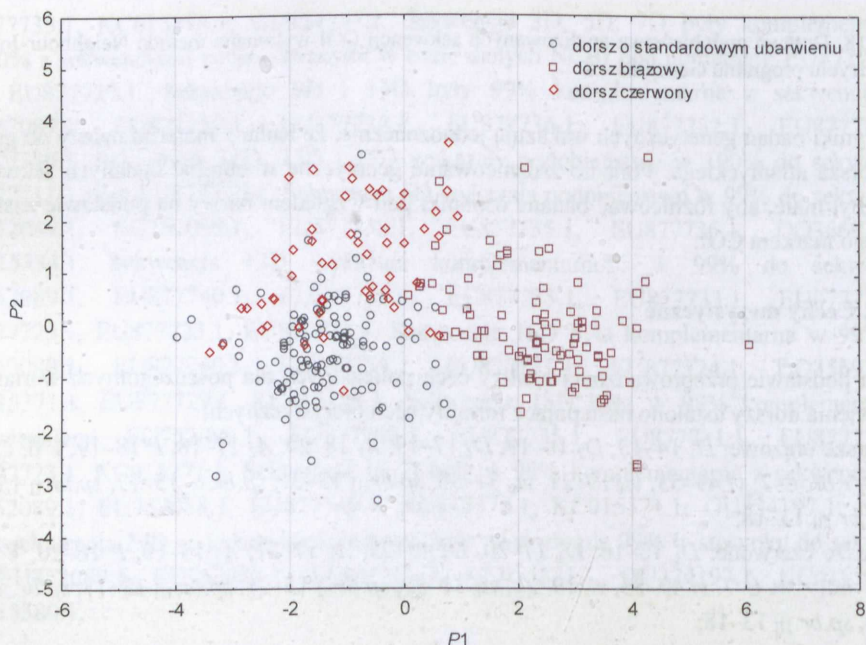
c) dorsze o standardowym ubarwieniu:  $D_1$  13–16,  $D_2$  17–21,  $D_3$  14–20,  $A_1$  17–19,  $A_2$  14–18,  $P$  17–28,  $V$  6,  $C$  38–40,  $r.br.$  6–7,  $vt$  48–53,  $vt_1$  17–21,  $vt_0$  31–35,  $sp.br.$ <sub>11</sub> 15–21,  $sp.br.$ <sub>111</sub> 13–19,  $sp.br.$ <sub>21</sub> 14–19,  $sp.br.$ <sub>211</sub> 13–19.

#### 6.4.6. Analiza dyskryminacyjna

W analizie wzięto pod uwagę 33 cechy, w modelu zostało 28 zmiennych. Spośród cech pozostałych w modelu zmiennymi, które najbardziej przyczyniły się do dyskryminacji trzech grup, były: największa wysokość ciała  $H$  ( $F > 56$ ,  $p = 0,0000$ ), odległość między płetwami  $A_1$ – $A_2$  ( $F > 33$ ,  $p = 0,0000$ ) długość nasady płetwy brzusznej  $IV$  ( $F > 17$ ,  $p = 0,0000$ ), długość szczęki górnej  $l_{mx}$  ( $F > 16$ ,  $p = 0,0000$ ) i szczęki dolnej  $l_{md}$  ( $F > 12$ ,  $p = 0,0000$ ) oraz długość głowy  $HL$  ( $F > 12$ ,  $p = 0,0000$ ) – tab. 19.

Macierz kwadratów odległości Mahalanobiosa wskazuje na wysoki procent poprawności klasyfikacji dorszy o ubarwieniu standardowym i brązowym. Najmniejszą poprawnością klasyfikacji charakteryzowały się dorsze czerwone (57,14% poprawności), spośród których 23 ryby zaklasyfikowano do grupy dorszy o standardowym ubarwieniu, a jednego osobnika – do ryb brązowych. Większość jednak (32 osobniki) zaklasyfikowano do grupy dorszy czerwonych (tab. 20).

Taki obraz klasyfikacji potwierdza analiza rozrzutu wartości kanonicznych. Pierwsza funkcja kanoniczna ( $P_1$ ) najlepiej rozróżnia grupy dorszy o czerwonym i standardowym ubarwieniu od grupy o zabarwieniu brązowym (ryc. 19).



Ryc. 19. Wykres rozrzutu wartości funkcji dyskryminacyjnych ( $P_1$  i  $P_2$ ) trzech wariantów kolorystycznych dorszy



Zmienne, którym przypisano największe wartości standaryzowanych współczynników, najbardziej przyczyniły się do poprawnego zaszeregowania badanej próby do jednej z badanych grup. W przypadku pierwszej funkcji największy wkład w wyodrębnienie próby dorszy brązowych z dwóch pozostałych wariantów kolorystycznych miały cechy: największa wysokość ciała  $H$ , długość przedodbytowa  $pA_1$ , długość szczęki górnej  $l_{mx}$  oraz długość głowy  $HL$ . Pierwsza funkcja dyskryminacyjna wskazała, że im większa jest wysokość ciała, krótsza długość przedodbytowa, dłuższa szczeka górna oraz mniejsza długość głowy, tym większe jest prawdopodobieństwo, że jest to dorsz o brązowym ubarwieniu. Druga funkcja kanoniczna najlepiej wyróżniała dorsze czerwone z dwóch pozostałych grup kolorystycznych. Największy wpływ na zróżnicowanie cech miały: odległość między płetwami  $D_2-D_3$ , najmniejsza wysokość ciała  $h$  oraz odległość między płetwami  $A_1-A_2$  (tab. 21).

...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...

...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...  
...the ... of ...





## 7. Dyskusja

Różnice w ubarwieniu dorsza atlantyckiego (*Gadus morhua*) w obrębie populacji i pomiędzy nimi mogą wskazywać na związek między istnieniem odmiennego unikatowego ubarwienia tych ryb, ich miejscem przebywania i tym samym tworzenia lokalnych populacji (Gosse 2002). Morfologiczna zmiana koloru skóry ryb jest często opisywana w jednym kontekście – ich adaptacji do środowiska zewnętrznego. Coraz bardziej oczywiste jest to, że jest to zjawisko bardziej złożone, wywołane przez różne czynniki. Zmiana ubarwienia ryb definiowana jest jako zmiana fenotypu podczas danego etapu życia w odpowiedzi na interakcje środowiskowe lub podczas przejścia między dwoma stadiami rozwojowymi, lub jest dziedziczeniem cech charakterystycznych dla ryb zasiedlających ekosystem. Ubarwienie ryb oraz jego zmiana jest cechą od dawna interesującą biologów. Interakcje społeczne ryb są silnie uzależnione od bodźców zewnętrznych, zachowania oraz od koloru skóry, którego zmiana stanowi rodzaj mimikry czy kamuflażu, umożliwiając uniknięcie drapieżnika, schwywanie zdobyczy bądź wysyłanie sygnałów godowych (Cheney i in. 2008; Mills i Petterson 2009).

W badaniach nad ekologią ryb wciąż nie jest jasne to, w jaki sposób czynniki te wpływają na zmianę koloru skóry ryb. Nieścisłości związane z cechami gatunkowymi, często będące efektem specjacji sympatrycznej, w tym także kolor ryb, nierzadko będący cechą zmienną, utrudnia identyfikację gatunków (Albert i in. 2007). Specjacja sympatryczna to rodzaj procesu, w którym populacje nie są rozdzielone geograficznie – zamieszkują ten sam obszar występowania. Różnice powstają na skutek mutacji, np. zwiększania liczby chromosomów, co utrudnia utrzymanie populacji. Przez jakiś czas krzyżowanie z istniejącą już populacją jest możliwe, jednak z czasem staje się coraz trudniejsze, prowadząc do powstania nowego gatunku (Leclercq 2009).

Kryteria, na podstawie których wyróżnia się gatunki, to przede wszystkim bariery rozrodcze zaznaczające się między populacjami należącymi do różnych podgatunków. Granice gatunku i podgatunku wyznaczają hybrydy wyróżniające się niższą płodnością (Więcaszek 2010). Mayr (1974) definiuje gatunek biologiczny jako grupę krzyżujących się naturalnie populacji, izolujących się pod względem rozrodu od innych podobnych grup. Specjacja najczęściej zachodzi w populacjach allopatrycznych, a hybrydujące się taksony to stan przedgatunkowy lub gatunkowy w ramach kontynuacji procesu genetycznego i ewolucyjnej niezależności.

Podgatunek jest jednostką systematyczną niższą od gatunku, obejmującą populacje morfologicznie odmienne od pozostałych gatunków i ograniczone do określonego obszaru w obrębie terytorium zasiedlanego przez cały gatunek. Różnice między podgatunkami często mają charakter fenotypowy, a gdy mają podłoże genetyczne, stanowią podstawę specjacji. Biologicznie populacje o statusie podgatunków muszą zawierać genotyp różniący się od pozostałych populacji tego gatunku w stopniu co najmniej takim samym jak fenotyp. Pojęcie biologiczne opiera się na kryteriach morfologicznych, biogeograficznych i genetycznych (Matile



i in. 1993). Wiley (2002) stwierdza, że podgatunek ewolucyjny to po prostu populacja odbiegająca od pozostałych populacji gatunku ewolucyjnego.

W populacji dorsza atlantyckiego wyróżnia się podgatunki i rasy różniące się między sobą rozmiarami, ubarwieniem, rozmieszczeniem geograficznym, trasami i odległościami wędrówek. *Gadus morhua morhua* – podgatunek nominatywny z północnej części Oceanu Atlantyckiego oraz zachodniej części Oceanu Lodowatego występuje w Morzu Północnym, w okolicach Islandii, Grenlandii, Nowej Fundlandii i zachodniej części Morza Bałtyckiego. *Gadus morhua calarias* – dorsz bałtycki, występuje w rejonie od Cieśnin Duńskich do Zatoki Botnickiej. Dorsze bałtyckie odznaczają się mniejszymi rozmiarami ciała i przystosowaniem do wód o mniejszym zasoleniu; są podgatunkiem niemigrującym. *Gadus morhua kildinensis* występuje nielicznie jedynie w małym jeziorze Magilnoje na wyspie Kildin w pobliżu Półwyspu Kolskiego na Morzu Barentsa. Jest podgatunkiem reliktowym przystosowanym do egzystencji w warstwach wód jeziora o niskim zasoleniu.

W literaturze przedmiotu populacje dorsza atlantyckiego nazywane są metapopulacjami (Smedbol i Wroblewski 2002). Jest to zespół lokalnych populacji lub subpopulacji bytujących na większym areale geograficznym, gdzie możliwe jest przemieszczanie się ryb z jednej subpopulacji do drugiej. Stopień izolacji między subpopulacjami może być minimalny lub prawie całkowity. Wymiana między subpopulacjami zapobiega rozwojowi osobnych autonomicznych populacji, czego rezultatem jest niewielkie zróżnicowanie genetyczne. Badanie wzajemnych zależności między subpopulacjami jest ważnym procesem poznawczym dla ochrony ryb. Ochrona jednej subpopulacji albo próba jej odnowy nie powiedzie się bez objęcia ochroną sąsiednich subpopulacji. Działania ochronne przyspieszą odnowę całej metapopulacji (Więcaszek 2010). Poznanie natalnej filopatrii metapopulacji dorsza (migracji biernej i aktywnej młodzieży oraz ryb dorosłych) w rejonie zachodniej Szkocji i Morza Północnego powinno doprowadzić do wyodrębnienia obszaru zamkniętego dla rybołówstwa, o bardzo dużym znaczeniu w rozrodzie tej metapopulacji, w celu jej odrodzenia (Wright i in. 2006).

Dorsz atlantycki zamieszkuje nie tylko znane rejony połowowe, położone w obrębie szelfu kontynentalnego północno-zachodniego Atlantyku, ale także wody przybrzeżne Labradoru po Nową Anglię. Stosunkowo niewiele wiadomo na temat życia i biologii dorsza zamieszkującego strefy przybrzeżne. Mimo wielowiekowej gospodarki rybackiej struktura populacji i ekologii dorsza atlantyckiego, bytującego wzdłuż północno-wschodnich wybrzeży Ameryki Północnej, dopiero od niedawna stała się tematem badań naukowych (Wroblewski i in. 2005).

Dorsze żyjące u wybrzeży Norwegii w rejonie Skagerrak stanowią odrębną populację, charakteryzującą się zróżnicowaniem genetycznym w odległości kilkudziesięciu kilometrów (Knutsen i in. 2003, 2004, 2011). Wiele z tych populacji różni się także cechami adaptacyjnymi, w tym ubarwieniem (Olsen i in. 2004). Badania nad różnymi wariantami ubarwienia dorsza pochodzącego z wód Nowej Fundlandii i Labradoru przeprowadziła Gosse (2002), która wyróżniła cztery warianty ubarwienia dorsza atlantyckiego: brązowy, czerwony, oliwkowy i złoty. Wśród ryb pozyskanych do badań własnych do porównań wyodrębniono trzy warianty ubarwienia dorszy: brązową, czerwoną i standardową.

Sherwood i Grabowski (2010) w swojej pracy, dotyczącej wariantów barwnych dorszy z zatoki Maine, porównują dorsze czerwone z oliwkowymi oraz z dorszami o standardowym



ubarwieniu. Tempo wzrostu długości dorszy czerwonych pochodzących z zatoki Maine, określone metodą von Bertalanffy'ego, wskazuje, iż charakteryzowały się one wolniejszym wzrostem długości niż dorsze oliwkowe oraz dorsze o standardowym ubarwieniu.

Jak wynika z badań własnych, dorsze czerwone z Morza Północnego rosły nieco szybciej niż dorsze z zatoki Maine, na co wskazuje większa wartość długości asymptotycznej. Najwolniej rosły dorsze brązowe, osiągając długość asymptotyczną 107,41 cm. Szybsze przyrosty w kolejnych latach życia osiągały dorsze czerwone; długość asymptotyczna tych ryb wyniosła 145,82 cm. Dorsze czerwone z zatoki Maine (Sherwood i Grabowski 2010) osiągały maksymalnie 101,9 cm, a współczynnik  $t_0$  wyniósł  $-1,3$ ; jest to wartość stosunkowo duża w porównaniu z wynikami własnymi –  $t_0$  dla dorsza czerwonego wynosi  $-0,27$ , dla brązowego  $-0,45$ , a dla dorsza o standardowym ubarwieniu  $-0,30$ . Parametr  $t_0$  oznacza teoretyczny początek wzrostu (przecięcie krzywej wzrostu z osią X). U większości gatunków wartość  $t_0$  jest ujemna (Szypuła i in. 2001).

Parametr  $K$ , określający kształt krzywej wzrostu (przeważnie zawarty jest w granicach od 0 do 1), w badaniach Sherwooda i Grabowskiego (2010) dla dorsza czerwonego osiągnął wartość 0,10, dla dorsza oliwkowego  $-0,07$ , a dla pozostałych dorszy  $-0,08$ . W badaniach własnych parametr  $K$  dla dorszy czerwonych wyniósł 0,07, dla brązowych  $-0,09$ , dla „zwykłych” – również 0,09. Dorsze z Morza Północnego (standardowe ubarwienie) badane przez Kienzle (2005) osiągały długość całkowitą 158,7 cm, parametr  $K = 0,14$ , natomiast  $t_0 = 0,12$ . W przedstawionej pracy dorsze o standardowym ubarwieniu osiągały niższe parametry wzrostu w modelu von Bertalanffy'ego:  $L_\infty = 126$  cm,  $K = 0,09$ , natomiast  $t_0$  było ujemne i wyniosło  $-0,30$ . Dorsze z Nowej Fundlandii, pozyskane z rejonu ujścia do Zatoki Gilbert dwóch rzek: Shinneys i Gilbert, charakteryzowały się małymi wartościami długości asymptotycznej – odpowiednio 61,6 cm ( $K = 0,17$  i  $t_0 = 0,74$ ) i 63,2 cm ( $K = 0,16$ ,  $t_0 = -2,92$ ) (Morris i Greek 2002). Przedstawione małe wartości długości całkowitej prawdopodobnie są wynikiem znacznego napływu słodkiej wody do zatoki Gilbert podczas wiosennych roztopów. Powoduje to podwyższenie temperatury wody oraz obniżenie zasolenia w miesiącach wiosennych; w czerwcu natomiast temperatura wody może przekroczyć  $15^\circ\text{C}$ . Niekorzystne dla życia dorsza warunki środowiskowe prawdopodobnie wpłynęły na spowolnienie tempa wzrostu ryb z tego rejonu. Tempo wzrostu długości ciał dorszy brązowych w przedstawionych badaniach jest porównywalne ze wzrostem dorszy o tym samym ubarwieniu z Nowej Fundlandii, opisanych przez Gosse (2002). W drugim roku życia dorsze brązowe osiągnęły długość 24,97 cm, w czwartym – 42,64 cm, a w siódmym – 52,33 cm, natomiast dorsze z zatoki Maine odpowiednio – 25 cm, 43 cm i 53 cm. W badaniach własnych tempo wzrostu długości dorszy o standardowym ubarwieniu było znacznie wolniejsze od wzrostu dorszy z Morza Północnego opisanych przez Ursina (1984); dorsze te osiągały następujące długości w kolejnych latach życia: 14,78 cm, 24,97 cm, 34,23 cm, 42,64 cm, 50,28 cm i 63,53 cm, natomiast ryby badane przez Ursina (1984): 25,4 cm, 49,9 cm, 67,8 cm, 80,2 cm, 88,3 cm i 94 cm.

Wskaźnik tempa wzrostu dorszy z Wysp Owczych uważany jest za jeden z największych na świecie (Magnussen 2007). Średnio 3-letni dorsz z Wysp Owczych osiąga długość około 73 cm i waży około 4,9 kg, podczas gdy dorsz w tym samym wieku na pobliskim płaskowyżu Faroe ma przeciętnie zaledwie 55 cm i 1,7 kg (Magnussen 2007), 45 cm długości w Islandii



(Taylor 1958), 61 cm w Morzu Północnym (Jennings i in. 1999), 37 cm na Morzu Barentsa (Taylor 1958) i zaledwie 21 cm w Nowej Funlandii (May i in. 1965).

Wskaźniki, takie jak współczynnik kondycji Fultona, Le Crena, Clark, tempo wzrostu w danym wieku ryby, często są traktowane jako miara ogólnego stanu zdrowia ryb (Bratty 1997; Carscadden i Frank 2002; Rätz i Lloret 2003; Koops i in. 2004, Mello i Rose 2005). Kondycja ryb jest miarą wytrzymałości, czyli przede wszystkim zdolności do zdobywania pokarmu i ucieczki przed drapieżnikami (Kjesbu i in. 1991; Lambert i Dutil 1997; Lloret i Rätz 2000; Dutil i in. 2003; Martinez i in. 2003), natomiast matematycznie – stosunkiem wagi do długości ciała; wynik tej relacji daje obraz ogólnego stanu ryb (Árnason i in. 2009). Zły stan odżywienia i wolne tempo wzrostu w danym wieku wiążą się bezpośrednio ze zmniejszonym sukcesem związanym z reprodukcją (Kjesbu i in. 1992; Lambert i Dutil 1997a; Marshall i Frank 1999) oraz ze zwiększoną naturalną śmiertelnością (Love 1970). Wiedza na temat stanu kondycji ryb oraz ich średnich wielkości w populacji są zatem ważnymi czynnikami w szacowaniu rekrutacji i wzrostu stad ryb, a w konsekwencji również strategii zarządzania zasobami (Lambert and Dutil 1997a; Rätz i Lloret 2003).

Rätz i Lloret (2003) wykryli pozytywną korelację między temperaturą wody a kondycją dorszy z wód Grenlandii. Kondycja ryb z tego rejonu była niższa od badanych do tej pory populacji, a średnia wartość współczynnika Fultona wyniosła 0,89. Rätz i Lloret (2003) wykonali analizę porównawczą kondycji ryb (wskaźnik Fultona) dziesięciu stad dorsza atlantyckiego w północnym Atlantyku w odniesieniu do temperatury ich siedliska, tempa wzrostu i możliwości reprodukcyjnych. Wykazano, że zasoby dorsza w północnym Atlantyku cechuje różny stan odżywienia, co częściowo wynika z różnych reżimów temperaturowych ich siedlisk. Stwierdzono, że kondycja ryb żyjących w zimniejszych wodach Grenlandii, Labradoru i Grand Banku jest gorsza od kondycji dorszy zamieszkujących cieplejsze wody Morza Północnego ( $K = 1,008$ ) i Morza Irlandzkiego ( $K = 1,128$ ). W badaniach własnych teoria ta potwierdziła się; współczynnik kondycji Fultona osiągnął większe wartości dla ryb we wszystkich trzech wariantach ubarwienia. Największą średnią wartość współczynnika kondycji (1,38) zanotowano dla dorszy brązowych.

Jak podaje Froese (2006), wartość współczynnika  $n = 3$  dla zależności długość–masa ( $W = L \cdot W^n$ ) wskazuje na izometryczny wzrost ryb, co oznacza, że stosunek wzrostu długości do masy ryby jest proporcjonalny. Jeżeli masa ryby nie zmienia się proporcjonalnie do długości ciała, mamy wówczas do czynienia ze wzrostem allometrycznym. Jeżeli  $n > 3$ , masa ryb wzrasta szybciej od długości ciała (allometia dodatnia), jeżeli natomiast  $n < 3$ , szybciej rośnie długość ryby (nieproporcjonalnie do masy ciała; allometria ujemna). Ryby, dla których  $n < 3$ , są bardziej smukłe.

W celu wyeliminowania błędu, który może powstać przy założeniu, iż wzrost jest zawsze izometryczny ( $n = 3$ ), Le Cren (1951) zamienił wartość trzy na wartość  $n$  otrzymaną z zależności  $L - W$ . Jeżeli wartość  $K_L$  przyjmie wartość  $\geq 1$ , będzie to oznaczało dobrą kondycję ryb, a jeżeli  $K_L \leq 1$ , to wskazuje na gorszy stan odżywienia ryb. Analizując wartości współczynników kondycji w niniejszej pracy, stwierdzono, że ryby były w stanie ogólnie dobrym. Stosunek długości ciała do masy ryb wskazuje, iż opisywane dorsze charakteryzowały się wzrostem allometrycznym ujemnym, co potwierdza teorię Froese (2006), która twierdzi że ryby



charakteryzujące się takim wzrostem mają ciało bardziej wydłużone. Takimi cechami charakteryzowały się dorsze brązowe i czerwone badane z niniejszych badań, na co wskazują wartości współczynników zmienności dla cech mierzalnych ciała. Potwierdza to także analiza dyskryminacyjna, odróżniająca dorsze brązowe i częściowo czerwone od dorszy o standardowym ubarwieniu ciała.

W większości przypadków wzrost długości ryb jest największy we wczesnych etapach ich życia. Wzrost allometryczny najczęściej jest obserwowany u ryb w pierwszych latach życia (Le Cren 1951; Froese 2006). Dann (1978), analizując dane dotyczące wzrostu masy dorszy z Morza Północnego, ustalił że ryby o długości do 22 cm charakteryzowały się wzrostem allometrycznym, natomiast powyżej tej długości – wzrostem izometrycznym. W niniejszych badaniach wzrost badanych dorszy we wszystkich klasach długości wskazywał na allometrię ujemną. Masa treści pokarmowej nie wpływa na zmienność kondycji dorsza, co wynika z analizy wartości współczynników Clark (Froese 2006). Biorąc pod uwagę wszystkie trzy analizowane w niniejszej pracy współczynniki odżywienia ryb, stwierdzono, że wraz ze wzrostem długości ryb kondycja dorszy ulegała niewielkiemu spadkowi.

Na charakter wzrostu ryb (izometryczny lub allometryczny) wpływa różnica w dostępności pokarmu (Björnsson 1999; Lloret i Rätz 2000; Björnsson i Steinarsson 2002; Rätz i Lloret 2003). Czynnikiem determinującym kondycję dorsza atlantyckiego, oprócz dostępności pokarmu, jest temperatura wody (Krohn i in. 1997; Björnsson i in. 2001, 2007). Wpływ temperatury na kondycję ryb badali Árnason i in. (2009). W swoim eksperymencie wykazali, że temperatura nie ma dużego wpływu na kondycję ryb, jeśli ryby są najedzone. W zależności od zmiany temperatury w warunkach eksperymentalnych kondycja ryb ulegała niewielkim zmianom, w związku z czym ww. autorzy uznali, że najważniejszym czynnikiem mającym wpływ na stan ryb jest dostępność i jakość pokarmu.

Pokarm dorsza atlantyckiego *G. morhua* jest bardzo urozmaicony. Obejmuje on przede wszystkim ryby (*S. sprattus*, *C. harengus*, *M. merlangus*, *M. villosus*) i bezkręgowce (Amphipoda, Polychaeta, Echinodermata). Wybór pożywienia związany jest przede wszystkim z wielkością osobników oraz z okresem i miejscem żerowania. Wraz ze wzrostem długości ich ciała maleje udział bezkręgowców w diecie dorsza, natomiast wzrasta udział ryb (Pálsson i Magnusson 1993). Dorsz jest drapieżnikiem wykorzystującym zarówno zdobycz bentosową, jak i pelagiczną, jednak dorosły żywi się głównie rybami (Kanapathippillai i in. 1994; Svåsand i in. 2000; Pethon 2005). Dieta różni się zarówno w zależności od wieku, jak i miejsca występowania stad dorsza. Na północy Norwegii żywi się on głównie śledziem (*C. harengus*) i gromadnikiem (*M. villosus*). W pokarmie małych ryb (długości 5–15 cm) bezkręgowce stanowią 90%, a w diecie dużych ryb (> 50 cm) – 20% masy pokarmu (Załachowski i in. 1976).

Analizując zawartość przewodów pokarmowych dorszy czerwonych, stwierdzono występowanie szprota (*S. sprattus*), śledzia (*C. harengus*) oraz gromadnika (*M. villosus*) we wszystkich klasach długości. Ponadto w różnych ilościach, w zależności od długości ciała ryb, występowały zimnica (*L. limanda*) oraz dobijak (*Ammodytes sp.*). Duży udział zarówno pod względem liczby, jak i wagi miał krab *H. araneus* oraz węzowidła: *A. chiajei* i *A. filiformis*. W próbie dorszy o czerwonym ubarwieniu ciała najistotniejszymi składnikami pokarmowymi były: *P. borealis*, *S. sprattus*, *C. harengus* oraz Ophiuroidea. Wraz ze wzrostem



długości ryb wzrastał udział wagowy *C. harengus*, malał natomiast udział *P. borealis*. W żołądkach dorszy czerwonych, opisanych przez Sherwooda i Grabowskiego (2010), we wszystkich klasach długości występowały kraby (różne gatunki), a ich największy udział odnotowano u ryb o długości 35–55 cm.

W niniejszych badaniach we wszystkich żołądkach ryb do 45,0 cm długości występowała krewetka *P. borealis*. Również w ostatniej klasie długości, wyznaczonej dla tej grupy ryb, *P. borealis* występowała w żołądkach wszystkich osobników. Drugim ważnym składnikiem pokarmowym były ryby pelagiczne (śledź i szprot) oraz inne nieoznaczone ryby. Dorsze o długości 35–50 cm odżywiały się również bentosem (Polychaeta, Amphipoda, Mollusca, szkarłupniami Echinodermata i innymi małymi skorupiakami). Stopniowe przechodzenie od np. małej krewetki do większych ryb (Sherwood i in. 2007) dotyczyło dorsza o oliwkowym ubarwieniu, w mniejszym stopniu czerwonego dorsza. Wydaje się, że czerwony dorsz zjada ryby znacznie wcześniej niż się powszechnie uważa. Ponadto tylko czerwony dorsz żywił się homarami, chociaż nie stanowiły one dużej części jego pokarmu (Sherwood i Grabowski 2010). Około 50% pokarmu czerwonych dorszy norweskich stanowiły skorupiaki (Danneving 1953), które mogą być przyczyną powstania czerwonego ubarwienia skóry ryb. Podobnie za czerwony kolor skóry u dorsza z Norwegii odpowiada obecność krabów *Carcinus maenas* (obfitych w karotenoidy i astaksantyny) w diecie (Fox i Vevers, 1960). Gosse i Wroblewski (2004) wykazali w eksperymencie żywieniowym, że czerwony dorsz traci swój unikatowy kolor, gdy pozbawi się go pokarmu bogatego w karotenoidy, tj. bezkręgowce bentosowe.

Danneving (1953) opisywał dorsze u wybrzeży norweskich jako czerwone, żółte i czarne dorsze z dna morskiego. Nie wiadomo jednak, czy chodziło konkretnie o intensywny czarny kolor skóry czy o dorsze o standardowym ubarwieniu, których skóra ma kolor od szarego po ciemnoszary, wpadający w czerń. Autor ten zaobserwował również przypadki dorsza czerwonego, którego mięso nabierało różowej barwy. W diecie tych ryb przeważały skorupiaki, jednak rodzaju diety nie wskazano jako czynnika wpływającego na barwę ryb. Love (1974) opisuje zmiany ubarwienia skóry dorsza, na którą ma wpływ zajmowane środowisko w Aberdeen Bank i Faroe Bank, jednak nie podaje szczegółów dotyczących tego wpływu. Jedynie dorsze z Faroe Bank opisywane są jako jaśniejsze. Zwraca uwagę to, iż pochodzenie ryby wpływa na stopień zmiany zabarwienia skóry. Love (1974) zauważył, że zakres zmiany może być zależny od czynników zewnętrznych oraz że może genetycznie charakteryzować stado lub występować tylko w niektórych etapach życia. Wroblewski i in. (2005) zaobserwowali obecność czerwonych, czerwono-brązowych i złotych dorszy w Zatoce Gilberta. Twierdzą oni, że kolor czerwony jest następstwem diety bogatej w karotenoidy skorupiaków lub może być skutkiem adaptacji morfologicznej do warunków środowiskowych w wodach Zatoki bądź współdziałania tych dwóch czynników. Zauważyli też, że brązowe ubarwienie populacji dorszy z zatoki Gilberta dostarcza dowodów na niemigracyjny tryb życia tych ryb.

Analizując zawartość przewodów pokarmowych dorszy o standardowym ubarwieniu, można stwierdzić, że ryby stanowiły ich główny składnik. Szprot *S. sprattus* i śledź *C. harengus* występowały w żołądkach ryb we wszystkich klasach długości i stanowiły najważniejszy składnik pokarmowy pod względem wagi i liczby. W klasie długości 20,1–30,0 cm bardzo duży udział w masie pokarmu miała krewetka *P. borealis*, która była najważniejszym



składnikiem pokarmowym dla dorszy w tej grupie (40,31% IRI). W pokarmie dorszy analizowanych przez Więcaszek (2010) krewetka *P. borealis* również dominowała wśród bezkręgowców. Także Berenboim i in. (2000) przypisują duże znaczenie tej krewetki w pokarmie dorszy z Morza Barentsa.

Powszechnie wiadomo, że dorsz atlantycki jest drapieżnikiem uniwersalnym – „generalistą”, zdolnym do zmiany pokarmu i włączenia do niego ofiar łatwo dostępnych, występujących w dużych ilościach w środowisku (Gibson i Robb 1996). Jego dieta zmienia się w zależności od obfitości zdobyczy w swoim środowisku (Hoines i Bergstad 1999; Hanson i Chouinard 2002; Link i in. 2009). W południowej Zatoce Świętego Wawrzyńca drapieżnictwo dorsza zasadniczo może się zmienić z bezkręgowców na ryby, głównie na śledzia atlantyckiego (*C. harengus*). W badaniach własnych wzrost udziału wagowego śledzia (*C. harengus*) w analizowanym pokarmie dorszy we wszystkich formach ubarwienia pokrywa się z obserwacjami Hanson i Chouinard (2002), którzy podają, że zmiana ta najbardziej widoczna jest w przypadku największych osobników (60–75 cm).

W niniejszych badaniach analiza przewodów pokarmowych dowiodła, że dorszy kanibalizm nie dotyczył. Wśród 273 żołądków badanych ryb dorsza jako ofiarę znaleziono tylko raz. W innych rejonach północnego Atlantyku 0,6–2,5% dorszy żeruje na innych dorszach, które stanowią 4–6% masy pokarmu (Pálsson 1994, 2003). Powszechnie wiadomo, że kanibalizm u dorszy zależy od wielkości ryb – zarówno drapieżników, jak i ofiar (Bogstad i in. 1994; Pálsson 1994; Hanson i Chouinard 2002; Link i in. 2009). W przypadku dorsza jako ofiary niewiele ryb jest mniejszych niż 40 cm (Bogstad i in. 1994; Hanson i Chouinard 2002).

W przedstawionych badaniach głównym pokarmem dorsza są ryby (szczególnie *S. sprattus* i *C. harengus*). Różne gatunki bezkręgowców stanowią znaczną część pokarmu dorszy, jednak ich liczba maleje wraz ze wzrostem długości ryb. Podobnie w żołądkach dorszy z Morza Północnego, opisanych przez Hüseyin i in. (2016), *C. harengus* stanowił jeden z ważniejszych składników pokarmowych wśród ryb, natomiast liczba bezkręgowców, a zwłaszcza skorupiaków, malała wraz ze wzrostem długości dorsza, podczas gdy ryb, głównie śledzia *C. harengus* – wzrastała. W niniejszych badaniach w żołądkach dorszy brązowych największy udział wagowy w pokarmie stanowiły ryby, węzowidła oraz lasonogi Mysidacea. W najniższej klasie długości dominował szprot (*S. sprattus*); udział pozostałych ryb w tej klasie był znikomy, natomiast duży udział w pokarmie ryb z tej klasy stanowiły szkarłupnie Echinodermata. W kolejnej grupie dorszy (35,1–45,0 cm) maleje liczba *S. sprattus*, wzrasta natomiast udział *C. harengus* i nadal duży jest udział Echinodermata. W klasie długości 45,1–55,0 cm w żołądkach przeważają ryby, stanowiące 82,32% masy pokarmu. Udział pozostałych składników można uznać za sporadyczny, z wyjątkiem węzowideł Ophiuroidea, stanowiących prawie 4% udziału w masie pokarmu.

Poznanie struktury czasowej i przestrzennej ryb morskich oraz zrozumienie mechanizmów odpowiedzialnych za strukturę populacji mają kluczowe znaczenie w zarządzaniu rybołówstwem i ochronie gatunków (Hauser i Carvalho 2008; Reiss i in. 2009; Schindler i in. 2010; Ciannelli i in. 2013). Mechanizmy obejmują zachowania wędrownych ryb (Robichaud i Rose 2004), w szczególności powrót do miejsca rozrodu, oraz warunki fizyczne, prądy powodujące rozproszenie, zatrzymanie lub rozsiedlenie jaj i larw (Bookstein 1985; Cowen i Sponaugle



2009; Ciannelli i in. 2010; Pacariz i in. 2014; Myksvoll i in. 2014). Uważa się, że interakcje między warunkami oceanograficznymi a środowiskowymi, takimi jak batymetria, temperatura i zasolenie, z wypornością jaj i zachowaniem larwalnym, mają duże znaczenie dla przepływu genów, ponieważ ustalają granice różnicowania populacji (Selkoe i in. 2010). Ponieważ morskie gatunki ryb często wykazują ontogenetyczne i sezonowe zmiany w użytkowaniu siedlisk, cały cykl życia należy uwzględnić podczas badania procesów kształtujących strukturę populacji (Bradbury i Laurel 2007; Heath i in. 2008; Frisk i in. 2014). Müller (2002), opierając się na swoich badaniach, jako podstawę rozróżnienia przedstawicieli dwóch podgatunków przyjęła liczbę promieni w płetwie  $D_1$  i  $D_2$ . Dla liczby promieni w płetwie  $D_1 < 14$  i  $D_2 > 18$  określiła ona podgatunek jako *G. morhua morhua*, a dla  $D_1 > 14$  i  $D_2 < 18$  jako *G. morhua calarias*.

W badaniach własnych potwierdziły się te zależności dla dorszy zwykłych, brązowych i czerwonych jako hipotetycznych *G. morhua morhua*. Cechy merystyczne różnych populacji dorszy były badane przez Schmidta (1930). Autor ten za najbardziej przydatne do określenia różnicowania taksonomicznego wyróżnił dwie cechy – liczbę promieni w płetwie  $D_2$  oraz całkowitą liczbę kręgów *vt*. Schmidt (1930) wykazał, że średnie liczby badanych cech merystycznych oraz średnie wartości tych cech wzrastają z południa na północ, a ponadto w kierunku na zachód od Wysp Brytyjskich, przez Wyspy Owcze, Islandię i Grenlandię, po Nową Fundlandię. Średnie wartości omawianych cech są większe w populacjach dorszy amerykańskich niż w populacjach europejskich. Jak podaje Więcaszek (2010), w wodach europejskich średnia liczba kręgów nie przekracza 54,0, natomiast w wodach amerykańskich z reguły jest to wartość większa. W przypadku promieni w płetwie  $D_2$  średnia wartość wynosi 20, mniej niż 20 promieni stwierdza się u ryb europejskich, a więcej w populacjach dorszy amerykańskich. Lear i Wells (1984) w swojej pracy podają największą średnią liczbę kręgów dorszy z tych rejonów, wynoszącą 55,56. W badaniach własnych średnia liczba kręgów dla dorszy brązowych wyniosła 50,67, dla czerwonych – 49,75, a dla ryb o standardowym ubarwieniu – 50,19. Średnie wartości liczby kręgów w badaniach własnych były również mniejsze niż u dorszy z południowo-wschodnich wybrzeży Islandii, u których średnia liczba kręgów wynosiła 52,29 (Schmidt 1930). Średnia wartość liczby promieni  $D_2$  w niniejszych badaniach wyniosła 18,67 u dorszy czerwonych, 18,50 – u dorszy brązowych, 19,18 – u ryb o standardowym ubarwieniu; wymienione wartości były bardzo zbliżone do podanej przez Schmidta (1930) średniej liczby promieni  $D_2$  wynoszącej 19,23.

Powrót do miejsca rozrodu przez dorosłe ryby jest zjawiskiem powszechnie występującym u wielu gatunków, w tym u dorsza atlantyckiego, *G. morhua* (Robinchaud i Rose 2004; O'Leary i in. 2007; Berg i in. 2015). W obszarze Morza Północnego – Skagerrak–Kattegat występują współbytujące formy rezydentów, które prowadzą cały cykl życia w fiordach lub obszarach przybrzeżnych (Knutsen i in. 2011), oraz populacje oceaniczne (Svedäng 2003; Svedäng i in. 2007, 2010; Nielsen i in. 2009; ICES 2012a, b; Hemmer-Hansen i in. 2013). Obfitość dorosłego dorsza dramatycznie malała we wschodnich przybrzeżnych cieśninach Skagerrak i Kattegat od lat 80. XX wieku, natomiast w przypadku młodego dorsza nie odnotowano takiej tendencji (Svedäng 2003; Cardinale i Svedäng 2004). Analizy genetyczne (Knutsen i in. 2004, 2011) w połączeniu z obserwacjami oceanograficznymi (Stensseht i in.



2006) wskazują rozległe dryfowanie larw dorsza z Morza Północnego do przybrzeżnego Skagerrak, gdzie osiedlają się one i ewentualnie mieszają z młodocianymi z lokalnych wybrzeży. Nie wydaje się jednak, że napływ larw wspiera malejące zasoby ryb w przybrzeżnych cieśninach Skagerrak lub Kattegat (Svedäng 2003; Cardinale i Svedäng 2004). Przeciwnie: wysunięto hipotezę, że obecna mała liczebność dorosłego dorsza we wschodnim obszarze cieśniny Skagerrak wynika z jego migracji do obszarów tarłowych na Morzu Północnym (Pihl i Ulmestrand 2006; Svedäng i Svenson 2006; Svedäng i in. 2007).

Różnorodność zachowań przestrzennych i związana z tym rozbieżność fenotypów są powszechnie spotykane w obrębie taksonów ryb. Zachowanie i fenotyp są kształtowane przez geologię, oceanografię, klimat, dostępność pokarmową, drapieżnictwo i konkurencję (Conroy 2016). W ekosystemach bioróżnorodność może poprawić stabilność, odporność, a nawet produktywność populacji. Wśród zachowań ryb, które się różnią pomiędzy populacjami i wewnątrz nich, ważnym czynnikiem jest migracja. Migracja najczęściej związana jest z wędrówką tarłową lub pokarmową, jest integralnym czynnikiem mającym wpływ na stan populacji. Przedstawiciele tego samego gatunku, a nawet populacji mogą przyjmować bardzo różne strategie migracyjne, w tym migracje na duże odległości i w obrębie miejsca stałego przebywania. W przypadku poszczególnych gatunków strategie te są często skorelowane z metabolizmem, ze wzrostem, z płodnością i rozrodem (Chapman i in. 2011, 2012). Dorsz atlantycki przyjmuje wiele zachowań przestrzennych typowych w północnej części Atlantyku, mających wpływ na produktywność i wzrost. Podobnie jak w przypadku innych gatunków ryb, dorsze rezydentne charakteryzują się wolniejszym tempem wzrostu i mniejszą płodnością niż dorsze migrujące. Zidentyfikowane w różnych okolicach zatoki Maine populacje rezydentów charakteryzowały się czerwoną pigmentacją (Conroy 2016). Według autora jest to wyraźnie odrębny fenotyp dorsza, zamieszkujący płytkie wody przybrzeżne.

W niniejszych badaniach porównanie tempa wzrostu długości ciała trzech wariantów dorszy wykazało, że osobniki czerwone i brązowe rosły wolniej niż osobniki o standardowym ubarwieniu, co wskazuje na to, że są osobnikami rezydentnymi w tym rejonie Morza Północnego. Ryby migrujące charakteryzują się zazwyczaj szybszym tempem wzrostu prawdopodobnie ze względu na lepsze warunki żerowania w ich nowych siedliskach (Kerr i Secor 2009; Secor 2015).

Zmienność form i zachowań dorsza atlantyckiego *Gadus morhua* znane są przez rybaków i naukowców co najmniej od XIX w. Goode (1887) wyróżnia kilka terminów stosowanych lokalnie w odniesieniu do dorszy z zatoki Maine i wybrzeża Gorges Bank; opisując ryby na podstawie ich wyglądu, wyróżnia czerwone i brązowe dorsze z wód przybrzeżnych. Różnice w fenotypie dorsza i zachowaniach przestrzennych ujawniło wiele strategii migracyjnych gatunku (Robichaud i Rose 2004). Czerwony dorsz opisany jako mieszkaniec wybrzeży zatoki Maine odpowiada charakterystyce dorszy pozyskanych w innych miejscach w całym Północnym Atlantyku (Goode 1887), w tym u wybrzeży Kanady (Gosse i Wróblewski 2004) i Skandynawii (Dannevig 1953) oraz opisanych w niniejszej pracy.

Zasięg występowania dorsza o czerwonym ubarwieniu w innych obszarach północnego Atlantyku jest zaskakująco ograniczony jak dla gatunku znanego z długich migracji sezonowych (Green i Wróblewski 2000; Robichaud i Rose 2004; Kuparinen i in. 2015). Wędrówki



tych ryb są ograniczone do pobliskich wybrzeży, gdzie odbywają tarło; występujące tam prądy sprzyjają zatrzymywaniu jaj pelagicznych i larw, a warunki pokarmowe wspierają zamknięte populacje i strategie przestrzenne ich mieszkańców (Green i Wroblewski 2000; Wroblewski i in. 2005; Kuparinen i in. 2015). Rzadko spotykane unikatowe ubarwienie tych ryb, ich wolniejsze tempo wzrostu oraz skład pokarmu wyraźnie odróżniają je od dorsza migrującego (Morris i Green 2002; Kuparinen i in. 2015). Gosse i Wroblewski (2005) uważają, że osiadłe formy dorszy o unikatowym ubarwieniu skóry są odrębnymi populacjami, bytującymi w strefie przybrzeżnej przez całe swoje życie. Prawdopodobną przyczyną występowania różnych wariantów ubarwienia dorszy z Morza Północnego, opisanych w niniejszej pracy, jest izolacja tych ryb wskutek osiadłego trybu życia, w związku z czym zaczynają one formować odrębny fenotyp. Występujące w tym samym miejscu dorsze o standardowym ubarwieniu prawdopodobnie odbywały w tym czasie wędrówkę w miejsce przebywania rezydenta tych obszarów; stąd bierze się zbieżność taksonów w żołądkach badanych ryb. Wynika z tego, że dorsz o standardowym ubarwieniu nie przebywał długo w miejscu zamieszkiwanym przez osiadłe dorsze brązowe i czerwone, w związku z czym barwa jego skóry się nie zmieniła. Ponadto skład i proporcje komponentów pokarmowych w żołądkach badanych dorszy są zróżnicowane, dorsze brązowe i czerwone spożywały więcej bezkręgowców, natomiast dorsze o standardowym ubarwieniu ciała zdecydowanie preferowały ryby.

Przeprowadzone badania biologiczne i morfologiczne pozwalają stwierdzić, że barwne formy dorsza atlantyckiego z Morza Północnego różnią się kształtem ciała, szczególnie długością: przedodbytową, szczęki górnej, głowy, największą i najmniejszą wysokością ciała oraz odległościami między płetwami grzbietowymi a odbytowymi. Dorsze te charakteryzują się także wolniejszym tempem wzrostu niż dorsze o standardowym ubarwieniu. Mimo że składniki pokarmowe występujące w żołądkach badanych ryb są podobne, w zależności od wariantu ubarwienia różnią się udziałem w poszczególnych wariantach barwy i klasach długości. Skład pokarmu jest główną przyczyną występowania w Morzu Północnym dorszy o różnym ubarwieniu ciała. Badania genetyczne wykluczają jednak przynależność badanych ryb do innego gatunku niż *Gadus morhua*.

Nelson (1999) wyróżnia ekofenotypy, które mogą powstać w różnych warunkach środowiskowych, jednak nie powinny być one nazywane podgatunkiem, gdyż podgatunek można wyróżnić tylko w przypadku nielicznych gatunków. Duża izolacja morskich populacji dorszy świadczy o dużej sile ekspansji tego gatunku do zasiedlania nawet niekorzystnych siedlisk. Według Więcaszek (2010) takie właściwości pozwalają zaliczyć dorsza atlantyckiego do gatunku przodka, z którego mogą się formować gatunki potomne, gotowe do opanowania nowego środowiska życia, z możliwościami przystosowania się i wykształcenia odpowiednich ekofenotypów w randze gatunku.



## 8. Wnioski

Przeprowadzone badania wykazały, że analizowane dorsze różniły się między sobą nie tylko barwą skóry, ale także innymi cechami. Badania wykonane dla osobników o różnych wariantach ubarwienia, a następnie analiza porównawcza otrzymanych wyników pozwoliły na sformułowanie następujących wniosków:

1. Między poszczególnymi próbami zaobserwowano różnice, potwierdzone przez wyniki analizy dyskryminacyjnej w zakresie cech mierzalnych. Cechy, które najbardziej przyczyniły się do dyskryminacji badanych grup ryb, to: długość przedodbytowa, długość szczęki górnej, długość głowy, największa i najmniejsza wysokość ciała oraz odległość między płetwami grzbietowymi ( $D_2-D_3$ ) a odbytowymi ( $A_1-A_2$ ). Najbardziej stabilną cechą mierzalną, wyrażoną w stosunku do długości ciała  $SL$  we wszystkich próbach, była długość całkowita  $TL$ .
2. Zależność  $L-W$ , w której wartość  $n$  wynosi 2,6397, wskazuje na wzrost allometryczny ujemny badanych dorszy we wszystkich wariantach ubarwienia ciała.
3. Obliczone za pomocą matematycznego modelu wzrostu von Bertalanffy'ego tempo wzrostu długości ryb wskazuje, że najwolniej rosły dorsze czerwone i brązowe, natomiast dorsze o standardowym ubarwieniu skóry charakteryzowały się bardzo szybkim wzrostem długości. Wyniki te wskazują na to, iż dorsze czerwone i brązowe są formami rezydentnymi zamieszkiwanego obszaru Morza Północnego.
4. W pokarmie dorszy brązowych i czerwonych częściej występowały bezkręgowce zarówno w pierwszych, jak i kolejnych latach życia. W pokarmie dorszy o standardowym ubarwieniu dominującym składnikiem pokarmowym były ryby, przy czym ich udział w pokarmie wzrastał wraz ze wzrostem długości ich ciała. Mimo podobieństwa składników pokarmowych w badanych próbach ryb, w zależności od wariantu ubarwienia i klasy długości ryb, udział poszczególnych składników był zróżnicowany.
5. Wykonana na podstawie sekwencji COI analiza bioinformatyczna potwierdza jednoznacznie, że materiał badawczy należy do gatunku *Gadus morhua*. Różnice pomiędzy poszczególnymi osobnikami są zbyt małe, aby różnicować badane osobniki pod względem barwy.





Tabela 1. Nazwy badawczych ciał wierzniących i ich symbole

Nazwa badawcza	Nazwa badawczy	Symbol
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	II
Długopis biały	<i>Leucophaea argentea</i>	II
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	II
Wysokość szary	<i>Altilia cinerea</i>	II
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	III
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	III
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	IV
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	IV
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	V
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	V
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	VI
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	VI
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	VII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	VII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	VIII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	VIII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	IX
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	IX
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	X
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	X
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XI
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XI
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XIII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XIII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XIV
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XIV
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XV
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XV
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XVI
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XVI
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XVII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XVII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XVIII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XVIII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XIX
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XIX
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XX
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XX
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXI
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXI
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXIII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXIII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXIV
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXIV
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXV
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXV
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXVI
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXVI
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXVII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXVII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXVIII
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXVIII
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXIX
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXIX
Długopis piórkowaty	<i>Leucophaea pinnata</i>	XXX
Długopis szary	<i>Leucophaea cinerea</i>	XXX

Załącznik





Tabela. 1. Nazwy badanych cech mierzalnych i ich symbole

Nazwa polska	Nazwa łacińska	Symbol
Długość całkowita	<i>Longitudo totalis</i>	TL
Długość ciała	<i>Longitudo corporis</i>	SL
Długość głowy	<i>Longitudo capitis lateralis</i>	HL
Wysokość głowy	<i>Altitudo capitis</i>	Hc
Długość przedoczna	<i>Spatium praeorbitale</i>	prO
Długość zaoczna	<i>Spatium postorbitale</i>	poO
Średnica pozioma oka	<i>Diameter oculi horisontalis</i>	Ov
Długość szczęki dolnej	<i>Longitudo ossis dentale</i>	lmd
Długość szczęki górnej	<i>Longitudo ossis maxillare</i>	lmx
Długość przedodbytowa	<i>Longitudo praeanale</i>	pA <sub>1</sub>
Długość trzonu ogonowego	<i>Longitudo pedunculi caudae</i>	lpc
Najmniejsza wysokość ciała	<i>Altitudo corporis minima</i>	h
Największa wysokość ciała	<i>Altitudo corporis maxima</i>	H
Wysokość pierwszej płetwy grzbietowej D <sub>1</sub>	<i>Altitudo I pinnae dorsalis D<sub>1</sub></i>	hD <sub>1</sub>
Wysokość drugiej płetwy grzbietowej D <sub>2</sub>	<i>Altitudo II pinnae dorsalis D<sub>2</sub></i>	hD <sub>2</sub>
Wysokość trzeciej płetwy grzbietowej D <sub>3</sub>	<i>Altitudo III pinnae dorsalis D<sub>3</sub></i>	hD <sub>3</sub>
Długość podstawy pierwszej płetwy grzbietowej D <sub>1</sub>	<i>Longitudo basis pinnae dorsalis D<sub>1</sub></i>	ID <sub>1bs</sub>
Długość podstawy drugiej płetwy grzbietowej D <sub>2</sub>	<i>Longitudo basis pinnae dorsalis D<sub>2</sub></i>	ID <sub>2bs</sub>
Długość podstawy trzeciej płetwy grzbietowej D <sub>3</sub>	<i>Longitudo basis pinnae dorsalis D<sub>3</sub></i>	ID <sub>3bs</sub>
Odległość między płetwami D <sub>1</sub> -D <sub>2</sub>	<i>Distantia D<sub>1</sub>-D<sub>2</sub></i>	D <sub>1</sub> -D <sub>2</sub>
Odległość między płetwami D <sub>2</sub> -D <sub>3</sub>	<i>Distantia D<sub>2</sub>-D<sub>3</sub></i>	D <sub>2</sub> -D <sub>3</sub>
Długość płetwy piersiowej P	<i>Longitudo pinnae pectoralis P</i>	IP
Długość nasady płetwy piersiowej P	<i>Longitudo basis pinnae P</i>	IP <sub>bx</sub>
Długość płetwy brzusznej V	<i>Longitudo pinnae ventralis V</i>	IV
Wysokość pierwszej płetwy odbytowej A <sub>1</sub>	<i>Altitudo I pinnae analis A<sub>1</sub></i>	hA <sub>1</sub>
Wysokość drugiej płetwy odbytowej A <sub>2</sub>	<i>Altitudo II pinnae analis A<sub>2</sub></i>	hA <sub>2</sub>
Długość nasady pierwszej płetwy odbytowej A <sub>1</sub>	<i>Longitudo basis I pinnae analis A<sub>1</sub></i>	IA <sub>1bs</sub>
Długość nasady drugiej płetwy odbytowej A <sub>2</sub>	<i>Longitudo basis I pinnae analis A<sub>2</sub></i>	IA <sub>2bs</sub>
Odległość między płetwami A <sub>1</sub> -A <sub>2</sub>	<i>Distantia A<sub>1</sub>-A<sub>2</sub></i>	A <sub>1</sub> -A <sub>2</sub>
Odległość między płetwą odbytową a płetwą brzuszną A <sub>1</sub> -V	<i>Distantia A<sub>1</sub>-V</i>	V-A <sub>1</sub>
Odległość między płetwą piersiową a płetwą brzuszną	<i>Distantia P-V</i>	P-V
Długość przedgrzbietowa	<i>Longitudo praedorsale</i>	pD <sub>1</sub>
Długość wąsika	<i>Longitudo cirri</i>	lb

Tabela 2. Symbole i nazwy przyjęte dla badanych cech merystycznych

Cecha	Nazwa łacińska	Symbol
Liczba promieni miękkich w I płetwie grzbietowej	<i>Numerus radiorum I pinnae dorsalis</i>	$D_1$
Liczba promieni miękkich w II płetwie grzbietowej	<i>Numerus radiorum II pinnae dorsalis</i>	$D_2$
Liczba promieni miękkich w III płetwie grzbietowej	<i>Numerus radiorum III pinnae dorsalis</i>	$D_3$
Liczba promieni miękkich w I płetwie odbytowej	<i>Numerus radiorum I pinnae analis</i>	$A_1$
Liczba promieni miękkich w II płetwie odbytowej	<i>Numerus radiorum II pinnae analis</i>	$A_2$
Liczba promieni miękkich w płetwie piersiowej	<i>Numerus radiorum pinnae pectoralis</i>	$P$
Liczba promieni miękkich w płetwie brzusznej	<i>Numerus radiorum pinnae ventralis</i>	$V$
Liczba promieni miękkich w płetwie ogonowej	<i>Numerus radiorum pinnae caudalis</i>	$C$
Liczba promieni błony podskrzelowej	<i>Numerus radiorum branchialis</i>	<i>r.br.</i>
Całkowita liczba kręgów	<i>Numerus vertebrate</i>	<i>vt</i>
Liczba kręgów tułowiowych	<i>Numerus vertebrate abdominale</i>	$vt_t$
Liczba kręgów ogonowych	<i>Numerus vertebrate caudale</i>	$vt_o$
Całkowita liczba wyrostków filtracyjnych na I łuku skrzelowym w I rzędzie	<i>Numerus coniuctus spinae branchiales</i> $_{11}$	<i>sp.br.</i> $_{11}$
Całkowita liczba wyrostków filtracyjnych na I łuku skrzelowym w II rzędzie	<i>Numerus coniuctus spinae branchiales</i> $_{111}$	<i>sp.br.</i> $_{111}$
Całkowita liczba wyrostków filtracyjnych na II łuku skrzelowym w I rzędzie	<i>Numerus coniuctus spinae branchiales</i> $_{21}$	<i>sp.br.</i> $_{21}$
Całkowita liczba wyrostków filtracyjnych na II łuku skrzelowym w II rzędzie	<i>Numerus coniuctus spinae branchiales</i> $_{211}$	<i>sp.br.</i> $_{211}$

Tabela 3. Sekwencje starterów wykorzystanych w reakcji amplifikacji fragmentu genu COI

Nazwa startera	Sekwencja (5'-3')
FishF2_t1	TGTA AAAACGACG GCCAGT CCGACTAATCAT AAAAGATATCGGCAC
FishR2_t1	CAGGAAACAGCTATGACACTTCAGGGTGACCGAAGAATCAGAA

Tabela 4. Tempo wzrostu dorsza brązowego obliczone dla poszczególnych grup wieku metodą Dahl-Lea

Grupy wieku	Długości ryb w kolejnych latach życia (cm)							
	$L_1$	$L_2$	$L_3$	$L_4$	$L_5$	$L_6$	$L_7$	$n$
II	12,14	20,69	–	–	–	–	–	14
III	11,03	18,84	25,94	–	–	–	–	5
IV	12,93	21,45	30,32	36,96	–	–	–	11
V	12,47	19,82	27,05	33,04	38,02	–	–	38
VI	13,96	21,86	29,35	35,57	40,55	45,39	–	19
VII	15,04	22,95	30,78	37,96	43,19	47,96	51,78	6
Średnia	12,93	20,93	28,69	35,88	40,58	46,67	51,78	$\Sigma 93$
Przyrost	12,93	8,01	7,75	7,19	4,70	6,09	5,11	



Tabela 5. Procentowy udział wagowy (*UW*), liczbowy (*UL*), wskaźnika ważności składnika pokarmowego (*IRI*) oraz częstości występowania (*CZW*) tych składników w pokarmie dorszy brązowych

Składniki pokarmu	Klasa długości TL (cm)															
	cała próba (n = 93)				25,1–35,0 (n = 26)				35,1–45,0 (n = 26)				45,1–55,1 (n = 41)			
	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>
<i>Sprattus sprattus</i>	20,32	8,64	22,47	88,73	28,42	6,57	20,82	95,24	14,98	5,30	11,24	73,33	21,09	14,73	27,54	100,00
<i>Clupea harengus</i>	18,42	5,46	6,76	32,39	1,57	0,25	0,05	4,76	23,88	5,89	22,49	100,00	30,34	9,90	16,96	72,97
<i>Merlangius merlangius</i>	16,93	2,96	5,88	33,80	7,98	0,76	0,78	14,29	14,86	2,16	3,86	30,00	21,05	6,04	11,82	56,76
<i>Limanda limanda</i>	3,02	0,99	0,39	11,27	1,43	0,25	0,05	4,76	2,89	0,79	0,28	10,00	3,61	1,93	0,81	18,92
<i>Mallotus villosus</i>	5,58	1,82	1,18	18,31	–	–	–	–	5,79	1,57	1,30	23,33	7,22	3,86	2,99	35,14
<i>Ammodytes sp.</i>	0,47	0,15	0,02	2,82	–	–	–	–	–	–	–	–	0,90	0,48	0,06	5,41
Clupeide	6,05	1,97	1,38	19,72	1,43	0,25	0,05	4,76	5,07	1,38	0,81	16,67	8,12	4,35	3,37	35,14
<b>PISCES</b>	<b>70,78</b>	<b>21,99</b>	<b>38,09</b>	–	<b>40,82</b>	<b>8,08</b>	<b>21,75</b>	–	<b>67,48</b>	<b>17,09</b>	<b>39,97</b>	–	<b>82,32</b>	<b>41,30</b>	<b>63,54</b>	–
<i>Crangon crangon</i>	0,06	2,05	0,39	21,31	0,03	0,51	0,03	9,52	0,03	0,79	0,04	6,67	0,09	5,07	1,18	29,73
<i>Liocarcinus depurator</i>	0,40	1,29	0,35	23,94	0,29	0,51	0,05	9,52	0,29	0,79	0,11	13,33	0,50	2,66	0,72	29,73
<i>Hyas araneus</i>	1,51	2,96	1,87	47,89	2,14	2,27	1,18	42,86	1,45	2,36	0,96	33,33	1,35	4,35	2,01	45,95
<i>Pandalus borealis</i>	3,10	3,03	2,79	52,11	6,18	3,28	3,66	61,90	2,41	1,96	1,10	33,33	2,56	4,11	1,94	37,84
<i>Cancer pagurus</i>	1,32	1,29	0,55	23,94	–	–	–	–	0,72	0,59	0,07	6,67	2,10	3,38	1,60	37,84
Crustacea nieoznaczone	4,42	4,32	4,95	64,79	3,33	1,77	0,91	28,57	3,14	2,55	1,58	36,67	5,56	8,94	8,74	78,38
<b>CRUSTACEA</b>	<b>10,80</b>	<b>14,94</b>	<b>10,90</b>	–	<b>11,95</b>	<b>8,33</b>	<b>5,83</b>	–	<b>8,04</b>	<b>9,04</b>	<b>3,85</b>	–	<b>12,16</b>	<b>28,50</b>	<b>16,18</b>	–
Ophiuroidea nieoznaczone	3,72	7,28	8,40	87,32	3,56	3,79	1,97	42,86	3,38	5,50	5,14	76,67	3,98	12,80	10,46	81,08
<i>Amphiura chiajei</i>	7,05	7,66	7,97	61,97	22,24	13,13	19,99	90,48	10,42	9,43	12,00	80,00	0,14	0,24	0,01	2,70
<i>Amphiura filiformis</i>	5,08	6,22	6,68	67,61	15,21	10,10	15,81	100,00	6,95	7,07	7,41	70,00	0,72	1,45	0,27	16,22
Mysidacea	0,97	13,50	12,64	100,00	1,63	12,37	7,92	90,48	1,08	12,57	8,25	80,00	0,68	15,70	9,53	75,88
Polychaeta	0,47	9,17	5,34	63,38	1,26	13,38	7,84	85,71	0,82	13,36	8,57	80,00	–	–	–	–
Amphipoda	0,03	8,49	3,99	53,52	0,10	13,64	7,36	85,71	0,06	11,39	5,77	66,67	–	–	–	–
Invertebrata niezaczone	1,10	10,77	5,99	57,75	3,23	17,17	11,53	90,48	1,79	14,54	9,04	73,33	–	–	–	–
<b>INVERTEBRATA</b>	<b>18,42</b>	<b>63,08</b>	<b>51,01</b>	–	<b>47,23</b>	<b>83,59</b>	<b>72,42</b>	–	<b>24,49</b>	<b>73,87</b>	<b>56,18</b>	–	<b>5,52</b>	<b>30,19</b>	<b>20,17</b>	–

Pogrubioną czcionką wyróżniono łączną liczbę poszczególnych grup taksonów.

Tabela 6. Cechy mierzalne dorszy brązowych w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości ciała *SL* (%), w klasach długości całkowitej *TL*

Cecha	Klasa długości (cm)											
	25,1–35,0				35,1–45,0				45,1–55,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)
<i>TL</i>	113,42–119,92	116,90 ± 0,52	2,67	2,28	109,39–120,37	113,70 ± 0,71	3,57	3,14	105,94–123,13	109,83 ± 0,35	2,26	2,06
<i>HL</i>	28,09–39,29	33,15 ± 0,64	3,24	9,78	27,30–33,92	30,85 ± 0,34	1,70	5,52	25,58–34,44	30,58 ± 0,35	2,27	7,43
<i>Hc</i>	17,39–25,97	20,46 ± 0,45	2,28	11,17	15,46–19,94	18,22 ± 0,22	1,09	5,99	14,79–18,22	16,55 ± 0,12	0,75	4,52
<i>prO</i>	3,19–7,50	5,74 ± 0,23	1,16	20,16	4,24–5,86	5,37 ± 0,08	0,39	7,29	4,46–5,63	4,95 ± 0,05	0,30	6,07
<i>poO</i>	9,29–13,21	11,67 ± 0,22	1,11	9,52	10,14–12,72	11,02 ± 0,09	0,47	4,30	10,23–12,35	11,09 ± 0,10	0,62	5,62
<i>Ov</i>	10,82–18,57	15,44 ± 0,42	2,13	13,82	12,16–16,67	14,57 ± 0,29	1,45	9,82	11,40–15,91	14,33 ± 0,19	1,24	8,66
<i>lmd</i>	7,36–14,29	10,26 ± 0,35	1,77	17,23	7,69–12,42	10,99 ± 0,24	1,21	10,99	7,51–11,68	10,10 ± 0,17	1,08	10,69
<i>lmx</i>	11,55–17,75	13,58 ± 0,31	1,57	11,53	11,30–13,97	12,83 ± 0,16	0,78	6,05	11,16–14,95	12,66 ± 0,13	0,86	6,81
<i>pA<sub>1</sub></i>	48,53–72,73	57,26 ± 1,16	5,89	10,29	45,89–58,90	49,98 ± 0,59	2,96	5,93	40,28–53,28	45,54 ± 0,56	3,60	7,90
<i>lpc</i>	9,16–14,72	11,98 ± 0,34	1,73	14,40	10,74–13,64	12,57 ± 0,14	0,72	5,73	9,86–13,06	11,19 ± 0,16	1,04	9,30
<i>h</i>	4,33–6,93	5,74 ± 0,16	0,81	14,20	5,21–7,58	6,20 ± 0,14	0,68	11,05	4,86–6,41	5,63 ± 0,08	0,49	8,73
<i>H</i>	10,37–14,64	12,90 ± 0,24	1,23	9,51	10,47–13,64	12,36 ± 0,21	1,04	8,41	10,00–12,65	11,55 ± 0,11	0,69	6,01
<i>hD<sub>1</sub></i>	9,96–12,86	11,06 ± 0,16	0,83	7,49	8,18–11,42	10,22 ± 0,15	0,75	7,31	9,13–10,75	9,77 ± 0,06	0,38	3,85
<i>hD<sub>2</sub></i>	9,03–12,12	10,67 ± 0,19	0,99	9,31	8,97–10,80	10,08 ± 0,11	0,54	5,34	8,27–10,51	9,70 ± 0,07	0,43	4,45
<i>hD<sub>3</sub></i>	11,95–17,14	14,26 ± 0,29	1,48	10,37	12,42–14,51	13,86 ± 0,10	0,51	3,66	12,21–15,42	13,35 ± 0,11	0,69	5,19
<i>ID<sub>1bs</sub></i>	19,06–26,41	23,08 ± 0,38	1,92	8,31	19,39–23,94	22,23 ± 0,29	1,45	6,51	19,25–24,77	20,44 ± 0,14	0,92	4,49
<i>ID<sub>2bs</sub></i>	12,75–18,93	16,62 ± 0,35	1,76	10,61	12,22–17,48	15,90 ± 0,37	1,85	11,61	11,63–16,82	14,78 ± 0,18	1,18	7,98
<i>ID<sub>3bs</sub></i>	2,16–3,57	2,75 ± 0,06	0,32	11,77	2,32–3,37	2,97 ± 0,08	0,48	12,89	2,01–2,92	2,43 ± 0,05	0,29	12,11
<i>D<sub>1</sub>–D<sub>2</sub></i>	2,50–4,29	3,37 ± 0,10	0,53	15,64	2,06–3,68	2,79 ± 0,09	0,44	15,90	2,12–3,76	2,96 ± 0,07	0,46	15,64
<i>D<sub>2</sub>–D<sub>3</sub></i>	14,64–20,35	17,02 ± 0,31	1,58	9,30	13,99–16,96	15,02 ± 0,13	0,65	4,31	13,38–17,03	15,26 ± 0,15	0,96	6,31
<i>IP</i>	2,51–5,81	4,25 ± 0,17	0,87	20,60	3,68–5,15	4,28 ± 0,07	0,35	8,19	3,54–4,87	4,25 ± 0,07	0,43	10,13
<i>IP<sub>bs</sub></i>	12,55–17,01	15,24 ± 0,23	1,16	7,59	13,12–17,71	14,30 ± 0,23	1,14	7,99	12,07–17,34	14,36 ± 0,30	1,95	13,60
<i>IV</i>	1,79–5,00	2,76 ± 0,13	0,68	24,75	2,10–3,03	2,44 ± 0,05	0,23	9,33	1,88–3,62	2,75 ± 0,08	0,53	19,39
<i>IV<sub>bs</sub></i>	10,36–14,72	11,91 ± 0,21	1,09	9,18	8,85–11,29	9,97 ± 0,17	0,85	8,57	9,05–12,85	9,94 ± 0,09	0,60	6,13
<i>hA<sub>1</sub></i>	8,37–14,33	10,52 ± 0,26	1,33	12,60	7,98–11,22	9,43 ± 0,15	0,76	8,08	9,07–12,15	10,25 ± 0,09	0,59	5,76
<i>hA<sub>2</sub></i>	17,53–26,84	21,19 ± 0,43	2,22	10,46	18,84–23,03	20,90 ± 0,26	1,32	6,34	16,10–21,65	18,57 ± 0,31	2,00	10,77
<i>IA<sub>1bs</sub></i>	11,37–18,61	15,57 ± 0,34	1,74	11,19	13,15–15,65	14,57 ± 0,16	0,82	5,60	12,33–15,19	13,95 ± 0,11	0,74	5,30
<i>IA<sub>2bs</sub></i>	2,39–6,37	4,20 ± 0,19	0,96	22,89	3,19–4,91	3,74 ± 0,10	0,49	13,01	3,41–5,63	4,38 ± 0,13	0,85	19,50
<i>A<sub>1</sub>–A<sub>2</sub></i>	9,16–15,15	11,97 ± 0,25	1,25	10,44	8,93–12,73	10,69 ± 0,27	1,34	12,01	8,27–11,45	9,81 ± 0,11	0,70	7,31
<i>V–A<sub>1</sub></i>	21,51–37,86	28,36 ± 0,70	3,57	12,59	23,62–32,42	25,75 ± 0,38	1,89	7,33	24,42–35,21	30,23 ± 0,33	2,11	6,98
<i>P–V</i>	31,87–45,54	37,16 ± 0,69	3,54	9,54	30,17–37,42	33,94 ± 0,38	1,92	5,67	29,77–39,91	34,71 ± 0,27	1,73	4,98
<i>pD<sub>1</sub></i>	3,90–7,14	5,62 ± 0,96	0,96	17,00	4,60–6,36	5,63 ± 0,08	0,42	7,55	4,18–5,76	4,85 ± 0,07	0,43	8,79
<i>lb</i>	20,07–29,88	25,28 ± 0,45	2,29	9,05	20,95–26,38	24,05 ± 0,31	1,57	6,51	20,00–23,64	20,95 ± 0,13	0,87	4,17



Tabela 7. Cechy mierzalne dorszy brązowych w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości głowy *HL* (%), w klasach długości całkowitej *TL*

Cecha	Klasa długości (cm)											
	25,1–35,0				35,1–45,0				45,1–55,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)
<i>Hc</i>	49,04–79,45	62,14 ± 1,55	7,91	12,73	45,59–62,73	59,16 ± 0,74	3,70	6,26	45,65–62,73	54,37 ± 0,65	4,19	7,71
<i>Ov</i>	9,07–22,37	17,42 ± 0,69	3,53	20,24	13,21–19,82	17,45 ± 1,46	1,46	8,35	13,48–19,49	16,30 ± 0,29	1,89	11,59
<i>prO</i>	31,33–42,11	35,33 ± 0,62	3,17	8,97	33,33–40,00	35,82 ± 0,41	2,05	5,71	32,61–40,00	36,33 ± 0,22	1,46	4,01
<i>poO</i>	33,33–53,95	46,57 ± 0,92	4,70	10,09	43,52–52,38	47,73 ± 0,54	2,72	5,71	41,53–51,52	46,87 ± 0,32	2,08	4,44
<i>lmd</i>	23,61–42,67	30,95 ± 0,84	4,31	13,92	28,18–39,05	35,56 ± 0,54	2,69	7,58	28,78–40,91	33,04 ± 0,41	2,64	8,00
<i>lmx</i>	36,71–46,67	40,99 ± 0,56	2,85	6,94	37,14–46,30	41,65 ± 0,51	2,57	6,18	37,93–48,48	41,47 ± 0,26	1,69	4,09
<i>lb</i>	12,00–22,73	16,95 ± 0,47	2,39	14,13	14,42–20,00	18,28 ± 0,27	1,33	7,28	13,85–19,09	15,92 ± 0,22	1,43	8,96

Tabela 8. Charakterystyka cech merystycznych dorszy brązowych

Cecha	Zakres	Średnia $\pm$ średni błąd średniej $M \pm m$	Odchylenie standardowe $SD$	Współczynnik zmienności $CV$ (%)
$D_1$	14–15	14,75 $\pm$ 0,05	0,47	3,23
$D_2$	18–19	18,67 $\pm$ 0,05	0,47	2,54
$D_3$	17–19	18,00 $\pm$ 0,09	0,82	4,56
$A_1$	18–20	19,00 $\pm$ 0,09	0,82	4,32
$A_2$	17–18	17,67 $\pm$ 0,05	0,47	2,68
$P$	18–19	18,33 $\pm$ 0,05	0,47	2,59
$V$	6	6,00 $\pm$ 0,00	0,00	0,00
$C$	38–40	38,67 $\pm$ 0,10	0,95	2,45
<i>r.br.</i>	6–7	6,33 $\pm$ 0,05	0,47	7,48
$vt$	49–53	50,87 $\pm$ 0,17	1,60	3,15
$vt_1$	19–21	18,96 $\pm$ 0,19	1,85	9,81
$vt_0$	31–35	32,56 $\pm$ 0,14	1,32	4,06
<i>sp.br.</i> <sub>11</sub>	15–21	18,09 $\pm$ 0,23	2,20	12,14
<i>sp.br.</i> <sub>111</sub>	13–17	14,85 $\pm$ 0,14	1,37	9,26
<i>sp.br.</i> <sub>21</sub>	15–19	17,77 $\pm$ 0,13	1,29	7,29
<i>sp.br.</i> <sub>211</sub>	13–18	15,15 $\pm$ 0,16	1,56	10,30

Tabela 9. Tempo wzrostu dorsza czerwonego obliczone dla poszczególnych grup wieku metodą Dahl-Lea

Grupy wieku	Długość ciała ryb w kolejnych latach życia (cm)							
	$L_1$	$L_2$	$L_3$	$L_4$	$L_5$	$L_6$	$L_7$	$n$
II	12,20	21,26	–	–	–	–	–	2
III	12,87	21,71	27,13	–	–	–	–	27
IV	12,96	22,23	29,94	36,96	–	–	–	9
V	12,86	21,80	30,71	37,59	42,62	–	–	8
VI	15,26	25,69	34,83	42,85	48,99	54,04	–	3
VII	13,86	23,70	32,68	41,26	48,21	55,95	60,63	7
Średnia	13,33	22,79	31,06	39,59	46,61	54,99	60,63	$\Sigma 56$
Przyrost	13,33	9,46	8,27	8,53	7,02	8,36	5,64	



Tabela 10. Procentowy udział wagowy (*UW*), liczbowy (*UL*), wskaźnika ważności składnika pokarmowego (*IRI*) oraz częstości występowania (*CZW*) tych składników w pokarmie dorszy czerwonych

Składniki pokarmu	Klasa długości TL (cm)															
	cała próba (n = 93)				25,1–35,0 (n = 16)				35,1–45,0 (n = 27)				45,1–55,1 (n = 4)			
	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>
<i>Sprattus sprattus</i>	17,79	12,21	17,52	54,05	20,86	8,70	15,37	66,67	20,54	11,86	14,40	42,11	13,45	10,42	9,44	40,00
<i>Clupea harengus</i>	24,99	11,96	15,11	37,84	4,99	1,45	0,56	11,11	12,63	5,08	4,92	26,32	38,60	20,83	35,25	60,00
<i>Merlangius merlangius</i>	13,53	3,82	4,05	21,62	8,46	1,45	0,86	11,11	14,29	3,39	2,95	15,79	13,10	4,17	3,41	20,00
<i>Limanda limanda</i>	3,87	2,04	0,69	10,81	9,07	2,90	2,07	22,22	1,91	0,85	0,15	5,26	3,51	2,08	–	–
<i>Mallotus villosus</i>	4,35	2,29	0,78	10,81	4,53	1,45	0,52	11,11	3,83	1,69	0,61	10,53	–	–	–	–
<i>Ammodytes sp.</i>	2,90	1,53	0,52	10,81	–	–	–	–	1,91	0,85	0,15	5,26	3,51	2,08	1,11	20,00
Clupeide	6,28	3,31	2,52	24,32	–	–	–	–	7,65	3,39	1,84	15,79	3,51	2,08	1,11	20,00
PISCES	<b>73,71</b>	<b>37,15</b>	<b>41,19</b>	–	<b>47,91</b>	<b>15,94</b>	<b>19,38</b>	–	<b>62,77</b>	<b>27,12</b>	<b>25,03</b>	–	<b>75,67</b>	<b>41,67</b>	<b>50,31</b>	–
<i>Crangon crangon</i>	0,01	0,51	0,03	5,41	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Liocarcinus depurator</i>	0,05	0,25	0,01	2,70	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Hyas araneus</i>	2,09	6,62	5,85	62,16	0,76	1,45	0,19	11,11	3,19	8,47	6,48	52,63	3,51	12,50	15,82	100,00
<i>Cancer pagurus</i>	0,81	1,27	0,30	13,51	–	–	–	–	0,64	0,85	0,08	5,26	–	–	–	–
<i>Pandalus borealis</i>	7,90	12,47	22,00	100,00	16,63	15,94	25,41	100,00	17,22	22,88	42,34	100,00	7,02	12,50	11,58	60,00
Crustacea nieoznaczone	2,26	3,56	1,36	21,62	7,56	7,25	5,13	44,44	1,28	1,69	0,33	10,53	4,68	8,33	7,72	60,00
CRUSTACEA	<b>13,11</b>	<b>24,68</b>	<b>29,55</b>	–	<b>24,94</b>	<b>24,64</b>	<b>30,74</b>	–	<b>22,33</b>	<b>33,90</b>	<b>49,23</b>	–	<b>15,20</b>	<b>33,33</b>	<b>35,12</b>	–
Ophiuroidea nieoznaczone	1,77	5,60	3,44	43,24	8,31	15,94	18,92	100,00	1,28	3,39	1,04	21,05	1,17	4,17	1,05	20,00
<i>Amphiura chiajei</i>	5,95	10,43	12,44	70,27	13,60	14,49	19,49	88,89	6,32	9,32	8,69	52,63	3,16	6,25	3,72	40,00
<i>Amphiura filiformis</i>	5,03	9,92	9,61	59,46	3,63	4,35	2,07	33,33	6,63	11,02	11,77	63,16	4,66	10,42	8,95	60,00
Mysidacea	0,19	4,33	1,71	35,14	0,53	7,25	3,37	55,56	0,36	6,78	2,38	31,58	–	–	–	–
Polychaeta	0,10	3,31	1,10	29,73	0,30	5,80	2,12	44,44	0,19	5,08	1,47	26,32	0,12	4,17	0,85	20,00
Amphipoda	0,01	2,54	0,52	18,92	0,02	4,35	1,14	33,33	0,01	1,69	0,19	10,53	–	–	–	–
Invertebrata nieoznaczone	0,13	2,04	0,44	18,92	0,76	7,25	2,77	44,44	0,13	1,69	0,20	10,53	–	–	–	–
INVERTEBRATA	<b>13,18</b>	<b>38,17</b>	<b>29,26</b>	–	<b>27,15</b>	<b>59,42</b>	<b>49,88</b>	–	<b>14,91</b>	<b>38,98</b>	<b>25,73</b>	–	<b>9,12</b>	<b>25,00</b>	<b>14,57</b>	–

Tabela 10. Procentowy udział wagowy (*UW*), liczbowy (*UL*), wskaźnika ważności składnika pokarmowego (*IRI*) oraz częstości występowania (*CZW*) tych składników w pokarmie dorszy czerwonych (cd.)

Składniki pokarmu	Klasa długości <i>TL</i> (cm)							
	55,1–65,0 ( <i>n</i> = 5)				65,1–75,0 ( <i>n</i> = 4)			
	UW	UL	IRI	CZW	UW	UL	IRI	CZW
<i>Sprattus sprattus</i>	14,42	12,00	19,26	80,00	19,09	16,87	22,62	100,00
<i>Clupea harengus</i>	41,39	24,00	23,83	40,00	23,48	14,46	23,87	100,00
<i>Merlangius merlangius</i>	7,80	2,67	1,91	20,00	19,92	7,23	8,54	50,00
<i>Limanda limanda</i>	4,18	2,67	1,25	20,00	3,56	2,41	1,88	50,00
<i>Mallotus villosus</i>	4,18	2,67	1,25	20,00	7,11	4,82	3,75	50,00
<i>Ammodytes sp.</i>	2,09	1,33	0,62	20,00	5,34	3,61	2,82	50,00
Clupeide	8,36	5,33	4,99	40,00	7,11	4,82	5,63	75,00
PISCES	<b>82,42</b>	<b>50,67</b>	<b>53,10</b>	–	<b>85,61</b>	<b>54,22</b>	<b>69,11</b>	–
<i>Crangon crangon</i>	–	–	–	–	0,03	2,41	0,77	50,00
<i>Liocarcinus depurator</i>	–	–	–	–	0,18	1,20	0,22	25,00
<i>Hyas araneus</i>	1,39	5,33	4,90	80,00	1,48	6,02	4,72	100,00
<i>Cancer pagurus</i>	0,70	1,33	0,37	20,00	1,78	3,61	2,54	75,00
<i>Pandalus borealis</i>	1,39	2,67	1,48	40,00	1,78	3,61	3,39	100,00
Crustacea nieoznaczone	2,09	4,00	3,33	60,00	–	–	–	–
CRUSTACEA	<b>5,57</b>	<b>13,33</b>	<b>10,08</b>	–	<b>5,25</b>	<b>16,87</b>	<b>11,56</b>	–
Ophiuroidea nieoznaczone	–	–	–	–	1,48	60,2	2,36	50,00
<i>Amphiura chiajei</i>	6,27	13,33	17,86	100,00	3,73	8,43	7,66	100,00
<i>Amphiura filiformis</i>	5,57	13,33	17,23	100,00	3,79	9,64	8,45	100,00
Mysidacea	0,15	4,00	0,76	20,00	0,04	1,20	0,20	25,00
Polychaeta	–	–	–	–	0,03	1,20	0,19	25,00
Amphipoda	0,01	5,33	0,97	20,00	–	1,20	0,19	25,00
Invertebrata nieoznaczone	–	–	–	–	0,06	1,20	0,20	25,00
INVERTEBRATA	<b>12,00</b>	<b>36,00</b>	<b>36,82</b>	–	<b>9,14</b>	<b>28,92</b>	<b>19,25</b>	–

Pogrubioną czcionką wyróżniono łączną liczbę poszczególnych grup taksonów.



Tabela 11. Cechy mierzalne dorszy czerwonych w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości ciała  $SL$  (%), w klasach długości całkowitej  $TL$

Cecha	Klasa długości (cm)											
	25,1–35,0				35,1–45,0				45,1–55,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe $SD$	współczynnik zmienności $CV$ (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe $SD$	współczynnik zmienności $CV$ (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe $SD$	współczynnik zmienności $CV$ (%)
<i>TL</i>	108,15–122,07	112,56 ± 0,73	3,03	2,69	106,97–114,12	110,74 ± 0,43	2,15	1,94	110,06–111,91	110,77 ± 0,58	1,00	0,90
<i>HL</i>	28,25–41,41	30,74 ± 0,69	2,83	9,20	26,44–32,39	29,50 ± 0,35	1,77	6,01	27,97–28,45	28-17 ± 0,14	0,25	0,89
<i>Hc</i>	15,92–28,08	18,42 ± 0,63	2,59	14,08	14,29–25,31	17,35 ± 0,59	2,97	17,12	16,53–17,30	16,81 ± 0,25	0,43	2,55
<i>prO</i>	3,76–5,86	4,94 ± 0,13	0,55	11,15	3,13–6,44	4,89 ± 0,20	1,00	20,55	4,31–4,83	4,54 ± 0,15	0,27	5,86
<i>poO</i>	9,58–14,08	10,49 ± 0,26	1,06	10,13	8,99–11,65	10,55 ± 0,14	0,68	6,40	10,43–10,99	10,69 ± 0,16	0,28	2,66
<i>Ov</i>	11,51–17,98	13,68 ± 0,37	1,52	11,15	11,78–16,35	13,97 ± 0,30	1,49	10,67	13,08–14,66	14,07 ± 0,50	0,86	6,12
<i>lmd</i>	8,52–15,49	10,12 ± 0,48	1,96	19,40	7,91–13,75	10,74 ± 0,31	1,53	14,26	10,26–10,43	10,37 ± 0,06	0,10	0,93
<i>lmx</i>	11,11–19,25	12,56 ± 0,47	1,95	15,54	10,17–15,00	12,48 ± 0,27	1,36	10,88	12,88–13,62	13,34 ± 0,23	0,40	3,00
<i>pA<sub>1</sub></i>	49,38–78,87	53,73 ± 1,64	6,76	12,58	44,71–56,89	51,44 ± 0,80	4,00	7,77	53,12–57,11	54,76 ± 1,21	2,09	3,82
<i>lpc</i>	8,52–12,88	10,27 ± 0,35	1,44	14,05	9,54–12,94	11,59 ± 0,19	0,96	8,30	10,56–12,07	11,23 ± 0,44	0,77	6,86
<i>h</i>	4,49–6,11	5,05 ± 0,10	0,43	8,52	4,68–6,18	5,34 ± 0,08	0,39	7,28	4,81–5,11	4,98 ± 0,09	0,16	3,13
<i>H</i>	11,84–13,85	12,87 ± 0,13	0,53	4,15	9,97–14,16	11,79 ± 0,23	1,15	9,76	10,85–12,27	11,46 ± 0,42	0,73	6,40
<i>hD<sub>1</sub></i>	8,65–11,83	10,94 ± 0,22	0,89	8,11	7,92–10,88	9,71 ± 0,19	0,94	9,68	9,44–10,66	9,96 ± 0,36	0,63	6,33
<i>hD<sub>2</sub></i>	8,96–12,49	9,99 ± 0,22	0,90	9,03	8,24–11,03	9,70 ± 0,15	0,76	7,88	9,57–10,87	10,01 ± 0,43	0,74	7,40
<i>hD<sub>3</sub></i>	11,11–15,31	12,40 ± 0,28	1,16	9,32	12,34–15,41	13,98 ± 0,18	0,89	6,38	13,15–14,69	13,96 ± 0,45	0,77	5,55
<i>ID<sub>1bs</sub></i>	18,97–28,64	22,19 ± 0,50	2,06	9,27	19,09–22,44	20,74 ± 0,20	1,01	4,89	21,98–22,55	22,22 ± 0,17	0,30	1,33
<i>ID<sub>2bs</sub></i>	12,98–19,25	15,55 ± 0,31	1,29	8,29	12,02–17,35	14,61 ± 0,36	1,79	12,24	15,29–15,32	15,30 ± 0,01	0,01	0,09
<i>ID<sub>3bs</sub></i>	2,22–3,42	2,49 ± 0,07	0,31	12,30	1,25–3,01	2,38 ± 0,10	0,49	20,61	1,83–2,82	2,26 ± 0,29	0,51	22,38
<i>D<sub>1</sub>-D<sub>2</sub></i>	1,88–3,55	2,81 ± 0,10	0,40	14,17	1,93–4,11	2,91 ± 0,13	0,65	22,37	2,44–3,62	2,87 ± 0,38	0,65	22,77
<i>D<sub>2</sub>-D<sub>3</sub></i>	14,53–22,07	16,79 ± 0,39	1,61	9,60	14,41–17,06	15,60 ± 0,17	0,86	5,52	13,66–15,29	14,26 ± 0,52	0,90	6,28
<i>IP</i>	3,94–5,67	4,75 ± 0,10	0,42	8,83	2,73–4,90	4,12 ± 0,14	0,69	16,86	4,01–4,23	4,09 ± 0,07	0,12	2,85
<i>IP<sub>bs</sub></i>	13,12–17,37	15,03 ± 0,20	0,83	5,53	12,26–16,37	13,97 ± 0,22	1,08	7,72	13,02–14,49	13,64 ± 0,44	0,76	5,59
<i>IV</i>	1,47–2,48	1,81 ± 0,09	0,36	19,84	1,52–2,48	2,13 ± 0,06	0,28	13,11	2,05–2,62	2,33 ± 0,16	0,28	12,17
<i>IV<sub>bs</sub></i>	9,69–15,77	11,75 ± 0,29	1,21	10,30	9,04–12,67	10,73 ± 0,20	0,98	9,12	11,67–11,79	11,72 ± 0,04	0,06	0,52
<i>hA<sub>1</sub></i>	9,63–15,54	10,42 ± 0,33	1,36	13,02	7,44–11,31	9,52 ± 0,20	1,02	10,70	11,06–11,47	11,23 ± 0,12	0,21	1,88
<i>hA<sub>2</sub></i>	17,00–28,87	19,27 ± 0,66	2,70	14,02	17,23–21,08	19,34 ± 0,21	1,04	5,38	17,71–17,78	11,81 ± 0,05	0,09	0,53
<i>IA<sub>1bs</sub></i>	11,64–20,05	14,55 ± 0,40	1,64	11,27	10,74–15,97	14,18 ± 0,27	1,33	9,35	13,68–13,83	13,83 ± 0,05	0,08	0,59
<i>IA<sub>2bs</sub></i>	2,22–4,96	3,01 ± 0,21	0,85	28,40	3,23–4,47	3,98 ± 0,07	0,33	8,24	3,91–4,83	4,83 ± 0,34	0,58	13,98
<i>A<sub>1</sub>-A<sub>2</sub></i>	9,06–16,24	11,56 ± 0,35	1,43	12,39	8,65–11,97	10,18 ± 0,24	1,20	11,78	9,66–10,47	10,47 ± 0,26	0,46	4,49
<i>V-A<sub>1</sub></i>	24,44–34,60	25,95 ± 0,60	2,46	9,49	20,48–32,52	27,63 ± 0,66	3,30	11,95	27,66–28,37	28,37 ± 0,22	0,38	1,35
<i>P-V</i>	29,63–49,39	33,08 ± 1,12	4,61	13,94	30,50–37,94	33,64 ± 0,44	2,18	6,47	32,13–32,60	32,60 ± 0,14	0,24	0,76
<i>pD<sub>1</sub></i>	4,07–7,51	5,33 ± 0,24	1,00	18,69	4,24–6,33	5,33 ± 0,13	0,64	11,97	4,63–5,39	5,39 ± 0,25	0,42	8,66
<i>lb</i>	16,88–41,20	32,27 ± 1,59	6,55	20,31	17,56–30,00	23,39 ± 0,80	4,02	17,19	12,47–16,81	14,09 ± 1,37	2,37	16,83

Tabela 11. Cechy mierzalne dorszy czerwonych w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości ciała  $SL$  (%), w klasach długości całkowitej  $TL$  (cd.)

Cecha	Klasa długości (cm)							
	55,1–65,0				65,1–75,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe $SD$	współczynnik zmienności $CV$ (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe $SD$	współczynnik zmienności $CV$ (%)
$TL$	107,13–112,90	108,86 ± 0,63	1,79	1,64	107,67–109	108,47 ± 0,30	0,61	0,56
$HL$	25,64–28,14	26,38 ± 0,31	0,89	3,31	26,45–27,45	27,10 ± 0,22	0,45	1,65
$He$	15,06–16,13	15,44 ± 0,18	0,50	3,24	15,49–16,01	15,76 ± 0,11	0,21	1,35
$prO$	4,07–5,45	4,98 ± 0,16	0,45	8,98	5,01–5,23	5,10 ± 0,05	0,09	1,80
$poO$	9,00–10,55	9,77 ± 0,19	0,55	5,58	8,14–8,70	8,51 ± 0,13	0,27	3,13
$Ov$	11,82–13,26	12,50 ± 0,17	0,49	3,90	12,99–13,63	13,45 ± 0,16	0,31	2,31
$lmd$	9,48–10,55	9,90 ± 0,16	0,44	4,47	10,64–10,95	10,82 ± 0,06	0,13	1,18
$lmx$	11,71–12,90	12,32 ± 0,15	0,41	3,35	12,83–13,46	13,29 ± 0,15	0,31	2,31
$pA_1$	50,19–55,73	51,95 ± 0,67	1,89	3,63	50,08–53,04	51,95 ± 0,65	1,30	2,50
$lpc$	9,48–12,36	10,58 ± 0,43	1,21	11,39	10,49–11,17	10,94 ± 0,16	0,32	2,93
$h$	4,60–5,45	5,00 ± 0,12	0,33	6,59	4,54–4,76	4,70 ± 0,05	0,11	2,31
$H$	10,54–12,00	11,13 ± 0,20	0,56	5,04	10,33–10,84	10,70 ± 0,12	0,25	2,31
$hD_1$	9,51–10,55	10,06 ± 0,15	0,43	4,30	9,70–10,13	9,97 ± 0,09	0,18	1,85
$hD_2$	9,11–11,27	9,97 ± 0,31	0,88	8,78	9,70–10,18	10,05 ± 0,12	0,23	2,31
$hD_3$	12,83–14,36	13,45 ± 0,22	0,62	4,60	12,99–13,56	13,29 ± 0,12	0,23	1,76
$ID_{1bs}$	19,70–22,00	21,11 ± 0,33	0,94	4,45	20,97–22,22	21,88 ± 0,30	0,61	2,78
$ID_{2bs}$	14,13–15,05	14,56 ± 0,13	0,37	2,53	14,24–14,87	14,67 ± 0,14	0,29	1,96
$ID_{3bs}$	2,23–2,91	2,58 ± 0,10	0,28	10,88	2,50–2,63	2,59 ± 0,03	0,06	2,31
$D_1-D_2$	1,70–4,00	2,82 ± 0,31	0,87	20,90	1,88–1,97	1,94 ± 0,02	0,04	2,31
$D_2-D_3$	13,09–14,55	13,75 ± 0,22	0,63	4,58	13,46–14,45	14,10 ± 0,23	0,47	3,32
$IP$	3,53–4,36	3,80 ± 0,13	0,36	9,38	3,44–3,78	3,65 ± 0,08	0,16	4,42
$IP_{bs}$	11,15–13,82	12,06 ± 0,40	1,14	9,47	10,95–11,99	11,59 ± 0,25	0,50	4,29
$IV$	1,87–3,09	2,63 ± 0,16	0,46	17,64	1,88–2,13	2,03 ± 0,06	0,13	6,36
$IV_{bs}$	8,74–11,11	9,89 ± 0,38	1,06	10,75	10,33–11,33	10,94 ± 0,24	0,48	4,42
$hA_1$	8,40–11,09	9,45 ± 0,37	1,06	11,19	8,45–9,03	8,83 ± 0,14	0,27	3,10
$hA_2$	16,73–20,61	18,00 ± 0,48	1,36	7,54	18,78–20,20	19,65 ± 0,32	0,63	3,23
$IA_{1bs}$	10,36–12,91	11,96 ± 0,32	0,90	7,50	10,80–11,27	11,10 ± 0,10	0,21	1,88
$IA_{2bs}$	2,72–3,90	3,54 ± 0,17	0,47	13,38	2,50–2,63	2,59 ± 0,03	0,06	2,31
$A_1-A_2$	8,18–11,65	9,43 ± 0,45	1,27	13,44	10,80–11,33	11,18 ± 0,13	0,26	2,31
$V-A_1$	26,00–28,91	27,93 ± 0,46	1,30	4,65	26,60–27,45	27,14 ± 0,19	0,37	1,36
$P-V$	30,55–34,00	32,58 ± 0,50	1,42	4,36	32,71–34,31	33,42 ± 0,36	0,72	2,14
$pD_1$	3,74–4,36	4,07 ± 0,07	0,21	5,18	3,44–3,78	3,61 ± 0,07	0,14	3,78
$lb$	14,60–19,27	16,52 ± 0,63	1,79	10,85	10,34–15,76	13,45 ± 1,15	2,30	17,11



Tabela 12. Cechy mierzalne dorszy czerwonych w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości głowy *HL* (%), w klasach długości całkowitej *TL*

Cecha	Klasa długości (cm)											
	25,1–35,0				35,1–45,0				45,1–55,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)
<i>Hc</i>	54–25–67,80	59,75 ± 0,73	3,03	5,07	48,00–58,00	56,91 ± 1,85	4,25	15,70	58,11–61,78	59,69 ± 1,13	1,95	3,27
<i>Ov</i>	9,07–20,73	16,25 ± 0,62	2,55	15,71	10,78–20,39	16,60 ± 0,66	3,32	19,99	15,15–17,27	16,11 ± 0,62	1,07	6,65
<i>prO</i>	31,65–37,63	34,14 ± 0,38	1,58	4,64	30,00–40,00	35,86 ± 0,58	2,89	8,05	37,12–38,64	37,96 ± 0,45	0,77	2,03
<i>poO</i>	40,73–53,76	44,52 ± 0,76	3,15	7,07	41,67–53,76	47,30 ± 0,70	3,52	7,45	46,76–51,52	49,93 ± 1,58	2,74	5,50
<i>lmd</i>	28,05–48,38	32,84 ± 1,18	4,85	14,76	26,92–44,00	36,54 ± 1,07	5,37	14,69	36,67–37,12	36,83 ± 0,15	0,26	0,69
<i>lmx</i>	36,71–49,74	40,75 ± 0,85	3,49	8,58	34,62–48,04	42,36 ± 0,84	4,18	9,87	46,04–48,48	47,34 ± 0,71	1,23	2,59
<i>lb</i>	11,49–20,90	15,00 ± 0,74	3,07	20,45	13,59–21,57	18,13 ± 0,49	2,44	13,44	16,55–18,94	17,38 ± 0,78	1,35	7,75

Cecha	Klasa długości (cm)							
	55,1–65,0				65,1–75,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)
<i>Hc</i>	55,10–62,41	57,57 ± 1,11	3,15	5,47	57,83–58,58	58,14 ± 0,19	0,37	0,64
<i>Ov</i>	15,38–20,00	18,55 ± 0,62	1,76	9,49	18,67–19,05	18,83 ± 0,09	0,19	1,00
<i>prO</i>	33,76–41,13	36,43 ± 1,07	3,02	8,30	30,77–31,93	31,39 ± 0,31	0,62	1,98
<i>poO</i>	46,10–47,13	46,50 ± 0,13	0,37	0,81	49,11–50,00	49,63 ± 0,22	0,44	0,90
<i>lmd</i>	34,69–41,13	36,90 ± 0,94	2,67	7,22	39,76–40,24	39,91 ± 0,11	0,23	0,57
<i>lmx</i>	42,86–48,94	45,86 ± 0,83	2,34	5,11	48,52–49,40	49,03 ± 0,22	0,44	0,90
<i>lb</i>	14,01–17,02	15,18 ± 0,42	1,19	7,84	13,02–13,86	13,31 ± 0,19	0,38	2,85

Tab. 13. Charakterystyka cech merystycznych dorszy czerwonych

Cecha	Zakres	Średnia $\pm$ średni błąd średniej $M \pm m$	Odchylenie standardowe $SD$	Współczynnik zmienności $CV$ (%)
$D_1$	13–16	14,61 $\pm$ 0,10	0,73	5,00
$D_2$	17–20	18,70 $\pm$ 0,13	0,97	5,19
$D_3$	16–23	18,77 $\pm$ 0,19	1,45	7,74
$A_1$	17–21	18,88 $\pm$ 0,15	1,11	5,90
$A_2$	15–19	17,32 $\pm$ 0,15	1,10	6,33
$P$	16–20	17,59 $\pm$ 0,14	1,06	6,01
$V$	6	6,00 $\pm$ 0,00	0,00	0,00
$C$	38–40	38,67 $\pm$ 0,10	0,95	2,45
$r.br.$	6–7	6,14 $\pm$ 0,05	0,35	5,75
$vt$	49–53	50,57 $\pm$ 0,19	1,41	2,79
$vt_t$	19–21	18,90 $\pm$ 0,18	1,82	9,98
$vt_o$	31–35	32,50 $\pm$ 0,14	1,33	4,11
$sp.br.$ <sub>11</sub>	15–21	18,18 $\pm$ 0,30	2,22	12,19
$sp.br.$ <sub>111</sub>	13–17	14,89 $\pm$ 0,14	1,40	9,38
$sp.br.$ <sub>21</sub>	15–19	17,84 $\pm$ 0,17	1,29	7,07
$sp.br.$ <sub>211</sub>	13–18	15,30 $\pm$ 0,16	1,64	10,71

Tabela 14. Tempo wzrostu dorsza o standardowym ubarwieniu obliczone dla poszczególnych grup wieku metodą Dahl-Lea

Grupa wieku	Długość ryb w kolejnych latach życia (cm)									
	$L_1$	$L_2$	$L_3$	$L_4$	$L_5$	$L_6$	$L_7$	$L_8$	$L_9$	$n$
II	11,27	18,94	–	–	–	–	–	–	–	2
III	15,15	23,79	31,81	–	–	–	–	–	–	47
IV	16,93	27,83	36,33	42,92	–	–	–	–	–	28
V	14,47	21,35	28,43	34,76	40,57	–	–	–	–	6
VI	17,47	27,45	37,18	44,97	50,27	58,82	–	–	–	6
VII	18,18	27,30	35,00	42,70	50,54	57,82	64,22	–	–	23
	17,78	26,78	34,65	43,02	51,15	57,90	63,73	69,36	–	8
	16,56	24,84	32,66	43,24	52,44	57,96	63,48	69,00	73,13	4
Średnia	15,98	24,78	33,72	41,93	49,39	58,12	63,81	69,18	73,13	$\Sigma$ 124
Przyrost	15,98	8,81	8,94	8,21	7,46	8,73	5,69	5,37	3,95	



Tabela 15. Procentowy udział wagowy (*UW*), liczbowy (*UL*), wskaźnika ważności składnika pokarmowego (*IRI*) oraz częstości występowania (*CZW*) tych składników w pokarmie dorszy o standardowym ubarwieniu

Składniki pokarmu	Klasa długości TL (cm)															
	cała próba (n = 124)				20,1–30,0 (n = 2)				30,1–40,0 (n = 36)				40,1–50,0 (n = 29)			
	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>
<i>Sprattus sprattus</i>	33,12	24,81	56,50	100,00	32,39	11,76	32,65	100,00	48,96	25,93	72,36	100,00	29,30	21,19	42,67	100,00
<i>Clupea harengus</i>	24,32	12,69	20,28	56,19	–	–	–	–	12,04	4,44	2,73	17,14	30,27	15,25	27,48	71,43
<i>Merlangius merlangius</i>	7,50	2,31	1,09	11,43	–	–	–	–	–	–	–	–	14,27	4,42	3,72	23,81
<i>Limanda limanda</i>	0,33	0,19	–	0,95	–	–	–	–	1,82	0,74	0,07	2,86	–	–	–	–
<i>Mallotus villosus</i>	0,67	0,38	0,02	1,90	–	–	–	–	3,65	1,48	0,28	5,71	–	–	–	–
<i>Ammodytes sp.</i>	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	8,57	–	–	–	–
Clupeide	17,15	10,19	8,31	30,48	–	–	–	–	5,47	2,22	0,64	8,57	4,59	2,54	0,86	14,29
PISCES	<b>83,70</b>	<b>50,58</b>	<b>86,20</b>	–	<b>32,39</b>	<b>11,76</b>	<b>32,65</b>	–	<b>71,95</b>	<b>34,81</b>	<b>76,08</b>	–	<b>78,42</b>	<b>43,22</b>	<b>74,73</b>	–
<i>Crangon crangon</i>	0,06	3,65	0,66	18,10	–	–	–	–	0,13	5,19	1,03	20,00	0,12	6,78	2,22	38,10
<i>Liocarcinus depurator</i>	0,30	1,73	0,17	8,57	–	–	–	–	–	–	–	–	3,36	2,54	0,71	14,29
<i>Hyas araneus</i>	0,95	3,27	0,63	15,24	–	–	–	–	2,74	2,22	0,41	8,57	6,11	6,78	3,63	33,33
<i>Cancer pagurus</i>	6,81	11,73	5,34	29,52	61,97	47,06	40,31	50,00	12,71	14,07	11,09	42,86	7,58	11,86	5,55	33,33
<i>Pandalus borealis</i>	4,13	7,12	3,34	30,48	–	–	–	–	3,04	7,41	2,88	28,57	3,31	11,02	6,92	57,14
Crustacea nieoznaczone	1,23	2,12	0,28	8,57	2,11	5,88	2,96	50,00	1,09	4,44	0,92	17,14	–	–	–	–
CRUSTACEA	<b>13,48</b>	<b>29,62</b>	<b>10,41</b>	–	<b>64,08</b>	<b>52,94</b>	<b>43,26</b>	–	<b>19,71</b>	<b>33,33</b>	<b>16,33</b>	–	<b>20,76</b>	<b>38,98</b>	<b>19,04</b>	–
Ophiuroidea nieoznaczone	0,06	0,19	–	0,95	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Amphiura chiajei</i>	1,11	2,12	0,24	7,62	–	–	–	–	4,38	5,93	1,71	17,14	–	–	–	–
<i>Amphiura filiformis</i>	1,07	2,31	0,31	9,52	–	–	–	–	2,92	4,44	1,22	17,14	2,04	4,24	0,76	14,29
Mysidacea	0,06	1,54	0,10	6,67	–	–	–	–	0,06	1,48	0,04	2,86	0,05	1,69	0,14	9,52
Polychaeta	0,17	5,77	1,10	19,05	–	–	–	–	0,55	13,33	3,83	28,57	0,28	9,32	3,09	38,10
Amphipoda	–	1,73	0,11	6,67	0,70	11,76	4,61	50,00	0,12	2,96	0,34	11,43	0,08	2,54	0,21	9,52
Invertebrata nioznaczone	0,36	6,15	1,51	23,81	2,82	23,53	19,48	100,00	0,30	3,70	0,44	11,43	0,41	6,78	2,02	33,33
INVERTEBRATA	<b>2,82</b>	<b>19,81</b>	<b>3,39</b>	–	<b>3,52</b>	<b>35,29</b>	<b>24,09</b>	–	<b>8,33</b>	<b>31,85</b>	<b>7,58</b>	–	<b>2,85</b>	<b>24,58</b>	<b>6,23</b>	–

Tabela 15. Procentowy udział wagowy (*UW*), liczbowy (*UL*), wskaźnika ważności składnika pokarmowego (*IRI*) oraz częstości występowania (*CZW*) tych składników w pokarmie dorszy o standardowym ubarwieniu (cd.)

Składniki pokarmu	Klasa długości <i>TL</i> (cm)											
	50,1–60,0 ( <i>n</i> = 16)				60,1–70,1 ( <i>n</i> = 22)				70,1– 0,0 ( <i>n</i> = 19)			
	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>	<i>UW</i>	<i>UL</i>	<i>IRI</i>	<i>CZW</i>
<i>Sprattus sprattus</i>	20,70	16,48	31,36	100,00	20,87	20,69	32,93	100,00	47,06	53,13	59,06	100,00
<i>Clupea harengus</i>	23,76	13,19	26,71	85,71	28,29	19,54	28,98	76,47	25,82	20,31	22,09	81,25
<i>Merlangius merlangius</i>	20,16	6,59	9,67	42,86	2,82	1,15	0,19	5,88	–	–	–	–
<i>Limanda limanda</i>	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Mallotus villosus</i>	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Ammodytes sp.</i>	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
Clupeide	16,20	9,89	7,86	35,71	34,79	26,44	31,39	64,71	27,08	23,44	18,61	62,50
PISCES	80,81	46,15	75,60	–	86,77	67,82	93,48	–	99,96	96,88	99,77	–
<i>Crangon crangon</i>	0,02	1,10	0,07	7,14	0,02	1,15	0,05	5,88	0,04	–	0,23	12,50
<i>Liocarcinus depurator</i>	3,96	3,30	1,31	21,43	3,33	3,45	0,95	17,65	–	3,13	–	–
<i>Hyas araneus</i>	3,60	4,40	1,93	28,57	1,51	2,30	0,36	11,76	–	–	–	–
<i>Cancer pagurus</i>	6,60	10,99	6,36	42,86	5,55	11,49	0,79	5,88	–	–	–	–
<i>Pandalus borealis</i>	0,90	3,30	0,76	21,43	2,77	12,64	4,31	35,29	–	–	–	–
Crustacea nieoznaczone	0,72	4,40	0,62	14,29	–	–	–	–	–	–	–	–
CRUSTACEA	15,80	27,47	11,04	–	13,18	31,03	6,46	–	0,04	–	0,23	–
Ophiuroidea nieoznaczone	0,30	1,10	0,08	7,14	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Amphiura chiajei</i>	1,62	3,30	0,30	7,14	–	–	–	–	–	–	–	–
<i>Amphiura filiformis</i>	0,48	1,10	0,10	7,14	–	–	–	–	–	–	–	–
Mysidacea	0,12	4,40	1,09	28,57	–	–	–	–	–	–	–	–
Polychaeta	0,03	1,10	0,07	7,14	–	–	–	–	–	–	–	–
Amphipoda	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–	–
Invertebrata nieoznaczone	0,84	15,38	11,73	85,71	0,05	1,15	0,06	–	–	–	–	–
INVERTEBRATA	3,39	26,37	13,36	–	0,05	1,15	0,06	–	–	–	–	–

Pogrubioną czcionką wyróżniono łączną liczbę poszczególnych liczb taksonów.



Tabela 16. Cechy mierzalne dorszy o standardowym ubarwieniu w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości ciała *SL* (%), w klasach długości całkowitej *TL*

Cecha	Klasa długości (cm)											
	20,1–30,0				30,1–40,0				40,1–50,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej <i>M ± m</i>	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)
<i>TL</i>	118,00–120,32	119,16 ± 1,16	1,64	1,38	108,02–115,28	111,91 ± 0,36	2,19	1,95	107,67–112,03	109,75 ± 0,72	2,86	2,61
<i>HL</i>	42,25–42,5	42,50 ± 0,13	0,18	0,42	26,19–35,49	30,22 ± 0,40	2,41	7,97	26,38–33,96	29,12 ± 0,41	1,65	5,73
<i>Hc</i>	21,39–28,50	28,50 ± 3,55	5,03	20,15	14,49–19,75	16,85 ± 0,28	1,70	10,07	14,14–18,18	16,92 ± 0,13	0,52	3,17
<i>prO</i>	3,50–3,75	3,74 ± 0,12	0,17	4,75	3,40–5,71	4,58 ± 0,11	0,68	14,77	3,91–5,28	4,86 ± 0,08	0,33	6,52
<i>poO</i>	14,44–14,50	14,50 ± 0,03	0,04	0,30	8,83–11,75	10,38 ± 0,15	0,87	8,42	10,47–12,28	10,92 ± 0,09	0,38	3,69
<i>Ov</i>	16,04–17,00	16,52 ± 0,48	0,68	4,10	10,67–16,67	14,32 ± 0,29	1,73	12,07	11,75–16,20	13,10 ± 0,26	1,02	7,30
<i>lmd</i>	13,90–15,00	14,45 ± 0,55	0,78	5,36	8,03–13,58	10,16 ± 0,22	1,33	13,06	8,38–11,92	10,93 ± 0,12	0,49	5,20
<i>lmx</i>	17,00–19,25	18,13 ± 1,13	1,59	8,78	10,58–14,81	12,32 ± 0,18	1,10	8,94	10,28–13,67	12,50 ± 0,12	0,47	3,81
<i>pA<sub>1</sub></i>	74,87–75,50	75,18 ± 0,32	0,45	0,60	40,88–59,88	52,57 ± 0,71	4,27	8,12	45,08–58,24	49,39 ± 0,46	1,85	3,44
<i>ipc</i>	12,50–14,44	13,47 ± 0,97	1,37	10,18	8,39–14,29	11,47 ± 0,25	1,52	13,28	10,38–12,74	11,50 ± 0,19	0,74	7,11
<i>h</i>	5,00–5,35	5,17 ± 0,17	0,25	4,75	4,13–6,98	5,34 ± 0,12	0,73	13,74	4,95–6,68	5,42 ± 0,07	0,25	4,85
<i>H</i>	14,50–14,97	14,74 ± 0,24	0,33	2,27	9,85–14,97	12,00 ± 0,18	1,10	9,13	10,31–12,96	11,07 ± 0,11	0,45	4,00
<i>hD<sub>1</sub></i>	11,00–11,23	11,11 ± 0,11	0,16	1,46	8,31–11,31	9,46 ± 0,15	0,89	9,40	8,38–10,55	9,95 ± 0,09	0,35	6,46
<i>hD<sub>2</sub></i>	11,76–13,00	12,38 ± 0,62	0,67	7,05	8,03–11,46	9,64 ± 0,15	0,91	9,48	8,79–10,76	9,61 ± 0,14	0,55	5,42
<i>hD<sub>3</sub></i>	16,00–16,58	16,29 ± 0,29	0,41	2,51	11,56–15,38	13,68 ± 0,18	1,09	7,99	11,43–14,73	13,80 ± 0,10	0,40	2,90
<i>ID<sub>1bs</sub></i>	27,50–29,41	28,46 ± 0,96	1,35	4,75	17,59–24,76	21,37 ± 0,35	2,11	9,88	18,24–22,25	20,80 ± 0,22	0,88	4,18
<i>ID<sub>2bs</sub></i>	18,50–20,32	19,41 ± 0,91	1,29	6,63	12,03–18,10	15,33 ± 0,27	1,64	10,71	11,99–15,82	13,42 ± 0,15	0,62	4,14
<i>ID<sub>3bs</sub></i>	4,00–5,88	4,94 ± 1,22	2,04	25,89	1,82–2,87	2,52 ± 0,04	0,25	9,92	2,12–3,11	2,68 ± 0,05	0,22	9,81
<i>D<sub>1</sub>–D<sub>2</sub></i>	2,67–3,00	2,84 ± 0,16	0,23	8,13	1,54–2,92	2,30 ± 0,06	0,35	15,41	2,12–3,91	2,77 ± 0,08	0,30	8,98
<i>D<sub>2</sub>–D<sub>3</sub></i>	22,46–22,50	22,48 ± 0,02	0,03	0,13	13,14–16,88	15,51 ± 0,15	0,90	5,80	14,14–17,33	15,15 ± 0,16	0,63	4,35
<i>IP</i>	4,28–4,50	4,39 ± 0,11	0,16	3,58	2,19–4,72	3,67 ± 0,09	0,55	15,10	3,54–4,80	4,24 ± 0,06	0,23	5,80
<i>IP<sub>bs</sub></i>	13,37–18,00	15,68 ± 2,32	3,27	20,88	12,16–16,77	13,86 ± 0,16	0,93	6,72	13,09–17,22	14,14 ± 0,15	0,60	4,72
<i>IV</i>	1,60–2,00	1,80 ± 0,20	0,26	15,53	1,46–2,47	2,07 ± 0,06	0,34	16,47	1,98–3,30	2,32 ± 0,07	0,28	9,17
<i>IV<sub>bs</sub></i>	15,50–16,58	16,04 ± 0,54	0,76	4,75	9,26–14,20	10,44 ± 0,17	1,01	9,66	9,23–11,52	10,60 ± 0,18	0,73	7,64
<i>hA<sub>1</sub></i>	14,97–15,50	15,24 ± 0,26	0,37	2,44	7,62–11,17	9,20 ± 0,12	0,71	7,73	9,29–11,08	9,88 ± 0,14	0,58	5,68
<i>hA<sub>2</sub></i>	25,67–29,00	27,33 ± 1,67	2,36	8,62	14,96–23,17	20,03 ± 0,27	1,64	8,20	17,58–21,34	19,22 ± 0,17	0,69	4,13
<i>IA<sub>1bs</sub></i>	20,32–20,50	20,41 ± 0,09	0,13	0,62	10,79–16,00	14,48 ± 0,26	1,55	10,70	12,71–14,87	13,42 ± 0,16	0,66	4,82
<i>IA<sub>2bs</sub></i>	3,74–5,00	4,37 ± 0,63	0,89	20,33	2,55–4,17	3,57 ± 0,07	0,41	11,33	3,30–5,49	4,06 ± 0,10	0,41	8,00
<i>A<sub>1</sub>–A<sub>2</sub></i>	15,50–16,58	16,04 ± 0,54	0,76	4,75	8,59–12,38	10,89 ± 0,16	0,98	8,97	8,63–11,05	9,35 ± 0,10	0,41	4,45
<i>V–A<sub>1</sub></i>	32,09–36,00	34,04 ± 1,96	2,77	8,13	20,99–33,65	27,00 ± 0,50	2,98	11,02	25,18–33,41	27,76 ± 0,56	2,25	7,40
<i>P–V</i>	48,13–48,50	48,31 ± 0,19	0,26	0,54	29,93–37,65	33,26 ± 0,31	1,89	5,67	31,18–37,58	33,54 ± 0,53	2,12	6,15
<i>pD<sub>1</sub></i>	6,50–7,49	6,99 ± 0,49	0,70	9,98	4,32–6,79	5,51 ± 0,10	0,59	10,72	4,37–5,70	5,08 ± 0,06	0,25	5,49
<i>lb</i>	27,00–27,81	27,40 ± 0,40	0,57	2,08	18,21–22,61	20,23 ± 0,19	0,12	5,56	16,67–20,68	18,69 ± 0,33	1,31	7,68

Tabela 16. Cechy mierzalne dorszy o standardowym ubarwieniu w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości ciała  $SL$  (%), w klasach długości całkowitej  $TL$  (cd.)

Cecha	Klasa długości (cm)							
	60,1–70,0				70,1–80,0			
	zakres	średnia $\pm$ średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe $SD$	współczynnik zmienności $CV$ (%)	zakres	średnia $\pm$ średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe $SD$	współczynnik zmienności $CV$ (%)
$TL$	105,34–108,72	106,58 $\pm$ 0,19	0,87	0,82	104,94–108,19	106,38 $\pm$ 0,16	0,72	0,67
$HL$	24,59–27,21	26,37 $\pm$ 0,13	0,60	2,27	25,70–29,99	29,13 $\pm$ 0,25	1,07	3,68
$Hc$	14,01–16,10	15,26 $\pm$ 0,11	0,52	3,40	15,27–20,00	19,08 $\pm$ 0,30	1,33	6,95
$prO$	3,58–5,43	4,96 $\pm$ 0,10	0,47	9,46	7,15–9,76	9,01 $\pm$ 0,16	0,69	4,64
$poO$	7,98–9,09	8,50 $\pm$ 0,06	0,30	3,52	11,77–14,09	13,35 $\pm$ 0,13	0,55	4,15
$Ov$	11,89–13,59	12,98 $\pm$ 0,11	0,51	3,91	13,22–16,90	16,13 $\pm$ 0,25	1,11	6,88
$lmd$	9,11–10,99	10,37 $\pm$ 0,13	0,62	6,00	10,96–14,93	13,86 $\pm$ 0,25	1,11	7,99
$lmx$	11,89–13,40	12,87 $\pm$ 0,11	0,51	3,99	12,82–15,07	14,24 $\pm$ 0,14	0,60	4,20
$pA_1$	48,86–54,11	50,78 $\pm$ 0,29	1,34	2,64	48,81–56,34	50,26 $\pm$ 0,49	2,12	4,22
$lpc$	9,28–11,54	10,58 $\pm$ 0,13	0,62	5,87	10,58–12,83	11,99 $\pm$ 0,14	0,62	5,18
$h$	4,41–5,30	4,78 $\pm$ 0,06	0,28	5,85	5,22–7,04	6,47 $\pm$ 0,13	0,58	8,94
$H$	10,11–10,79	10,52 $\pm$ 0,05	0,22	2,06	10,43–13,80	12,39 $\pm$ 0,21	0,93	7,53
$hD_1$	9,12–10,46	9,85 $\pm$ 0,07	0,34	3,48	9,84–12,39	11,45 $\pm$ 0,17	0,74	6,46
$hD_2$	8,96–10,92	9,87 $\pm$ 0,10	0,46	4,70	9,69–12,11	11,28 $\pm$ 0,17	0,73	6,51
$hD_3$	12,46–13,85	13,17 $\pm$ 0,09	0,41	3,12	13,22–15,77	14,90 $\pm$ 0,17	0,73	4,92
$ID_{lbs}$	20,14–24,92	21,62 $\pm$ 0,20	0,92	4,26	20,85–23,94	23,22 $\pm$ 0,18	0,80	3,45
$ID_{2bs}$	10,15–14,81	14,18 $\pm$ 0,20	0,95	6,68	14,10–17,75	16,41 $\pm$ 0,22	0,98	5,95
$ID_{3bs}$	2,12–3,05	2,62 $\pm$ 0,05	0,22	8,37	2,29–3,13	2,65 $\pm$ 0,05	0,22	8,48
$D_1-D_2$	1,66–2,49	2,10 $\pm$ 0,06	0,30	14,15	2,14–2,71	2,42 $\pm$ 0,03	0,15	6,02
$D_2-D_3$	12,59–14,33	13,67 $\pm$ 0,10	0,48	3,51	13,66–16,90	15,36 $\pm$ 0,23	1,02	6,63
$IP$	3,37–4,05	3,68 $\pm$ 0,05	0,23	6,24	4,32–5,72	4,79 $\pm$ 0,10	0,44	9,18
$IP_{bs}$	10,74–11,93	11,35 $\pm$ 0,07	0,34	3,02	10,87–14,23	13,06 $\pm$ 0,22	0,94	7,21
$IV$	1,79–2,63	2,11 $\pm$ 0,06	0,27	13,03	3,87–5,00	4,54 $\pm$ 0,07	0,32	7,06
$IV_{bs}$	8,76–11,27	10,47 $\pm$ 0,13	0,61	5,86	10,13–14,23	12,95 $\pm$ 0,25	1,10	8,48
$hA_1$	8,06–9,62	8,71 $\pm$ 0,08	0,37	4,20	7,66–12,54	11,25 $\pm$ 0,24	1,03	9,12
$hA_2$	16,61–20,55	19,07 $\pm$ 0,19	0,87	4,58	18,94–22,87	21,31 $\pm$ 0,27	1,16	5,46
$IA_{lbs}$	9,93–11,71	10,92 $\pm$ 0,11	0,49	4,52	10,87–14,37	13,00 $\pm$ 0,20	0,87	6,72
$IA_{2bs}$	2,45–3,67	2,75 $\pm$ 0,08	0,36	13,16	2,79–3,86	3,45 $\pm$ 0,07	0,31	9,00
$A_1-A_2$	8,58–11,54	10,78 $\pm$ 0,16	0,75	6,92	10,72–13,94	12,47 $\pm$ 0,20	0,88	7,07
$V-A_1$	25,54–27,80	26,70 $\pm$ 0,14	0,65	2,43	26,58–29,15	18,29 $\pm$ 0,15	0,64	2,27
$P-V$	30,78–34,11	32,76 $\pm$ 0,19	0,90	2,76	32,16–35,07	33,96 $\pm$ 0,16	0,68	2,00
$pD_1$	3,48–3,94	3,65 $\pm$ 0,03	0,12	3,22	3,35–3,86	3,52 $\pm$ 0,02	0,10	2,96
$lb$	13,84–15,73	14,69 $\pm$ 0,13	0,60	4,06	13,57–16,20	14,94 $\pm$ 0,12	0,54	3,64



Tabela 17. Cechy mierzalne dorszy o standardowym ubarwieniu w wartościach względnych, wyrażonych w proporcjach długości głowy *HL*, w klasach długości całkowitej *TL*

Cecha	Klasa długości (cm)											
	20,1–30,0				30,1–40,0				40,1–50,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)
<i>Hc</i>	50,63–67,06	58,85 ± 8,21	11,61	19,74	46,09–64,00	55,88 ± 0,84	5,02	8,98	48,241–62,73	58,34 ± 0,79	4,23	7,25
<i>Ov</i>	8,24–8,86	8,55 ± 0,31	0,44	5,17	10,43–20,73	15,25 ± 0,43	2,57	16,63	13,33–19,64	16,79 ± 0,36	1,93	11,48
<i>prO</i>	34,12–34,18	34,15 ± 0,03	0,04	0,12	30,12–41,10	34,42 ± 0,40	2,41	7,01	34,43–40,18	37,63 ± 0,36	1,93	5,14
<i>poO</i>	37,97–40,00	38,99 ± 1,01	1,43	3,67	40,38–53,76	47,33 ± 0,67	4,00	8,45	40,83–51,64	44,91 ± 0,42	2,28	5,08
<i>lmd</i>	32,91–35,29	34,10 ± 1,19	1,68	4,94	24,35–44,00	33,69 ± 0,69	4,12	12,23	28,57–41,82	37,76 ± 0,83	4,48	11,85
<i>lmx</i>	40,00–45,57	42,78 ± 2,78	3,94	9,20	30,43–48,00	40,92 ± 0,65	3,91	9,56	32,79–46,36	43,06 ± 0,63	3,41	7,91
<i>lb</i>	15,29–17,72	16,51 ± 1,21	1,72	10,40	12,17–21,51	18,27 ± 0,29	1,74	9,55	13,93–20,00	17,54 ± 0,33	1,76	10,01

Cecha	Klasa długości (cm)											
	50,1–60,0				60,1–70,0				70,1–80,0			
	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)	zakres	średnia ± średni błąd średniej $M \pm m$	odchylenie standardowe <i>SD</i>	współczynnik zmienności <i>CV</i> (%)
<i>Hc</i>	54,11–62,41	56,60 ± 0,61	2,45	4,33	53,95–59,41	57,87 ± 0,27	1,27	2,19	58,96–67,77	65,41 ± 0,57	2,49	3,81
<i>Ov</i>	15,71–19,86	17,59 ± 0,28	1,10	6,28	14,57–20,59	18,75 ± 0,34	1,60	8,55	24,55–32,86	30,91 ± 0,46	1,99	6,45
<i>prO</i>	35,00–41,13	36,73 ± 0,38	1,52	4,15	30,59–34,67	32,26 ± 0,25	1,19	3,70	40,41–49,14	45,86 ± 0,41	1,80	3,92
<i>poO</i>	45,32–51,52	48,42 ± 0,37	1,48	3,06	45,39–51,19	49,22 ± 0,33	1,53	3,11	49,71–57,14	55,31 ± 0,49	2,13	3,86
<i>lmd</i>	30,00–41,13	33,12 ± 0,81	3,25	9,82	34,21–41,76	39,30 ± 0,45	2,13	5,42	41,04–50,48	47,50 ± 0,54	2,37	4,98
<i>lmx</i>	40,85–48,94	42,93 ± 0,71	2,85	6,65	44,74–51,79	48,80 ± 0,36	1,71	3,50	43,99–50,95	48,89 ± 0,35	1,54	3,14
<i>lb</i>	14,19–17,42	15,86 ± 0,23	0,92	5,78	13,10–14,74	13,86 ± 0,11	0,51	3,71	11,37–14,45	12,10 ± 0,17	0,74	6,15

Tabela 18. Charakterystyka cech merystycznych dorszy o standardowym ubarwieniu

Cecha	Zakres	Średnia $\pm$ średni błąd średniej $M \pm m$	Odchylenie standardowe $SD$	Współczynnik zmienności $CV$ (%)
$D_1$	13–16	14,79 $\pm$ 0,10	1,16	7,82
$D_2$	17–21	19,18 $\pm$ 0,11	1,19	6,20
$D_3$	14–20	17,75 $\pm$ 0,14	1,53	8,61
$A_1$	17–19	18,68 $\pm$ 0,05	0,61	3,24
$A_2$	14–18	16,91 $\pm$ 0,13	1,43	8,43
$P$	17–18	17,55 $\pm$ 0,04	0,00	2,85
$V$	6	6,00 $\pm$ 0,00	0,50	0,00
$C$	38–40	37,90 $\pm$ 0,24	1,64	6,57
$r.br.$	6–7	6,50 $\pm$ 0,05	0,50	7,72
$vt$	48–53	50,19 $\pm$ 0,12	1,38	2,74
$vt_t$	17–21	19,08 $\pm$ 0,12	1,29	6,74
$vt_o$	31–35	32,57 $\pm$ 0,12	1,32	4,05
$sp.br.$ $_{II}$	15–21	16,56 $\pm$ 0,15	1,72	10,40
$sp.br.$ $_{III}$	13–19	17,06 $\pm$ 0,16	1,82	10,66
$sp.br.$ $_{2I}$	14–19	16,19 $\pm$ 0,14	1,58	9,76
$sp.br.$ $_{2II}$	13–19	15,40 $\pm$ 0,15	1,65	10,73



Tabela 19. Istotność zmiennych (cechy mierzalne) użytych w analizie dyskryminacyjnej klasyfikującej próby dorszy

Zmienna	Lambda Wilksa	Wskaźniki cząstkowe Wilksa	F	p	R <sup>2</sup>
<i>H</i>	<b>0,2610</b>	<b>0,6818</b>	<b>56,7029</b>	<b>0,0000</b>	0,7571
<i>IV</i>	<b>0,2040</b>	<b>0,8724</b>	<b>17,7689</b>	<b>0,0000</b>	0,2720
<i>pA<sub>1</sub></i>	<b>0,2270</b>	<b>0,7840</b>	<b>33,4812</b>	<b>0,0000</b>	0,7904
<i>l<sub>mx</sub></i>	<b>0,2019</b>	<b>0,8816</b>	<b>16,3112</b>	<b>0,0000</b>	0,8673
<i>ID<sub>1bs</sub></i>	0,1814	0,9814	2,2992	0,1025	0,7865
<i>l<sub>md</sub></i>	<b>0,1959</b>	<b>0,9088</b>	<b>12,1985</b>	<b>0,0000</b>	0,7864
<i>lA<sub>1bs</sub></i>	0,1819	0,9786	2,6510	0,0719	0,8357
<i>l<sub>b</sub></i>	0,1872	0,9509	6,2748	0,0022	0,7444
<i>l<sub>P</sub></i>	0,1816	0,9799	2,4961	0,0845	0,8662
<i>hD<sub>1</sub></i>	0,1876	0,9489	6,5333	0,0017	0,8756
<i>l<sub>pc</sub></i>	0,1879	0,9474	6,7459	0,0014	0,7413
<i>hD<sub>3</sub></i>	0,1868	0,9527	6,0297	0,0028	0,8256
<i>HL</i>	<b>0,1961</b>	<b>0,9078</b>	<b>12,3427</b>	<b>0,0000</b>	0,9116
<i>poO</i>	0,1816	0,9800	2,4786	0,0861	0,8892
<i>h</i>	0,1888	0,9427	7,3758	0,0007	0,7973
<i>D<sub>1</sub>-D<sub>2</sub></i>	0,1842	0,9660	4,2777	0,0149	0,6041
<i>D<sub>2</sub>-D<sub>3</sub></i>	0,1882	0,9455	7,0032	0,0011	0,7076
<i>A<sub>1</sub>-A<sub>2</sub></i>	0,1882	0,9455	7,0022	0,0011	0,7375
<i>pD<sub>1</sub></i>	0,1842	0,9664	4,2257	0,0157	0,7396
<i>hA<sub>1</sub></i>	0,1864	0,9550	5,7237	0,0037	0,8313
<i>H<sub>c</sub></i>	0,1828	0,9739	3,2503	0,0404	0,7374
<i>l<sub>P<sub>bs</sub></sub></i>	0,1835	0,9739	3,3648	0,0362	0,6760
<i>hA<sub>2</sub></i>	0,1835	0,9698	3,7809	0,0241	0,8443
<i>TL</i>	0,1809	0,9837	2,0177	0,1351	0,6485
<i>ID<sub>3bs</sub></i>	0,1809	0,9841	1,95895	0,1432	0,9036
<i>ID<sub>2bs</sub></i>	0,1804	0,9866	1,6497	0,1942	0,8437
<i>V-A<sub>1</sub></i>	0,1797	0,9905	1,16510	0,3136	0,9072

Lambda Wilksa – wartość funkcji testowej lambda Wilksa, F – wartość funkcji testowej Fishera – Snedecora, p – prawdopodobieństwo, R<sup>2</sup> – współczynnik determinacji. Symbole zob. tab. 2.

Pogrubioną czcionką wyróżniono cechy, które najbardziej przyczyniły się do dyskryminacji trzech grup dorszy.

Tabela 20. Macierz kwadratów odległości Mahalanobiosa obliczonych między trzema grupami dorszy dla cech mierzalnych

Próba	Poprawność klasyfikacji (%)	Dorsz o standardowym ubarwieniu	Dorsz brązowy	Dorsz czerwony
Dorsz o standardowym ubarwieniu	93,5484	116	2	6
Dorsz brązowy	92,4731	0	86	7
Dorsz czerwony	57,1429	23	1	32

Tabela 21. Standaryzowane współczynniki dyskryminacyjnych funkcji kanonicznych ( $P_1$ ,  $P_2$ ) dla cech mierzalnych

Cecha	$P_1$	$P_2$
$H$	1,3144	0,1999
$IV$	0,5611	-0,4661
$pA_1$	-1,1683	-0,1297
$lmx$	1,0293	0,5817
$ID_{1bs}$	-0,2876	0,2962
$lmd$	-0,7446	0,1916
$lA_{1bs}$	0,3512	-0,3650
$lb$	-0,5050	0,0422
$lP$	-0,4426	-0,1074
$hD_1$	-0,6178	0,6606
$lpc$	0,5188	0,0600
$hD_3$	0,4472	-0,6535
$HL$	-1,0011	-0,9894
$poO$	-0,4690	0,2094
$h$	-0,0718	-0,6432
$D_1-D_2$	0,2037	-0,5386
$D_2-D_3$	-0,3717	0,7408
$A_1-A_2$	0,3468	-0,6058
$pD_1$	-0,5922	0,3698
$hA_1$	0,1869	0,1046
$Hc$	-0,0608	0,5080
$lP_{bs}$	0,4645	0,5332
$hA_2$	0,2062	-0,3344
$TL$	0,3230	-0,2264
$ID_{3bs}$	-0,3156	0,5518
$ID_{2bs}$	0,3254	-0,1959
$V-A_1$	0,3254	-0,2835



Tabela 22. Zestawienie sekwencji nukleotydowych badanych prób

Nr	Sekwencja nukleotydowa
1D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTAATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
2D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGACGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAATCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTCTTTTGAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTAATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
3D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTAATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
4D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTAATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA



Tabela 22. Zestawienie sekwencji nukleotydowych badanych prób (cd.)

Nr	Sekwencja nukleotydowa
5D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCCTTTGGGAA CTGACTCATTCCCTAATGATTTGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATTCCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAAGTACCCTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
6D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCCTTTGGGAA CTGACTCATTCCCTAATGATCGGTGCACCAATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATTCCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAAGTACCCTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
7D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCCTTTGGGAA CTGACTCATTCCCTAATGATTTGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATTCCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAAGTACCCTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
8D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCCTTTGGGAA CTGACTCATTCCCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATTCCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAAGTACCCTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA



Tabela 22. Zestawienie sekwencji nukleotydowych badanych prób (cd.)

Nr	Sekwencja nukleotydowa
9D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCTTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGC TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTATC ACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGGAT CCCATTTTATACCAACTTA
10D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCTTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
11D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTTATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCTTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
12D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCGTAACCTGGTCTTTTCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCTTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAATACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA



Tabela 22. Zestawienie sekwencji nukleotydowych badanych prób (cd.)

Nr	Sekwencja nukleotydowa
13D	CCTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTTATTCCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCTCCATCTTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACCTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTGGGGCAATTAATTT ATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGTT TGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTATC ACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGAT CCCATTTTATACCAACACTTA
14D	CCTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACCTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGTT CTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGGGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
15D	CCTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTTATTCCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACCTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGTT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
16D	CCTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGACGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACCTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGTT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA



Tabela 22. Zestawienie sekwencji nukleotydowych badanych prób (cd.)

Nr	Sekwencja nukleotydowa
17D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTCATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TACCACAATTTAATAATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGTTGA GCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCGTCTTAGCAGCTGGTATCACA ATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGATCCC ATTTTATACCAACTTA
18D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGCTCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTCATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTTAATAATGAAACCTCCAGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
19D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTCATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTTAATAATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
20D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTCATCTAGCAGGGATTCATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTTAATAATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAAACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA



Tabela 22. Zestawienie sekwencji nukleotydowych badanych prób (cd.)

Nr	Sekwencja nukleotydowa
29D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATATGCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTGCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
30D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTGCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
31D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTGCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA
33D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTGCG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCACGCTTTCGTAATAATTTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCTCCATCTTTCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGGAACAGGCTGAACGTCTATCCACCTTTAGCCGGAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTTTCATCTAGCAGGGATTTCAATCAATTCTTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACACTTA



Tabela 22. Zestawienie sekwencji nukleotydowych badanych prób (cd.)

Nr	Sekwencja nukleotydowa
34D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTATCTAGCAGGGATTTATCAATTTCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA
35D	CCTTTATCTCGTATTTGGTGCCTGAGCCGGCATAGTCGGAACAGCCCTAAGCCTGCTCATTG AGCAGAGCTAAGTCAACCTGGTGCACCTTCTTGGTGATGATCAAATTTATAATGTGATCGTTAC AGCGCAGCCTTTTCGTAATAATTTCTTTATAGTAATACCACTAATAATTGGAGGCTTTGGGAA CTGACTCATTCTCTAATGATCGGTGCACCAGATATAGCTTTCCCTCGAATAAATAACATAAG CTTCTGACTTCTTCCTCCATCTTTCCCTGCTCCTTTTAGCATCCTCTGGTGTAGAAGCTGGGGC TGAACAGGCTGAACTGTCTATCCACCTTTAGCCGGAAACCTCGCTCATGCTGGGGCATCTGT TGATCTCACTATTTTTTCTCTTATCTAGCAGGGATTTATCAATTTCTGGGGCAATTAATTT TATTACCACAATTATTAATATGAAACCTCCGGCAATTTACAGTACCAAACACCCCTATTTGT TTGAGCAGTACTAATTACAGCTGTGCTTCTACTATTATCTCTCCCCGTCTTAGCAGCTGGTAT CACAATACTTCTAACTGACCGTAATCTAATACTTCTTTCTTTGACCCTGCTGGAGGAGGTGA TCCCATTTTATACCAACTTA







## Piśmiennictwo

- Ahilan B., Prince Jeyaseelan M.J. 2001. Effects of different pigment sources on colour changes and growth of juvenile *Carassius auratus*. *Journal of Aquaculture Tropics* 16: 29–36.
- Albert I., Mavrich T.N., Tomsho L.P., Qi J., Zanton S.J., Schuster S.C., Pugh B.F. 2007. Translational and rotational settings of H2A.Z nucleosomes across the *Saccharomyces cerevisiae* genome. *Nature* 446, 7135: 572–576.
- Altschul S.F., Gish W., Miller W., Myers E.W., Lipman D.J. 1990. Basic local alignment search tool. *Journal of Molecular Biology* 215: 403–410.
- Árnason T., Björnsson B., Steinarsson A. 2009. Allometric growth and condition factor of Atlantic cod (*Gadus morhua*) fed to satiation. Effects of temperature and body weight. *Journal of Applied Ichthyology* 25(4): 401–406.
- Bagnara J.T., Hadley M.E. 1973. *Chromatophores and colour change*. New Jersey, Prentice-Hall.
- Berenboim B.I., Dolgov A.V., Korzhev V.A., Yragin N.A. 2000. Cod impact on the stocks dynamics of shrimp *Pandulus borealis* in the Barents Sea and its implication in multispecies models. *Journal of Shellfish Research* 19(1): 552.
- Berg P., Jentoft S., Staar B., Ring K.H., Knutsen H., Lien S., Jakobsen K., Andre C. 2015. Adaptation to low salinity promotes genomic divergence in Atlantic cod (*Gadus morhua* L.). *Genome Biology and Evolution* 7: 1644–1663.
- Beverton R.J., Holt S.J. 1957. *On the dynamics of exploited fish populations*. London, Fishery Invest. 19: 533.
- Bigelow H.B., Schroeder W.C. 2002. *Atlantic Cod, Gadus morhua (Linnaeus 1758)*. *Fishes of the Gulf of Maine*. Washington, Smithsonian Institution Press. 228–235.
- Björnsson B. 1999. Is the growth rate of Icelandic cod (*Gadus morhua* L.) food-limited? A comparison between pen-reared cod and wild cod living under similar thermal conditions. *Rit Fiskideildar* 16: 271–279.
- Björnsson B., Steinarsson A. 2002. The food-unlimited growth rate of Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Canadian Journal of Aquatic Science* 59: 494–502.
- Björnsson B., Steinarsson A., Oddgeirsson M. 2001. Optimal temperature for growth and feed conversion of immature cod (*Gadus morhua* L.). *ICES Journal of Marine Science* 58: 29–38.
- Björnsson B., Steinarsson A., Árnason T. 2007. Growth model of atlantic cod (*Gadus morhua*): effects of temperature and body weight on growth rate. *Aquaculture* 271: 216–226.
- Blanchard J.L., Heffernan O.A., Fox C.J. 2005. North Sea Cod. Spawning and life history information for North Atlantic cod stocks. *ICES Cooperative Research Report* 274: 76–88.
- Bogstad B., Lilly G.R., Mehl S., Pa' lsson O.K., Stefansson G. 1994. Cannibalism and year-class strength in Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) in Arcto-boreal ecosystems (Barents Sea, Iceland and eastern Newfoundland). *ICES Marine Science Symposia* 198: 576–599.
- Bookstein F.L., Chernoff B., Elder R.L., Humphries J.M., Smith G.R., Strauss R.E. 1985. Morphometrics in evolutionary biology: The geometry of size and shape change with examples from fishes. *Academy of Natural Science of Philadelphia (spec. publ.)* 15: 63–65.
- Bradbury I.R., Laurel B.J. 2007. Defining 'natal homing' in marine fish populations. *Marine Ecology Progress Series* 349: 307–308.
- Brander K.M. 1975. *The population dynamics and biology of cod (Gadus morhua L.) in the Irish Sea*. PhD thesis. Norwich U.K., University of East Anglia (niepublikowana).
- Brander K.M. 2005. Cod recruitment is strongly affected by climate when stock biomass is low. *ICES Journal of Marine Science* 62: 339–343.



- Bratty J. 1997. Biological characteristics of Atlantic cod (*Gadus morhua*) from three inshore areas of northeastern Newfoundland. *NAFO Scientific Council Studies* 29: 31–42.
- Bromage N.R. 1995. Broodstock management and seed quality: general considerations, in: *Broodstock management and egg and larval quality*. Eds. N.R. Bromage, R.J. Roberts. London, Blackwell Science.
- Cardinale M., Svedäng H. 2004. Modelling recruitment and abundance of Atlantic cod (*Gadus morhua*), in the eastern Skagerrak-Kattegat (North Sea): evidence of severe depletion due to a prolonged period of high fishing pressure. *Fisheries Research* 69: 263–282.
- Carscadden J.E., Frank K.T. 2002. Temporal variability in the condition factors of Newfoundland capelin (*Mallotus villosus*) during the past two decades. *ICES Journal of Marine Science* 59: 950–958.
- Chapman B., Brönmark C., Nilsson J.Å., Hansson L.A. 2011. The ecology and evolution of partial migration. *Oikos* 120: 1764–1775.
- Chapman B., Hulthén K., Brodersen J., Nilsson P.A., Skov C., Hansson L.A., Brönmark C. 2012. Partial migration in fishes: causes and consequences. *Journal of Fish Biology* 81: 456–478.
- Chrzan F. 1979. *Przyrodnicze podstawy rybołówstwa morskiego*. Gdańsk, Wydawnictwo Uniwersytetu Gdańskiego.
- Cheney K.L., Grutter A., Marshall N.J. 2008. Facultative mimicry: cues for colour change and colour accuracy in a coral reef fish. *Proceedings of the Royal Society of London, B* 275: 117–122.
- Ciannelli L., Knutsen H., Olsen E.M., Espeland S.H., Asplin L., Jelmert A., Knutsen J.A., Stenseth N.C. 2010. Maintenance of small-scale genetic structure in a marine population in relation to water circulation and egg characteristics. *Ecology* 91: 2918–2930.
- Ciannelli L., Fisher J.A.D., Mauritzen M.S., Hunsicker M.E., Hidalgo M., Frank K.T., Bailey K.M. 2013. Theory, consequences and evidence of eroding population spatial structure in harvested marine fishes: a review. *Marine Ecology Progress Series* 480: 227–243.
- Cohen D.M., Inada T., Iwamoto T.S., Scialabba N. 1990. FAO species catalogue. Vol. 10. Gadiform fishes of the world (order Gadiformes). An annotated and illustrated catalogue of cods, hakes, grenadiers and other gadiform fishes known to date. *Fisheries Synopsis* 125(10): 1–442.
- Conroy C.W. 2016. *The behaviors, habitat preferences, and ecology of distinct Atlantic cod phenotypes in the Gulf of Maine*. PhD thesis University of Maryland (niepublikowana).
- Cowen R.K., Sponaugle S. 2009. Larval dispersal and marine population connectivity. *Annual Review of Marine Science* 1: 443–466.
- Daan N. 1978. Changes in the cod stocks and the cod fisheries in the North Sea. *Rapports et Procès-Verbaux des Réunions Conseil international pour l'Exploration de la Mer*. No. 172. Copenhagen, Le Conseil, 39–57.
- Dannevig A. 1953. The littoral cod of the Norwegian Skagerak coast. in: *Rapports et Procès-Verbaux des Réunions du Conseil permanent international pour l'Exploration de la Mer*. No. 136. Copenhagen, Le Conseil, 7–14.
- Dahle G., Jørstad K. 1993. Haemoglobin variation in cod – reliable marker for Arctic cod (*Gadus morhua* L.). *Fisheries Research* 16: 301–313.
- Dalpadado P., Bogstad B. 2004. Diet of juvenile cod (age 0–2) in the Barents Sea in relation to food availability and cod growth. *Polar Biology* 27, 3: 140–154.
- Davie A., Porter M., Bronage N., Migaud H. 2007. The role of seasonally altering photoperiod in regulating physiology in Atlantic cod (*Gadus morhua*). Part I. Sexual maturation. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* 64: 98–112.
- Demel K. 1949. *Morze Północne. Geografia, biologia, rybołówstwo, przejściowy rejon cieśnin*. Gdynia, MIR.
- Demel K., Rutowicz S. 1958. *Morze Barentsa*. Gdynia, Wydawnictwo Morskie.



- Dommasnes A., Christensen V., Ellertsen B., Kvamme C., Melle W., Nootestad L., Pedersen T., Tjelmeland S., Zeller D. 2000. *An ecopath model for the Norwegian Sea and Barents Sea*. in: Workshop Flux of biomasses. Part III. Northeast Atlantic, Bergen, November 2000, Bergen, Norway, Institute of Marine Research, 213–240.
- Drinkwater K. 2008. Comparison of the response of Atlantic cod (*Gadus morhua*) in the high latitude regions of the North Atlantic during the warm periods of the 1920s–1960s and the 1990s–2000s. Part II. Deep sea research. *Topical Studies in Oceanography* 56: 2087–2096.
- Dutil J.D., Lambert Y., Chabot D. 2003. Winter and spring changes in condition factor and energy reserves of wild cod compared with changes observed during food – deprivation in the laboratory. *ICES Journal of Marine Science* 60: 780–786.
- Evseenko S.A., Laurel B., Brown J.A., Malikowa D.Yu. 2006. On the *Gadus* taxonomy: ontogenetic evidence. *Voprosy Ikhtiologii* 46, 3: 326–333.
- Fox D.L. 1976. *Animal Biochromes and Structural Colours: Physical, Chemical, Distributional and Physiological Features of Coloured Bodies in the Animal World*. Los Angeles, University of California Press.
- Fox C., Taylor M.I., Dickey-Collas M., Fossum P., Kraus G., Rohlf N., Munk P., Damme C.J.G. van, Bolle L.J., Maxwell D.L., Wright P.J. 2008. Mapping the spawning grounds North Sea cod (*Gadus morhua*) by direct and indirect means. *Proceedings of the Royal Society of London, Ser. B: Biological Sciences* 275: 1543–1548.
- Fox H.M., Vevers G. 1960. *The nature of animal colours*. London, Sidwick and Jackson.
- Frisk M.G., Jordaan A., Miller T.J. 2014. Moving beyond the current paradigm in marine population connectivity: are adults the missing link? *Fish and Fisheries* 15: 242–254.
- Froese R. 2006. Cube law, condition factor and weight-length relationships: history, meta-analysis and recommendations. *Journal of Applied Ichthyology* 22: 241–253.
- Froese R., Pauly D. (eds.) 2009. FishBase Word Wide Web electronic publications, www.fishbase.org, dostep: wrzesień 2009.
- Geffen A., Fox C.J. Nash R.D.M. 2006. Temperature-dependent development rates of cod *Gadus morhua* eggs. *Journal of Fish Biology* 69: 1060–1080.
- Gibson R.N., Robb L. 1996. Piscine predation on juvenile fishes on a Scottish sandy beach. *Journal of Fish Biology* 49: 120–138.
- Goddard S.V., Wroblewski J.S., Taggart C.T., Howee K.A., Bailey W.L., Kao M.H., Fletcher G.L. 1994. Overwintering of adult northern Atlantic cod (*Gadus morhua*) in cold inshore waters as evidenced by plasma antifreeze glycoprotein levels. *Canadian Journal of Fisheries of Aquatic Science* 51: 2834–2842.
- Goode G.B. 1887. *The fisheries and fishery industries of the United States*. Vol 1. [b.m.], Government Printong Office.
- Goodwin T.W. 1950. Carotenoids in fish. *Biochemical Society Symposia* 6: 63–82.
- Gosse K.R. 2002. *Brown cod and Bay Stocks: Science and Fish Harvesters' Knowk'dge of coloration in population of atlantic cod (Gadus morhua) in Newfoundland and Labrador*. Ottawa, National Library of Canada.
- Gosse K.R., Wroblewski J. 2004. Variant colorations of Atlantic cod (*Gadus morhua*) in Newfoundland and Labrador nearshore waters. *ICES Journal of Marine Science* 61: 752–759.
- Green J.M., Wroblewski J.S. 2000. Movement patterns of Atlantic cod in Gilbert Bay, Labrador, evidence for Bay residency and spawning site fidelity. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 80: 1077–1085.
- Greenstreet S.P.R., Hall S.J. 1996. Fishing and the ground-fish assemblage structure in the north-western North Sea: An analysis of long-term and spatial trends. *Journal of Animal Ecology* 65: 577–98.



- Hall T.A. 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. *Nucleic Acids Symposium Series* 41: 95–98.
- Hall T.E., Smith P, Johnston I.A. 2004. Stages of embryonic development in the Atlantic Cod *Gadus morhua*. *Journal of Morphology* 259: 255–270.
- Hanson J.M., Chouinard G.A. 2002. Diet of Atlantic cod in the southern Gulf of St Lawrence as an index of ecosystem change, 1959–2000. *Journal of Fish Biology* 60: 902–922.
- Hauser L., Carvalho G.R. 2008. Paradigm shifts in marine fisheries genetics: ugly hypotheses slain by beautiful facts. *Fish and Fisheries* 9: 333–362.
- Heath M.R., Kunzlik P.A., Gallego A., Holmes S.J., Wright P.J. 2008. A model of meta-population dynamics for North Sea and West of Scotland cod – The dynamic consequences of natal fidelity. *Fisheries Research* 93: 92–116.
- Hemmer-Hansen J., Nielsen E.E., Therkildsen N.O., Taylor M., Ogden R., Geffen A.J., Bekkevold D., Helyar S., Pampoulie C., Johansen T. 2013. Fishpoptrace Consortium. A genomic island linked to ecotype divergence in Atlantic cod. *Molecular Ecology* 22: 2653–2667.
- Hoines A.S., Bergstad O.A. 1999. Resource sharing among cod, haddock, saithe and pollack on a hering spawning ground. *Journal of Fish Biology* 55: 1233–1257.
- Holst S., Jarms G. 2010. Effects of low salinity on settlement and strobilation of scyphozoa (*Cnidaria*): Is the lions's mane *Cyanea capillata* (L.) able to reproduce in the brackish Baltic Sea? *Hydrobiologica* 645, 53–68.
- Hüssy K., Andersen N.G., Pedersen E.M. 2016. The influence of feeding behaviour on growth of Atlantic cod (*Gadus morhua*, Linnaeus 1758) in the North Sea. *Journal Applied Ichthyology* 32: 928–937.
- ICES. 2012a. *Report of the working group on the assessment of demersal stocks in the North Sea and Skagerrak (WGNSSK)*. ICES CM 2012/ACOM 13. 1204.
- ICES. 2012b. *Report of the Baltic Fisheries Assessment Working Group 2012 (WGBFAS)*. ICES CM 2012/ACOM 10. 859.
- Imsland A.K., Jonsdottir O.D.B. 2003. Linking population genetics and growth properties of Atlantic cod. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 13: 1–26.
- Ivanova N.V., Zemlak T.S., Hanner R.H., Hebert P.D. 2007. Universal primer cocktails for fish DNA barcoding. *Molecular Ecology Notes* 7: 544–548.
- Jennings S., Greenstreet S.P.R., Reynolds J.D. 1999. Structural change in an exploited fish community: a consequence of differential fishing effects on species with contrasting life history. *Journal of Animal Ecology* 68: 617–627.
- Jiming Y. 1982. The dominant fish fauna in the North Sea and its determination. *Journal of Fish Biology* 20: 635–643.
- Jonsdottir O'D.B., Daniélsdóttir A.K., Naedval G. 2001. Genetic differentiation among Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) in Icelandic waters, temporal stability. *ICES Journal of Marine Science* 58: 114–122.
- Kanapathipillai P., Berg E., Dos Santos J., Gulliksen B., Pedersen T. 1994. The food consumption of cod, *Gadus morhua* L., in a high-latitude enhancement area. *Journal of Aquaculture and Fisheries Management*: 65–76.
- Kerr L.A., Secor D.H. 2009. Bioenergetic trajectories underlying partial migration in Patuxent River (Chesapeake Bay) white perch (*Morone americana*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* 66 (4): 602–612.
- Kienzle M. 2005. Estimation of the parameters of von Bertalanffy growth function for the main commercial species of the North Sea. *Fisheries Research Services Internal Report No. 5*. [b.w.].
- Kijewska A., Więcaszek B., Kalamarz-Kubiak H., Szulc J., Sobocka E. 2011. Skin structure study and molecular identification of the Atlantic cod *Gadus morhua* L. of unique golden pigmentation from the Svalbard Bank. *Journal of Applied Ichthyology* 28: 60–65.



- Kjesbu O.S., Klungsøyr J., Kryvi H., Witthames P.R., Walker M.G. 1991. Fecundity, atresia, and egg size of captive Atlantic cod (*Gadus morhua*) in relation to proximate body composition. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* 48: 2333–2343.
- Kjesbu O.S., Kryvi H., Sundby S., Solemdal P. 1992. Buoyancy variations in eggs of Atlantic cod (*Gadus morhua*) in relation to chorion thickness and egg size: theory and observations. *Journal of Fish Biology* 41: 581–599.
- Kjesbu O.S. 1989. The spawning activity of cod, *Gadus morhua* L. *Journal of Fish Biology* 34, 2: 195–206.
- Knijn R.J., Boon T.W., Heessen H.J.T. 1993. Atlas of North Sea fishes, *ICES Cooperative Research Report* No. 194.
- Knutsen H., Olsen E.M., Jorde P.E., Espeland S.H., André C., Stenseth N.C. 2011. Are low but statistically significant levels of genetic differentiation in marine fishes ‘biologically meaningful’? A case study of coastal Atlantic cod. *Molecular Ecology* 20: 768–783.
- Knutsen H., Andre C., Jorde P.E., Skogen M.D., Thuróczy E., Stenseth N.C. 2004. Transport of North Sea cod larvae into the Skagerrak coastal populations. *Proceedings of the Royal Society B* 271: 1337–1344.
- Knutsen H., Jorde P.E., Andre C., Stenseth N.C. 2003. Fine-scaled geographical population structuring in a highly mobile marine species: the Atlantic cod. *Molecular Ecology* 12: 385–394.
- Koops M.A., Hutchings J.A., McIntyre T.M. 2004. Testing hypotheses about fecundity, body size and maternal condition in fishes. *Fish and Fisheries* 5: 120–130.
- Kosior M. 1992. *Dorsz bałtycki (Gadus morhua L.). Połowy i stan zasobów dorszy i storni w Bałtyku*. Studia i Materiały MIR, Ser. B 59. Gdynia, Morski Instytut Rybacki.
- Kosior M. 1993. *Gospodarowanie zasobami dorszy bałtyckich*. Studia i Materiały MIR, Ser. B62. Gdynia, Morski Instytut Rybacki, 1–97.
- Kosior M., Trella K., Jaworski A. 2001. Fecundity of cod (*Gadus morhua callarias* L.) in the southern Baltic in the late 1990s. *Acta Ichthyologica et Piscatoria* 31(2): 55–75.
- Krohn M., Reidy S., Kerr S. 1997. Bioenergetic analysis of the effects of temperature and prey availability on growth and condition of northern cod (*Gadus morhua*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science* 54: 113–121.
- Krzykawski S., Więcaszek B., Keszka S., Antoszek A. 2001. Systematyka kręgowców i ryb. Przewodnik do ćwiczeń. Szczecin, Wydawnictwo AR, 437.
- Kuparinen A., Roney N.E., Oomen R.A., Hutchings J.A., Olsen E.M. 2015. Small-scale life history variability suggests potential for spatial mismatches in Atlantic cod management units. *ICES Journal Marine Science du Cinseil* 181.
- Lambert Y.N.A., Yaragina G., Kraus G., Marteinsdottir G., Wright P.J. 2003. Using environmental and biological indices as proxies of egg and larval production of marine fish. *Journal of the Northwest Atlantic Fisheries Science* 33: 115–159.
- Lambert Y., Dutil J.-D. 1997a. Can simple condition indices be used to monitor and quantify seasonal changes in the energy reserves of cod (*Gadus morhua*)? *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 54: 104–112.
- Lannig G., Bock C., Sartorius F.J., Pörtner H.O. 2004. Oxygen limitation of thermal tolerance in cod, *Gadus morhua* L., studied by magnetic resonance imaging and on-line venous oxygen monitoring. *American Journal of Physiology* 287: 902–910.
- Lawson G.L., Rose G.A. 2000. Seasonal distribution and movements of coastal cod (*Gadus morhua* L.) in Placentia Bay, Newfoundland. *Fisheries Research* 49: 61–75.
- Lear W.H., Wells R. 1984. Vertebral averages of juvenile cod *Gadus morhua* from coastalwaters of eastern Newfoundland and Labrador as indicators of stock origin. *Journal of the Northwest Atlantic Fisheries Science* 5: 23–31.



- Leclercq E., Taylor J.F., Migaud H. 2010. Morphological skin colour changes in teleosts. *Fish and Fisheries* 11: 159–173.
- Le Cren E.D. 1951. The length – weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). *Journal of Animal Ecology* 20(2): 201–219.
- Liao H., Pierce Clay L., Larscheid J.G. 2001. Empirical assessment of indices of prey importance in the diets of predacious fish. *Natural Resource Ecology and Management Publications*: No. 116: 583–591.
- Link J.S., Bogstad B., Sparholt H., Lilly G.R. 2009. Trophic role of Atlantic cod in the ecosystem. *Fish and Fisheries* 10: 58–87.
- Lloret J., Rätz H.J. 2000. Condition of cod *Gadus morhua* of Greenland during 1982–1998. *Fisheries Research* 48(1): 79–86.
- Love R.M. 1970. *The chemical biology of fishes, advances 1968–1977, with a supplementary key to the chemical literature*. London, Academic Press.
- Magnussen E. 2007. Interpopulation comparison of growth patterns of 14 species on Faroe Bank: are a fish on the bank fast-growing? *Journal of Fish Biology* 71: 453–475.
- Marshall C.T., Frank K.T. 1999. The effect of interannual variation in growth and condition on haddock recruitment. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 56: 347–355.
- Matile L., Tassy P., Gaujéd D. 1993. *Wstęp do systematyki zoologicznej – koncepcje, zasady, metody*. Warszawa, Wydawnictwo Naukowe PWN.
- Martinez M., Guderley H., Dutil J.D., Winger P.D., He P., Walsh S.D. 2003. Condition, prolonged swimming performance and muscle metabolic capacities of cod (*Gadus morhua*). *Journal of Experimental Biology* 206: 503–511.
- May A.W., Pinhorn A.T., Wells R., Fleming A.M. 1965. Cod growth and temperature in the Nowofunland area. *Special Publication International Commission for the Northwest Atlantic Fisheries* 6: 545–555.
- Mayr E. 1974. *Podstawy systematyki zwierząt*. Warszawa, Wydawnictwo PWN.
- Mello L.G.S., Rose G.A. 2005. Seasonal cycles in weight and condition in Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) in relation to fisheries. *ICES Journal of Marine Science* 62: 1006–1015.
- Mills M.G., Peterson L.B. 2009. Not just black and white: pigment pattern development and evolution in vertebrates. *Seminars in Cell and Developmental Biology* 20: 72–81.
- Morris C.J., Green J.M. 2002. Biological characteristics of a resident population of Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) in southern Labrador. *ICES Journal of Marine Science* 59(4): 666–678.
- Müller H. 2002. The distribution of “Belt Sea cod” and “Baltic cod” in the Baltic Sea from 1995 to 2001 estimated by discriminant analysis of the number of dorsal fin rays. *ICES CM 2002/L*: 16.
- Myers R.A., Mertz C., Bishop A. 1993. Cod spawning in relation to physical and biological cycles of the northern Northwest Atlantic. *Fisheries Oceanography* 2(3/4): 154–165.
- Mykssvoll M.S., Jung K.M., Albretsen J., Sundby S. 2014. Modelling dispersal of eggs and quantifying connectivity among Norwegian coastal cod subpopulations. *ICES Journal of Marine Science* 71: 957–969.
- Nelson J.S. 1999. Editorial and introduction: The species concept in fish biology. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 9: 277–280.
- Nelson J.S. 2006. *Fishes of the world*. IV wyd. New Jersey, John Wiley & Sons, Inc.
- Nielsen E.E., Wright P., Wright P.J., Hemmer-Hansen J., Poulsen N.A., Gibb I.M., Meldrup D. 2009. Microgeographical population structure of cod *Gadus morhua* in the North Sea and west of Scotland: the role of sampling loci and individuals. *Marine Ecology Progress Series* 376: 213–225.
- Nikolski G. 1970. *Ichtiologia szczegółowa*. Warszawa, PWRiL.
- Nikolski G. 1974. *Theory of the fish stock dynamics*. Moscow, Pishchevaja Promyshlennost' Press.



- O'Brien L., Burnett J., Mayo R.K. 1993. Maturation of nineteen species of finfish off the northeast coast of the United States, 1985–1990. *NOAA Technical Reports NMFS* 113: 66.
- O'Leary D.B., Coughlan J., Dillane E., McCarthy T.V., Cross T.F. 2007. Microsatellite variation in cod *Gadus morhua* through-out its geographic range. *Journal of Fish Biology* 70: 310–335.
- Olsen E.M., Heino M., Lilly G.R., Morgan M.J., Brattey J., Ernande B., Dieckmann U. 2004. Maturation trends indicative of rapid evolution preceded the collapse of northern cod. *Nature* 428 (6986): 932–5.
- Oosthuizen E., Daan N. 1974. Egg fecundity and maturity of North Sea cod, *Gadus morhua*. *Netherlands Journal of Sea Research* 8: 378–397.
- Pacariz S., Björk G., Jonsson P., Börjesson P., Svedäng H. 2014. A model study of the large scale transport of fish eggs in the Kattegat in relation to egg density. *ICES Journal of Marine Science* 71: 345–355.
- Pálsson Ó.K. Magnússon K.G. 1993. Predation by cod in Icelandic waters. *Nordiske Seminar og Arbejdsrapporter* 572: 106–108.
- Pálsson Ó.K. 1994. A review of the trophic interactions of cod stocks in the North Atlantic. *ICES Marine Science Symposia* 198: 553–575.
- Pálsson Ó. K., Thorsteinsson V. 2003. Migration patterns, ambient temperature, and growth of Icelandic cod (*Gadus morhua*), evidence from storage tag data. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 60: 1409–1423.
- Pampoulie C., Jakobsdóttir K.B., Marteinsdóttir G., Thorsteinsson V. 2008. Are vertical behaviour patterns related to the pantophysin locus in the Atlantic cod (*Gadus morhua* L.)? *Behavior Genetics* 38: 76–81.
- Paramor O.A.L., Allen K.A., Aanesen M., Armstrong C., Hegland T., Le Quesne W., Piet G.J., Rakaer J., Rogers S., Hal R. van, Hoof L.J.W.van, Overzee H.M.J. van, Frid C.L.J. 2009. *MEFEPO North Sea Atlas*. University of Liverpool. ISBN 0 906370 60 4.
- Pethon P. 2005. *Aschehoughs store fiskebok, Norges fisker i farger*. Eds. H. Aschehoughs & Co (W. Nygaard) A/S. [b.w.]. ISBN 9788203232473.
- Penttilä J. 1988. Atlantic cod *Gadus morhua*. IN Age determination methods for Northwest Atlantic species. *NOAA Technical Report NMFS* 72: 135.
- Pihl L., Ulmestrand M. 1993. Migration pattern of juvenile cod (*Gadus morhua*) on the Swedish west coast. *ICES Journal of Marine Science* 50: 63–70.
- Pörtner H.O., Knust R. 2007. Climate change affects marine fishes through the oxygen limitation of thermal tolerance. *Science* 315: 95–97.
- Rätz H.J., Lloret J. 2003. Variation in fish condition between Atlantic cod (*Gadus morhua*) stocks, the effect on their productivity and management implications. *Fisheries Research*, 60: 369–380.
- Reiss H., Hoarau G., Dickey-Collas M., Wolff W.J. 2009. Genetic population structure of marine fish: mismatch between biological and fisheries management units. *Fish and Fisheries* 10: 361–395.
- Renaud C.B., Speers L.I., Quadri S.U., McAllister D.E. 1986. Biochemical evidence of speciation in the cod genus *Gadus*. *Canadian Journal of Zoology* 64: 1563–1566.
- Righton D.A., Andersen K.H., Neat F., Thorsteinsson V., Steingrund P., Svedang H., Michalsen K., Hinrichsen H.-H., Bendall V., Neuenfeldt S., Wright P., Jonsson P., Huse G., Kooij J. van der, Mosegaard H., Hussy K., Metcalfe J. 2010. Thermal niche of Atlantic cod *Gadus morhua*, limits, tolerance and optima. *Marine Ecology Progress Series* 420: 1–13.
- Rijnsdorp A.D., Daan N., Beek F.A. Heessen H.J.L. 1991. Reproduction variability in North Sea plaice, sole and cod. *Journal du Conseil Permanent International pour l'Exploration de la Mer* 47: 352–375.
- Ritterbusch-Nauwerck B. 1995. Condition or corpulence, fitness or fatness: a discussion of terms. *Archiv für Hydrobiologie, Special Issues in Advanced Limnology* 46: 109–112.



- Robichaud D., Rose G.A. 2004. Migratory behaviour and range in Atlantic cod: inference from a century of tagging. *Fish and Fisheries* 5: 185-214.
- Rogers S.I., Rijnsdrop A.D., Damm U., Vanhee W. 1998. Demersal fish populations in the coastal waters of the UK and continental NW Europe from beam trawl survey data collected from 1990 to 1995. *Journal of Sea Research* 39: 79-102.
- Rose G.A. 1993. Cod spawning on a migration highway in the north-west Atlantic. *Nature* 366: 458-461.
- Ruszczyc Z. 1981. *Metodyka doświadczeń zootechnicznych*. Warszawa, PWRiL, 462.
- Rutowicz S. 1963. Wyniki badań nad stadem dorsza (*Gadus callarias* L.) południowo-wschodniego Bałtyku w latach 1946-1960. Gdynia. *Prace Morskiego Instytutu Rybackiego* 12.
- Ruzzante D.E., Taggart C.T., Lang S., Cook D. 2000. Mixed-stock analysis of Atlantic cod near the Gulf of St. Lawrence based on microsatellite DNA. *Ecological Applications* 10(4): 1090-1109.
- Rybezyk A., Czerniejewski P., Rokicka-Praxmajer A. 2014. First record of brown colouration of Atlantic cod (*Gadus morhua*, L.) from the North Sea. *Oceanologia* 56(1): 159-163.
- Rybezyk A., Czerniejewski P., Janowicz M. 2018. First records of red colouration of Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) from North Sea. *Acta Zoologica Bulgarica* 70(2) (w druku).
- Schindler D.E., Hilborn R., Chasco B., Boatright C.P., Quinn T.P., Rogers L., Webster M.S. 2010. Population diversity and the portfolio effect in an exploited species. *Nature* 465: 609-612.
- Schmidt J. 1930. The Atlantic Cod (*Gadus callarias* L.) and local races of the same. *Meddelelser fra Carlsberg Laboratoriet* 18: 1-72.
- Scott W.B., Scott M.G. 1988. Atlantic fishes of Canada. *Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Science* 219: 731.
- Secor D.H. 2015. *Migration ecology of marine fishes*. Baltimore, Johns Hopkins University Press.
- Selkoe K.A., Watson J.R., White C., Ben-Horin T., Iacchei M., Mitarai S., Siegel D.A., Gaines S.D., Toonen R.J. 2010. Taking the chaos out of genetic patchiness: seascape genetics reveals ecological and oceanographic drivers of genetic patterns in three temperate reef species. *Molecular Ecology* 19: 3708-3726.
- Sherwood G.D., Rideout R.M., Fudge S.B., Rose G.A. 2007. Influence of diet on growth, condition and reproductive capacity in Newfoundland and Labrador cod (*Gadus morhua*): insights from stable carbon isotopes ( $\delta^{13}\text{C}$ ). *Deep Sea Research* 2(54): 2794-2809.
- Sherwood G.D., Grabowski J.H. 2010. Exploring the life-history implications of colour variation in offshore Gulf of Maine cod (*Gadus morhua*). *ICES Journal of Marine Science* 67: 1640-1649.
- Smebdol R.K., Wroblewski J. 2002. Metapopulation theory and northern cod population structure: interdependency of subpopulations in recovery of a groundfish population. *Fisheries Research* 55: 161-174.
- Sundby S. 2000. Recruitment of Atlantic cod stocks in relation to temperature and advection of copepod populations. *Sarsia* 85: 277-298.
- Sundby S., Nakken O. 2008. Spatial shifts in spawning habitats of Arcto-Norwegian cod related to multidecadal climate oscillations and climate change. *ICES Journal of Marine Science* 65: 953-962.
- Stanek E. 1973. *Obserwacje nad pokarmem i odżywianiem się dorsza (Gadus morhua L.) wód Labradoru, Nowej Funlandii i Nowej Szkocji*. Studia i Materiały MIR nr 17A, Gdynia, Morski Instytut Rybacki 7-26.
- Stanisz A. 2007. *Przystępny kurs statystyki z zastosowaniem Statistica PL na przykładach z medycyny*. Tom III. Kraków, StatSoft Polska.
- Stenseth N.C., Jorde P.E., Chan K.S., Knutsen H., André C., Skogen M., Lekve K. 2006. Ecological and genetic impact of Atlantic cod larval drift in the Skagerrak. *Proceedings of the Royal Society Biological Science* 273:1085-1092.



- Svåsand T., Kristiansen T., Pedersen T., Salvanes A., Engelsen R., Naevdal G., Nødtvedt M. 2000. The enhancement of cod stocks. *Fish and Fisheries* 1: 173–205.
- Svedäng H. 2003. The inshore demersal fish community on the Swedish Skagerrak coast: regulation by recruitment from offshore sources. *ICES Journal of Marine Research* 60: 23–31.
- Svedäng H., Righton D., Jonsson P. 2007. Migratory behaviour of Atlantic cod *Gadus morhua*: natal homing is the prime stock separating mechanism. *Marine Ecology Progress Series* 345: 1–12.
- Svedäng H., Righton D., Jonsson P. 2007. Defining 'natal homing' in marine fish populations; need for inference in fishery science. *Marine Ecology Progress Series* 347: 309–310.
- Svedäng H., André C., Jonsson P., Elfman M., Limburg K.E. 2010. Homing behaviour and otolith chemistry suggest fine-scale sub-population structure within a genetically homogenous Atlantic cod population. *Environmental Biology of Fishes* 89: 383–397.
- Svedäng H., Svenson A. 2006. Populations as behavioural units: inference from time series on juvenile cod abundance in the Skagerrak. *Journal of Fish Biology* 69:151–164.
- Szypuła J., Więski K., Rybczyk A., 2001. *Ćwiczenia z biologii ryb z wykorzystaniem arkusza MS Excel*. Szczecin, Wydawnictwo AR, 35–54.
- Taylor C.C. 1958. Cod growth and temperature. *Journal du Conseil Permanent pour l'Exploration de la Mer* 23: 366–370.
- Teofal F., Militz C. 1996. *Ryby morskie*. Warszawa, Świat Książki.
- Tomlinson J.K., Abramson V.J. 1961. Fitting a von bertalanffy growth curve by least squares. [b.m.], California Department of Fish and Game, 116.
- Trippel E.A., Morgan M.J. 1994. Sperm Longevity in Atlantic Cod (*Gadus morhua*). *Copeia* 4: 1025–1029.
- Ursin E. 1984. On the growth parameters of Atlantic cod as a function of body size. *Dana* 3: 1–20.
- Walden J. 2000. The Atlantic cod. The potential for farming in Shetland. Shetland Fisheries Training Centre Trust. *Fisheries Information Note* 3: 1–4.
- Watała C. 2002. *Biostatystyka – wykorzystanie metod statystycznych w pracy badawczej w naukach biomedycznych*. Bielsko-Biała, Alfa Medica Press.
- Więcaszek B., Krzykowski S., Keszka S., Antoszek A. 2006. *Ryby w akwakulturze i akwarystyce*. Szczecin, Wydawnictwo AR.
- Więcaszek B. 2010. *Analiza statusu taksonomicznego dorsza Gadus morhua Linnaeus, 1758 z Morza Bałtyckiego na podstawie cech morfologicznych, biologicznych i genetycznych populacji z różnych rejonów rozszedlenia*. Szczecin, Wydawnictwo Uczelniane ZUT.
- Whitehead P.J.P., Bauchot M.-L., Hureau J.C., Nielsen J., Tortonese E. 1986. *Fishes of the north-eastern Atlantic and the Mediterranean*, Vol. II. Newfoundland, UNESCO. Fish. N-E. ATL And Mediterranean, 517–1007.
- Wiley E.O. 2002. On species and speciation and reference to the fishes. *Fish and Fisheries* 3: 161–170.
- Wright P.J., Neat F.C., Gibb F.M., Gibb I.M., Thordarson H. 2006. Evidence for metapopulation structuring in cod from the west of Scotland and North Sea. *Journal of Fish Biology* 69 (Suppl. C): 181–199.
- Wroblewski J.S., Neis B., Gosse K. 2005. Inshore stocks of Atlantic cod are important for rebuilding the East Coast fishery. *Coastal Management* 33: 411–432.
- Załachowski W. 1997. *Ryby*. Warszawa, Wydawnictwo Naukowe PWN.
- Załachowski W., Szypuła J., Krzykowski S., Krzykawska I. 1976. *Composition and Mound of food consumed by sprat, Herling and cod in the Southern Balic in the years 1971–1974*. ICES C.M. 1976/P:23. Munchen, Germany, Baltic Fish Committee 1–7.







## Summary

### **Analysis of selected biological, morphological and genetic characteristics of North Sea cod (*Gadus morhua* L., 1758) found in different variants of body colouration**

Due to the unique nature of the research material, the research results presented in this study are innovative. They are the result of a comprehensive comparative analysis of the selected characteristics of the cod with a different body colouration, carried out for the first time in Poland and Europe.

Predominant in the examined sample of the cod with the brown colouration was the fish of the class with the total length of  $TL$  45.1–55.0 cm (44.9% of the sample), which belonged to the fifth age group. The most individuals of the fish with the red colouration were found in the second age group, in the classes with the length of 25.1–35.0 cm and 35.1–45.0 cm. The cod with the standard colouration of the body was the most numerous in the third age group in the classes with the length of 35.1–45.0 cm. Taking into account the results obtained from backward readings, it was found that the largest annual increases were achieved by the cod with the standard colouration, while the increases of the cod with brown and red colouration were similar.

The comparison of the increase in the length of the studied fish, calculated with the use of the von Bertalanffy model, showed the fastest growth of the cod with the standard body colouration and the slowest growth of the cod with the brown colouration. The brown cod achieved also the smallest value of the asymptotic length.

The von Bertalanffy model was a well-chosen mathematical equation – the obtained theoretical lengths in all variants of the cod colouration coincided with the results of the backward readings.

The food composition of the cod researched was similar. In case of the brown and red cod, a greater share of invertebrates was observed, especially in the last classes of the length, while the food of the fish of the standard colouration of the last classes of the length consisted almost exclusively of fish. For all individuals, regardless of the colouration of the skin, along with the increase in their length, the proportion of fish in the diet increased and the number of invertebrate organisms decreased.

Although the nutrients found in the stomachs of the fish researched were similar, however, depending on the form of colouration and the class of the length, their share in the food mass was different. Therefore, the composition of the food was considered as the main cause of the different colouration of the North Sea cod.

The results of the genetic research for the COI gene showed unequivocally that the research material belonged to the *Gadus morhua* species. The genetic diversity within the examined sequences is too small to differentiate the examined individuals in the terms of colour on the basis of the marker used.

The morphological research executed, allowed to conclude that the colourful forms of Atlantic cod from the North Sea differ among each other with their body shape, especially with the lengths: preanal length, upper jaw length, length of head, maximum body depth, minimum body depth and the distances between  $D_2$ - $D_3$  bases and between  $A_1$ - $A_2$  bases.

The statistical analysis of the results showed that the greatest impact on the distinction of the brown cod from the other two variants had the following features: the biggest body height, the preanal length, the upper jaw length and the length of head. It results from that the higher the body depth, the shorter preanal length, the longer upper jaw length and the smaller the length of the head, the more likely it is the cod with a brown colouration. In turn, the red cod from the two other colour variants distinguished the most: the distance between the second and third bases, the smallest body depth and the distance between the anal bases.



## Zusammenfassung

### Analyse ausgewählter biologischer, morphologischer und genetischer Merkmale des Dorschs (*Gadus morhua* L., 1758) aus der Nordsee in verschiedenen Färbungsvarianten

Aufgrund des einmaligen Charakters des Untersuchungsmaterials haben die in der Arbeit präsentierten Ergebnisse einen bahnbrechenden Charakter; sie stellen das Resultat einer breit aufgefassen Vergleichsanalyse ausgewählter Merkmale von Dorschen mit verschiedener Körperfärbung dar, die zum ersten Mal in Polen und Europa durchgeführt wurde.

In der analysierten Probe der Dorsche mit brauner Färbung überwogen Fische aus der Klasse der Gesamtlänge  $TL$  45,1–55,0 cm (44,09 % der Probe), die zur 5. Altersgruppe gehörten. Unter Fischen mit roter Färbung stammten die meisten aus der 2. Altersgruppe und den Längenklassen 25,1–35,0 cm und 35,1–45,0 cm. Dorsche mit Standardfärbung kamen am zahlreichsten in der 3. Altersgruppe in der Längenkategorie 35,1–45,0 cm vor.

Unter Berücksichtigung der ermittelten Ergebnisse aus der Rückwärtsablesung konnte festgestellt werden, dass die höchsten Jahreswuchse von Dorschen mit Standardfärbung erzielt wurden und die Jahreswuchse der Dorsche mit brauner und roter Färbung ähnlich ausfielen. Der Vergleich des Längenwachstums der untersuchten Fische, das anhand des Modells von Bertalanffy berechnet wurde, ergab, dass die Dorsche mit Standardfärbung am schnellsten und die mit brauner Färbung am langsamsten wuchsen. Die braunen Dorsche erzielten auch den niedrigsten Wert der asymptotischen Länge. Das Modell von Bertalanffy bildete eine treffend gewählte mathematische Gleichung, denn die ermittelten theoretischen Längen in allen stimmten mit den Ergebnissen der Rückwärtsablesungen überein.

Die Zusammensetzung der Nahrung der untersuchten Dorsche war ähnlich. Bei braunen und roten Dorschen konnte ein größerer Anteil an Wirbellosen, insbesondere in den letzten Längenklassen beobachtet werden; bei Fischen mit Standardfärbung in den letzten Längenklassen kamen fast ausschließlich andere Fische als Nahrung vor. Unabhängig von der Färbung nahm der Fischanteil an der Nahrung zusammen mit dem Längenwachstum der Fische bei allen Individuen zu und der Wirbellosenanteil ab. Die Nährstoffe in den Mägen der untersuchten Fische waren zwar ähnlich, ihr Anteil an der Nahrungsmasse war aber in Abhängigkeit von der Färbung und Längenkategorie unterschiedlich. Die Zusammensetzung der Nahrung wird somit als die Hauptursache der Entstehung verschiedener Färbungsvarianten des Dorschs in der Nordsee interpretiert.

Ergebnisse genetischer Untersuchungen für das COI Gen zeigten eindeutig, dass das Untersuchungsmaterial zur Tierart *Gadus morhua* gehört. Genetische Differenzierung in den untersuchten Sequenzen ist zu wenig, als dass man die untersuchten Individuen im Hinblick auf die Färbung auf der Grundlage des eingesetzten Markers differenziert.

Die durchgeführten morphologischen Untersuchungen lassen feststellen, dass sich die Färbungsvarianten des Atlantischen Kabeljaus durch die Körperform, insbesondere die folgenden

Längen unterscheiden: Präanale Länge, Oberkieferlänge, Kopflänge, maximale und minimale Körpertiefe sowie Abstand zwischen Rückenflossen  $D_2-D_3$  und Afterlossen ( $A_1-A_2$ ).

Die statistische Analyse der ermittelten Ergebnisse zeigte, dass folgende Merkmale den größten Einfluss auf die Unterscheidung der braunen Dorsche von den zwei sonstigen Varianten hatten: Maximale Körpertiefe, präanale Länge, Oberkieferlänge und Kopflänge. Daraus ergibt sich, dass die Wahrscheinlichkeit, dass ein Dorsch braune Färbung hat, mit der größeren Körpertiefe, kürzeren präanalen Länge und einem längeren Oberkiefer steigt. Rote Dorsche unterscheiden sich von den zwei sonstigen Färbungsvarianten vor allem durch: Abstand zwischen der zweiten und dritten Rückenflosse, minimale Körpertiefe und Abstand zwischen den Afterflossen.





Biblioteka Główna  
Zachodniopomorskiego Uniwersytetu  
Technologicznego w Szczecinie  
**W. 146993**



012-146993-00-0

**W 23.04**

ISBN 978-83-7663-253-7