

# INSPEKCJA OCHRONY ŚRODOWISKA

## PRZEWODNIK METODYCZNY DO BADAŃ TERENOWYCH I ANALIZ LABORATORYJNYCH ICHTIOFAUNY W WODACH PRZEJŚCIOWYCH I PRZYBRZEŻNYCH W RAMACH MONITORINGU DIAGNOSTYCZNEGO ICHTIOFAUNY



|                     |          |
|---------------------|----------|
| <b>WPROWADZENIE</b> | <b>3</b> |
|---------------------|----------|

|                            |          |
|----------------------------|----------|
| <b>GATUNKI WSKAŹNIKOWE</b> | <b>4</b> |
|----------------------------|----------|

|                                                      |    |
|------------------------------------------------------|----|
| OKOŃ <i>PERCA FLUVIATILIS</i> (LINNAEUS, 1758)       | 5  |
| WĘGORZYCA <i>ZOARCES VIVIPARUS</i> (LINNAEUS, 1758)  | 5  |
| STORNIA <i>PLATICHTHYS FLESUS</i> (LINNAEUS, 1758)   | 6  |
| SKARP (TURBOT) <i>PSETTA MAXIMA</i> (LINNAEUS, 1758) | 8  |
| DORSZ <i>GADUS MORHUA</i> (LINNAEUS, 1758)           | 9  |
| SANDACZ <i>SANDER LUCIOPERCA</i> (LINNAEUS, 1758)    | 10 |
| PŁOĆ <i>RUTILUS RUTILUS</i> (LINNAEUS, 1758)         | 11 |
| KRYTERIA WYBORU GATUNKÓW WSKAŹNIKOWYCH               | 12 |

|                                       |           |
|---------------------------------------|-----------|
| <b>ROZDZIAŁ I. REALIZACJA POŁOWÓW</b> | <b>13</b> |
|---------------------------------------|-----------|

|                                                                                                                                   |    |
|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| BIERNE NARZĘDZIA POŁOWU - STANDARD „NORDYCKA SIEĆ BADAWCZA DO POŁOWÓW PRZYBRZEŻNYCH - <i>NORDIC COASTAL MULTI-MESH GILLNETS</i> ” | 13 |
| NARZĘDZIA POŁOWU CZYNNE – WŁOKI DENNE                                                                                             | 14 |
| STRATEGIA WYBORU PUNKTU POMIAROWO-KONTROLNEGO (PPK)                                                                               | 19 |
| PRZYGOTOWANIE DO POŁOWÓW                                                                                                          | 19 |
| POŁOWY SIECIAMI STAWNYMI                                                                                                          | 23 |
| POŁOWY WŁOKIEM DENNYM                                                                                                             | 27 |
| POMIAR TEMPERATURY ORAZ ZASOLENIA WODY SONDA CTD                                                                                  | 29 |
| POMIARY PRZEZROCZYSTOŚCI WODY KRAŻKIEM SECCHIEGO                                                                                  | 33 |
| REJESTRACJA INNYCH ZMIENNYCH                                                                                                      | 34 |
| KONSERWACJA SPRZĘTU POŁOWOWEGO                                                                                                    | 36 |

|                                                   |           |
|---------------------------------------------------|-----------|
| <b>ROZDZIAŁ II. SPOSÓB POSTĘPOWANIA Z POŁOWEM</b> | <b>39</b> |
|---------------------------------------------------|-----------|

|                                              |           |
|----------------------------------------------|-----------|
| <b>ROZDZIAŁ III. ANALIZA SZCZEGÓŁOWA RYB</b> | <b>45</b> |
|----------------------------------------------|-----------|

|                                                      |    |
|------------------------------------------------------|----|
| POMIAR DŁUGOŚCI RYB                                  | 46 |
| ANALIZA ICHTIOLOGICZNA                               | 48 |
| POMIAR MASY RYB                                      | 49 |
| METODY OCENY STOPNIA DOJRZAŁOŚCI GONAD               | 49 |
| POBÓR ŁUSEK                                          | 52 |
| POBÓR OTOLITÓW I PROMIENI TWARDEY PŁETWY GRZBIETOWEJ | 53 |
| OGÓLNE ZASADY OZNACZANIA WIEKU RYB                   | 56 |

|                                                                          |           |
|--------------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b>ROZDZIAŁ IV. METODYKA ANALIZY SZCZEGÓŁOWEJ WYBRANYCH GATUNKÓW RYB</b> | <b>59</b> |
|--------------------------------------------------------------------------|-----------|

|                                 |    |
|---------------------------------|----|
| RYBY KARPIOWATE - PŁOĆ          | 59 |
| RYBY OKONIOWATE – OKOŃ, SANDACZ | 61 |
| DORSZ                           | 67 |
| WĘGORZYCA                       | 70 |
| STORNIA I SKARP                 | 74 |

|                                                                    |           |
|--------------------------------------------------------------------|-----------|
| <b><u>ROZDZIAŁ V. REJESTRACJA ZEWNĘTRZNYCH ZMIAN CHOROBYCH</u></b> | <b>77</b> |
| LIMFOCYSTOZA                                                       | 78        |
| OWRZODZENIA                                                        | 79        |
| DEFORMACJE SZKIELETU                                               | 82        |
| PROCEDURA BADANIA CHOROÓB RYB                                      | 86        |
| <b><u>ROZDZIAŁ VI. BEZPIECZEŃSTWO PRACY</u></b>                    | <b>88</b> |
| <b><u>LITERATURA</u></b>                                           | <b>93</b> |
| <b><u>ANEKS - DANE WYMAGANE DO REJESTRACJI W TRAKCIE BADAŃ</u></b> | <b>96</b> |

## Wprowadzenie

Charakterystyka populacji i relacje panujące z zespołach ryb są istotnymi parametrami służącymi do oceny jakości środowiska naturalnego oraz statusu ekologicznego wód. Połowy badawcze mają na celu scharakteryzowanie populacji ryb na badanym obszarze poprzez analizę ich składu i wzajemnych relacji międzygatunkowych oraz ocenę zależności pomiędzy warunkami środowiskowymi a badanymi organizmami. Istotnym parametrem jest też zmienność czasowa i przestrzenna zagęszczenia oraz parametrów populacyjnych ichtiofauny. Na podstawie wyników wieloletnich badań można zidentyfikować grupy funkcjonalne ryb oraz opisać ich wzajemne relacje troficzne. Analiza wybranych cech proponowanych gatunków wskaźnikowych może służyć ocenie oddziaływania różnego rodzaju presji.

W celu zapewnienia porównywalności w czasie oraz pomiędzy różnymi obszarami, połowy i analizy ryb muszą być prowadzone w sposób standaryzowany. Ważnym argumentem jest możliwość porównania wyników z danymi z innych krajów nadbałtyckich. Z tego powodu przedstawiona poniżej metodyka musi podlegać ciągłej ewaluacji.

Pobór prób jest pierwszym krokiem w kierunku zapewnienia najwyższej jakości danych. Metodyki poboru oparte są na doświadczeniach naukowych i wieloletniej praktyce biologów morskich. Są one również, w miarę możliwości ujednolicane, aby zapewnić porównywalność wyników badań uzyskiwanych przez różne grupy naukowców, łowiących na różnych akwenach i w różnych warunkach. Standaryzacja metod wykonywania prac terenowych wychodzi naprzeciw wyjątkowo dużemu zapotrzebowaniu na wiarygodne wyniki oraz związana jest z wysoką wartością naukową próbek i materiałów archiwalnych. Reprezentatywność i powtarzalność próbki to podstawa porównań przestrzennych i czasowych dokonywanych podczas wieloletnich cykli badań monitoringowych.

Podjętując się analizy ichtiologicznej danego akwenu, w celu poznania parametrów populacyjnych ryb, należy m.in.:

- prawidłowo zebrać materiał badawczy,
- przeprowadzić jego analizę w laboratorium,
- poddać wyniki interpretacji itp.

Na podstawie wyników uzyskiwanych podczas połowów badawczych i/lub komercyjnych, zbierane są również informacje na temat zmian w składzie gatunkowym i liczebności zespołów ryb. Dane o zagęszczeniu uzyskiwane są w wyniku badań wydajności połowowych notowanych w trakcie prowadzonych przy użyciu aktywnych narzędzi badawczych.

Podczas ustalania odpowiedniej metodyki, która ma być zastosowana podczas prowadzonych badań monitoringowych, należy mieć na uwadze kwestie reprezentatywności połowu w odniesieniu do struktury gatunkowej występującej w danym akwenie ichtiofauny. Gatunki ryb, potencjalnie



występujących na obszarze objętym monitoringiem ichtiologicznym, mogą nie być obecne wśród ryb pozyskanych w trakcie prowadzonych połowów. Najczęstsze przyczyny takiej sytuacji to:

- gatunek sporadycznie występuje w płytkiej, przybrzeżnej strefie wód w okresie pobierania próbek;
- lokalne siedlisko w miejscu poboru prób jest nieodpowiednie dla występowania określonego gatunku;
- narzędzia połowowe użyte do badań są nieprzydatne i nieskuteczne przy połowach określonych gatunków;
- nakład połowowy jest za niski (mało dni połowowych, niewiele punktów poboru, niewystarczająca liczba i rozmiary narzędzi połowowych etc.) – prawdopodobieństwo połowu rzadkich gatunków rośnie wraz ze wzrostem ww. nakładu.

Prowadzony w Polsce program monitoringu ichtiofauny odnosi się głównie do ryb związanych z siedliskami dennymi w strefie przybrzeżnej. Większość morskich obszarów przybrzeżnych zasiedlana jest również przez gatunki słodkowodne. Gatunki pelagiczne, zimnowodne jak śledź (*Clupea harengus*, Linnaeus 1758), często występują w strefach przybrzeżnych, ale są one głównie elementami wędrownych ichtiocenoz otwartego morza i nie powinny być uwzględniane w programie monitorowania stref przybrzeżnych.

Abiotyczne elementy środowiska odgrywają ważną rolę w zachowaniu i metabolizmie ryb. Ich aktywność wzrasta zwykle wraz ze wzrostem temperatury wody. Najczęściej jest to kluczowy czynnik wpływający na uzyskiwane wyniki połowowe. Aktywność ryb i ich zachowanie może się również zmieniać w zależności od warunków meteorologicznych i hydrologicznych oraz zmian parametrów fizykochemicznych wody: zasolenia i przejrzystości wody. Ryby są organizmami zmiennocieplnymi i stąd wraz ze wzrostem temperatury, a więc i przyspieszeniem tempa przemiany materii, rośnie ilość zjadanego pokarmu, jego przyswajalność oraz ich tempo wzrostu. W związku z tym, analizując dane uzyskiwane podczas badań monitoringowych, bardzo istotne jest uwzględnienie temperatury wody. Rejestrowane powinny być również wartości innych czynników abiotycznych, ponieważ mogą mieć one istotne znaczenie przy interpretacji uzyskanych danych dotyczących połowów.

### **Gatunki wskaźnikowe**

Uwzględniając specyfikę monitorowanych obszarów oraz biologię występujących na nich gatunków ryb, zaproponowano siedem wskaźnikowych gatunków ryb, dobrze opisujących stan ekologiczny przybrzeżnych ekosystemów morskich, odpowiednich do wykorzystania podczas badań monitoringowych: dorsz (*Gadus morhua*), okoń (*Perca fluviatilis*), sandacz (*Stizostedion lucioperca*), płoć (*Rutilus rutilus*), stornia (*Platichthys flesus*), skarp (*Psetta maxima*) i węgorzyca (*Zoarces viviparus*).

### Okoń *Perca fluviatilis* (Linnaeus, 1758)

Okoń należy do rodziny ryb okoniowatych *Percidae* (Bonaparte, 1832). Jego ciało jest umiarkowanie wydłużone, lekko spłaszczone po bokach. U niektórych osobników może powstawać delikatne wygrzbiecie. W niektórych przypadkach okoń może być mylony z jazgarzem *Gymnocephalus cernuus* (Linnaeus, 1758). Ubarwienie ciała zmienia się w zależności od środowiska w jakim bytuje. Może być stalowo zielone lub jasne, natomiast grzbiet ciemny, w niektórych przypadkach czarny. Z powodu występowania charakterystycznych pasków jest rybą znaną i łatwo rozpoznawalną. Okoń jest rybą pospolicie występującą prawie w całej Europie, Ameryce Północnej oraz części Azji. Ze względu na dużą plastyczność, zasiedla wszelkiego typu akweny śródlądowe, rzeki oraz wody słonawe. Okoń odbywa tarło w okresie wiosennym (marzec, kwiecień, maj), gdy temperatura wody wzrośnie powyżej 6°C. Samce dojrzewają w 2-3 roku życia, natomiast samice w 3-4 roku. Okoń należy do fito-litofilnej grupy ekologicznej, składając ikrę w postaci długich wstęg bezpośrednio na roślinności, korzeniach, kamieniach. Okoń jest drapieżnikiem fakultatywnym, w związku z czym skład jego pokarmu jest zmienny. Narybek okonia odżywia się w litoralu. W skład jego pokarmu wchodzi początkowo formy zooplanktonowe (*Keratella* sp., *Cyclops* sp., *Volvox* sp.). Wraz ze wzrostem, zaczyna żerować na larwach ważek (*Odonata*), jętek (*Ephemeroptera*), chrząszczów (*Trichoptera*), ochotek (*Chironomidae*). W pokarmie ryb dorosłych pojawiają się dodatkowo ryby (m.in. ukleja *Alburnus alburnus*, płoć *Rutilus rutilus*, leszcz *Abramis brama*).



Fot. 1. Okoń *Perca fluviatilis* (fot. Grzegorz Wadecki)

### Węgorzyca *Zoarces viviparus* (Linnaeus, 1758)

Środowiskiem bytowania węgorzycy są wody słone bądź słonawe. Preferuje stanowiska o kamienistym i żwirowym dnie, porośniętym roślinnością zanurzoną. Swoim zasięgiem występowania obejmuje północno-wschodnią część Atlantyku, Morze Bałtyckie. W Polsce występuje wzdłuż całego wybrzeża, szczególnie licznie w wodach Zatoki Gdańskiej. Ciało węgorzycy jest

wydłużone, w tylnej części bocznie ścięśnione. Posiada płetwę grzbietową połączoną z płetwą ogonową i odbytową, wspartą na miękkich promieniach. Osiąga długość ciała rzędu 45 cm. Ubarwienie ciała jest ciemne, żółtawozielone, ze znajdującymi się po bokach podłużnymi plamami, przypominającymi szachownicę. Dojrzałość płciową samce osiągają w drugim roku życia, samice w trzecim. Okres tarła przypada na okres późnego lata i wczesnej jesieni (sierpień-październik). Węgorzyca jest jedynym przedstawicielem jajożyworodnych ryb w polskiej ichtiofaunie. Jako gatunek typowo dennej, odżywia się skorupiakami (np. *Mysidotea entomon*), mięczakami (np. *Macoma baltica*), w niewielkim stopniu drobnymi rybami (Kuczyński 1980). Jest bioindykatorem jakości środowiska wodnego. Gatunek ten jest polecany do celów monitoringowych. Został zaproponowany przez szwedzkich naukowców w 1991, jako bioindykator przybrzeżnych wód Morza Bałtyckiego (Komisja Ochrony Środowiska Morza Bałtyckiego – Baltic Marine Environmental Protection Commission - HELCOM). Jest on również stosowany jako wskaźnik wykorzystywany w ramach Programu Monitoringu Morza Bałtyckiego (BMP – Baltic Monitoring Programme).



Fot. 2. Węgorzyca *Zoarces viviparus* (Fot. Adam M. Lejk)

### **Stornia *Platichthys flesus* (Linnaeus, 1758)**

Środowiskiem bytowania storni są wody słone bądź słonawe (gatunek euryhalinowy). Bytuje na stanowiskach o dnie piaszczysto-kamienistym, z niewielką domieszką roślinności. Zasięg jej występowania rozciąga się od Morza Czarnego i Azowskiego, poprzez Morze Śródziemne, aż do wybrzeży północnoeuropejskich (Morze Północne, Morze Barentsa). Gatunek ten powszechnie występuje w wodach Bałtyku, gdzie ma duże znaczenie gospodarcze. Najczęściej spotykane są osobniki o w przedziale długości 19-27cm (*l.t.*). Stornia posiada asymetryczną budowę ciała. Oczy położone są po prawej lub lewej (znacznie rzadziej) stronie. W zależności od charakteru podłoża, barwa strony „ocznej” jest ciemnożółta, brunatna z dodatkiem pojedynczych ceglastych kropek. Strona ciała skierowana do podłoża jest najczęściej biała, z szarym odcieniem. Ciało storni pokryte jest drobną łuską, które w znacznej części przeobrażone są w płytki kostne, nadając jej ciało



charakterystyczną szorstkość. Okres tarłowy storni przypada na końcówkę zimy, początek wiosny. Do tarła przystępuje w 2-4 roku życia. Płodność samic, w zależności od wieku może wynosić od 200 tysięcy do prawie 3 milionów ziaren ikry. Pokarmem storni są organizmy bentosowe, takie jak mięczaki, skorupiaki, pierścienice. Podobnie jak węgorzyca, gatunek ten jest polecany do celów monitoringowych.



Fot. 3. Stornia *Platichthys flesus* (Fot. Anna Luzeńczyk)

### Skarp (Turbot) *Psetta maxima* (Linnaeus, 1758)

Skarp jest gatunkiem zasiedlającym słone wody przybrzeżne Europy wraz z Morzem Śródziemnym oraz Morzem Czarnym. Preferuje stanowiska do głębokości sięgających 100 m, z piaszczystym dnem. W porównaniu do innych przedstawicieli płastug żyjących w Bałtyku, skarp osiąga znaczne rozmiary. Gatunek ten ma duże znaczenie gospodarcze w krajach nadbałtyckich. Najczęściej poławiane są osobniki w przedziale 32-35cm (*l.t.*), choć zdarzają się skarpie przekraczające 60 cm długości. Podobnie jak inne płastugi, skarp posiada asymetryczną postać ciała. Oczy położone są po lewej stronie. Ubarwienie ciała zmienia się w zależności od podłoża. Strona „oczna” jest barwy szarobrunatnej z dodatkami pojedynczych ciemnych plam. Strona ciała skierowana do podłoża jest najczęściej biała. Okres tarłowy skarpia przypada na wiosnę oraz początek lata. Ze względu na pelagiczny typ ikry, duży wpływ na efektywność naturalnej rekrutacji ma zasolenie oraz temperatura wody. Samce dojrzewają wcześniej od samic, najczęściej w 3 roku życia, natomiast samice w 4 roku. Płodność samic, w zależności od wieku może wynosić od kilku do kilkunastu milionów ziaren ikry. Młode skarpie początkowo odżywiają się głównie małymi skorupiakami (*Malacostraca*, *Decapoda*). Wraz ze wzrostem rozmiarów ciała udział ryb w diecie skarpia wzrasta. Skarp, w warunkach południowego Bałtyku, może być gatunkiem wskaźnikowym warunków środowiskowych, czy presji rybackiej.



Fot. 4. Skarp *Psetta maxima* (Fot. Katarzyna Nadolna-Ałtyn)



### **Dorsz *Gadus morhua* (Linnaeus, 1758)**

Dorsz jest dużą, drapieżną rybą (w Bałtyku dorastającą do 1,3 m długości) należącą do rodziny dorszowatych *Gadidae*. Ciało dorsza jest wydłużone, opływowe o długiej, masywnej głowie. Cechą charakterystyczną gatunku jest duży, pojedynczy wąs na podbródku. Dorsz posiada trzy, blisko siebie osadzone płetwy grzbietowe o zaokrąglonych krawędziach oraz dwie płetwy odbytowe. Ubarwienie ma zmienne, zależnie od miejsca przebywania ryb; zazwyczaj zielonkawe, jasnoszare, brązowe lub czerwone z plamistym wzorem. Strona brzuszna brudnobiała. Linia boczna jasna, wyraźnie odcinająca się. W Bałtyku przebywa w strefie od brzegu do głębokości ponad 100 m, zarówno przy dnie, jak też w strefie wolnej wody. Młode ryby często spotkać można w płytkich wodach przybrzeżnych. Tarło w Bałtyku odbywa się w głębokich wodach (głębie bałtyckie) – gdzie zasolenie jest większe, co zapewnia ikrze pływalność. Czas jego trwania przypada na okres od marca do sierpnia z nasileniem w kwietniu-czerwcu. Samice składają ikrę pelagiczną (unoszącą się w toni wody). Po 15-20 dniach wylęgają się z nich larwy długości ok. 4 mm i rozpoczynają żerowanie. Po 3 miesiącach młode dorsze osiągają długość 3-6 cm i przechodzą na przydenny tryb życia. W tym okresie u młodych, migrujących dorszy atlantyckich rozpoczyna się wędrówka pokarmowa na płytkie wody, gdzie żywią się bezkręgowcami. Dorsz jest obok szprota i śledzia gatunkiem najliczniej poławianym przez floty rybackie państw należących do Unii Europejskiej i najbardziej cennym. W Bałtyku połowy dorsza w latach 1950-1970 wahały się w granicach 120-170 tys. ton rocznie, w tym polskie rybołówstwo osiągało 35-60 tys. ton. Jeszcze lata 80. określa się jako "złote" dla polskiego rybołówstwa ze szczytem 120 tys. ton. Od roku 2002 oficjalnie deklarowane połowy polskich rybaków w Bałtyku znajdują się na poziomie poniżej 20 tys. ton.



Fot. 5. Dorsz *Gadus morhua* (Fot. Anna Luzeńczyk)

### Sandacz *Sander lucioperca* (Linnaeus, 1758)

Sandacz należy do rodziny ryb okoniowatych *Percidae* Bonaparte, 1832. Ciało sandacza jest wydłużone, bocznie lekko spłaszczone. W okresie młodocianym, sandacz może być mylony z okoniem *Perca fluviatilis* (Linnaeus, 1758) i jazgarzem *Gymnocephalus cernuus* (Linnaeus, 1758). Ubarwienie sandacza jest zmienne, złocistozielone w zależności od środowiska, w którym żyje. Po bokach ciała występuje 7 głównych ciemnych, pionowych pasów. Siedliskiem występowania sandacza są zbiorniki wody stojącej, rzeki, estuaria oraz przybrzeżna strefa wód morskich Zachodniej i Środkowej Europy. Sandacz preferuje płytkie wody o podniesionej trofii. Wykazuje tolerancję na zasolenie rzędu 12‰, przy czym dla prawidłowej inkubacji ikry zasolenie wody nie może przekraczać 3‰. Tarło sandacza przypada na okres kwietnia-maja, gdy temperatura wody osiągnie 10-14°C. Sandacz należy do fitofilnej grupy ekologicznej. W sąsiedztwie piaszczystego podłoża, samiec buduje gniazdo o średnicy ok. 0,5m, i głębokości 10cm. Samica składa ikrę na zatopionych gałęziach, korzeniach drzew, kamieniach oraz roślinności. Po odbytych tarle, samiec sandacza pilnuje gniazda przez pewien okres. W ciągu roku, gatunek ten wykonuje szereg wędrówek: pokarmowe, tarłowe, zimowe. Skład pokarmu sandacza jest zmienny. Młodsze osobniki preferują przedstawicieli zooplanktonu oraz fauny bezkręgowej. W pokarmie ryb dorosłych dominują ryby (około *Perca fluviatilis*, płoć *Rutilus rutilus*, leszcz *Abramis brama*, jazgarz *Gymnocephalus cernuus*, ukleja *Alburnus alburnus*).



Fot. 6. Sandacz *Sander lucioperca* (fot. Łukasz Poletek)



### Płóć *Rutilus rutilus* (Linnaeus, 1758)

Płóć należy do rodziny ryb karpiowatych *Cyprinidae*. Mylona niekiedy jest z wzdrgą, która jest bardziej wygrzbiecona. Cechą kluczową pozwalającą odróżnić oba gatunki jest położenie płetwy grzbietowej względem płetw brzusznych. Ubarwienie płoci jest zmienne. Grzbiet ciała bywa zielonkawo-srebrzysty, ciemno-oliwkowo-zielony albo szaroniebieski. Boki ciała mają najczęściej ubarwienie srebrzyste lub srebrzysto-niebieskie a brzuch srebrzystobiały. Większość płetw jest jasnoczerwona (płetwy grzbietowa i ogonowa – szare oraz z lekkim czerwonym odcieniem oraz ciemną obwódką). Tęczówka oka jest całkowicie lub częściowo czerwona. Płocie zasiedlają jeziora wszystkich typów oraz nizinne i podgórskie odcinki rzek i potoków. Niektóre z płoci żerują w morzu, a rozród odbywają w wodach słodkich. Ryby te pełnią ważną rolę w ekosystemie, stanowiąc pokarm drapieżników: m.in. szczupaków, sandaczy, sumów oraz boleni. Do rozrodu płóć przystępuje na przełomie kwietnia i maja lub w maju. Na grzbiecie samców w okresie godowym występuje wysypka perłowa. Rozród odbywa się w temperaturze wody 10-11°C. Na miejsce rozrodu, ryby tego gatunku wybierają płytkie (0,5 – 1,5 m), zaciszne, dobrze nasłonecznione i osłonięte miejsca. Dno tarlisk jest zwykle piaszczyste, pokryte warstwą mułu i szczątkami roślin. We wczesnym okresie życia, płóć odżywia się początkowo fito- i zooplanktonem, a począwszy od drugiego roku życia – roślinnością wodną, larwami owadów i drobnymi mięczakami. Stanowi ważny składnik rybackich połowów komercyjnych oraz połowów sportowych.



Fot. 7. Płóć *Rutilus rutilus* (Fot. Grzegorz Wadecki)



### **Kryteria wyboru gatunków wskaźnikowych**

Wybór powyższych gatunków jako gatunków wskaźnikowych oparty był o kryteria związane z powszechnością występowania, łatwością połowu i oznaczenia, wielkością osobników oraz trybem życia. Wszystkie wymienione gatunki są względnie duże, łatwe do identyfikacji i charakteryzują się szerokim zasięgiem występowania w Bałtyku. Są też względnie osiadłe, niewymagające specjalnych, mocno wyspecjalizowanych narzędzi połowowych i występują na ogół w dużych liczebnościach na obszarach swoich siedlisk, a ich biologia umożliwia daleko idącą analizę wpływu zmieniających się warunków środowiskowych na reprodukcję.

Okoń, płoć i sandacz to fitofilne gatunki, charakterystyczne dla wód estuariowych i mogą być monitorowane w najbardziej cennych przyrodniczo chronionych siedliskach Bałtyku. Jako gatunki związane z obszarami dna porośniętymi roślinnością naczyniową, stanowią doskonały indykator dla obszarów o bogatej bioróżnorodności.

Węgorzycza, dorsz, stornia i skarp reprezentują ichtiofaunę otwartych wybrzeży Bałtyku. Są dobrymi gatunkami odpowiednimi do rejestracji zewnętrznych zmian chorobowych (zwłaszcza stornia i dorsz). Węgorzycza jest ponadto jednym z niewielu typowo nie-wędrownych gatunków przybrzeżnych dostępnych dla badań monitoringowych w ciągu całego cyklu życia. Cechuje ją względnie osiadły tryb życia oraz występowanie w strefie przybrzeżnej zarówno organizmów juwenilnych jak również ryb dorosłych. Ponadto brak jest jakichkolwiek ograniczeń połowowych wynikających z przepisów o ochronie gatunkowej.

Dorsz jest dużym drapieżnikiem, łatwym do identyfikacji i niewymagającym używania specjalistycznego sprzętu połowowego. Jest też rybą odpowiednią do badań nad występowaniem zewnętrznych zmian chorobowych. W ekosystemach dorsz odgrywa znaczącą rolę jako drapieżnik, a jego zniknięcie ze szczytu łańcucha pokarmowego mogłoby doprowadzić do zmian w strukturze piramidy troficznej. W konsekwencji może być to jedną z głównych przyczyn głębokich przemian w ekosystemie Morza Bałtyckiego. Z uwagi na fakt, iż w wodach przybrzeżnych często spotkać można żerujące młode dorsze, ich liczebność w połowach kontrolnych świadczyć może o efektywności reprodukcji gatunku w Bałtyku i co za tym idzie – o kierunkach przemian zachodzących w ekosystemie.

## Rozdział I. Realizacja połowów

Najważniejszą decyzją przed przystąpieniem do realizacji połowów jest wybór narzędzia połowu, uzależniony m.in. od składu gatunkowego ichtiofauny zamieszkującej badany obszar oraz od wcześniejszego wyboru ryb wskazanych jako gatunki wskaźnikowe w programie monitoringu. Optymalne narzędzia połowowe do prowadzenia badawczych połowów nieselektywnych, powinny zapewniać możliwość połowu osobników w pełnym zakresie wielkości, od niewielkich ryb w stadium młodocianym, po dorosłe osobniki o dużych rozmiarach. Tylko takie połowy kontrolne umożliwiają pełną ocenę stanu populacji danych gatunków oraz stanu środowiska, w jakim ryby te bytują.

Jako podstawowe narzędzia służące do monitoringu w strefie wód przybrzeżnych i przejściowych wybrano wielopanelowe sieci stawne o zróżnicowanej wielkości oczek oraz narzędzia ciągnięte (włoki denne).

### **Bierne narzędzia połowu - standard „Nordycka sieć badawcza do połowów przybrzeżnych - Nordic coastal multi-mesh gillnets”**

Standard „Nordycka sieć badawcza do połowów przybrzeżnych” jest używana m.in w Szwecji i Finlandii do monitoringu strefy przybrzeżnej w ramach prac HELCOM COMBINE (Cooperative Monitoring in the Baltic Marine Environment prowadzony przez Komisję Helsińską). Z uwagi na niższe zasolenie w części północnej Bałtyku oraz dużą liczbę rzek uchodzących bezpośrednio do morza, zespół ichtiofauny jest tam zdominowany przez ryby słodkowodne (okoniowate, karpowate). W warunkach Polski obok gatunków morskich (m.in. dorsz, stornia) taki zespół ichtiofauny występuje w większości wód strefy przejściowej. Sieć typu nordyckiego jest bardzo wydajna, szczególnie w odniesieniu małych ryb (do 30 cm.)

Charakterystyka techniczna:

- sieć złożona z 9 paneli – długość panelu: góra 5 m, dół 5,5 m (przy odpowiednio dobranym współczynniku sadu);
- wysokość zestawu – 1,8 m;
- każdy panel powinien być oznaczony (w górnej jego części) tasiemką z wielkością oczka (na początku i końcu panelu) w sposób odporny na wodę;
- sieci szyte na linkach pływających typu korklina 2,0 (9g/m); linki dolne typu ołowianka 2,0 (32g/m);
- zalecany kolor sieci - zielony (wszystkie panele).

Tabela 1. Charakterystyka techniczna stosowanej sieci

| Lp. | Kolejność<br>siatki<br>w zestawie | Wielkość<br>oczka (od<br>węzła do<br>węzła)<br>[mm] | Grubość<br>żyłki<br>[mm]  | Długość<br>panelu<br>[m]<br>(górze) |
|-----|-----------------------------------|-----------------------------------------------------|---------------------------|-------------------------------------|
| 1   | 1                                 | 30                                                  | 0,15                      | 5                                   |
| 2   | 2                                 | 15                                                  | 0,14                      | 5                                   |
| 3   | 3                                 | 38                                                  | 0,16                      | 5                                   |
| 4   | 4                                 | 10                                                  | 0,12                      | 5                                   |
| 5   | 5                                 | 48                                                  | 0,20                      | 5                                   |
| 6   | 6                                 | 12                                                  | 0,12                      | 5                                   |
| 7   | 7                                 | 24                                                  | 0,14-0,16                 | 5                                   |
| 8   | 8                                 | 60                                                  | 0,20                      | 5                                   |
| 9   | 9                                 | 19                                                  | 0,14-0,16                 | 5                                   |
|     |                                   |                                                     | Długość całkowita<br>45 m |                                     |

Do niezbędnego wyposażenia sieci zalicza się:

- kotwice do sieci, 3 lub 4-ramienne, o wadze ok 5 kg każda, po 2 sztuki na jedną sieć
- komplet (2 sztuki na sieć) tyczek rybackich do oznaczania początku i końca sieci.

Tyczki powinny być wyposażone w chorągiewki (wymiały ok. 50x45 cm) w kolorze czerwonym (sieć przy powierzchni wody) lub czarnym (sieć denną). Kolor chorągiewek zależy jest od głębokości wystawienia - w strefie płytkowodnej, pomimo że sieci są uzbrojone jako sieci sięgające do dna, ich wierzchołek może sięgać powierzchni wody. W takim wypadku bezpieczniejsze jest zaopatrzenie tyczek w chorągiewki w kolorze czerwonym z uwagi na konieczność unikania sieci przy powierzchni wody przez inne jednostki pływające..

Przed wystawieniem zestawu należy sprawdzić zgodność wyposażenia z aktualnymi przepisami odpowiedniego dla danego rejonu Okręgowego Inspektora Rybołówstwa Morskiego.

Do wystawienia sieci niezbędne jest zaopatrzenie się w mocną linkę ze sztucznego tworzywa (poliamidu), która będzie łączyła sieć z kotwicą i tyczką. Minimalna długość linki zależy od głębokości wystawienia. Przeważnie stosuje się przelicznik długości linki w zakresie od 1,5 do 2 głębokości wystawienia sieci.

### **Narzędzia połowu czynne – włoki denne**

Narzędzia ciągnięte (włóczęne) są to narzędzia, których konstrukcja i technika połowu umożliwia złowienie ryb znajdujących się na drodze przemieszczania narzędzia. Narzędzia te holowane w strefie dna powodują zagarnięcie ryb w czasie trwania połowu oraz ich skupienie



i odcedzenie w części końcowej narzędzia. Przestrzeń penetrowana przez narzędzie zależy m.in. od wielkości jego wlotu, prędkości i czasu trałowania.

Włók denny przeznaczony jest do połowów na dnie (ryb dennych). Charakteryzuje się nawisem „skwarem” sieci w części górnej (nadbiorowej, która ma uniemożliwić ucieczkę ryb, podrywających się z dna. W celu zabezpieczenia włoka przed uszkodzeniem części dolnej (podborowej), wyposaża się go w tzw. bobiny tzn. gumowe krążki i plastikowe toczyska chroniące podborę i ułatwiające przemieszczanie sieci po dnie. Podbora wleczona po dnie straszy ryby ze strefy przydennej. Ryba uciekając natrafia na nawis (przy ucieczce do góry) lub skrzydła (przy ucieczce w bok), odbija się i następnie trafia do włoka. Zgodnie z teorią łowności obszarem wpływu włoka jest obszar zawarty pomiędzy rozpornicami (deskami trałowymi). Obliczenie tego obszaru jest niezbędne do obliczenia powierzchni przetrałowanej. Rozwarcie poziome narzędzia wyznaczone jest na podstawie dwóch pomiarów odległości: pomiędzy dwoma linami „na roli” (czyli punktu podparcia liny na bębnie linowym lub bębnach) oraz w pewnej odległości (najczęściej 1 metr) za tym punktem w kierunku włoka. Rozwarcie pionowe włoka odczytuje się z zapisów sondy sieciowej lub z charakterystyki technicznej narzędzia.

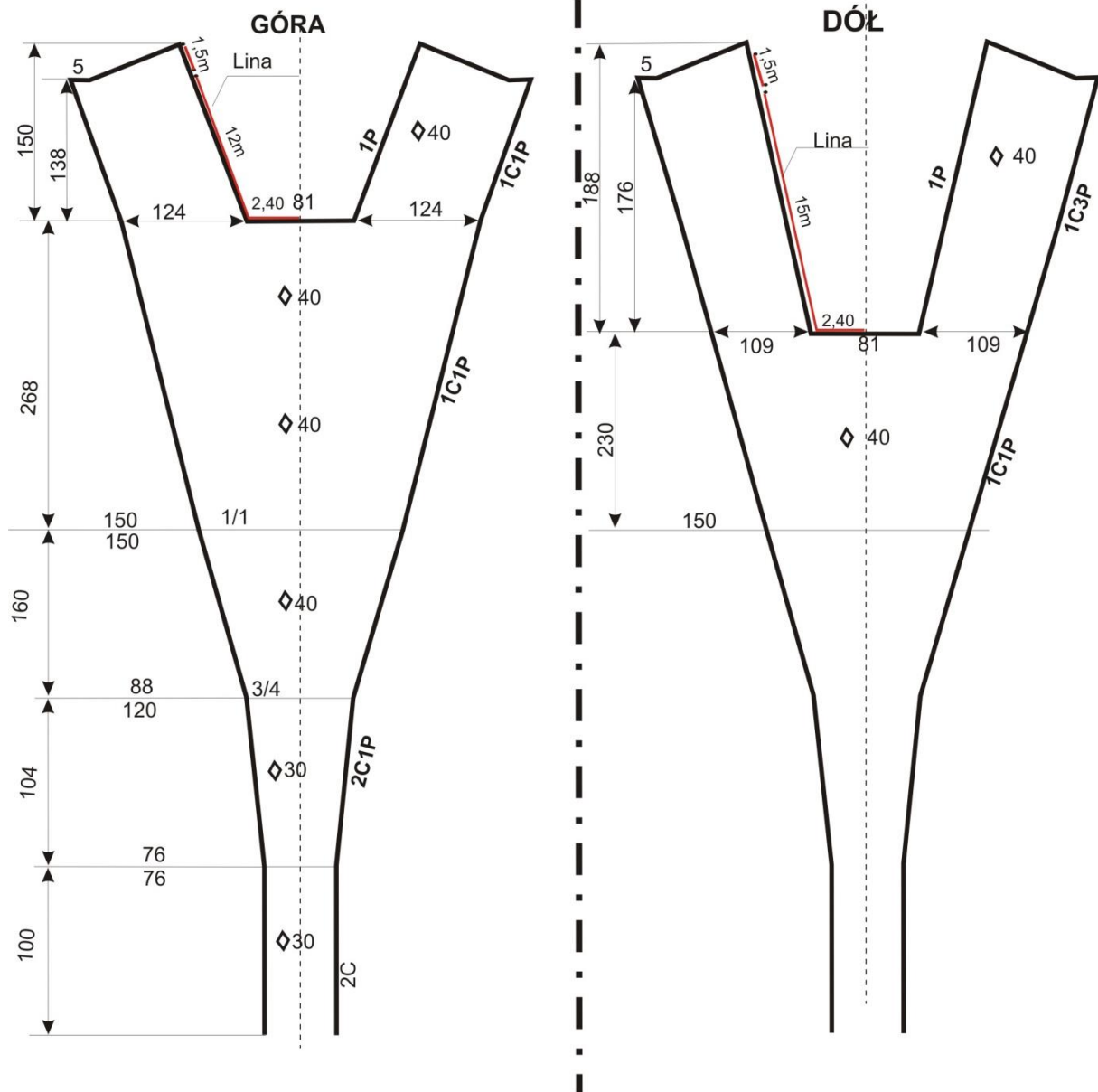
Z uwagi na fakt, że włók musi być dostosowany do rozmiarów i mocy jednostki połowowej, która go użytkuje, nie można z góry określić jedynej obowiązującej konstrukcji tego narzędzia. Istotne jest, aby każdorazowo rozpatrywać możliwość zastosowania danego zestawu (włók i jednostka połowowa) do połowów monitoringowych, biorąc pod uwagę takie parametry jak:

- wielkość oczka we wkładce włoka - maksymalna powinna wynosić nie więcej niż 10 mm (bok oczka);
- uzbrojenie zestawu;
- możliwość określenia rozwartości pionowej i poziomej włoka;
- średnią prędkość trałowania

Niezbędne jest wykonanie dokumentacji technicznej każdego użytego włoka (schematu) oraz zapis charakterystyki użytej do połowów jednostki pływającej. Optymalną sytuacją jest, gdy wszystkie jednostki używane w połowach monitoringowych posiadają porównywalną charakterystykę. Z powodu wysokiego zróżnicowania badanych obszarów, jest to jednak założenie trudne do zrealizowania.

Istotne przy połowach włokiem jest również doświadczenie dowódcy jednostki w połowach włokiem dennym w danym rejonie. Dzięki prowadzonym przez rybaków bazom danych, dotyczących realizowanych w przeszłości połowów, możliwe jest uniknięcie wielu przeszkód podwodnych i nawodnych (wraki, sieci stawne na trasie trału itd.).

Poniżej przedstawiono przykładową dokumentację włoków dennych użytych do połowów monitoringowych ryb strefy przybrzeżnej i przejściowej w 2011 r.



Dane włoka :

Długość całkowita korpusu włoka- 58,48 m

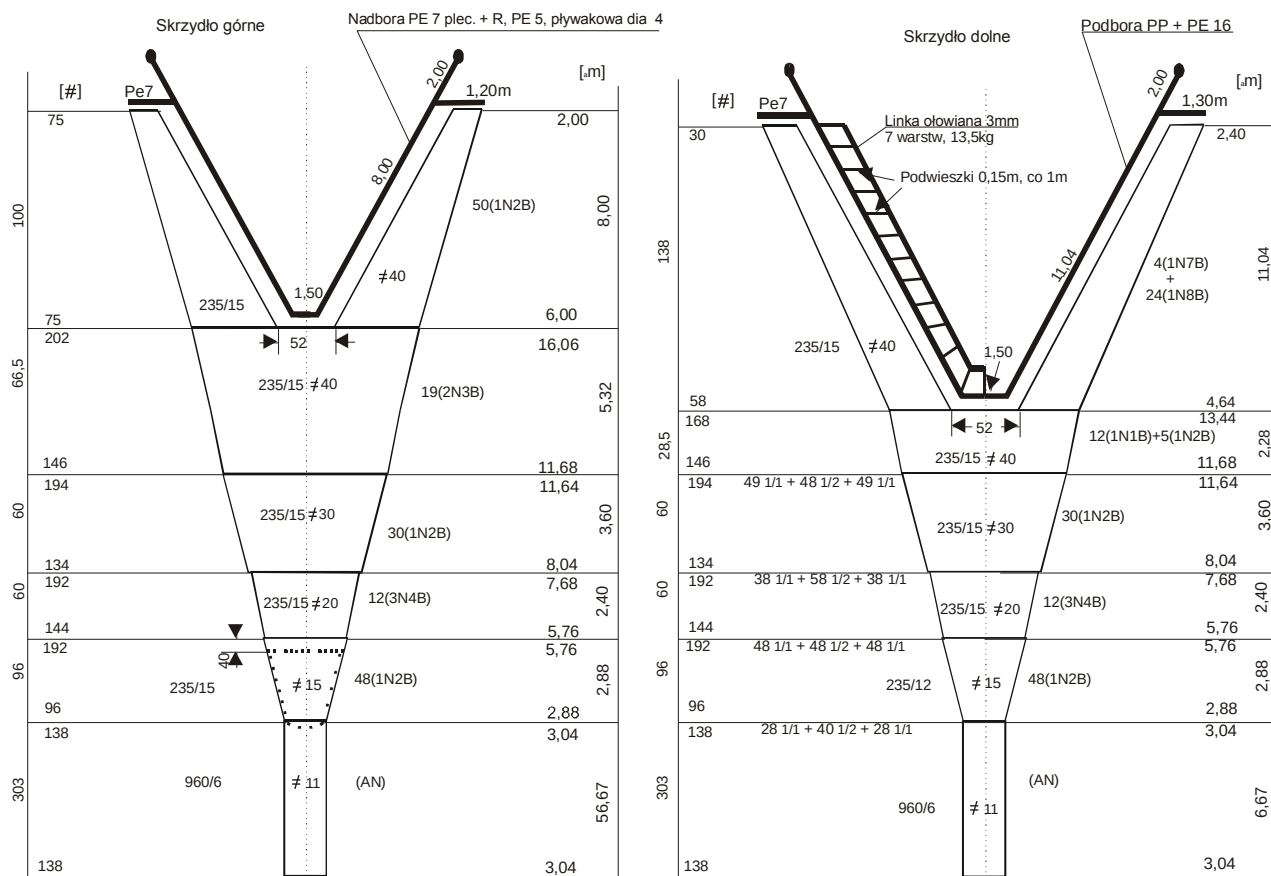
Długość nadbory -26,40 m

Długość podbory -32,88 m

Opracował na podstawie odręcznych rysunków:  
Radosław Zaporowski

Rys. 1. Włók denny używany do monitoringu na Zatoce Pomorskiej





Uwagi : 1.Szerokość elementów - bez oczek zebranych w naty  
2. W naty dodatkowo po 3 oczka.

Rys. 3. Włók denny używany do monitoringu w Ujściu Świny



## **Strategia wyboru punktu pomiarowo-kontrolnego (ppk)**

Miejsca połowów należy wybrać biorąc pod uwagę:

- lokalizację punktów pomiarowo-kontrolnych monitoringu operacyjnego IMGW/WIOŚ uwzględniony w tabeli; położenie ppk monitoringu IMGW/WIOŚ nie zobowiązuje do wystawiania sieci dokładnie w tym samym miejscu;
- informacje o łowiskach ryb zebrane w trakcie wywiadów z rybakami w ramach przygotowania do połowów, doświadczenia z połowów własnych i innych dostępnych danych
- miejsce połowu należy wybrać tak, aby szanse na pomyślne przeprowadzenie odłowów były jak największe;
- aktualne warunki hydrometeorologiczne oraz inne uwarunkowania (np. masowe zakwity glonów, ruch turystyczny, szlaki wodne, akweny zamknięte dla rybołówstwa, zagęszczenie innego sprzętu połowowego itd.);

## **Przygotowanie do połowów**

### Współpraca z rybakami

Wysoko wskazana jest współpraca zespołu badawczego z rybakami lub byłymi rybakami poławiającymi w strefie przybrzeżnej z baz rybackich zbliżonych do stanowiska badań. Współpraca ta powinna dotyczyć przede wszystkim wskazania najbardziej odpowiednich miejsc do wystawienia sieci. Ponadto ważne jest zebranie w trakcie wywiadu personalnego, następujących informacji:

- informacje dotyczące typowego składu połowu (w tym połowu odrzuconego, tj. gatunków niekomercyjnych, ryb niewymiarowych) w różnych typach narzędzi (nety flądrowe, dorszowe, haki, narzędzia do połowu przynęty);
- informacje dotyczące zaobserwowanych zmian w składzie połowu (zanik, pojawienie się gatunku oraz zmiany jego liczebności).

W każdym przypadku należy sporządzić notatkę z przeprowadzonego wywiadu. Mając na uwadze ochronę danych osobowych, informacje o rozmówcy mają być ograniczone do:

- miejscowości,
- liczby lat doświadczeń w połowach ryb w strefie przybrzeżnej,
- obecnego statusu (rybak czynny/rybak były).

### Wybór jednostki pływającej

Istotnym czynnikiem wpływającym na powodzenie i powtarzalność połowów ryb jest wybór odpowiedniej jednostki wraz z załogą. Połowy wykonywane mogą być z pokładu własnych, odpowiednio wyposażonych jednostek lub czarterowanych jednostek rybackich. Do połowów sieciami stawnymi niezbędna jest jednostka o stosunkowo niskiej burcie zabezpieczonej przed zaczepami sieci lub jednostka o wyższej burcie zaopatrzona w wyciągarkę hydrauliczną do obsługi sieci stawnych.

Przy połowach włokiem dennym istotna jest charakterystyka całego zestawu tj. jednostki pływającej, desek trałowych i włoka. Optymalna jest możliwość użycia zawsze tego samego zestawu do wszystkich połowów monitoringowych, jednak w praktyce warunek ten jest trudny do zachowania. Jednostki odpowiednie do połowów w wodach otwartych nie mogą - z uwagi na zbyt duże zanurzenie - prowadzić połowów w strefie przybrzeżnej lub przyujściowej.



Fot. 8. Kutry rybackie dostosowane do połowów włokami - baza rybacka Górki Zachodnie (fot. Iwona Psuty)



Fot. 9. Łódź robocza MIR-PIB do połowów przybrzeżnych (fot. Iwona Psuty)



Fot. 10. Rybacka łódź pokładowa dostosowana do połowów sieciami stawnymi - przystań plażowa na Mierzei Wiślanej (fot. Iwona Psuty)

Przy wyborze jednostki do połowów należy brać pod uwagę następujące czynniki:

- liczbę osób dopuszczoną do przebywania na łodzi zgodnie z Kartą Bezpieczeństwa;
- dostępne miejsce na sieci i ryby;
- możliwość wykonywania pomiarów temperatury i zasolenia wody;
- możliwość zabezpieczenia połowu przed czynnikami zewnętrznymi (ładownia, zaopatrzenie w lód);
- prędkość jednostki lub możliwość jej przewozu co często determinuje możliwość wykonania połowów w kilku miejscach w jednym okresie;

#### Zezwolenia na połowy badawcze

-  Przeprowadzenie połowów wymaga pozwolenia odpowiedniego Okręgowego Inspektora Rybołówstwa Morskiego. Wymagane do uzyskania zgody informacje to: cel i stosowane narzędzie połowu
- jednostka biorąca udział w połowach (oznaka i właściciel);
- termin i miejsce przeprowadzenia połowów;
- przewidywane ilości poszczególnych gatunków w połowie.

UWAGA! O ww. pozwolenie na połowy badawcze należy wystąpić przynajmniej 60 dni przed planowanym rozpoczęciem połowów.



Połowy prowadzone na terenie Parków Narodowych (Woliński Park Narodowy, Słowiński Park Narodowy) wymagają zezwolenia odpowiedniej Dyrekcji Parku.



Na połowy gatunków chronionych, wymienionych w Rozporządzeniu Ministra Środowiska z dnia 12 października 2011 r. w sprawie gatunków dziko występujących zwierząt objętych ochroną (Dz. U. nr 237, poz. 1419 z późn. zm.), należy uzyskać odrębne zezwolenie w trybie art. 56 ustawy z dnia 16 kwietnia 2004 r. o ochronie przyrody (tj. Dz. U. z 2009 r., Nr 151, poz. 1220 z późn. zm.).

#### Połowy próbne

Pierwsze wystawienie sieci w danym miejscu może być traktowane jako połowy próbne. W przypadku braku zadowalających wyników należy przeanalizować możliwość zmiany miejsca lub sposobu wystawienia sieci.



## **Połowy sieciami stawnymi**

Do wystawienia sieci stawnych należy przygotować:

- odpowiednią liczbę ułożonych do wystawienia (patrz podrozdział o konserwacji sprzętu);
- odpowiednią ilość wyposażenia do wystawienia sieci (tyczek z chorągiewkami i oznaczeniem numeru jednostki, kotwic wraz z linkami);
- mierniki do pomiaru zasolenia i temperatury;
- GPS do odczytu pozycji geograficznej;
- karty połowów.

Technika wystawiania sieci jest uzależniona od charakterystyki jednostki oraz doświadczenia załogi. Istotne jest prawidłowe przymocowanie wyposażenia sieci (tyczki z chorągiewkami, kotwica) do początku i końca sieci. W pierwszej fazie wystawiania sieci stawnej wyrzuca się pierwszą tyczkę i kotwicę z dowiązaną liną odpowiedniej długości. Zazwyczaj stosuje się mnożnik 1,5-2 w relacji do głębokości na jakiej wystawiana jest sieć.



Fot. 11. Pierwsza faza wystawiania sieci stawnej - wyrzucenie pierwszej tyczki i kotwicy  
(fot. Iwona Psuty)





Fot. 12. Wydawanie sieci stawnej (łódź rybacka pokładowa zaopatrzona w zamocowaną do nadbudówki rurę plastikową do wydawania sieci) - Ławica Słupska (fot. Iwona Psuty)

Po wydaniu tyczek i kotwic sukcesywnie wydaje się sieć – ręcznie lub mechanicznie. Istotne jest zachowanie odpowiedniego kursu łodzi, tak aby sieć układała się prosto w wodzie. W trakcie wydawania sieci kontroluje się jej stan, w miarę potrzeb rozplątując ją. Ważne jest, aby linka górna (nadbora) i linka dolna (podbora) były wolne. Sieć wydaje się pod kontrolą unikając jej zbyt luźnego ułożenia w wodzie, ale również zbytniego naprężenia. W chwili osiągnięcia końca sieci, powinno się ją lekko naciągnąć. Na koniec wydaje się drugą kotwicę i tyczkę oznaczającą koniec sieci. Pozycje geograficzne początku i końca sieci lub zestawu połączonych sieci należy zarejestrować na karcie połowu.

Wybranie sieci stawnych z połowem może odbywać się również ręcznie lub mechanicznie, przy użyciu wyciągarki hydraulicznej. Drugi sposób jest szybszy, ale zwiększa ryzyko zgniecenia niektórych gatunków ryb (np. szprotów). Wyciągane sieci układa się w kastach budowlanych, torbach na sieci lub w innego rodzaju oznaczonych numerem sieci pojemnikach. W okresie letnim, przy panujących wysokich temperaturach ważne jest natychmiastowe zabezpieczenie połowu, tak aby ryby nie uległy rozkładowi. Jeżeli jednostka nie dysponuje schładzaną ładownią, należy zaopatrzyć się w odpowiednią ilość lodu. Sieć z połowem należy zasypywać lodem sukcesywnie w trakcie układania w pojemniku.



Fot. 13. Wyciąganie sieci stawnej z połowem ręcznie – Cetniewo (fot. Iwona Psuty)



Fot. 14. Wyciąganie sieci z połowem przy użyciu wyciągarki hydraulicznej (wybrzeże środkowe)  
(fot. Iwona Psuty)



Fot.15. Zabezpieczenie sieci z połowem przy użyciu lodu łuskowego (łódź bezpokładowa)  
(fot. Iwona Psuty)



### **Połowy włokiem dennym**

Do połowów włokiem należy przygotować:

- uzbrojony i skontrolowany przed wyjściem z portu zestaw do trałowania;
- odpowiednią liczbę pojemników na ryby;
- mierniki do pomiaru zasolenia i temperatury;
- GPS o ile jednostka nie jest wyposażona w system nawigacyjny;
- karty połowów

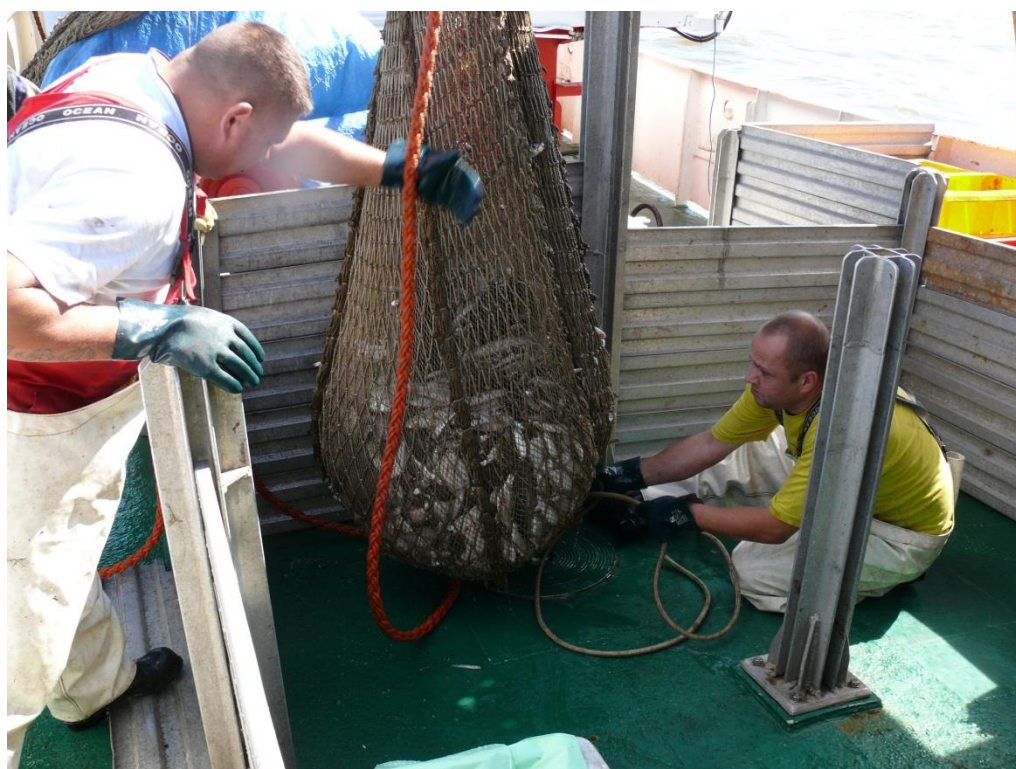
Technika połowu jest uzależniona od jednostki jak również od doświadczenia jej załogi. Włok wydaje się i wybiera mechanicznie lub ręcznie (wyłącznie stosunkowo małe włoki). Duże jednostki dysponują zazwyczaj windami i żurawikami pokładowymi umożliwiającymi operacje połowowe ciężkim sprzętem.



Fot. 16 Wydawanie włoka dennego na kutrze rybackim (Ujście Wisły).  
Na dole widoczny bęben z linami. (fot. Iwona Psuty)



Fot. 17. Ręczne wybieranie włoka na łodzi rybackiej (Zatoka Pucka zewnętrzna) (fot. Zuzanna Celmer)



Fot. 18. Wyciąganie na pokład kutra rybackiego włoka z połowem przy użyciu żurawika (Ujście Wisły) (fot. Iwona Psuty)



## Pomiar temperatury oraz zasolenia wody sondą CTD

Temperatura i zasolenie wody są rutynowo mierzonymi parametrami w badaniach wody morskiej. W związku z dużymi ilościami pomiarów i popularnością tego rodzaju danych istnieje wiele urządzeń CTD (Conductivity, Temperature, Depth) służących do ich zbierania. Urządzenia te mierzą przewodność właściwą wody morskiej, temperaturę oraz ciśnienie. Z wyników dotyczących przewodności po przeliczeniach uzyskiwana jest informacja na temat zasolenia, podobnie jak z wyników ciśnienia wylicza się głębokość. Przeliczenia te są zazwyczaj dostosowane do wykonywania badań zgodnie z protokołami badań mórz i oceanów (np.: HELCOM 2008; Fofonoff i Millard 1983). Wykonują je programy przypisane do danego urządzenia i zazwyczaj również używane do akwizycji danych.

### Sprzęt

W związku ze specyficznym charakterem badań dla wód przybrzeżnych zaleca się używanie przenośnej sondy CTD z czujnikiem temperatury, przewodności i ciśnienia. Dopuszcza się również stosowanie urządzeń przenośnych takich jak salinomierz z pomiarem temperatury.



Fot. 19. Sonda CTD (fot. Iwona Psuty)

## **Procedura**

### **a) Kontrola jakości czujników**

Podczas przygotowań do rejsów badawczych zaleca się wykonywanie kontrolnych pomiarów czujników CTD. W czasie kontroli czujnika przewodności należy porównać uzyskane wyniki z pomiarów sondą z wynikami uzyskanymi przy użyciu salinometru laboratoryjnego skalibrowanego w warunkach kontrolowanych na próbce standardowej wody morskiej. Czujniki temperatury można kontrolować poprzez pomiar wykonany w tym samym środowisku jednocześnie przez sondę oraz dwa termometry odwracalne. Na lądzie kalibracje takie można wykonywać w basenach kontrolnych z homogeniczną wodą. Czujnik ciśnienia można porównać z wynikami otrzymanymi z sondy wzorcowej.

Wyniki uzyskiwane w czasie badań należy zapisywać w taki sposób, aby można było prześledzić ewentualne odchylenia czujników.

### **b) Pomiar z użyciem sondy CTD**

- Przed rozpoczęciem pomiaru należy urządzenie CTD zanurzyć w badanej wodzie na przynajmniej 2 minuty celu ustabilizowania czujników.
- Przed przystąpieniem do pomiaru należy sondę podnieść bezpośrednio pod lustrem wody, jeśli pozwalają na to warunki. W przypadku wzburzonego morza należy sondę podnieść na głębokość bezpieczną dla sondy, oraz tak aby do czujników sondy nie dostały się pęcherzyki powietrza towarzyszące załamującej się fali.
- Sondę w czasie pomiaru należy opuszczać w równomiernym tempie, ze stałą szybkością od 0,4 do 1,2 m/s.
- Akwizycji danych dokonuje się podczas drogi sondy w dół.

### **c) Pomiar z użyciem urządzenia przenośnego**

- Przed rozpoczęciem pomiaru należy urządzenie CTD zanurzyć w nadanej wodzie na przynajmniej 2 minuty w celu ustabilizowania czujników.
- Przed przystąpieniem do pomiaru należy sondę podnieść bezpośrednio pod lustrem wody, jeśli pozwalają na to warunki.
- Jeśli urządzenie samoczynnie zapisuje wyniki w sposób ciągły należy je opuszczać w równomiernym tempie, ze stałą szybkością od 0,4 do 1,2 m/s. Jeśli urządzenie zapisuje zmierzone wartości tylko za potwierdzeniem użytkownika, lub nie ma opcji zapisu w pamięci zewnętrznej lub wewnętrznej, a wyniki są zapisywane na odpowiednim blankiecie, pomiary należy wykonywać co pół metra.
- Akwizycji danych dokonuje się podczas drogi sondy/czujnika w dół.

## **Zapewnienie jakości pomiarów**

### **a) Akwizycja danych**

Ze względu na występujące między urządzeniami różnice technologiczne, zaleca się aby zapis pomiaru odbywał się co najmniej raz na sekundę lub częściej. Zaleca się aby na metr głębokości przypadały co najmniej 2 pomiary. Jeśli pomiary są wykonywane sondą CTD w sposób ciągły, należy dobrać odpowiednią prędkość jej zanurzania. W przypadku gdy na badanej stacji głębokość jest mniejsza niż 2m można pomiary dokonywać: pod powierzchnią wody, w toni wodnej (na znanej głębokości) oraz przy dnie.

### **b) Kalibracja**

Sondy CTD winny mieć certyfikaty kalibracji wydane przez producenta lub serwisanta urządzenia. Dane czujników i informacje przydatne w eksploatacji (np. dryf czujnika) powinny być zawarte w instrukcji obsługi. Kalibracje sond powinny być wykonywane co najmniej raz na 2 lata, lub na specjalne życzenie, w wyspecjalizowanych laboratoriach, przez producenta lub jego serwisanta. Zabieg taki przeprowadza się, aby zapewnić wiarygodność wyników.

### **c) Konserwacja**

Sonda CTD lub urządzenie przenośne po zakończeniu badań powinna być płukana słodką wodą. W wypadku poważnego zabrudzenia czujników można przetrzeć je delikatną szmatką lub szczoteczką o miękkim włosiu. Należy zwrócić uwagę czy po takim zabiegu nie zostały jakieś pozostałości na czujnikach (np. strzępki).

Dane zasolenia są prezentowane w Praktycznej Skali Zasolenia (PSU) 1978 (PSS-78) zgodnie z wytycznymi UNESCO (1981), po przeliczeniu automatycznym przez odpowiednie oprogramowanie przypisane do urządzenia, lub na podstawie odpowiednich wzorów zalecanych do skali przyjętej dla danego urządzenia,. Temperaturę przedstawia się w stopniach Celsjusza (°C). Wyniki powinny być zebrane z dokładnością co najmniej do pierwszego miejsca po przecinku, a jeśli jest to możliwe do drugiego (co jest zalecane przez Międzynarodową Radę Badań Morza- ICES).

## **Współczynnik przewodnictwa elektrycznego**

W użyciu są urządzenia służące do pomiarów zasolenia, które mierzą przewodnictwo elektryczne w jednostkach milliSimens / cm [mS/cm]. Wartości takie należy przeliczyć do skali PSU w sposób zgodny z zaleceniami UNESCO (Fofonoff i Miliard 1983). Podstawą do tych wyliczeń jest wyznaczenie współczynnika przewodnictwa elektrycznego:

$$R = C(S,t,p) / C(35,15,0)$$

Współczynnik ten to iloraz pomiaru przewodnictwa elektrycznego zmierzonego *in situ* i wartości pomiaru wykonanego w wodzie o zasoleniu 35, temperaturze 15°C i standardowym ciśnieniu atmosferycznym przyjętym jako 10,13250 dbar. Ponieważ nie zawsze jest możliwe wykonanie

pomiaru dla opisanej standardowej wody morskiej, do tego celu przyjąć można wartość 42,914 mS/cm.

Następnym krokiem jest wyliczenie wartości zasolenia zgodnie ze wzorami i współczynnikami zawartymi w zaleceniach UNESCO (Fofonoff i Miliard 1983). Zasolenie liczy się na podstawie współczynnika przewodnictwa elektrycznego, temperatury i ciśnienia. Należy pamiętać, że zalecane wzory podają prawidłowe wartości w pewnych przedziałach podanych niżej (w kolejności temperatura, zasolenie, ciśnienie):

$$-2^{\circ}\text{C} < t < 35^{\circ}\text{C}$$

$$2 < S < 42$$

$$0 \text{ dbar} < p < 10000 \text{ dbar}$$



Fot. 20. Pomiar przewodnictwa elektrycznego w wodzie prostym miernikiem terenowym  
(fot. Iwona Psuty)



## **Pomiary przeźroczystości wody krążkiem Secchiego**

Przeźroczystość wody to popularny parametr mierzony podczas badań oceanograficznych. Jednak nie istnieje jedna ogólnie przyjęta metodologia pomiarów krążkiem Secchiego, ani norma określająca jego zastosowanie. Stan taki związany jest z różnymi celami do jakich stosuje się to narzędzie oraz z różnicami konstrukcyjnymi samego krążka dla różnych rodzajów akwenów. (Pryputniewicz i Wojtasiewicz 2009). Z tego powodu przedstawiona poniżej metodyka jest najlepiej przystosowana do przewidywanych warunków badawczych.

W fizyce morza jako przeźroczystość wody rozumie się wartość transmisji wiązki świetlnej na drodze równej 1m w toni wody (Dera 2003). Krążkiem Secchiego dokonywany jest pomiar „przeźroczystości pozornej” wody, czyli głębokości, na jakiej ginie on z zasięgu widzenia. Parametr ten wiąże się z całkowitym współczynnikiem osłabienia światła opisującym osłabienie, jakiemu ulega wiązka promieniowania podczas przejścia drogi  $r$  ośrodka. Jest to suma współczynników pochłaniania i rozpraszania światła w toni wodnej (Krężel 1993).

Do badań środowiska morskiego należy używać krążka białego o średnicy 30cm ze zmatowioną powierzchnią, lub pomalowanego białą, matową farbą. Krążek zawieszony powinien być na wyskalowanej widocznymi markerami, nierozciągliwej linie. Do krążka może być, jeśli jest to potrzebne, podczepiony stabilizujący go balast umożliwiający pionowe opuszczanie zestawu.

Na potrzeby zadania ustalono następujący porządek badań:

- opuszczać krążek na zacienionej burcie statku w sposób jednostajny i powolny tak, aby nie zmącić powierzchni wody w sposób nadmierny;
- po zanurzeniu powoli opuszczać krążek do momentu, kiedy przestanie on być widoczny w toni wodnej;
- odczytać głębokość zanurzenia krążka z naprężonej wyskalowanej liny, do której podwieszony jest zestaw;
- ostrożnie podciągać zestaw, aż krążek znowu pojawi się w polu widzenia;
- ponownie odczytać głębokość z naprężonej wyskalowanej liny.

Głębokość przeźroczystości pozornej stanowi uśrednienie z obu wyników wykonanych podczas pomiaru krążkiem. Badanie należy powtórzyć co najmniej 3 razy. Wynik końcowy stanowi uśrednienie wyników poszczególnych pomiarów.

Jak przy większości tego typu pomiarów najważniejszym czynnikiem wpływającym na jakość pomiaru są umiejętności prowadzącego badanie. Z tego też powodu zaleca się aby podczas rejsu badaniami tymi zajmowała się jedna osoba.



Fot. 21. Pomiar przezroczystości wody z pokładu jednostki rybackiej (fot. Iwona Psuty)

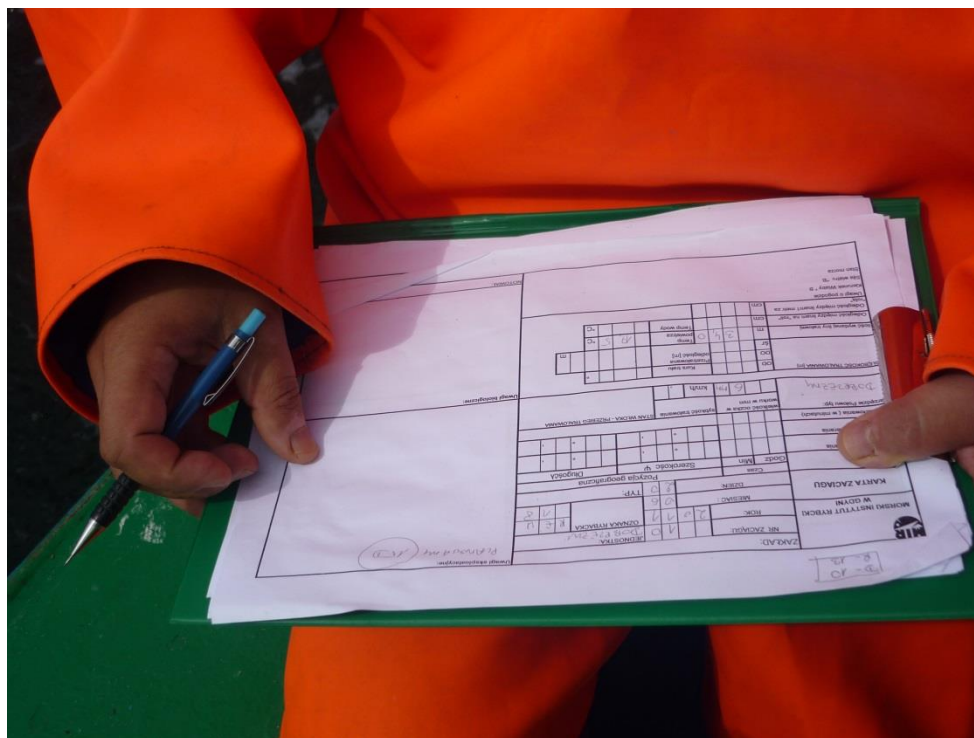
Jednostka jaka jest stosowana w tego typ badaniach to metry. Dokładność jest uzależniona od skalowania liny pomiarowej. W przypadku, gdy lina jest wyskalowana co 0,5 m, możliwe są odczyty z dokładnością około 0,25 m. Zaleca się aby pierwsze 2m linki pomiarowej były wyskalowane co 10cm, natomiast reszta linki co 0,5 m.

### **Rejestracja innych zmiennych**

Wszystkie parametry, które muszą zostać zarejestrowane w trakcie badań terenowych wyspecyfikowano w części opracowania dotyczącej kart połowu. Karty połowu powinny być zabezpieczone przed zamknięciem i wypełniane ołówkiem. Standardowe informacje, które zawsze muszą być wpisane to:

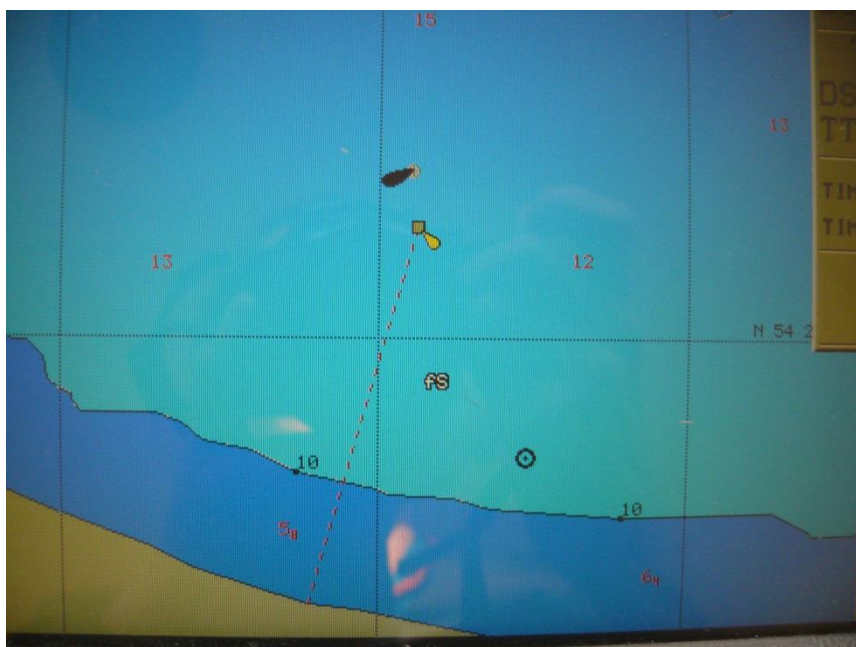
- kod miejsca połowu;
- data i godzina rozpoczęcia i końca połowu;
- głębokość dna w miejscu połowu;
- warunki metereologiczne (w tym siła wiatru i stan morza);
- w przypadku połowów włokiem dennym – kurs trału, prędkość jednostki, rozwarcie włoka.

Bardzo ważne jest wypełnianie kart połowu w jego trakcie, ponieważ część informacji może nie zostać zapamiętana przez osoby odpowiedzialne za wykonanie badań. Karty połowu w złym stanie (zamknięte, podarte), można przepisać w warunkach biurowych, jednak niedopuszczalne jest tworzenie kart połowu całkowicie „z pamięci”.



Fot. 22. Wypełnianie karty połowu w trakcie rejsu łodzią (fot. Iwona Psuty)

W trakcie połowów prowadzonych przez jednostkę wyposażoną w system nawigacyjny, należy notować wszystkie zmiany kursu oraz punkty odniesienia zarejestrowane w systemie GPS.



Fot. 23. Zapis pozycji kutra w programie nawigacyjnym (fot. Iwona Psuty)

- Rejestracji na kartach połowu muszą podlegać wszelkie inne obserwacje i zdarzenia, takie jak:
- obecność innych organizmów lub przedmiotów w sieciach (glony, makrofity, bezkręgowce, ptaki);
  - wszelkie zdarzenia mogące mieć wpływ na połów (zmiana pogody, zdryfowanie sieci, zaczepy);
  - informacje o przebiegu trału (zmiany kursu, zmiany głębokości, zmiany prędkości);
  - informacje o uszkodzeniu sprzętu (sieci, włoka) i dokonanych naprawach.



Fot. 24. Przyłów kawałków drewna w połowie włokiem dennym (fot. Iwona Psuty)

### **Konserwacja sprzętu połowowego**

Po zakończeniu połowów sieci stawne wymagają wyczyszczenia z pozostałości organicznych oraz „sklarowania”. Zarówno sieci stawne jak i włoki denne wymagają przeglądu pod kątem uszkodzeń. W zależności od ich skali napraw dokonuje się bezpośrednio „na burcie” lub na lądzie.

Najczęściej sieci ulegają zabrudzeniu glonami i/lub muszlami małży. Zabrudzenia stałe, takie jak muszle, szczątki ryb, należy usuwać w trakcie wybierania ryb z sieci. Pozostałe zabrudzenia należy wyczyścić przy użyciu myjki ciśnieniowej po uprzednim namoczeniu sieci w łagodnym środku sanitarnym ułatwiającym rozkład materii organicznej (np. Bio-kret). Istotne w trakcie czyszczenia sieci stawnych jest ich związanie pod górną linką (nadbora). W innym przypadku sieci mogą się za bardzo zaplątać. Po wyczyszczeniu myjką ciśnieniową sieci należy „sklarować”.

Sklarowanie sieci polega na ich uporządkowaniu, w taki sposób, aby nadbora układała się w łatwo rozwijający się motek. Sieć po sklarowaniu należy przewiązać najlepiej w dwóch miejscach (pod nadborą i nad podborą). Sieci stawne najlepiej przechowywać w stanie suchym w ciemnym pomieszczeniu, przewieszane lub ułożone w pojemnikach uniemożliwiających zaplątywanie się sieci.





Fot. 25. Naprawa włoka dennego w trakcie rejsu (fot. Iwona Psuty)



Fot. 26. Klarowanie sieci stawnej (fot. Iwona Psuty)



Fot. 27. Prawidłowe zabezpieczenie sieci stawnej do przechowywania (fot. Iwona Psuty)

## Rozdział II. Sposób postępowania z połowem

Sieci stawne z rybami na czas transportu na ląd najlepiej składować w skrzyniach budowlanych, lub w inny sposób, który uniemożliwi pomylenie sieci. Połów z włoka dennego również należy zabezpieczyć w sposób uniemożliwiający pomylenie ryb pochodzących z danego zaciągu.



Fot. 28. Torba rybacka do sieci wypełniana siecią stawną z rybami (fot. Iwona Psuty)

Sieć z połowem lub same ryby należy zabezpieczyć w chłodni lub przy pomocy odpowiedniej ilości lodu. Po przyłynięciu na ląd należy niezwłocznie przystąpić do wybierania ryb z sieci lub przetransportować je do laboratorium. Należy mieć na uwadze, iż znacznie łatwiej wybiera się z sieci ryby świeże.

W celu wybrania ryb z sieci należy ją przewiesić przez poziomy, pozbawiony zaczepów element (rurę plastikową, stalową). Sieć najlepiej utrzymywać lekko naprężoną. Minimalna liczba osób do wybrania połowu z jednej sieci to dwie, ale najefektywniej wybiera się połów w cztery osoby. Po wybraniu ryb, sieć układa się w drugim pojemniku i odkłada do czyszczenia i sklarowania.





Fot. 29 i 30. Wybieranie ryb, przegląd i czyszczenie sieci z jednoczesnym układaniem sieci w pojemniku (w laboratorium i na plaży). (fot. Iwona Psuty)



W przypadku połowów prowadzonych zestawem kilku połączonych sieci, rozstawionych w taki sposób, że nie obserwuje się różnic w charakterystyce miejsc połowów poszczególnymi sieciami budującymi zestaw (różnice w głębokości, strukturze dna, występowaniu roślinności itd.), tworzy się próby łączone z całego zestawu sieci. Połów z całego zestawu deponowany jest w pojemniku, który oznaczony został numerami sieci tworzących zestaw. Takie podejście metodyczne możliwe jest np. podczas połowów zestawem sieci umieszczonych równolegle do przebiegu izobaty, gdzie nie występują inne czynniki różnicujące miejsca połowu poszczególnych sieci.

Ryby pochodzące z sieci wystawionych w miejscach o zróżnicowanym charakterze (np. zestaw ustawiony prostopadłe do brzegu w transekcie głębokościowym lub prostopadłe do granicy występowania roślinności wodnej) należy wybierać osobno z każdej sieci tworzącej zestaw do oddzielnego pojemnika, oznaczonego numerem sieci.

Decyzja dotycząca ustalenia poziomu segregacji (łącznie traktowanie połowu z pojedynczej sieci lub całego zestawu) pozostaje w kompetencjach osoby kierującej grupą prowadzącą odłow i opiera się na doświadczeniu kierującego i przyjętych założeniach metodycznych, zapewniających oczekiwaną jakość danych. W każdym przypadku sposób segregacji ryb musi zostać odnotowany na kartach połowu i pomiaru. Należy uważać, aby właściwie odseparować i oznaczyć numerycznie połów z poszczególnych sieci lub zestawów sieci.

Po zakończeniu wybierania połowu z danej sieci lub zestawu sieci, ryby osobno z każdego pojemnika należy rozsortować na gatunki. Po wybraniu ryb z sieci i ich rozsortowaniu można przystąpić do wykonywania pomiarów i analizy ichtiologicznej ryb.



Fot. 31. Sortowanie ryb na poszczególne gatunki – przygotowanie do pomiaru długości (fot. Iwona Psuty)

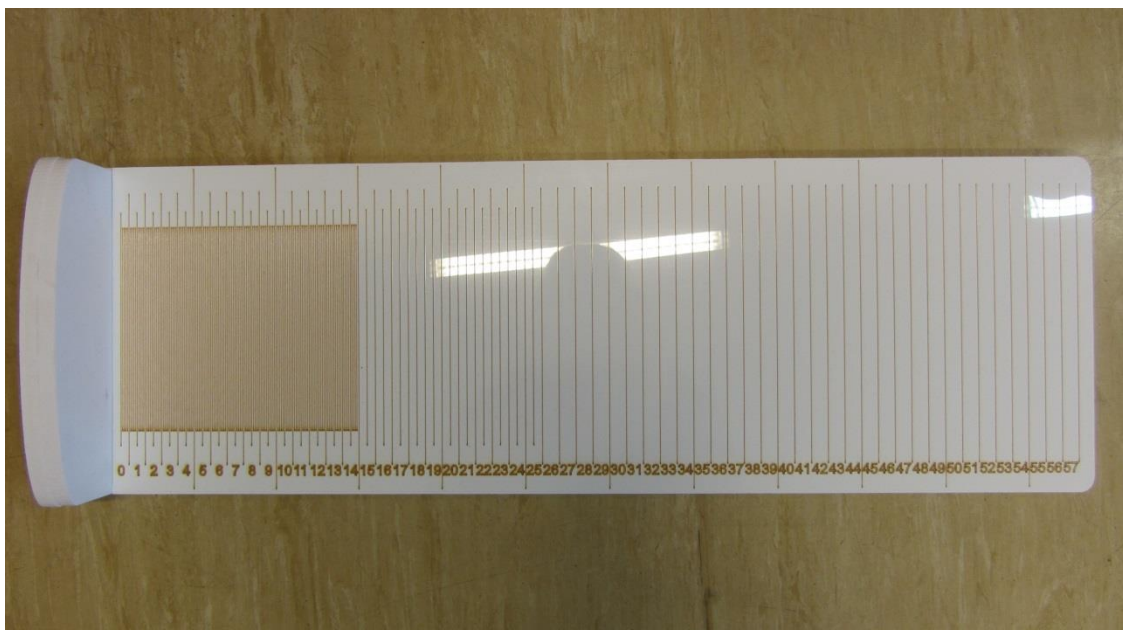
W trakcie badań ichtiologicznych zdarza się, że liczba złowionych ryb niektórych gatunków jest zbyt duża, aby możliwe było dokonanie pomiaru wszystkich osobników. W takim przypadku po rozsortowaniu ryb na gatunki, należy pobrać losową, reprezentatywną próbę ryb, która posłuży do pomiaru długości. Konieczne jest wtedy określenie masy całego połowu w podziale na gatunki lub zbiorcze grupy ryb (np. „ryby śledziowate” mogą obejmować mieszaninę śledzia i szprota, „ryby karpowate” – mieszaninę leszcza i płoci itp.) oraz masy próby służącej do pomiarów.

Do pomiarów długości ryb służą specjalnie przygotowane miary o zróżnicowanej podziałce. Ryby babkowate (oprócz babek byczych) i ciernikowate należy mierzyć z dokładnością do 1 mm; ryby dobijakowate, śledzie, szproty, iglicznie, wężyńki, stynki i babki bycze z dokładnością do 0,5 cm, zaś pozostałe gatunki z dokładnością do 1 cm. Stosuje się zasadę zaokrąglenia pomiaru do pełnej klasy pomiaru w górę.



Fot. 32. Sortowanie pochodzących z połowów włokiem dennym ryb na gatunki (fot. Iwona Psuty)





Fot. 33. Miara do pomiaru długości ryb (fot. Zuzanna Celmer)

Pomiar długości można zapisywać stosując różne standardy w zależności od ilości mierzonych ryb. W przypadku dużej liczebności ryb do mierzenia korzystnie jest zapisać w pierwszej kolumnie kolejne długości ryb a następnie zaznaczać kreskami kolejne osobniki o danej długości. Jeżeli ryb jest stosunkowo mało, ich długości można zapisywać jako ciąg liczb przedzielanych przecinkiem lub ukośnikiem.



Fot. 34. Zapis pomiaru długości na karcie (w przypadku wystąpienia dużej liczby ryb jednego gatunku) (fot. Iwona Psuty)

Po wykonaniu pomiarów ryb jednego gatunku, należy je łącznie zważyć i zanotować łączną masę ryb danego gatunku w połowie. W przypadku pomiaru jedynie części połowu, należy przeliczyć liczebność ryb w całkowitym połowie, korzystając z zależności masy podpróby do masy całego połowu. Po zważeniu wszystkich ryb, należy odłożyć ryby należące do gatunków wskaźnikowych, które będą przeznaczone do dalszych analiz szczegółowych. Ryby pozostałych gatunków należy zabezpieczyć do utylizacji.



Fot. 35. Zbiorczy pomiar masy gatunku z danej sieci (fot. Iwona Psuty)



### Rozdział III. Analiza szczegółowa ryb

Podjmując się analizy ichtiologicznej danego zbiornika wodnego, w celu poznania struktury wiekowej, wielkościowej, wzrostowej czy płciowej ryb, należy:

- prawidłowo zebrać materiał badawczy,
- przeprowadzić jego analizę w laboratorium,
- poddać wyniki interpretacji pod względem biologicznym, gospodarczym itp.

Ryby są organizmami zmiennocieplnymi. W związku z tym wartość opisujących je parametrów podlega cyklicznym zmianom sezonowym. Ze względu na okres tarła, masa ich ciała podlega silnym wahaniom i może być różna u osobników tej samej długości. Większość gatunków ryb występujących w polskich wodach przybrzeżnych i przejściowych to ryby wiosennego tarła. Z metodycznego punktu widzenia, najlepszym okresem do poboru prób do analiz wzrostowych czy wiekowych jest okres końca lata lub jesieni. Wyłącznie jesienią powinno się zbierać pomiary masy ciała dla celów porównawczych czy dla określenia zależności pomiędzy długością, a masą ciała ryb.

W badaniach populacyjnych przyjmuje się, że liczebność próby powinna wynosić minimum 50 osobników reprezentujących różne klasy długości. W zależności od selektywności stosowanego narzędzia połowu, struktura próby będzie odzwierciedlała strukturę badanej populacji. Prawidłowym zabiegiem jest stosowanie zestawów sieci o różnym rozstawie oczek lub specjalnych sieci wielopanelowych o zmiennej wielkości oczek (tzw. *Nordic nets*).

Pojęcie selektywności narzędzia połowu ( $S_{ij}$ ), rozumie się jako prawdopodobieństwo złowienia ryby o długości „j” przez narzędzie „i”.

$$S_{ij} = \frac{C_{ij}}{N_j},$$

gdzie:

$S_{ij}$  – jest to selektywność narzędzia „i” w stosunku do ryby wielkości „j” (%),

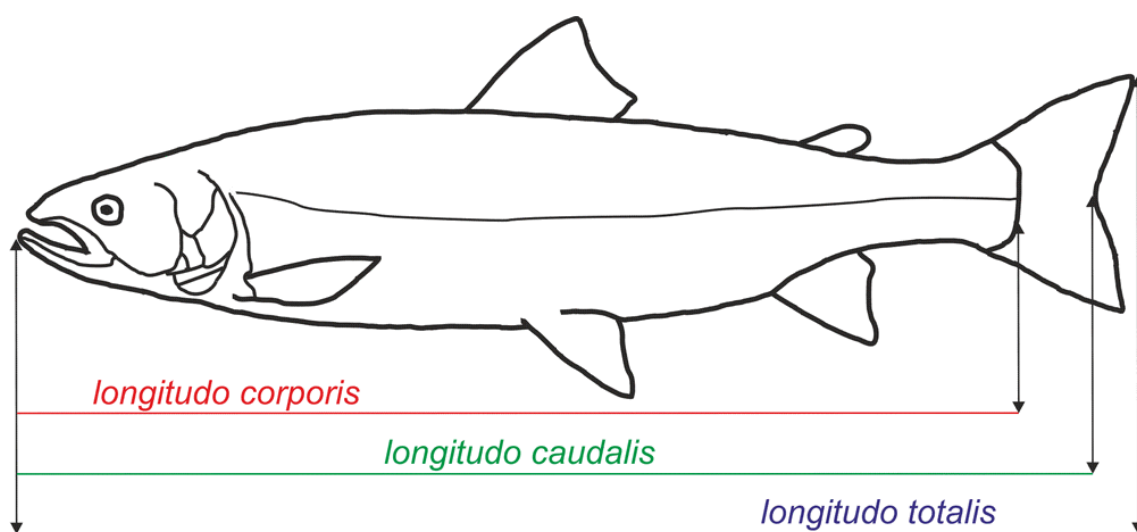
$C_{ij}$  – liczba ryb wielkości „j” odłowiona przez narzędzie „i”,

$N_j$  – liczba ryb wielkości „j” podatnych na złowienie.

## Pomiar długości ryb

Długość ryby jest jednym z podstawowych parametrów notowanych podczas badań ichtiologicznych. Długość ryb najczęściej mierzy się na trzy sposoby (Rys. 4):

- *longitudo totalis* (*l.t.*) – **długość całkowita**, jest to długość ryby mierzona wzdłuż osi ciała, od początku pyska ryby, do najdłuższego promienia płetwy ogonowej.
- *longitudo caudalis* (*l.caud.*) – **długość ogonowa**, jest to długość ryby mierzona wzdłuż osi ciała, od początku pyska ryby, do najkrótszego promienia płetwy ogonowej.
- *longitudo corporis* (*l.c.*) – **długość ciała**, jest to długość ryby mierzona wzdłuż osi ciała, od początku pyska ryby, do nasady płetwy ogonowej, w miejscu zanikania pokrywy łuskowej.



Rys. 4. Schemat przedstawiający trzy sposoby prawidłowego wykonywania pomiaru długości ryby.

W przypadku ryb łososiowatych najczęściej notuje się długość ogonową (*l.caud.*). Dla pozostałych gatunków notuje się wartości długości całkowitej (*l.t.*) i długości ciała (*l.c.*).

W badaniach monitoringowych opisywanych w niniejszym podręczniku należy przestrzegać następujących zasad:

- a) Połów z każdej sieci lub zestawu sieci musi być rozsortowany na gatunki. Należy zwrócić uwagę, aby ryby pochodzące z poszczególnych sieci lub zestawów oddzielić od siebie, zapobiegając tym samym ich przemieszaniu się.
- b) Każdy gatunek z każdej sieci lub zestawu (wszystkie osobniki z danej sieci lub zestawu razem) zostaje zważony – wynik rejestruje się na karcie połowów (Aneks część A).
- c) Wszystkie ryby, z każdej sieci lub zestawu muszą zostać pomierzone z dokładnością zależną od przyjętego dla danego gatunku standardu.

- d) Pomiar długości rejestruje się uwzględniając długość całkowitą ryby - *longitudo totalis* (l.t.).
- e) Długość całkowita złowionych ryb powinna być mierzona z dokładnością odpowiednią dla gatunku (określoną we wcześniejszej części przewodnika).
- f) Dopuszcza się możliwość pomiaru ryb o długościach do 9,9 cm z dokładnością do 0,5 cm (należy to zaznaczyć w uwagach na Karcie Pomiaru).
- g) Pomiarom długości poddane zostają wszystkie złowione ryby, chyba, że w połowie występuje zbyt duża ich liczba, uniemożliwiająca sprawne i szybkie dokonanie pomiaru i następujących po nim analiz szczegółowych. W takiej sytuacji należy wyodrębnić i zmierzyć reprezentatywną próbę ryb (w zależności od rozpiętości klas długości: minimum 50 osobników, maksimum 100 osobników). Sytuację powyższą należy opisać na karcie pomiaru (Aneks D), podając jednocześnie liczbę lub łączną masę ryb zmierzonych oraz odpowiednio całkowitą liczbę lub masę ryb w połowie. Wyniki pomiarów próby należy przeliczyć na cały połów w sposób proporcjonalny.
- h) Kartę Pomiaru, należy wypełniać zgodnie z załączoną instrukcją (Aneks D).
- i) W trakcie pomiaru rejestrowana ma być obecność zewnętrznych zmian chorobowych (limfocystoza, owrzodzenia, deformacje szkieletu – (Rozdział V).
- j) Dodatkowo, analizie podlegać powinny wszystkie dorsze i stornie z jakimikolwiek zewnętrznymi objawami chorobowymi.

Do mierzenia ryb służą specjalne deski lub rynienki pomiarowe, zaopatrzone w podziałkę, zgodną z przyjętą metodyką badań. W celu prawidłowego odczytania długości ryby należy ją ułożyć na boku ciała tak, aby koniec pyska dotykał poprzeczki miarki. Wszelkich pomiarów należy dokonywać po uprzednim uśmierceniu ryb lub poddaniu działaniu anestetyku MS 222 w ponadnormatywnym stężeniu 300mg/l. Ze względów bezpieczeństwa i higieny, przed przystąpieniem do jakichkolwiek manipulacji należy założyć lateksowe rękawiczki ochronne.



Fot. 36. Pomiar długości dorsza z wykorzystaniem deski pomiarowej (fot. Iwona Psuty)

### **Analiza ichtiologiczna**

Analiza ichtiologiczna może być wykonywana w terenie lub po przewiezieniu do laboratorium. Dopuszczalne jest zamrożenie prób w przypadku braku możliwości wykonania analizy bezpośrednio po połowach. W takich okolicznościach należy to uwidocznić na karcie analizy (analiza z materiału mrożonego) – Aneks E. Liczba ryb przeznaczonych do analiz szczegółowych zależy od liczby zanotowanych w połowie klas długości danego gatunku. Wystarczająca jest liczba 3 osobników w jednocentymetrowej klasie długości (nawet, jeżeli ryby były mierzone z wyższą dokładnością).

Podczas wykonywania analiz ichtiologicznych uzyskujemy następujące dane szczegółowe dotyczące badanego osobnika:

- masa całkowita [g] - masa całkowita ryby przed przystąpieniem do procedur analiz wewnętrznych;
- płeć - kodowe oznaczenie płci: 1 = samiec 2 = samica;
- stadium rozwoju gonad - domyślnie dla dorsza, storni, , okonia, sandacza i płoci wg skali Maier'a (1908). Dla samic węgorzycy wg. skali Kosior i Kuczyński 1997;
- stopień wypełnienia przewodu pokarmowego – można określić za pomocą subiektywnej oceny makroskopowej, opierając się na procentowym udziale treści pokarmowej w przewodzie pokarmowym. Skala ta składa się z 5 stopni:



- 0 – przewód pokarmowy pusty;
- 1 – przewód pokarmowy napełniony do 25%;
- 2 - przewód pokarmowy napełniony do 50%;
- 3 – przewód pokarmowy napełniony do 75%;
- 4 – przewód pokarmowy napełniony do 100%.

### **Pomiar masy ryb**

Pomiar masy ryby dokonuje się po zmierzeniu jej długości. Każdego osobnika waży się indywidualnie. Należy pamiętać o tym, by przed ważeniem, przetrzeć ciało ryby ściereczką lub ręcznikiem papierowym, w celu usunięcia zanieczyszczeń. Dokładność pomiarów, podobnie jak w przypadku długości ryb, w głównej mierze zależy od przyjętych założeń metodycznych.



Fot. 37. Noże i pęsety – niezbędne przy analizach ichtiologicznych (fot. Zuzanna Celmer)

### **Metody oceny stopnia dojrzałości gonad**

W celu szybkiego i dokładnego określenia stopnia dojrzałości płciowej dużej liczby osobników stworzono kilka metod opisujących rozwój gonad (Opuszyński 1983). Za podstawę oceny prawie we wszystkich skalach przyjęto zmiany w wyglądzie zewnętrznym jajników i jąder oraz stadia rozwojowe komórek płciowych. W zależności od ogólnie przyjętych zwyczajów, używane są różne metody oceny stopnia dojrzałości gonad. Dla celów analiz ichtiologicznych opisywanych w niniejszym podręczniku zaproponowano następujące skale dojrzałości gonad: dla dorsza, stornia, okonia, sandacza i płoci wg skali Maier'a (1908). Dla samic węgorzycy wg. skali Kosior i Kuczyński 1997.

Tabela 2. Skala dojrzałości gonad według Maier'a (1908) za Mańkowski (1959).

| Stopień    | Stadium               | Samica                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                                      | Samiec                                                                                                                     |
|------------|-----------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <b>I</b>   | <b>Młodociane</b>     | Jajniki szkliste, czasami przeświecające różową barwą, o grubych ścianach i wąskim świetle. Jaj nie można rozpoznać gołym okiem; pod lupą prześwieca jednolicie ściana jajnika, gładka albo słabo punktowana. Pod mikroskopem jaja dają obraz zupełnie przezroczystych komórek wielobocznych, różnej długości, ściśle przylegających do siebie.                             | Jądra małe, szkliste, jasno przeświecające, bezbarwne lub szare.                                                           |
| <b>II</b>  | <b>Spoczynkowe</b>    | Jajniki mętne przeświecające, z zabarwieniem różowym do różowo-szarego, małe z grubymi ścianami. Światło wypełnione płynem i wyraźne. Z pomocą lupy, jaja można wyróżnić jako zaokrąglone przeświecające punkty, obok których znajdują się również jaja młodociane; właściwe stadium I.                                                                                     | Jądra małe, mętne, szaro-różowe, przeświecające.                                                                           |
| <b>III</b> | <b>Przygotowawcze</b> | Jajniki zazwyczaj zupełnie nieprzezroczyste, zabarwione na kolor różowo-szary do ciemno pomarańczowego, niewiele większe od jajników stadium II, mniej zwarte, bogato unaczynione; światło większe. Pojedyncze jaja widać gołym okiem; SA one wielkie, nieprzezroczyste, zabarwione na pomarańczowo; zaczyna się w nich tworzenie żółtka.                                   | Jądra małe, nieprzezroczyste, różowe, bogato unaczynione.                                                                  |
| <b>IV</b>  | <b>Tężenia</b>        | Jajniki zupełnie nieprzezroczyste do czerwono-białych, stosunkowo czyste, dochodzą najwyżej do połowy ostatecznej długości, bardzo zbite i kruche; światło jeszcze wyraźne. Jaja są wypełnione żółtkiem, a więc są jasno-pomarańczowe do czerwono-białych i nieprzezroczyste; przylegają do siebie tak ściśle, że zgniatają się wzajemnie, przyjmując kształty wieloboczne. | Jądra zbite, czerwono-białe do białych; jeszcze małe. Przy naciśnięciu brak kropeł spermy.                                 |
| <b>V</b>   | <b>Wydłużania się</b> | Jajniki nieprzezroczyste, pomarańczowe, do czerwono-białych; doszły do ostatecznej długości (stąd nazwa tego stadium), bardzo zbite, kruche, światło ściśnione. Jaja jak w stadium IV, ale ponownie zaokrąglone; mogą mieć charakter oddzielonych, dojrzałych do tarła, szklano-przezroczystych.                                                                            | Jądra nieprzezroczyste, białe; osiągnęły ostateczną długość. Przy nacisku wycieka lepka kropla białej spermy; ściany zbite |
| <b>VI</b>  | <b>Dojrzałe</b>       | Jajniki prześwitujące, szaro-czerwonawe; pojedyncze miejsca niekiedy barwy pomarańczowej, do białoszarej, nieprzezroczyste; długość jak w stadium V; bardzo zbite, ale przy ucisku ustępują;                                                                                                                                                                                | Jądra nieprzezroczyste, białe długość ostateczna; przy nacisku sperma spływa jak mleko; ściany wiotkie.                    |

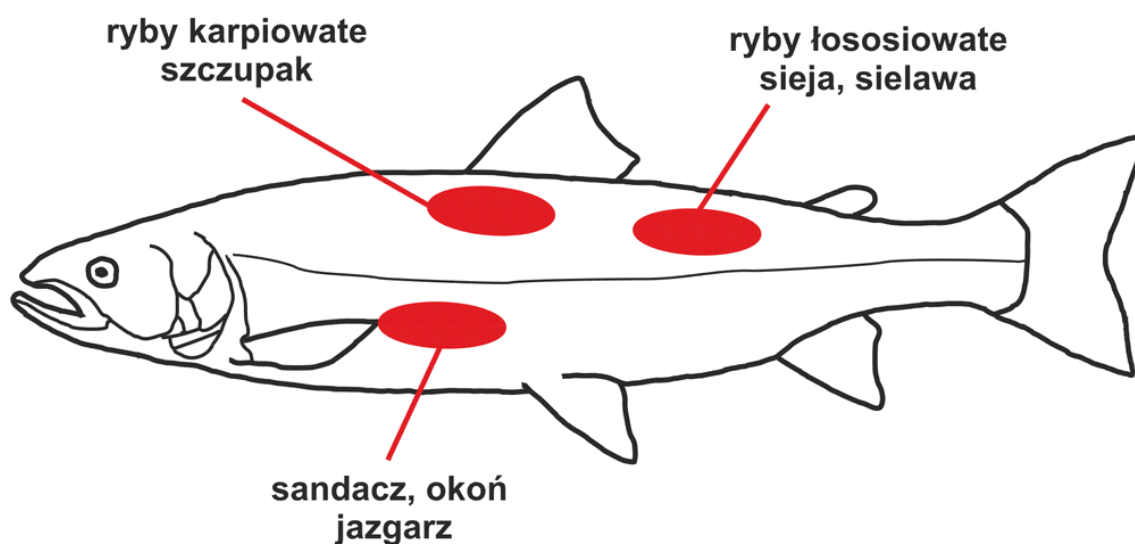
| Stopień | Stadium         | Samica                                                                                                                                                                                                                                                                                                | Samiec                                                                                                                                                              |
|---------|-----------------|-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
|         |                 | światło wypełnione płynną ikrą. Większość jaj jest przezroczysta, jasno szklana, z miejsc tych przy nacisku jaja łatwo wypadają; obok jaja jeszcze nieprzezroczyste jak w stadium V.                                                                                                                  |                                                                                                                                                                     |
| VII     | Na wpół wytarte | Jajniki szare do niebiesko-czerwonych, przeświecające, nieco skrócone; ściany obwisłe, bogate w krew; światło bardzo wielkie, z ikrą płynną i obficie wypełnioną płynem. Nie ma już jaja nieprzezroczystych (stadium V), większość szklisto jasnych jaj jest już wytarta, inne w świetle.             | Jądra nieprzezroczyste, białe, ze słabym zaczerwienieniem, nieco skrócone, przy naciśnięciu spływa sperma; ściany słabe i wiotkie.                                  |
| VIII    | Wytarte         | Jajniki niebiesko-czerwone, wyraźnie skrócone; ściany bardzo słabe, często zmarszczone, przekrwione; światło bardzo wielkie, z wielką ilością płynu, zaledwie ślady ikry; przypomina stadium I. Z białych jaj jedynie resztki, większość już zmarszczona i ulega resorpcji; inaczej jak w stadium II. | Jądra niebiesko-czerwone do szaro-czerwonych, silnie skrócone, już nie ma spermy ściany bardzo słabe, bogate w naczynia krwionośne. Zwolna przechodzą w stadium II. |
| IX      | Nietypowe       | Ryby z nietypowymi gonadami, których rozwój został zaburzony w wyniku chorób.                                                                                                                                                                                                                         | Ryby z nietypowymi gonadami, których rozwój został zaburzony w wyniku chorób.                                                                                       |

Tabela 3. Oznaczenia skali rozwoju gonad samic węgorzycy (Kosior i Kuczyński 1997)

| Stopień                                                      | Stadium                          | Opis                                                                                                                                                                                                                                                                        |
|--------------------------------------------------------------|----------------------------------|-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|
| <b><u>Okres przed zapłodnieniem</u></b>                      |                                  |                                                                                                                                                                                                                                                                             |
| I                                                            | Niedojrzałe                      | Jajniki przejrzyste, jaja nie mogą być zauważone gołym okiem                                                                                                                                                                                                                |
| II                                                           | Owulacja                         | W przypadku dojrzewania do pierwszego tarła jajniki przejrzyste, jaja białe nieprzezroczyste, małe (średnica ok. 1 mm), osadzone w ścianie jajnika i widoczne gołym okiem. W przypadku kolejnego tarła w życiu ściany jajnika są częściowo lub całkowicie nieprzezroczyste. |
| <b><u>Okres po zapłodnieniu</u></b>                          |                                  |                                                                                                                                                                                                                                                                             |
| III                                                          | Dojrzewania                      | Jaja żółte z widocznym blastodyskiem, widoczne przez ściany jajnika. Średnica jaj ok. 2 mm. Jaja luźno ułożone w ścianie jajnika.                                                                                                                                           |
| IV                                                           | Rozwoju embrionów                | Jaja żółte, rozróżnialny jest kształt embrionów w ich wnętrzu.                                                                                                                                                                                                              |
| <b><u>Okres po wykluciu (przebiega wewnątrz jajnika)</u></b> |                                  |                                                                                                                                                                                                                                                                             |
| V                                                            | Pigmentacji embrionów            | Larwy z woreczkami żółtkowymi. Postępująca pigmentacja ciała od jej braku to bardzo wyraźnej (czarnej).                                                                                                                                                                     |
| VI                                                           | Zaawansowanego wzrostu embrionów | Dobrze uformowane larwy, zresorbowane woreczki żółtkowe, pełna pigmentacja.                                                                                                                                                                                                 |
| VII                                                          | Po uwolnieniu larw               | Po wydaleniu larw, ściany jajnika stają się matowe. Widoczne są małe białe jaja umieszczone w ścianach jajnika (średnica ok 1 mm).                                                                                                                                          |

## **Pobór łusek**

Łuski stanowią podstawę dla określenia wieku i długości ryb metodą odczytów wstecznych. W tym celu muszą zostać pobrane umiejętnie i z odpowiedniego miejsca. Badaną rybę, należy położyć na prawym boku, następnie ponownie wytrzeć ze śluzu i zanieczyszczeń, co zdecydowanie ułatwi późniejszą analizę obrazu łuski pod mikroskopem lub binokulem. Łuski wydajemy za pomocą pincety, w ilości od 5 do 10 sztuk. Ścisłe przestrzeganie właściwego miejsca poboru łusek jest istotne ze względów metodycznych. Są to z reguły miejsca, na których w rozwoju ontogenetycznym zaczyna się zakładać szata łuskowa (Rys. 4). Łuski należy pobierać za trzecim rzędem, poniżej lub powyżej linii nabocznej. Dzięki temu, unikniemy poboru łusek z linii nabocznej, które są nieczytelne, ze względu na otwory w łuskach.



Rys. 4. Schemat wskazujący położenie miejsc, z których należy pobierać łuski do badań.

### **Stosowane są trzy miejsca poboru łusek:**

- dla ryb łososiowatych, siei i sielawy – nad linią naboczną, pomiędzy podstawą płetwy grzbietowej i tłuszczowej.
- dla ryb okoniowatych – pod linią naboczną, w miejscu zakończenia najdłuższego promienia płetwy piersiowej.
- dla ryb karpioowatych i szczupaka – nad linią naboczną, w okolicy podstawy płetwy grzbietowej.

### **Miejsca poboru łusek gatunków wskaźnikowych:**

- sandacz i okoń – pod linią naboczną, w miejscu zakończenia najdłuższego promienia płetwy piersiowej;
- płoć – nad linią naboczną, w okolicy podstawy płetwy grzbietowej.



### **Pobór otolitów i promieni twardych płetwy grzbietowej**

Wiek ryb można oznaczać nie tylko na podstawie analizy łusek. W celach weryfikacji wieku odczytanego z łusek, często pobiera się dodatkowo od ryb promienie twarde płetwy grzbietowej, otolity oraz rzadziej kręgi i kości płaskie (Beamish i McFarlane 1983). W przypadku ryb, od których ciężko jest pobrać łuskę oraz od tych, które jej nie posiadają, analiza elementów kostnych jest jedyną drogą do poznania ich wieku.

W celu poboru promieni twardych płetwy grzbietowej, należy rybę położyć na boku, na stabilnym podłożu, tak by nie była podatna na przesunięcia. Następnie ostro zakończonymi nożyczkami chirurgicznymi należy wyciąć trzy twarde promienie płetwy wraz z wyrostkiem stawowym i umieścić do uprzednio opisanej papierowej kopertki w celu wysuszenia.



Fot. 38. Sposób poboru twardych promieni płetwy grzbietowej (A). (fot. Iwona Psuty)



Fot. 39. Sposób poboru twardych promieni płetwy grzbietowej (B). (fot. Iwona Psuty)



Fot. 40. Sposób poboru twardych promieni płetwy grzbietowej (C). (fot. Iwona Psuty)

Otolity nazywane często statolitami lub kamykami słuchowymi stanowią elementy parzyste, usytuowane symetrycznie względem siebie, po trzy z każdej strony mózgoczaszki.

Otolity (*statolithus*): kamyk – *lapillus*, strzałka – *sagitta*, gwiazdka – *asteriscus* stanowią elementy narządu równoważno-słuchowego ryb, ten nazywany również błędnikiem skórzastym (*labirynthus membranaceus*) położony jest w mózgowiaszce wewnętrznej (*endoneurocranium*) i dzięki niemu ryba utrzymuje orientację w przestrzeni oraz odbiera fale dźwiękowe. Otolity zbudowane są głównie z węglanu wapnia  $\text{CaCO}_3$ . Ze względu na dużą zawartość czystego wapnia, otolit jest często określany złożem wapnia. Statolity ryb rosną z wiekiem, najintensywniej wiosną i latem, wolniej zaś późnym latem i jesienią. Oglądając oszlifowany otolit w świetle przechodzącym w powiększeniu można dostrzec na jego powierzchni pierścienie (strefy), na przemian jasne i ciemne (Chmieliński 2009).

W trakcie analiz gatunków wskaźnikowych, otolity pobierane są od storni, skarpia, dorsza, węgorzycy i babki byczej. Pobór otolitów (najczęściej strzałki) jest zabiegiem dużo bardziej skomplikowanym i wymaga dużej wprawy od badacza. Stopień trudności tych zabiegów zależy głównie od wielkości osobnika i jego gatunku. U analizowanych w niniejszym podręczniku gatunków, otolity są stosunkowo duże (za wyjątkiem węgorzycy) i nie przysparzają większych kłopotów w ich wydobywaniu. Głównymi czynnikami decydującymi o pomyślnym zakończeniu procedury poboru są: trudność w ich zlokalizowaniu i określeniu właściwego miejsca wykonania nacięcia oraz twardość czaszki. Otolity, po wydobywaniu należy oczyścić za pomocą papierowego ręcznika i umieścić w opisanej kopercie. Dalsza obróbka, zarówno promieni twardych jak i otolitów wymaga użycia specjalistycznego sprzętu laboratoryjnego i zastosowania odpowiednich procedur analitycznych.

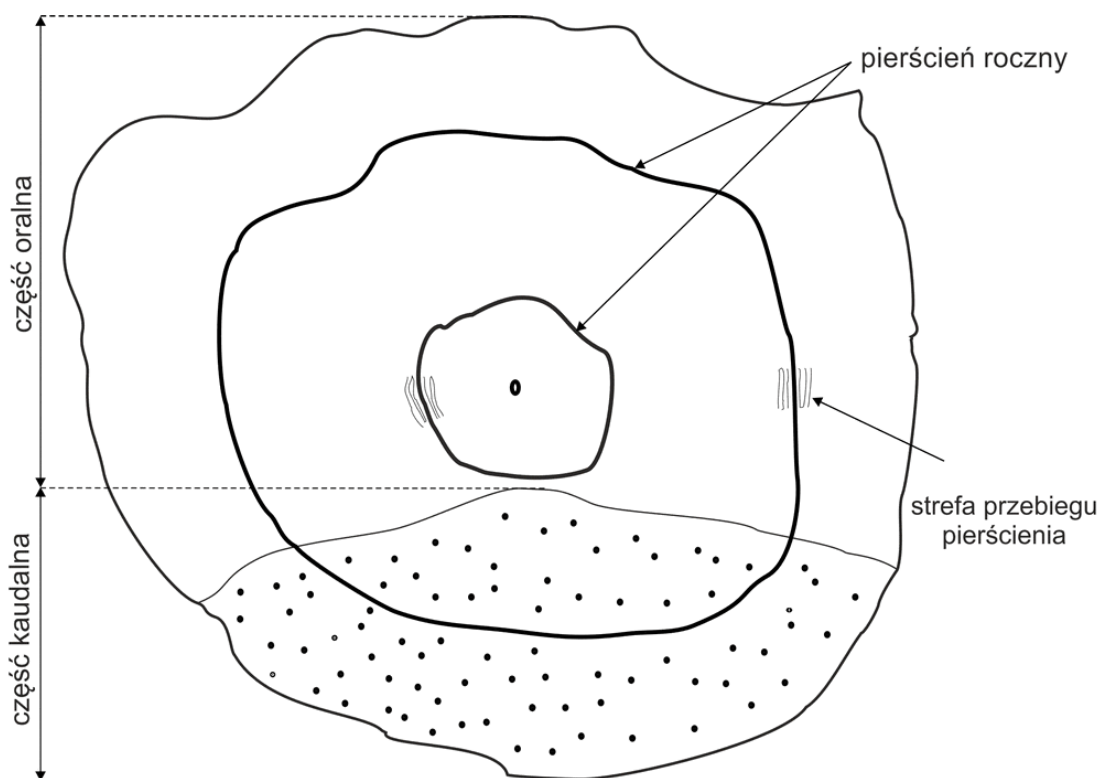








Skleryty są to wypukłości, powstające w miarę wzrostu na zmineralizowanej, powierzchniowej warstwie łuski. Nie zawsze są one widoczne jako równoległe ciągłe linie i o jednakowej grubości. Często mają one zakłócony przebieg. Pierścieniem rocznym będziemy nazywali linię graniczną pomiędzy dwoma kolejnymi przyrostami. Nie zawsze jest ona na łusce wyraźnie zaznaczona. Często trzeba się jej doszukiwać i wyznaczać między strukturami sklerytowymi.



Rys. 5. Schemat obrazu łuski ryby, z zaznaczonymi pierścieniami rocznymi i strefami przebiegu pierścieni rocznych. Dodatkowo wyodrębniono część kaudalną i oralną łuski.

Analizę wieku i wzrostu ryb należy przeprowadzić na tych polach łuski, które posiadają strukturę sklerytową i których krawędź nie jest uszkodzona na skutek resorpcji.

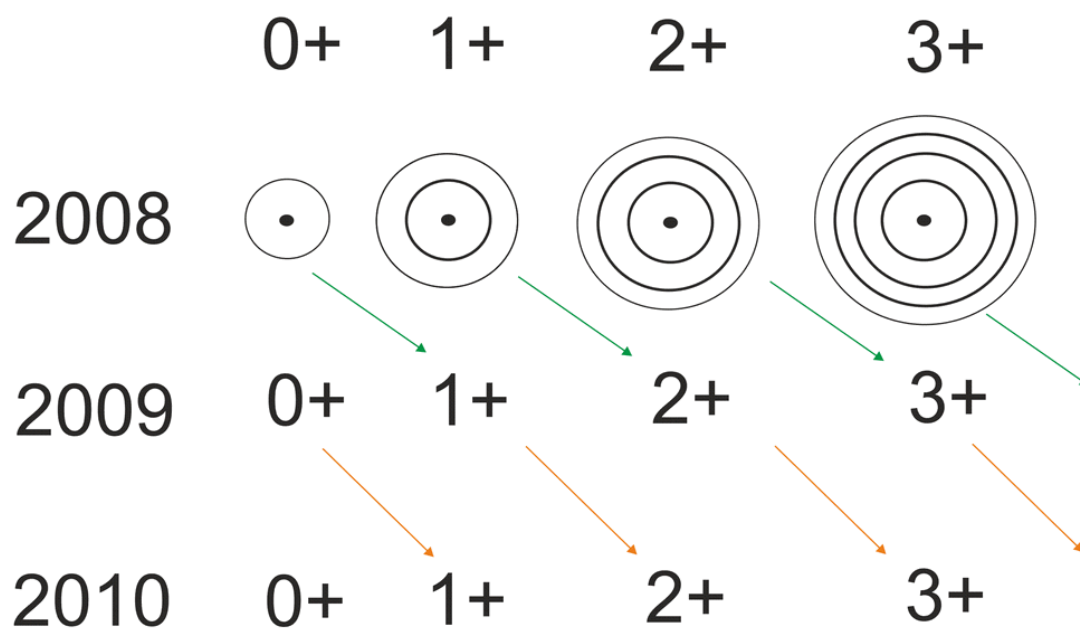
#### Trudności oznaczania wieku na podstawie łusek:

1. występowanie pierścieni dodatkowych nie będących pierścieniami rocznymi, co może spowodować zawyżenie wieku;
2. omyłkowe uznanie pierścienia rocznego za pierścień dodatkowy, co może spowodować zaniżenie wieku ryby;
3. brak niektórych pierścieni rocznych, stwarzający możliwość uznania ryby za młodszą niż jest w rzeczywistości;
4. niejednakowy termin zakładania się pierścienia rocznego, co może spowodować zakwalifikowanie ryb w tym samym wieku do różnych grup wiekowych.

W celu uniknięcia błędu wymienionego w punkcie 4, najlepiej próby do analizy wieku pobierać w okresie jesiennym.

Wiek ryb odczytujemy z łusek, zaczynając od jej centrum. Pierścień roczny położony najbliżej centrum łuski jest pierwszym pierścieniem. Wiek takiej ryby oznaczmy jako 1+ (Rys. 6). Osobnik taki, przeżył jeden pełny rok wraz z zimowaniem. Plus oznacza już kolejny przyrost krawędziowy, gdyż nigdy nie znamy daty narodzin takiego osobnika. Każdy dodatkowy pierścień roczny będzie zwiększać jej liczbę lat do 2+, 3+, 4+ itd. Na wiek ryby składa się łączna suma wszystkich pierścieni rocznych. Oznaczenia 0+ używamy dla określenia wieku ryb, które jeszcze nie przeżyły pierwszego zimowania.

W przypadku anadromicznych ryb wędrownych (troć, łosoś, jesiotr) wiek ryb zapisujemy symbolami A.B+, gdzie „A” oznacza liczbę lat spędzonych w środowisku wody słodkiej, natomiast „B” oznacza liczbę lat spędzonych w wodzie morskiej, + jak wyżej. Łączna liczba lat składa się z sumy A i B.



Rys. 6. Schemat interpretacji wieku ryb na podstawie pierścieni rocznych.

## **Rozdział IV. Metodyka analizy szczegółowej wybranych gatunków ryb**

Poszczególne gatunki ryb, ze względu na różniącą je biologię odżywiania, rozrodu i budowę anatomiczną, charakteryzują się swoistymi cechami, z którymi należy się zapoznać przed podejmowaniem szczegółowej analizy ichtiologicznej.

Czynnikiem determinującym termin poboru łusek do analizy struktury wiekowej badanej populacji, będzie okres rozrodu i rozwoju danego gatunku i związany z tym termin zakładania się „pierścienia rocznego”. Nie bez znaczenia jest tutaj miejsce poboru łusek z ryb, o czym była mowa we wcześniejszym rozdziale, jak i typ łuski.

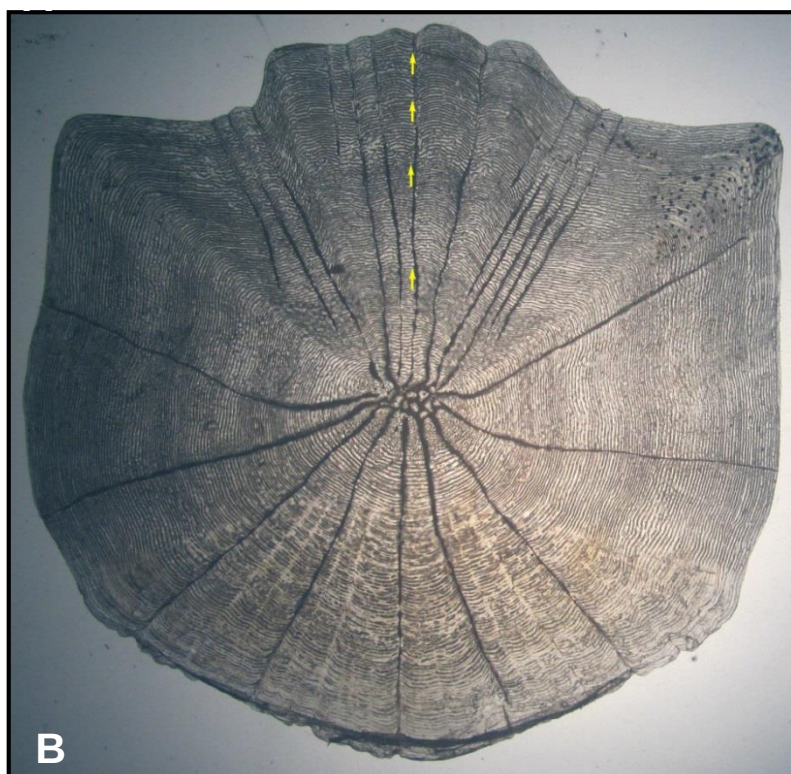
Znajomość biologii odżywiania się danych gatunków ułatwia interpretację poszczególnych przyrostów na obrazie łuski i pozwala wyeliminować pierścienie dodatkowe.

Szczegóły budowy anatomicznej poszczególnych gatunków ryb pozwalają wybrać najbardziej właściwą metodę odczytu wieku, co ma szczególne znaczenie w przypadku gatunków nie posiadających łusek (sumowate) oraz u których ich pobór jest utrudniony (węgorz). Znajomość anatomicznego wyglądu gonad i przewodu pokarmowego ułatwia ocenę stopnia dojrzałości osobnika danego gatunku oraz stopnia napełnienia jego przewodu pokarmowego.

### **Ryby karpowate - płoć**

Ryby karpowate posiadają łuskę cykloidalną, promieniową. Granice pomiędzy poszczególnymi przyrostami są dobrze widoczne. Cechuje je sporadyczne występowanie pierścieni dodatkowych. W zależności od środowiska, przyrosty w pierwszych dwóch latach mogą być bardzo duże (wody słonawe) lub małe (wody słodkie). Na ten parametr ma również wpływ typ troficzny zbiornika, z którego pochodzą ryby.

W przypadku płoci zwykle nie spotyka się problemów z poborem łusek do analiz. Są one duże, płytko osadzone i łatwo odchodzą pod naporem niewielkiej siły. Najwłaściwszym okresem do ich poboru będzie wrzesień-październik.



Fot. 43 i 44. Mikrofotografie łusek płoci: A) samicy o długość 20cm, masy 88g, w wieku 5+, B) samicy o długości 22cm, masy 122g, w wieku 4+; złowionych 11.05.2005 r., w Zalewie Wiślanym. Strzałkami zaznaczono granice pomiędzy kolejnymi przyrostami rocznymi.



## **Ryby okoniowate – okoń, sandacz**

Ryby okoniowate posiadają łuskę ktenoidalną, wyposażoną w „ząbki” skierowane ku tyłowi, nazywane *ctenii*. Ich kształt i ostrość są różne u różnych gatunków. Łuskę ryb okoniowatych charakteryzuje duża liczba pierścieni dodatkowych, które zaburzają granice pomiędzy poszczególnymi przyrostami rocznymi, przez co staje się ona mało czytelna.

Łuski u sandacza i okonia są głęboko osadzone w skórze, w związku z tym ich pobór sprawia pewne trudności. Z tego względu często dochodzi do ich mechanicznego uszkodzenia i należy pobierać ich znacznie więcej niż od pozostałych gatunków ryb. Najwłaściwszym terminem poboru łusek będzie październik.

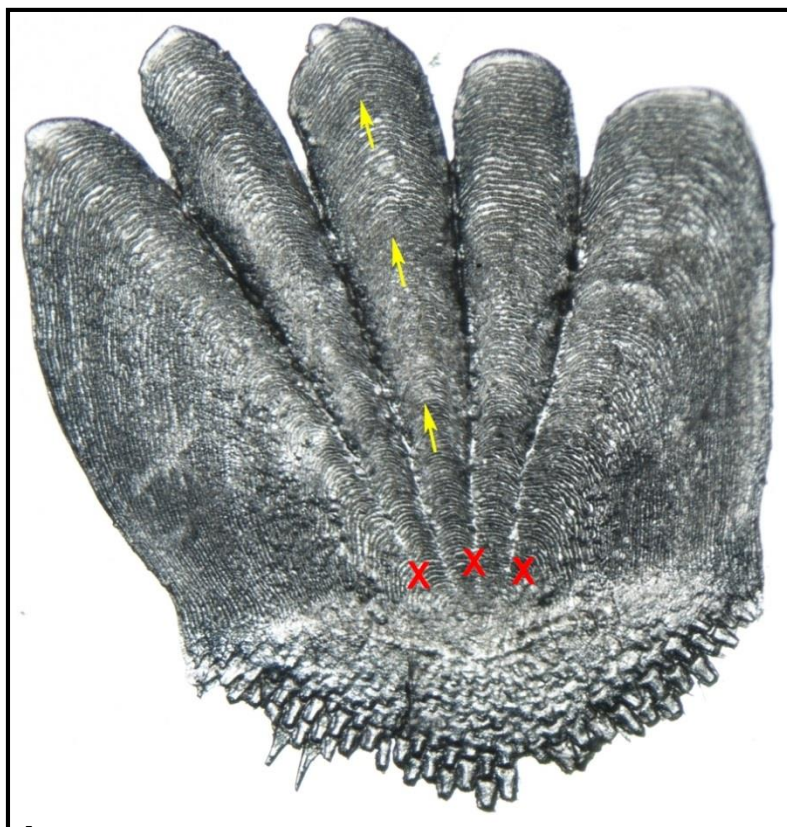
Z uwagi na małą czytelność łusek ryb okoniowatych, w celu szacowania wieku, najczęściej używa się jednak niektórych elementów twardych takich jak otolit i promienie twarde płetwy grzbietowej. Elementy te pozyskujemy do badań ze świeżych ryb po wykonaniu podstawowych pomiarów biometrycznych tj. długość całkowita, długość i masa ciała.

Do analizy wieku u sandacza i okonia wykorzystać możemy otolit (strzałkę, *sagitta*), po przeprowadzeniu cięcia pionowego mózgowcaszki za oczami. Wyjęte pęsetą otolity (najlepiej obie strzałki) oczyszczamy i umieszczamy w papierowych, uprzednio opisanych torebkach.

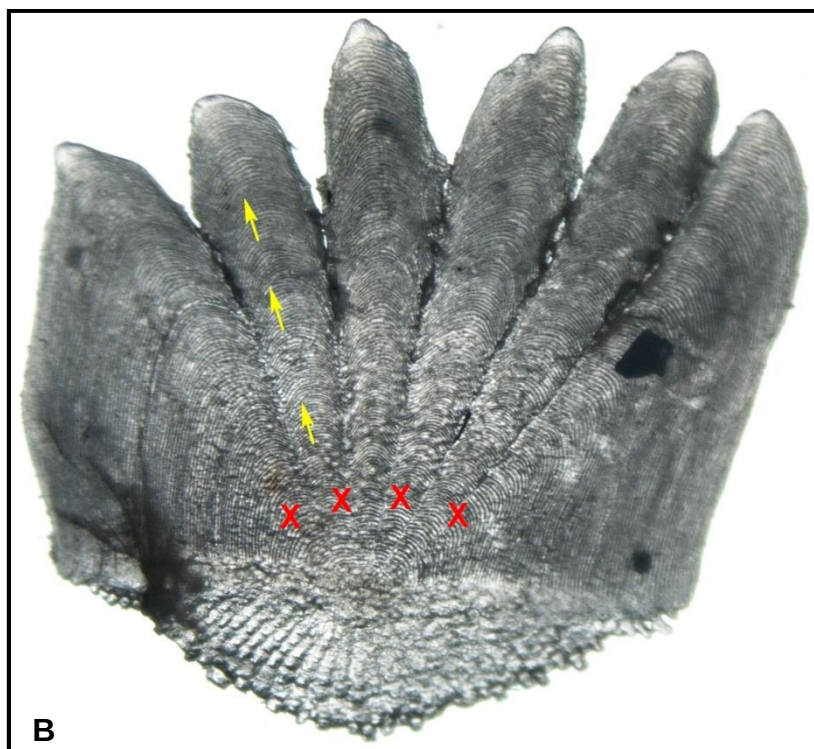
Do szacowania wieku u obu wymienionych gatunków ryb można wykorzystywać także promienie twarde płetwy grzbietowej. W tym celu wycinamy nożyczkami ok. 4 pierwsze promienie, wchodząc w głębię ciała tak, aby pozyskać także wyrostki stawowe, stanowiące podstawę promieni (patrz Rozdz. II). Następnie opisujemy pozyskaną część płetwy np. poprzez oklejenie jej taśmą papierową z danymi. Tak przygotowane promienie pozostawiamy przez ok. 10 dni w ciepłym i suchym pomieszczeniu w celu wysuszenia tkanek miękkich. Następnie delikatnie możemy spróbować oczyścić promienie z resztek skóry i tkanek. Wysuszone promienie umieszczamy także w opisanych papierowych torebkach.

Oczyszczone elementy (jeden z otolitów oraz dwa pierwsze promienie) są umieszczane w specjalnych pojemnikach silikonowych (mających podkład z żywicy syntetycznej). Następnie zalewamy ułożone elementy taką samą żywicą, z jakiej wykonany był podkład. Po jej zastygnięciu, które następuje po ok. dobie, bloczek żywiczny z elementem twardym tnijemy poprzecznie do długiej osi otolithu lub promienia przy pomocy piły wolnoobrotowej z tarczą diamentową. W ten sposób uzyskujemy preparaty mikroskopowe tj. przekroje poprzeczne badanych elementów. Obserwacja ich pod mikroskopem pozwala na oszacowanie liczby pierścieni jasnych (*opaque*) i ciemnych (*haline*). Zgodnie z metodyką prezentowaną w pracach Secor et al. (1991) i Gabriel et al. (2000), przyjęto że każda para tych pierścieni stanowi przyrost roczny.

## Okoń

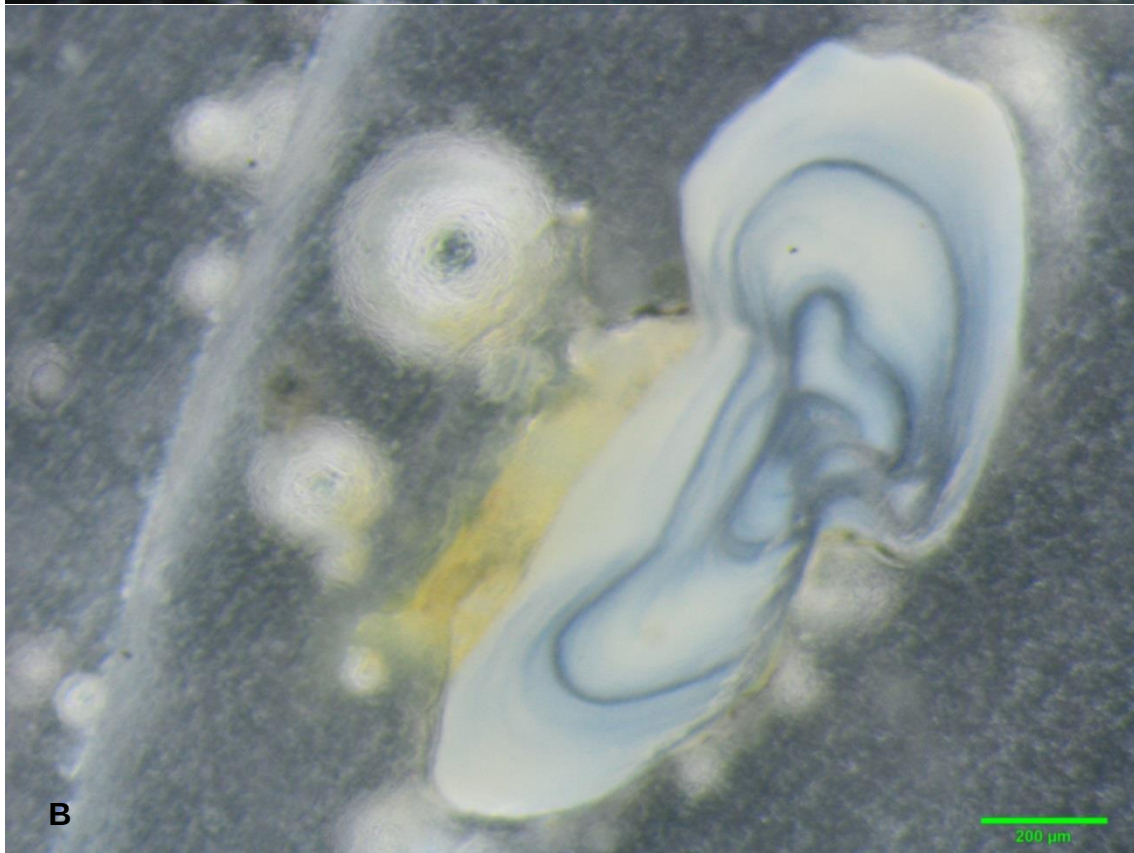
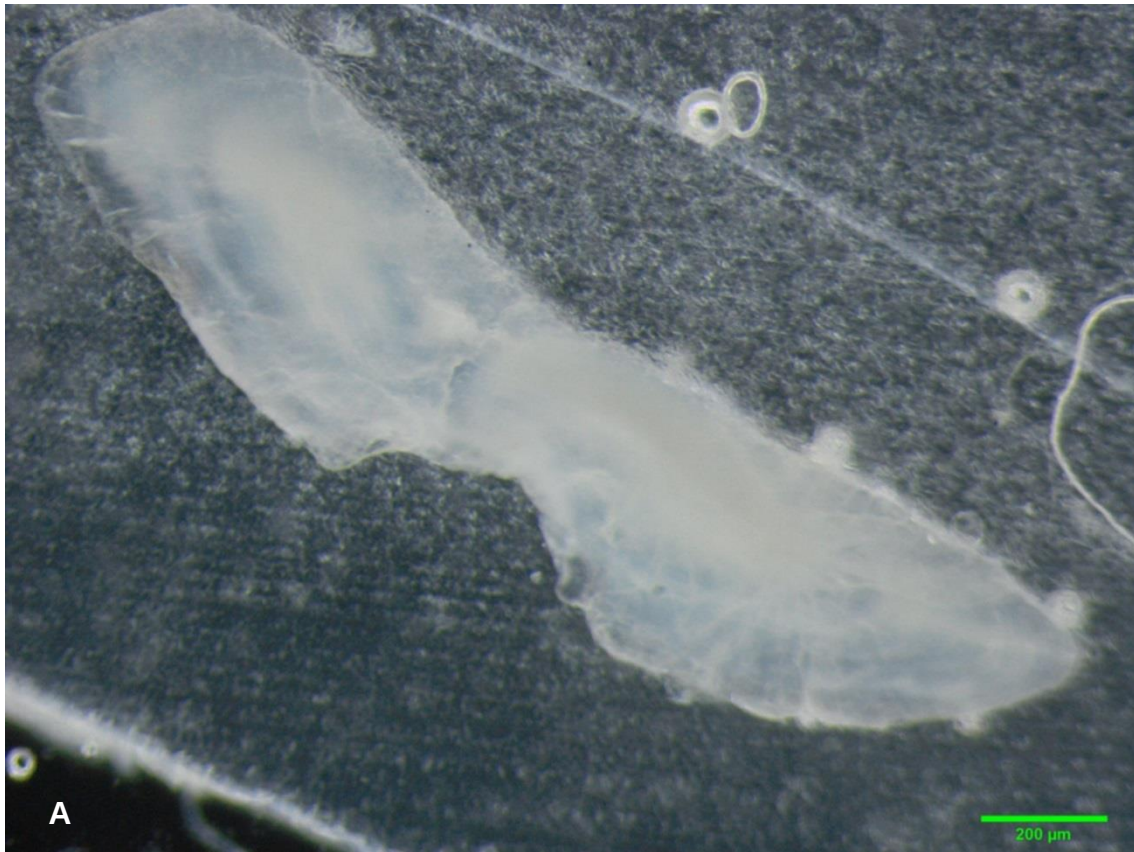


A

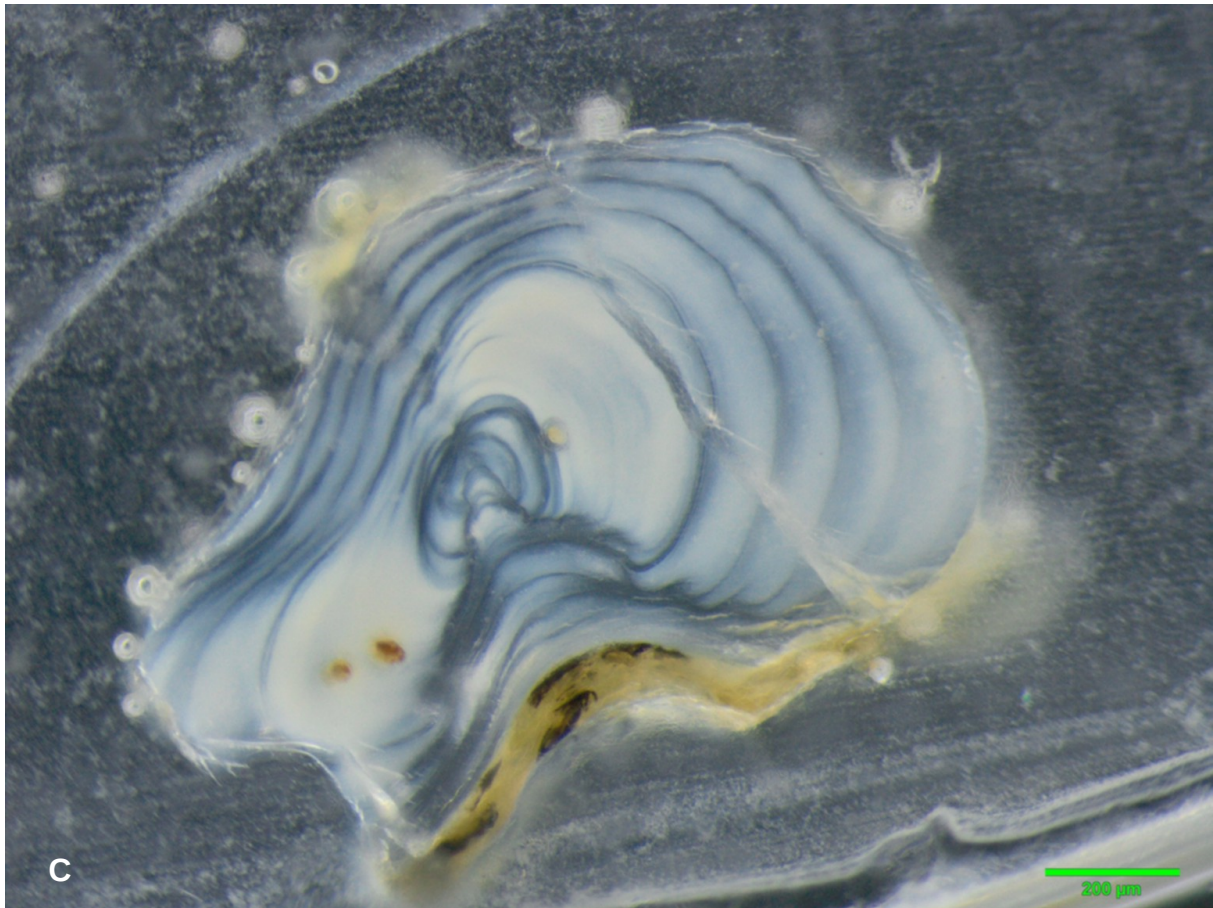


B

Fot. 45 i 46. Mikrofotografie łusek okonia: A) samca o długość 17cm, masy 62g, w wieku 3+, B) samca o długości 20cm, masy 82g, w wieku 3+; złowionych 20.05.2005 r. w Zalewie Wiślanym. Strzałkami zaznaczono granice pomiędzy kolejnymi przyrostami rocznymi. „X” oznaczono pierścień narybkowy.



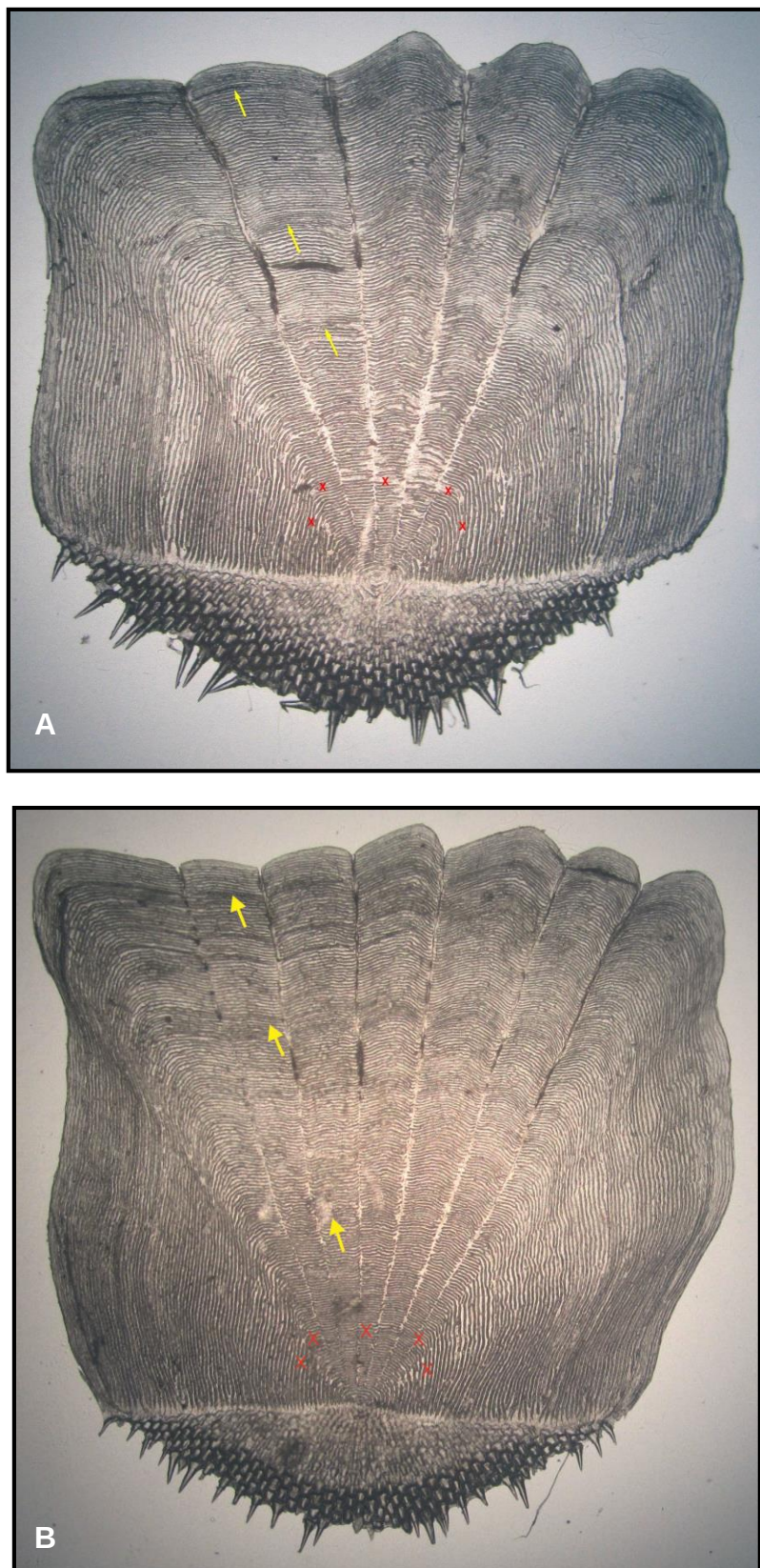




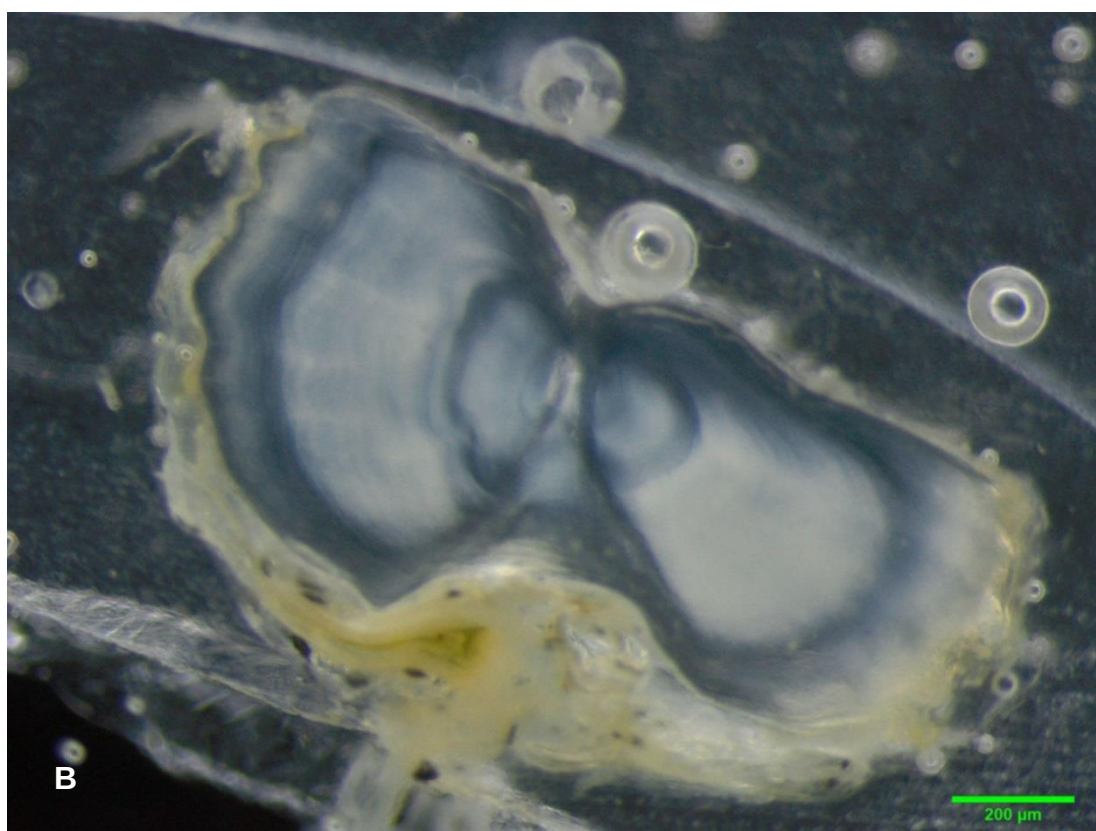
Fot. 47, 48 i 49. Mikrofotografie elementów twardych użytych do odczytu wieku okonia (przekroje poprzeczne): A) otolit - ryba w wieku 2+; B) promień twardy płetwy grzbietowej - ryba w wieku 2+; C) promień twardy płetwy grzbietowej - ryba w wieku 5+/6+.



## Sandacz



Fot. 50. Mikrofotografie łusek sandacza: A) samca o długość 49cm, masy 922g, w wieku 3+, B) samicy o długości 47cm, masy 877g, w wieku 3+; złowionych 28.06.2006 r. w Zalewie Wiślanym. Strzałkami zaznaczono granice pomiędzy kolejnymi przyrostami rocznymi. „X” oznaczono pierścień narybkowy.



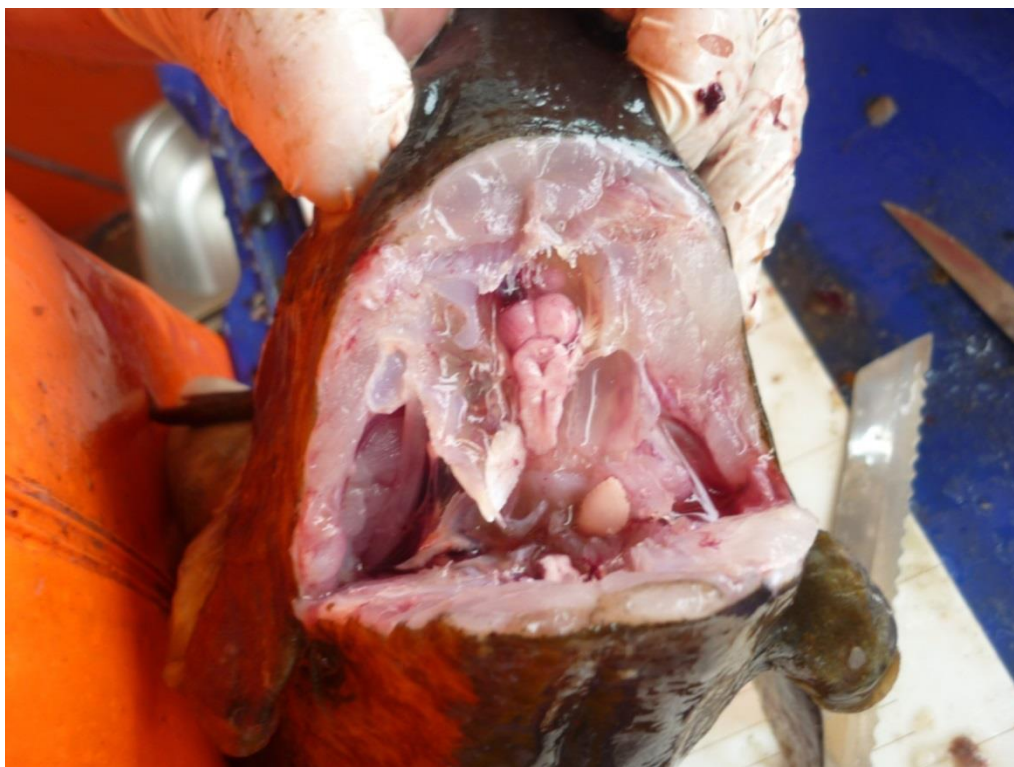
Fot. 51 i 52. Mikrofotografie elementów twardych użytych do odczytu wieku sandacza (przekroje poprzeczne): A) otolit - ryba w wieku 2+; B) promień twardy płetwy grzbietowej - ryba w wieku 2+.



### Dorsz

Ciało dorsza pokrywają drobne, głęboko wrosnięte łuski cykloidalne. Z uwagi na ich niewielkie rozmiary i trudności w pobieraniu, w celu określenia wieku ryby pobierane są otolity (strzałki), które u dorsza są duże i łatwe do zlokalizowania, a ich przygotowanie do odczytu wieku jest stosunkowo proste. W związku z tym, są one podstawową i najczęściej wykorzystywaną strukturą przy szacowaniu wieku ryb tego gatunku.



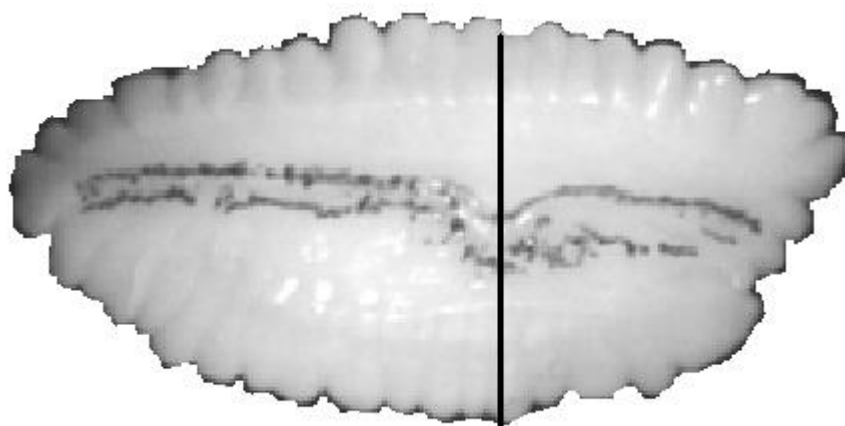


Fot. 53-56. Pobór otolitów dorsza (fot. Iwona Psuty)

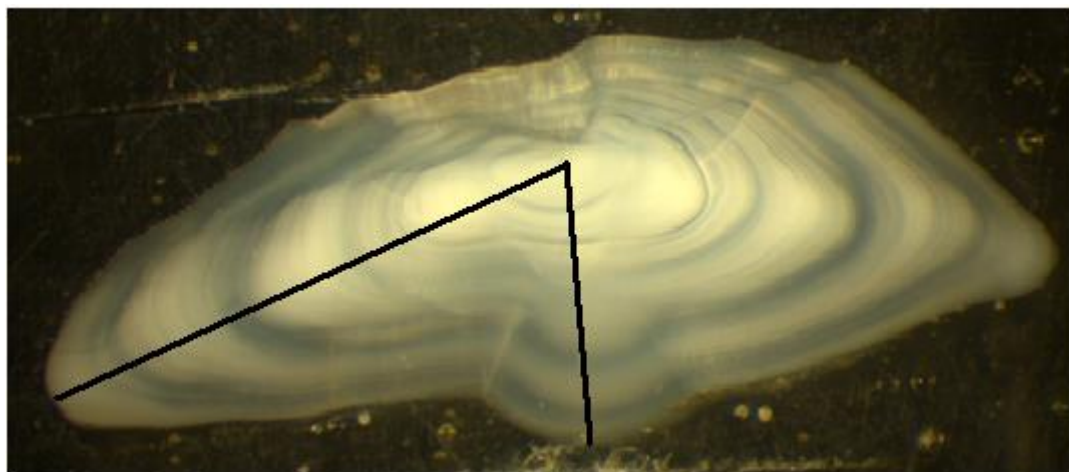


Procedura przygotowania otolitów dorszy bałtyckich do odczytu wieku:

- a) prawy otolit nacinany jest ręcznie za pomocą noża introligatorskiego, a następnie w miejscu nacięcia łamany
- b) nacięcie wykonuje się w miejscu znajdowania się jądra (*nucleus*) otolitu,
- c) otolity nie są ani szlifowane ani opalane,
- d) większa część otolitu jest umieszczana w plastikowym naczynku, zalanym wodą,
- e) do odczytu wieku stosowany jest binokular ze światłem odbitym,
- f) stosowane powiększenie mieści się w przedziale od 6 do 12,
- g) liczenie pierścieni rocznych (zimowych) odbywa się w dwóch kierunkach (Fot. 57).



Rys. 7. Otolit dorsza bałtyckiego z zaznaczonym miejscem wykonania nacięcia.



Fot. 57. Powierzchnia poprzecznie przeciętego otolitu dorsza bałtyckiego z zaznaczonymi kierunkami liczenia pierścieni rocznych (fot. Krzysztof Radtke).

## Węgorzyca

Wiek węgorzycy należy oznaczać na podstawie odczytów otolitów pierwszej pary (strzałek). W czasie szczegółowej analizy ichtiologicznej, otwarcie puszek mózgowej odbywa się cięciem równoległym lub prostopadłym do górnej części głowy ryby, w zależności od doświadczenia i przyzwyczajień osoby prowadzącej analizę. Otolity należy umieścić w oznakowanej torebce i przechowywać w suchym miejscu do czasu rozpoczęcia odczytów wieku. Uwaga, otolity są dosyć kruche, nie należy ich zbyt mocno ścisnąć.

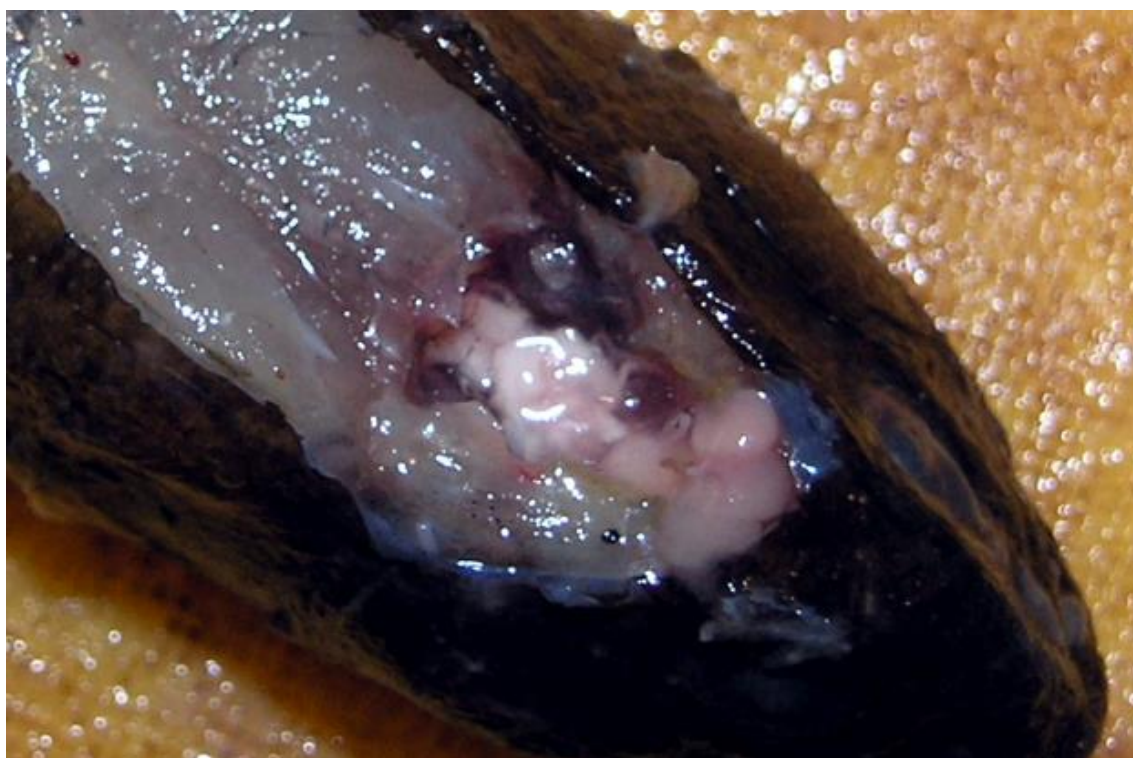
W celu przygotowania otolitów do odczytu wieku należy zanurzyć je w 96% etanolu. Otolity można umieścić na małej szalce Petriego. Odczytów dokonuje się w świetle przechodzącym, przy użyciu binokularu. Dobre efekty uzyskuje się stosując przystawkę polaryzującą światło zwiększającą kontrastowość przyrostów. W trakcie prowadzenia odczytu zlicza się wyraźnie widoczne kręgi przyrostów – szerszy jasny przyrost to przyrost „letni”; węższy i ciemny to przyrost „zimowy”. Obie strefy stanowią razem przyrost roczny (Fot. 60-63).

### Utrudnienia w odczytach wieku.

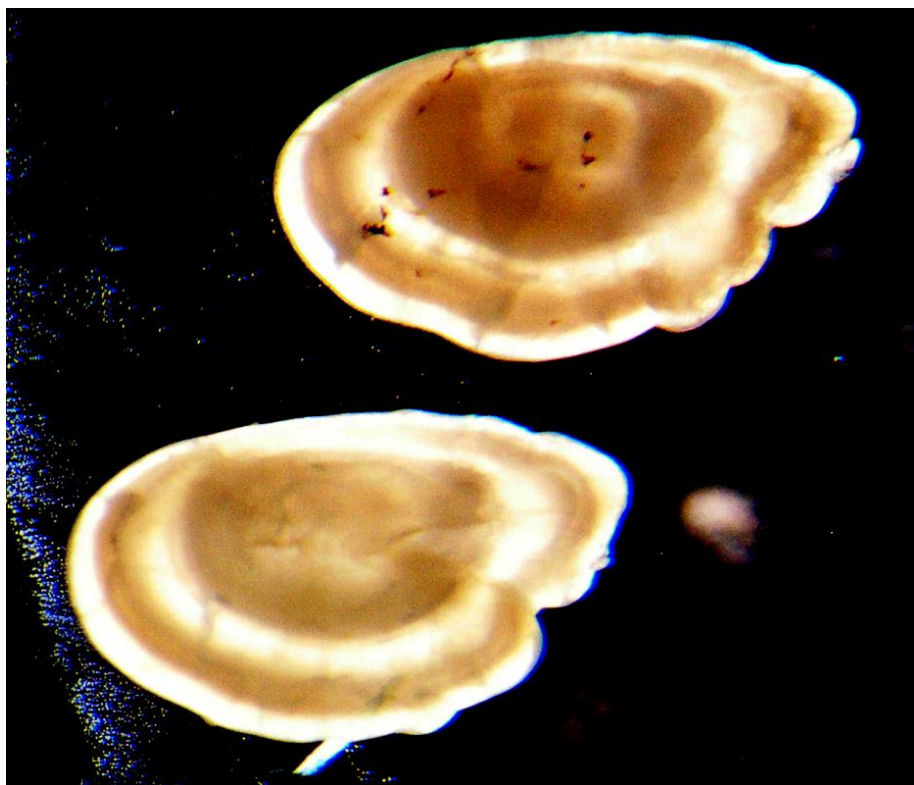
Zwykle centralna część otolitu jest dosyć ciemna. Po zanurzeniu otolitów w etanolu, należy odczekać chwilę zanim centrum otolitu wystarczająco się „przeświekli”. Jeżeli w czasie preparowania otolitów pozostaną na nich fragmenty błędnika to obraz będzie mocno zaciemniony i słabo czytelny. Próby oczyszczenia otolitów, w czasie oznaczania wieku, mogą skończyć się uszkodzeniem otolitów. Dlatego należy unikać tego typu działań. Zdarza się, że otolity mają bardzo nieregularny kontur. Wtedy przyrostów najlepiej szukać na gładkich, najdłuższych częściach otolitu. Otolity należy wypreparować przed rozpoczęciem się procesów rozkładu mózgu. Zmiany odczynu środowiska w puszcze mózgowej prowadzą do zmętnienia otolitów i poważnego utrudnienia prawidłowego odczytania wieku.



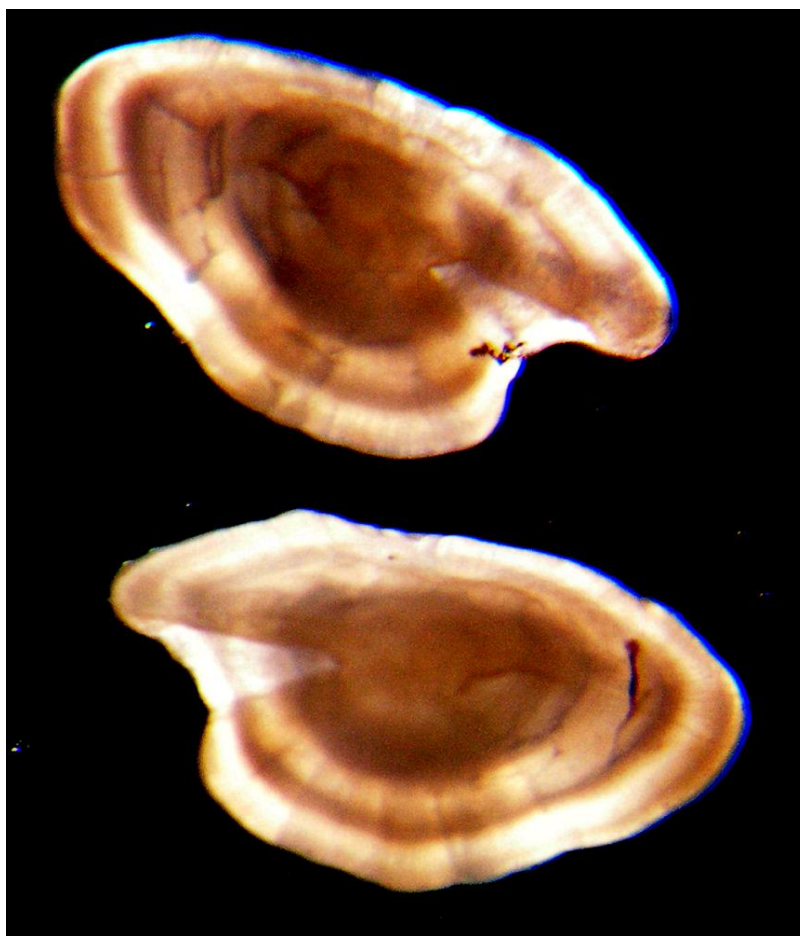
Fot. 58. Igła wskazuje położenie otolitów węgorzycy w puszcze mózgowej (fot. Mariusz Sapota)



Fot. 59. Otolity węgorzycy widoczne po odcięciu góry puszek mózgowej (fot. Mariusz Sapota)

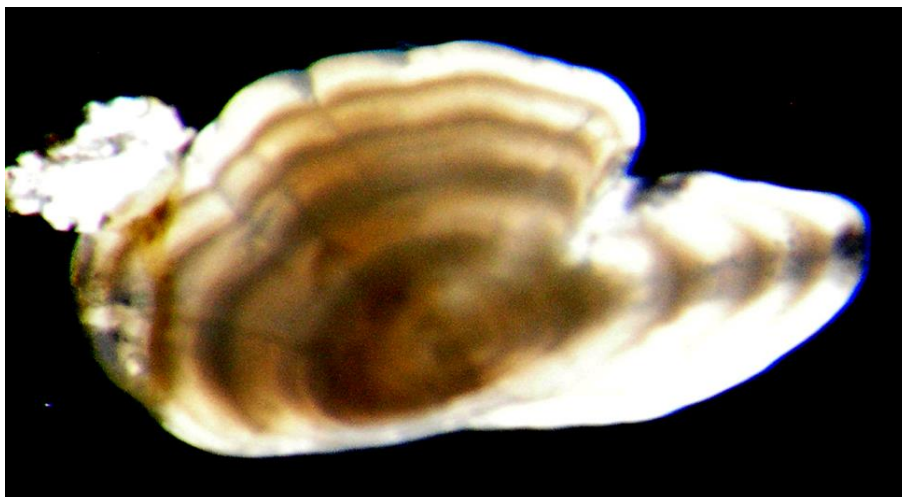


Fot. 60. Otolity węgorzycy z widocznymi dwoma przyrostami rocznymi.

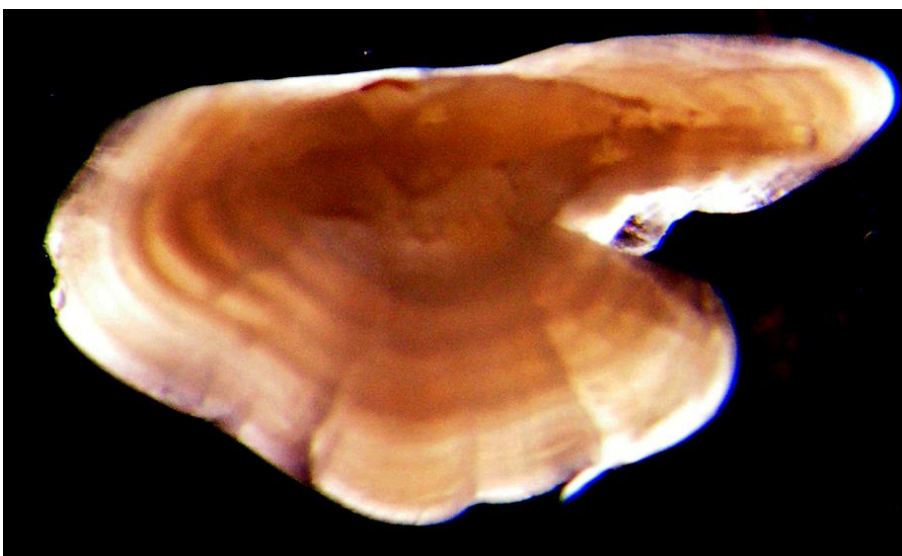


Fot. 61. Otolity węgorzycy z widocznymi trzema przyrostami rocznymi.





Fot. 62. Otolity węgorzycy z widocznymi czterema przyrostami rocznymi.



Fot. 63. Otolity węgorzycy z widocznymi siedmioma przyrostami rocznymi.

### Stornia i skarp

Wiek storni i skarpia należy oznaczać na podstawie odczytów otolitów pierwszej pary (strzałek). W czasie szczegółowej analizy ichtiologicznej, otwarcie puszeki mózgowej odbywa się cięciem przedstawionym na Fot. 64 i 65. Po wyjęciu, otolity należy oczyścić oraz umieścić w uprzednio przygotowanej, oznakowanej torebce. Przechowywać je należy w suchym miejscu do czasu rozpoczęcia odczytów wieku.



Fot. 64. Skarp – wskazane miejsce wykonania nacięcia w celu wypreparowania otolitów (strzałek)  
(fot. Iwona Psuty)



Fot. 65. Otwarcie puszeki mózgowej u skarpia – prawidłowo wykonane nacięcie podczas pobierania otolitów (strzałek) (fot. Iwona Psuty)

Podobnie jak w przypadku okonia i sandacza, w celu przygotowania materiału do odczytu wieku, należy ułożyć otolity w formie (np. silikonowej) w ten sposób, aby ich jądra (centralne części) leżały w jednej linii. Następnie zalewane są one żywicą syntetyczną, np. epoksydową (Fot. 66). Gdy żywica zastygnie, z bloku z zatopionymi otolitami wycinane są cienkie wycinki. W tym celu blok umieszcza się w przecinarce (piła wolnoobrotowa z tarczą diamentową) tak, aby ściernica mogła odciąć fragment bloku znajdujący się tuż przed linią, na której znajdują się jądra otolitów (Fot. 67 i 68). W wyniku kolejnego cięcia możliwe jest odcięcie wycinka grubości ok. 0,4 mm zawierającego środkowe fragmenty (jądra) otolitów. W ten sposób uzyskujemy preparaty mikroskopowe tj. przekroje poprzeczne badanych elementów. Obserwacja ich pod mikroskopem pozwala na oszacowanie liczby pierścieni jasnych (opaque) i ciemnych (haline).

Uzyskane wycinki są przyklejane żywicą do szkiełek podstawowych. Gdy żywica zastygnie, szkiełka z wycinkami wybarwiane są w roztworze czerwieni neutralnej.



Fot. 66. Zalewanie ułożonych w formie otolitów żywicą (fot. Zuzanna Mirny)



Fot. 67. Blok z otolitami prawidłowo umieszczony w imadle przecinarki (fot. Zuzanna Mirny)



Fot. 68. Blok z otolitami prawidłowo umieszczony w imadle przecinarki (fot. Zuzanna Mirny)



## Rozdział V. Rejestracja zewnętrznych zmian chorobowych

Problem występowania chorób dotyczy wielu gatunków ryb, również tych o istotnym znaczeniu gospodarczym. Obecność zmian patologicznych odgrywa istotną rolę przy ocenie walorów konsumpcyjnych ryb, czego konsekwencją może być obniżenie jakości produktów rybołówstwa lub ich eliminacja z rynku. Choroby ryb stanowią nie tylko problem ekonomiczny, ale są odzwierciedleniem niekorzystnych zmian, zachodzących w środowisku Morza Bałtyckiego.

Bałtyk jest zanieczyszczony toksycznymi związkami chemicznymi pochodzącymi z różnych źródeł. Obecność toksycznych substancji w Zatoce Gdańskiej i Zatoce Pomorskiej jest dobrze udokumentowana w literaturze. Badania Sapoty (1998) wykazały wysoką zawartość PCBs w rejonie Zatoki Gdańskiej i Głębi Gdańskiej. W najgłębszej części Basenu Bornholmskiego gromadzą się zanieczyszczenia chemiczne pochodzące z Odry i Zalewu Szczecińskiego (Sapota 2006). Ponadto na wschód od Bornholmu, w rejonie Gotlandii, w latach 1947-1948 zatopiono 34 tys. ton broni chemicznej (HELCOM 1994). W rejonie Basenu Bornholmskiego obecne są również takie substancje jak iperyt, gazy duszące oraz lakrymatory i sternutatory (HELCOM, 1995). W wodach Zatoki Gdańskiej wykazano wysoką zawartość pestycydów (OCPs) i PCBs (Falandysz i in. 1998) oraz PAHs i PCBs w osadach (Kowalewska i Konat 1997). Perttilä i in. (2003) wykazali najwyższe stężenie PAHs w osadach Zatoki Gdańskiej, (przekraczające 35.2 mg/kg d.w.). Koncentracja metali ciężkich w tym rejonie jest znacznie wyższa w porównaniu z obszarem otwartego morza (Szefer i in., 1995). Najwyższą zawartość metali ciężkich (Zn, Cd, Pb i Cu) w wodzie morskiej wykazano w wewnętrznej części Zatoki Gdańskiej (Biziuk i in 2001). Rejon Zatoki Gdańskiej jest także jednym z obszarów najbardziej zanieczyszczonych przez DDT i należy do jednego z tzw. „hot spots” w Bałtyku (Szefer 2002).

Rejestracja zewnętrznych objawów chorób ryb jest od wielu lat wykorzystywana w zintegrowanych programach monitoringu stanu zdrowia ekosystemu. Pierwsze doniesienia o występowaniu zmian patologicznych u ryb bałtyckich pojawiały się już na początku ubiegłego stulecia (Bergman 1912; Lundbeck 1928). W późniejszych latach rozszerzono ich zakres, uwzględniając czasowe i przestrzenne trendy występowania chorób ryb (Dethlefsen i Watermann 1982; Lang i Dethlefsen 1994). Metodyka stosowana w programie monitoringu realizowanym w MIR została opracowana w oparciu o zalecenia Międzynarodowej Rady Badań Morza (ICES), która zajmuje się koordynacją badań w skali międzynarodowej. Narodowe raporty o występowaniu zewnętrznych objawów chorobowych u ryb sporządzane są corocznie i przedstawiane na spotkaniu Grupy Roboczej ICES Working Group on Pathology and Diseases of Marine Organisms (WGPDMO).

Do monitoringu występowania zewnętrznych objawów chorobowych wytypowano dorsze i płastugi. Analizowane są 3 jednostki chorobowe: limfocystoza, owrzodzenia i deformacje szkieletu. Wyżej wymienione choroby często występują u wybranych gatunków ryb, są łatwe do rozpoznania a

ich identyfikacja nie wymaga stosowania drogich i czasochłonnych procedur laboratoryjnych. Zarówno dorsze, jak i płastugi, mają duże znaczenie w połowach komercyjnych. Monitoring występowania wyżej wymienionych zmian patologicznych jest rekomendowany przez ICES (Bucke i in 1996).

### **Limfocystoza**

Choroba o podłożu wirusowym, wywołana przez iridovirus (Wolf i in. 1966). Limfocystoza w początkowym stadium infekcji objawia się powstawaniem pojedynczych drobnych guzków (białych lub różowawych) na powierzchni skóry i płetw ryb (głównie płastug) (Fot. 69, 70). W zaawansowanych stadiach choroby, guzki często występują w zgrupowaniach i mogą obejmować znaczną powierzchnię ciała ryb. Limfocystoza znajduje się na liście chorób rekomendowanych przez ICES do monitoringu zmian patologicznych u ryb (Sindermann i in 1980; Bucke i in. 1996).



Fot. 69. Limfocystoza u storni (fot. Mirosław Wyszyński).



Fot 70. Limfocystoza u storni (fot. Mirosław Wyszyński).

### **Owrzodzenia**

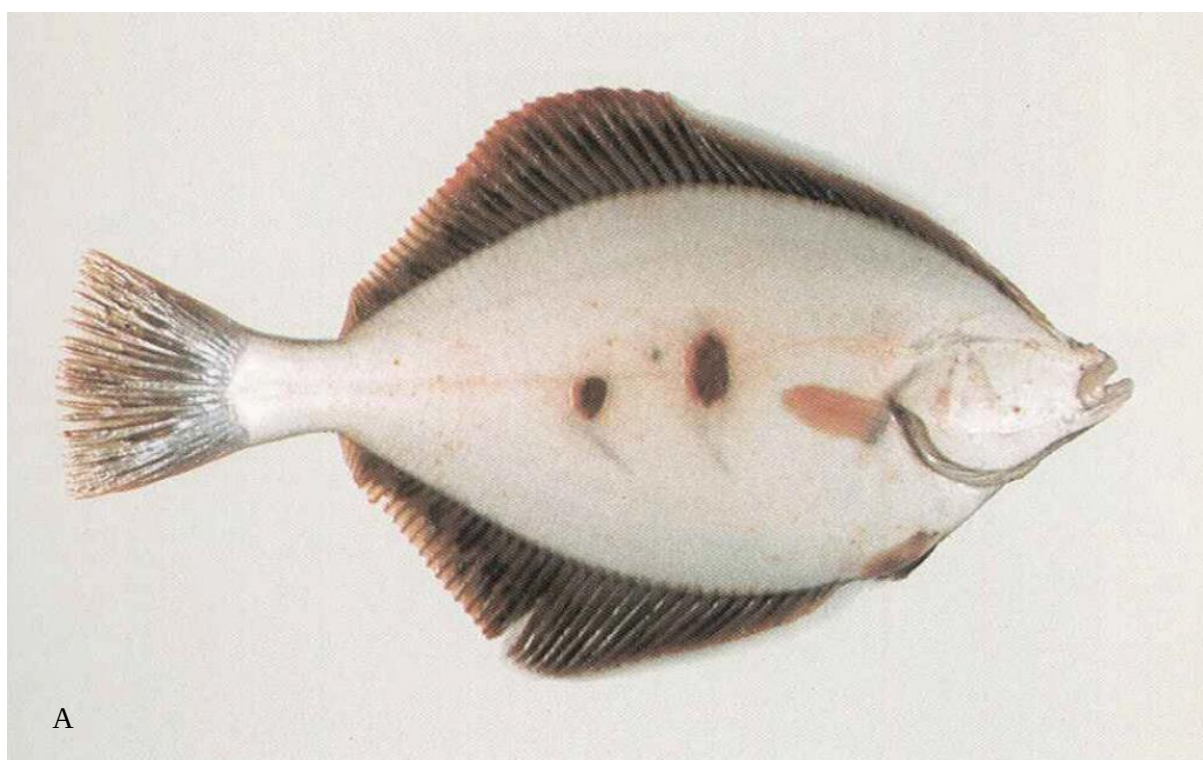
Choroba ta występuje u wielu gatunków ryb i należy do najczęściej obserwowanych u storni (Fot. 71) i dorszy bałtyckich (Fot. 72).

Owrzodzenia klasyfikowane są zgodnie z następującą skalą:

1. Obumieranie naskórka, rozpulchnienie naskórka, nastroszenie i utrata łusek, zaczerwienienie bez ran (fot. 72A).
2. Ubytki w obrębie skóry właściwej (fot. 72B).
3. Ogniska martwicze i ubytki drążące w głąb mięśni (fot. 72C).
4. Owrzodzenia zablizniające się (fot. 72D).
5. Blizna (fot. 72E).

Jednym z czynników etiologicznych, prowadzących do powstania owrzodzeń u ryb są infekcje wywołane przez bakterie, najczęściej z rodzaju *Vibrio* i *Aeromonas* (Larsen i in. 1978). Badania mikrobiologiczne przeprowadzone w latach 2007 i 2008 na próbkach owrzodzonych tkanek dorszy wykazały obecność bakterii reprezentujących rodziny Pseudomonadaceae, Aeromonadaceae,

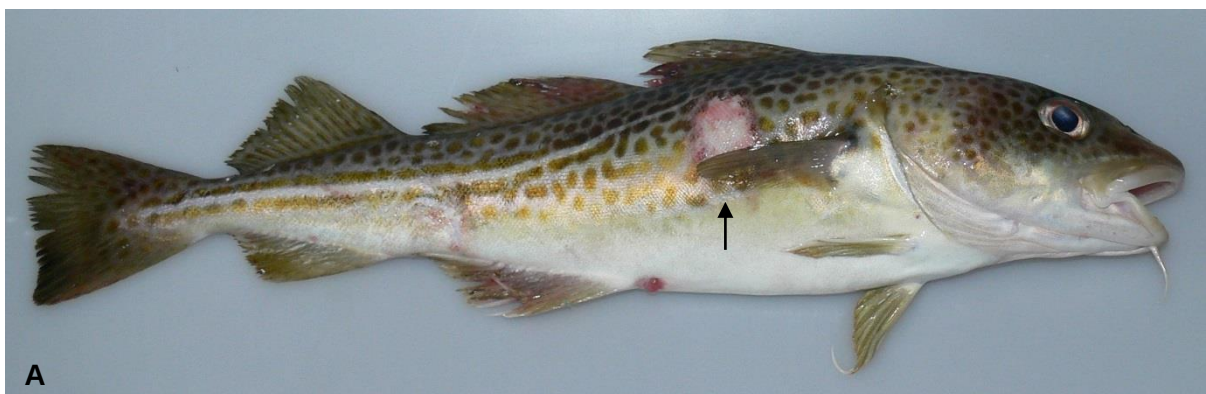
Shewanellaceae i Vibrionaceae. Z kilku próbek wyizolowano *Chryseobacterium meningosepticum* i *Acinetobacter* spp., które mogą być patogenne dla ludzi (Grawiński i in. 2009). Szereg innych czynników może również sprzyjać rozwojowi tego schorzenia u ryb. Wiele doniesień naukowych wskazuje, że ekspozycja na toksyczne substancje (pestycydy, wielopierścieniowe węglowodory aromatyczne - PAHs, polichlorowane bifenyle - PCBs i metale ciężkie) może prowadzić do uszkodzenia skóry, zwiększając jej podatność na infekcje bakteryjne, wirusowe i grzybicze (Sindermann 1977; Larsen i in. 1978; Austin 2007). Wtórne infekcje mogą rozwinąć się także w mechanicznych uszkodzeniach skóry, wywołanych np. przez narzędzia połowowe (Møllergaard i Bagge 1998). Powstawaniu owrzodzeń u ryb mogą sprzyjać także niekorzystne warunki środowiska (pH, promieniowanie ultrafioletowe, zmiany zasolenia i temperatury wody). Oprócz bezpośredniego działania toksycznego na skórę, substancje chemiczne mogą zaburzać równowagę hormonalną, prowadząc do nadmiernego uwalniania glikokortykosteroidów, znanych jako „hormony stresu”. Hormony sterydowe regulują wiele procesów fizjologicznych, m. in. odpowiedź immunologiczną, której zaburzenie może sprzyjać zwiększonej podatności ryb na infekcje (Barton i Iwama 1991; Noga 2000). Obecność owrzodzeń u ryb jest jednym z dobrze rozpoznanych wskaźników zanieczyszczenia środowiska morskiego (Noga 2000) a monitoring występowania tego typu zmian patologicznych jest rekomendowany przez ICES (Bucke i in 1996).







Fot. 71. A, B. Owrzodzenia u storni (fot. Mirosław Wyszynski).





Fot. 72. Owrzodzenia u dorsza. A - zmiany w obrębie naskórka, B – ubytki w obrębie skóry właściwej; C – ogniska martwicze i ubytki drążące w głąb mięśni, D – owrzodzenie zabliźniające się; E - blizna (fot. Mirosław Wyszyński).

**Deformacje szkieletu** obserwowane są u wielu gatunków ryb. Do najczęściej spotykanych rodzajów deformacji należą:

- karłowatość (Fot. 73).
- deformacje kręgosłupa:
  - lordoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę brzuszną (Fot. 74 A i 75 A),
  - kifoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę grzbietową (Fot. 74 A i 75 B),
  - skrócenie trzonów kręgów (Fot. 74 C).
- mopsowatość – skrócenie szczęki górnej lub żuchwy (Fot. 76).





Fot. 73. Deformacja szkieletu (karłowatość) u dorsza (fot. Mirosław Wszyński).

Deformacje szkieletu mogą mieć podłoże genetyczne lub powstać we wczesnych stadiach życia ryb jako skutek niedoboru witamin i minerałów, bądź też działania niekorzystnych warunków środowiska (np. temperatury) oraz ekspozycji na zanieczyszczenia chemiczne (niektóre metale ciężkie, głównie kadm) obecne w wodzie morskiej. Lang i Dethlefsen (1987) wykazali wyższą zawartość kadmu u dorszy bałtyckich z deformacjami szkieletu, w porównaniu z osobnikami rozwiniętymi prawidłowo. Obecność deformacji szkieletu u ryb jest uznawana przez wielu autorów za dobry bioindykator obecności zanieczyszczeń, zalecany przez ICES do wykorzystania w badaniach monitoringowych (Bengtsson 1979; Bucke i in. 1996; Klumpp i in. 2002).

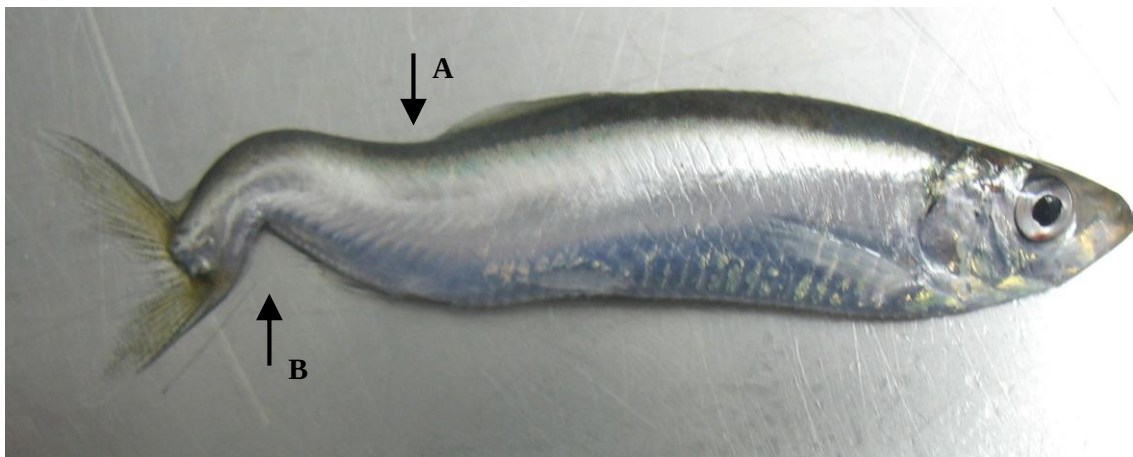






Fot. 74. Deformacje kręgosłupa u dorsza. A - lordoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę brzuszną; B - kifoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę grzbietową, C – skrócenie trzonów kręgów (fot. Mirosław Wyszyński).





Fot. 75. Deformacje kręgosłupa u śledzia. A - lordoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę brzuszną; B - kifoza - łukowate wygięcie kręgosłupa w stronę grzbietową (fot. Katarzyna Nadolna).



Fot. 76. Mopsowatość u dorsza (fot. Mirosław Wyszyński, Katarzyna Nadolna).

### **Procedura badania chorób ryb**

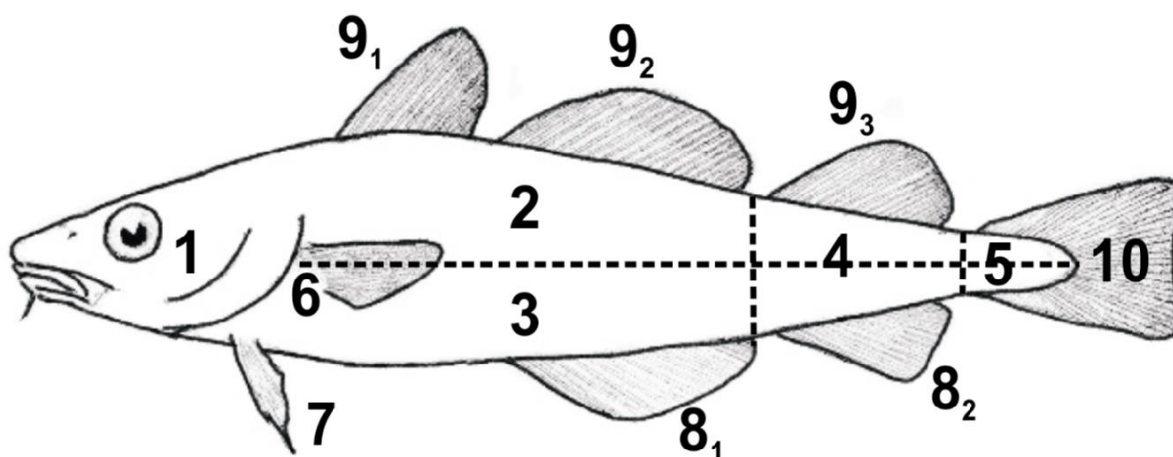
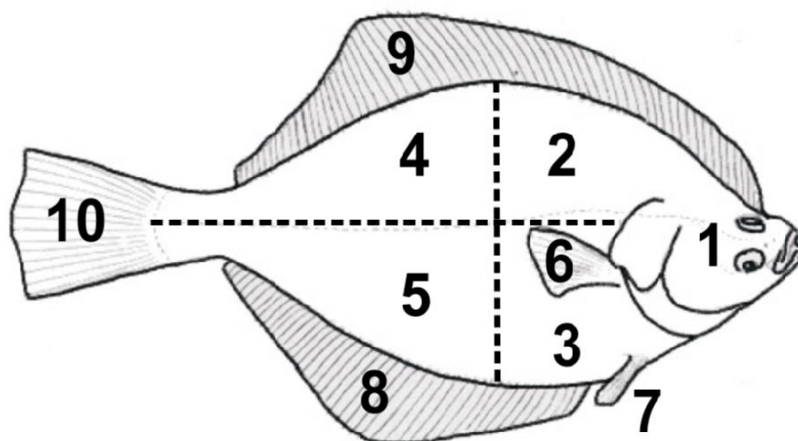
Analizy wykonywane są podczas badań połowów monitoringowych. Obserwacjom występowania zewnętrznych zmian patologicznych poddawane są dorsze i płastugi. Badania prowadzone są w trakcie standardowych pomiarów długości ryb i rejestrowane w bazie danych według wzorca (Tabela 4). Ryby zakwalifikowane jako chore, po określeniu rodzaju choroby i lokalizacji zmian według standardowego kodu (Rys. 8), zostają poddane standardowym analizom ichtiologicznym. Uzyskane dane rejestrowane są zgodnie z wzorcem przedstawionym w Tabeli 5.

Tabela 4. Kody części ciała ryb

| Oznaczenie części ciała | Kod cz. ciała |
|-------------------------|---------------|
| Głowa                   | 1             |
| Korpus ciała            | 2             |
| Korpus ciała            | 3             |
| Korpus ciała            | 4             |
| Korpus ciała            | 5             |
| Płetwy piersiowe        | 6             |
| Płetwy brzuszne         | 7             |
| Płetwa odbytowa         | 8             |
| Płetwa grzbietowa       | 9             |
| Płetwa ogonowa          | 10            |
| Płetwa tłuszczowa       | 11            |
| Strona lewa             | 12            |
| Strona prawa            | 13            |
| Góra                    | 14            |
| Spód                    | 15            |

Tabela 5. Kody zmian chorobowych

| Nazwa choroby               | Kod choroby  |
|-----------------------------|--------------|
| <b>Limfocystoza</b>         | <b>10</b>    |
| <b>Owrzodzenia</b>          | <b>21-25</b> |
| 1/ obumieranie naskórka     | 21           |
| 2/ ubytki skóry             | 22           |
| 3/ ogniska martwicze        | 23           |
| 4/ owrzodzenia              | 24           |
| 5/ blizna                   | 25           |
| <b>Deformacje szkieletu</b> | <b>51-53</b> |
| 1/ karłowatość              | 51           |
| 2/ anomalie kręgosłupa      | 52           |
| 3/ mopsowatość              | 53           |



Rys. 8. Schemat budowy morfologicznej ryb (płastugi, dorsz). Poszczególne partie ciała ryb oznakowano symbolami stosowanymi w monitoringu zewnętrznych zmian chorobowych.

Symbole badanych partii ciała ryb: 1 – głowa, 2 - tułów (część grzbietowa), 3 – tułów (część brzuszna), 4 - tułów (część tylna grzbietowa/przedogonowa), 5 - tułów (część tylna brzuszna/ogonowa), 6 - płetwa piersiowa (P), 7 - płetwa brzuszna (V), 8 – płetwa odbykowa (A) (1, 2 u dorsza), 9 – płetwa grzbietowa (D) (1, 2, 3 u dorsza), 10 – płetwa ogonowa (C), 12 – strona lewa, 13 – strona prawa, 14 – strona górna (Z) (u płastug), 15 – strona spodnia (S) (u płastug).



## Rozdział VI. Bezpieczeństwo pracy

Biolodzy morscy w swej pracy wykorzystują różnego rodzaju łodzie, pontony czy inne jednostki pływające. W badaniach ekosystemów przybrzeżnych najczęściej używane są przez nich małe, otwarte łodzie, obciążone ładunkiem sprzętu badawczego i połowowego oraz pasażerami. Wszystkie jednostki pływające charakteryzują się określoną pojemnością, ładownością, mocą, prędkością maksymalną, dzielnością morską etc.

Praca na morzu wiąże się z dużym ryzykiem. Zmienność pogodowa, otwarte przestrzenie utrudniające nawigację i orientację w terenie, falowanie czy niska temperatura wody to tylko niektóre z czynników komplikujących prowadzenie badań biologicznych na morzu.



**Pamiętaj, aby zawsze nosić kamizelkę ratunkową!**

### Pogoda

Zawsze sprawdzaj prognozy lokalnych warunków pogodowych przed wyjazdem. Korzystaj w tym celu ze stacji radiowych i telewizyjnych a także z Biura prognoz Instytutu Meteorologii i Gospodarki Wodnej. Upewnij się czy warunki, jakie możesz napotkać w trakcie wykonywania badań, nie zagrażają bezpieczeństwu załogi. Zawsze miej na uwadze umiejętności załogi i dzielność morską łodzi. Jeśli zauważysz gwałtowne, nieprzewidziane wcześniej zmiany pogody, niepokojący wzrost zachmurzenia i narastanie siły wiatru lub nagłe spadki temperatury – najlepszym rozwiązaniem będzie przerwanie rejsu i skierowanie łodzi do najbliższego portu lub przystani.

### Właściwe wyposażenie łodzi

Właściwe zapewnienie bezpieczeństwa żeglugi oznacza bycie przygotowanym na każde zdarzenie mogące się nam przytrafić na wodzie. Należy pamiętać o przestrzeganiu m.in. przepisów przeciwpożarowych i BHP, zaleceń dotyczących tankowania łodzi itp. Najlepszym rozwiązaniem przed wypłynięciem na wodę jest sporządzenie listy kontrolnej, pozwalającej nam upewnić się, czy dopełniliśmy wszystkich niezbędnych przygotowań i czy zgromadziliśmy cały potrzebny sprzęt zwiększający nasze bezpieczeństwo.

Opisywana lista kontrolna powinna zawierać m.in.: osobiste środki ratownicze (np. kamizelki ratunkowe), oświetlenie i oznakowanie łodzi, środki łączności, narzędzia i części zamienne, gaśnice, ratunkowy sprzęt sygnalizacyjny, odpowiednią ilość paliwa, baterie i inne źródła zasilania

pozwalające na bezawaryjną pracę urządzeń, kotwice i sprzęt cumowniczy, mapy i potrzebną dokumentację dotyczącą łodzi i jej wyposażenia.



**Pamiętaj, że kompletność wyposażenia musi być sprawdzona przed wypłynięciem w morze a każdy członek załogi musi znać rozlokowanie środków ratowniczych na łodzi i sposób ich użytkowania w przypadku zagrożenia!**

#### Kwalifikacje załogi

Przed wypłynięciem na morze, w trosce o bezpieczeństwo, należy nabyć podstawowe umiejętności z zakresu sztuki żeglarskiej, nawigacji, wyposażenia ratunkowego łodzi i obsługi. Na pokładzie musi znajdować się osoba mające odpowiednie, wymagane przepisami kwalifikacje, pozwalające jej na kierowanie określoną jednostką pływającą.

Należy upewnić się, że więcej niż jedna osoba na pokładzie zna szczegóły obsługi łodzi i jej wyposażenia pod kątem zapewnienia bezpieczeństwa. Jeśli główny nawigator jest niezdolny do prowadzenia łodzi, ważne jest upewnienie się, że ktoś inny może wykonać jego obowiązki, przestrzegając jednocześnie wszystkich zaleceń związanych z bezpieczeństwem żeglugi. Umiejętności i kwalifikacje załogi są najważniejsze w sytuacjach bezpośredniego zagrożenia bezpieczeństwa.



**Należy zawsze powiadomić odpowiednie służby na lądzie o terminie i celu naszego rejsu. W sytuacjach awaryjnych, powiadomiony o naszym rejsie Bosmanat lub Kapitanat Portu, może szybko i sprawnie zorganizować niezbędną pomoc, która pomoże nam bezpiecznie powrócić na ląd.**

#### Zdrowy rozsądek

Jednym z najważniejszych zasad bezpieczeństwa żeglugi jest kierowanie się zdrowym rozsądkiem. Oznacza to m.in.: pracę przy bezpiecznej prędkości, zwłaszcza na zatłoczonych akwenach; zachowanie czujności przez cały czas trwania rejsu; omijanie dużych statków, które mogą mieć ograniczone zdolności do zatrzymywania i manewrowania; zwracanie uwagi na boje i inne pomoce nawigacyjne.



**Nie przeciążaj łodzi! Unikaj niebezpieczeństwa wywrotki poprzez respektowanie ograniczeń obciążenia jednostki pływającej. Limity ładowności dotyczą nie tylko ilości pasażerów, ale również ilości zabieranego ze sobą sprzętu.**

### Bezpieczeństwo przy przeładunkach ryb i podczas analiz biologicznych

Potencjalne obrażenia ciała i choroby związane z pracami prowadzonymi podczas przeładunków ryb, analiz pobranego materiału biologicznego oraz konserwacji pobranych prób jest jednym z największych i najbardziej niedocenianych, zagrożeń dla biologów. Zagrożenia obejmować mogą głównie uszkodzenia mechaniczne ciała, czyli przebicia, przecięcia lub inne uszkodzenia skóry spowodowane kontaktem z ciałem ryby.

Skaleczenia wieczkiem skrzelowych, kolcami, zębami lub ostrymi promieniami płetw prowadzą nieraz do wtórnych, wymagających długiego leczenia infekcji. Tego typu urazy stają się szczególnie niebezpieczne, gdy pobrany materiał biologiczny pochodzi z wód znacznie zanieczyszczonych bakteriologicznie.

Najbardziej efektywnym środkiem zapobiegawczym jest stosowanie odpowiedniej odzieży ochronnej a szczególnie mocnych i odpornych na uszkodzenia rękawic. Należy pamiętać, że rękawice muszą być dobrze dopasowane, aby zapewnić biologowi efektywne i sprawne prowadzenie prac na łodzi. Szczególnie ważne jest używanie rękawic w sytuacji, gdy pracownik ma otwarte rany na rękach. Zapewniają one wówczas dodatkową warstwę izolacyjną chroniącą organizm przed infekcjami.



**Podczas pracy na wodzie, nie należy lekceważyć ran i skaleczeń powstałych podczas przeładunków i analiz ryb. Tak szybko, jak to tylko jest możliwe ranę należy zdezynfekować i założyć jałowy, wodoodporny opatrunek.**

Rany klute wymagają szczególnej uwagi, ponieważ są one szczególnie podatne na zakażenia. Przy pierwszych objawach zakażenia, pacjent musi natychmiast skonsultować z lekarzem. Objawy zakażenia to powiększające czerwone zabarwienia skóry, narastanie bólu oraz rozprzestrzenianie się bólu na okolice ciała poza miejscem skaleczenia.

### Bezpieczeństwo pracy ze sprzętem rybackim

Sprzęt połowowy należy obsługiwać ze szczególną uwagą i odpowiedzialnością. Rozglądaj się wokół przed rozpoczęciem wydawania narzędzi do wody. Należy zawsze upewniać się, że nikt nie jest zaplątany w sieć rybacką lub jej olinowanie a ciężkie części narzędzi połowowych nie zagrażają pracującym biologom i załodze łodzi. Aby uniknąć wypadków, nie wolno zostawiać niezabezpieczonego sprzętu na dnie łodzi lub na pokładzie. Musi on być odpowiednio zabezpieczony i sklarowany. Operacje i praca z sieciami rybackimi wiąże się z koniecznością przemieszczania się, czasem kilku osób naraz, wewnątrz łodzi. Niezwykle ważne jest zachowanie ostrożności i utrzymanie stabilności jednostki pływającej. Jest to szczególnie istotne na małych, bezpokładowych łódkach, na których gwałtowny ruch któregoś z członków załogi lub jego nieodpowiedzialne wychylenie się za



burtę skutkować może wypadnięciem za burtę lub utratą równowagi i wywróceniem całej łodzi. Niebezpieczeństwo to zwiększa się znacząco podczas złych warunków pogodowych i dużej fali.

### Pierwsza pomoc

Każdy członek załogi powinien znać zasady udzielania pierwszej pomocy. Jest to ważne nie tylko dla własnego, osobistego bezpieczeństwa, ale również dla pozostałych członków załogi, którzy mogą potrzebować pomocy. Należy również wyposażać łódź w apteczkę pierwszej pomocy. Zestaw ten powinien zabezpieczyć przed najczęstszymi urazami i dolegliwościami mogącymi przytrafić się nam na łodzi: oparzeniami, zadrapaniami i skaleczeniami, stłuczeniami, czy chorobą morską. Zalecenia na temat prawidłowego wyposażenia apteczki zawarte są w Rozporządzeniu Ministra Zdrowia z dnia 3 listopada 2003 r. w sprawie minimalnych wymagań w dziedzinie bezpieczeństwa i ochrony zdrowia w celu zapewnienia wyższego poziomu leczenia na jednostkach pływających (Dz. U. Nr 194, poz. 1904, ze zm.).

### Bezpieczeństwo w laboratorium

Po przeprowadzeniu prac terenowych następuje długotrwały okres żmudnych prac prowadzonych w laboratoriach biologicznych. To właśnie wówczas wykonuje się szereg analiz szczegółowych pobranego materiału biologicznego. W celu zapewnienia niezbędnego poziomu bezpieczeństwa i higieny pracy w laboratorium należy przestrzegać kilku podstawowych zasad postępowania. Do najważniejszych zaleceń zalicza się:

- opracowanie, wdrożenie i egzekwowanie zapisów regulaminu dotyczącego bezpieczeństwa i higieny pracy w laboratorium (zwłaszcza w miejscach potencjalnego kontaktu pracowników z szkodliwymi substancjami chemicznymi);
- zapewnienie szkoleń, obejmujących identyfikację zagrożeń i sposobów unikania niebezpieczeństw, procedur postępowania w wypadku wystąpienia awarii, postępowania z odpadami, sposobów przechowywania substancji niebezpiecznych etc.;
- opracowanie listy wszystkich substancji chemicznych przechowywanych w laboratorium;
- opracowanie listy kontaktów w przypadku awarii, wycieku lub pożaru – lista ta powinna zawierać nazwiska i dane kontaktowe pracowników odpowiedzialnych za funkcjonowanie laboratorium i jego bezpieczeństwo; listę umieszczona powinna zostać w widocznym miejscu, również na zewnątrz laboratorium, tak aby w sytuacji awaryjnych pracownicy spoza laboratorium mieli możliwość powiadomienia odpowiednich osób o zauważonych nieprawidłowościach;
- dbałość o regularne kontrole stanu technicznego wyposażenia laboratorium, systemów wentylacji, miejsc przechowywania substancji chemicznych etc.;

- regularne sprawdzanie, czy wszystkie środki chemiczne są właściwie oznakowane i przechowywane;
- zapewnienie odpowiedniej ilości odzieży i sprzętu ochronnego (płaszcz laboratoryjny, rękawice ochronne i okulary i maski);
- nie dopuszczanie do spożywania w laboratorium posiłków oraz palenia tytoniu;
- dbałość o właściwe przeszkolenie pracowników w zakresie udzielania pierwszej pomocy oraz o odpowiednie wyposażenie apteczek laboratoryjnych;
- zapewnienie odpowiedniej liczby i jakości gaśnic.



Fot. 77. Czyszczenie pokładu jednostki po wykonaniu połowów (fot. Iwona Psuty)

## Literatura

- Austin B. 2007. The Involvement of Pollution with Fish Health. W: Multiple Stressors: A Challenge for the Future, (Red.) C. Mothersill, I. Mosse, C. Seymour. NATO Security through Science Series C: Environmental Security, Springer. 13-30,
- Barton B.A., Iwama G.K. 1991. Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. *Annual Review of Fish Diseases*, 1: 3-26.
- Beamish R.J., McFarlane G.A. 1983. The forgotten requirement for age validation in fisheries biology. *Transactions of the American Fisheries Society*, 112: 735-743.
- Bengtsson B.E., 1979. Biological variables, especially skeletal deformities in fish, for monitoring marine pollution. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London, Biological Sciences*, Series B, 286: 457-464.
- Bergman, A. M. 1912. Eine ansteckende Augenkrankheit, keratom alacie, bei Dorschen an der SudKüste Schwedens. *Zentralbl. Bakteriol. Parasitenkd. Infektionskr. Hyg. Abt. 1 Orig.* 62: 200-212.
- Biziuk M, Zasławska L, Namiesnik J, Pacyna J. 2001. Contamination of water in the southern part of the Baltic Sea by heavy metals. *Chemia i Inżynieria Ekologiczna*, 8: 787-91.
- Bucke D., Vethaak A.D., Lang T., Møllergaard S. 1996. Common diseases and parasites of fish in the North Atlantic: Training guide for identification. *ICES Techniques in Marine Environmental Sciences*, 19: 27.
- Chmieleński P. 2009. Otolit - cenne źródło informacji do określania wieku na przykładzie węgorza europejskiego. *Komunikaty Rybackie*, 3:21-24.
- Dera J. 2003. *Fizyka morza*, PWN, Warszawa, 541pp.
- Dethlefsen V., Watermann B. 1982. Diseases of major fish species in western Baltic Sea. *ICES CM/E:19*. 18 pp.
- Falandysz J., Brudnowska H. Iwata H., Tanabe S. 1998. Polychlorinated biphenyls (PCBs) and organochlorine pesticides (VOCs) in water of the Vistula River at the Kieźmark site, Poland. *Organohalogen Compounds*, 39: 215-218.
- Fofonoff N.P., Millard Jr. R. C., 1983. Algorithms for computation of fundamental properties of seawater. *UNESCO Technical Papers in Marine Science*, 44.
- Gabriel J., Lombarte A., Morales-Nin B. 2000. Variability of the sulcus acusticus in the sagittal otolith of the genus *Merluccius* (*Merlucciidae*). *Fisheries Research*, 46: 5-13.
- Grawiński, E., Podolska, M., Kozińska, A., Pękała A. 2009. Bakterie chorobotwórcze dla ryb i człowieka izolowane od dorszy bałtyckich. *Życie Weterynaryjne* 84, 409-416.
- HELCOM 2008. Manual for Marine Monitoring in the COMBINE programme of HELCOM.

- HELCOM 1995. Final report of the ad hoc Working Group on Dumped Chemical Munitions (HELCOM CHEMU) to the 16<sup>th</sup> Meeting of the Helsinki Commission (March 1995). 20pp.
- HELCOM 1994. Report on chemical munitions dumped in the Baltic Sea. Report to the 15th Meeting of Helsinki Commission 8-11 March 1994 from the ad hoc Working Group on Dumped Chemical Munition (HELCOM CHEMU). Danish Environmental Protection Agency.
- Klumpp D.W., Humphrey C., Hong H.S., Feng T. 2002. Toxic contaminants and their biological effects In coastal waters of Xiamen, China. II. Biomarkers and embryo malformation rates as Indicators of pollution stress in fish. *Marine Pollution Bulletin* 44: 761-769.
- Kosior M., Kuczyński J. 1997. Macroscopic observations on the ovarian maturation process in eelpout (*Zoarces viviparus* L.) from the southern Baltic: A proposed gonadal maturation scale. *Fisheries Research*, 30: 151-155.
- Kowalewska G., J. Konat 1997. Distribution of polynuclear aromatic hydrocarbons (PAHs) sediments of the southern Baltic Sea. *Oceanologia*, 39: 83-104.
- Krężel A. 1993. Właściwości optyczne wód. W: Zatoka Pucka, K. Korzeniewski (red.), Instytut Oceanografii Uniwersytetu Gdańskiego, 206-221.
- Lang, T., and Dethlefsen, V. 1994. Externally visible diseases and liver neoplasms in flounder (*Platichthys flesus*) of the south-western Baltic Sea. W: Diseases and Parasites of Flounder (*Platichthys flesus*) in the Baltic Sea, (Red.) G. Bylund, L.-G. Lönnström. The Baltic marine Biologist Publication, No. 15: 39-47.
- Lang T., Dethlefsen V. 1987. Cadmium in skeletally deformed and normally developed Baltic cod (*Gadus morhua* L.). *ICES C.M.* 1987/E:30, 18 pp.
- Larsen J. L., Jensen N.J., Christensen N.O., 1978. Water pollution and the ulcer syndrome in the cod (*Gadus morhua*). *Veterinary Research Communications*, 2: 207-216.
- Lundbeck J. 1928. Beobachtungen über Missbildungen und Erkrankungen von Dorschen an der ostpreussischen Küste. *Zeitschrift für Fischerei*, 26, 457-472.
- Maier H.N. 1908. Beiträge zur Altersbestimmung der Fische. I. Allgemeines. Die Altersbestimmung nach Otolithen bei Scholle und Kabeljau. Die Arbeiten der Deutschen Wissenschaftlichen Kommission für Meeresforschung. B5, 8-15.
- Mańkowski W. 1951. Ichtiologia dla rybaków morskich. Wydawnictwa Morskie, 152pp.
- Møllergaard S., Bagge O. 1998. Fishing gear-induced skin ulcerations in Baltic cod, *Gadus morhua* L. *Journal of Fish Diseases*, 21: 205-213.
- Noga E.J. 2000. Skin ulcers in fish: *Pfiesteria* and other etiologies. *Toxicological Pathology*, 28: 807-823.
- K. 1983. Podstawy biologii ryb. PWRiL, Warszawa, 591pp.
- Perttilä M., Jonsson P., Albrecht H., Carman R., Jensen A., Kankaanpää H., Larsen B., Leivuori M. 2003. Contaminants in the Baltic Sea sediments: results of the 1993 ICES/HELCOM Sediment



- Baseline Study. Meri: report series of the Finnish Institute of Marine Research, vol. 50. Helsinki, Finland: Finish Institute of Marine Research, 69pp.
- Pryputniewicz D., Wojtasiewicz B. 2009. Pomiary przezroczystości wody i widzialności podwodnej wykonywane przez siły MW. *Przegląd Hydrograficzny*, 5: 65-75.
- Sapota G. 1998. Polychlorinated biphenyls (PCBs) and organochlorine pesticides (OPCs) in seawater of the southern Baltic Sea. *Desalination*, 162: 153-157.
- Sapota G. 2006. Persistent organic pollutants (POPs) in bottom sediments from the Baltic Sea. *Oceanological and Hydrological Studies*, 35: 295-306.
- Secor D.H., Dean J.M., Laban E.H., 1991. Manual for otolith and removal and preparation for microstructural examination. Electric Power Research Institute and the Belle W. Baruch Institute for Marine Biology and Coastal Research, no.1, 85pp.
- Sindermann C.J., Bang F.B., Christensen N.O., Dethlefsen V., Harshbarger J.C., Mitchel J.R., Mulcahy M.F. 1980. The role and value of pathobiology in pollution effects monitoring programs. *Rapports et Proces-verbaux des réunions. Conseil international pour l'Exploration de la Mer*, 179: 135-151.
- Sindermann C.S. 1977. Recent data on possible association of coastal/estuarine pollution with fish and shellfish diseases. *ICES C.M/E:14*. 33pp.
- Szefer P. 2002. Metals, metalloids and radionuclides in the Baltic Sea ecosystem. *Trace metals in the environment*. 5: 1-752.
- Szefer P., Glasby G.P., Pempkowiak J., Kaliszan R. 1995. Extraction studies of heavy-metal pollutants in surficial sediments from the southern Baltic Sea off Poland. *Chemical Geology*, 120: 111-26.
- UNESCO 1981. Background papers and supporting data in the Practical Salinity Scale, 1978. *UNESCO Technical Papers in Marine Science*, 37.
- Wolf K., Gravell M., Malsberger R.G. 1966. Lymphocystis virus: isolation and propagation in centrarchid fish cell lines. *Science*, 151: 1004.

## **ANEKS - Dane wymagane do rejestracji w trakcie badań**

### A. Dane dotyczące punktu pomiarowo-kontrolnego (stanowiska badawczego) - karta połowu.

Karta połowu zawiera wszystkie informacje niezbędne dla rejestracji danych dotyczących pojedynczego połowu (wystawienia jednej sieci na czas ok. 12 godzin lub zaciągu włókem przez ok. 30 minut).

**Nazwa punktu:** nazwa punktu kontrolnego (najczęściej najbliższa miejscowość lub punkt orientacyjny).

**Kod punktu:** oznaczenie punktu wg WIOŚ/IMGW oraz zgodnie z programem prowadzonego monitoringu

**Miejscowość:** najbliższa miejscowość na lądzie lub baza, z której wypłynęła jednostka.

**Jednostka:** oznaczenie statku, z którego prowadzono połowy.

**Rodzaj dna (zakreślić właściwe):** piasek / muł / żwir / kamienie/ inne (w przypadku podłoża mieszanego należy opisać to w uwagach).

#### **Pozostałe parametry fizykochemiczne:**

- temperatura wody na głębokości 1 metra w trakcie wystawienia i podbioru sieci [°C];
- temperatura wody przy dnie w trakcie wystawienia i podbioru sieci [°C] (w przypadku braku możliwości technicznych, podać temperaturę wody w najgłębszym możliwym do pomiaru miejscu; sytuację taką opisać w uwagach);
- zasolenie wody przy dnie w trakcie wystawiania i podbioru sieci (w przypadku braku możliwości technicznych, podać zasolenie wody w najgłębszym możliwym do pomiaru miejscu; sytuację taką opisać w uwagach) – z dokładnością 0,1 PSU; w przypadku innych jednostek podać oznaczenie;
- widzialność krążka Secchiego w trakcie wystawiania i podbioru sieci;
- kierunek i siła wiatru w trakcie wystawiania i podbioru sieci.

#### **W uwagach należy wpisać zawsze:**

- temperaturę powietrza w dniu wystawienia i wybrania;
- stan morza w dniu wystawienia i wybrania;
- opis zmian warunków hydrometeorologicznych w nocy (wiatr, opady);

- obecność glonów, roślin naczyniowych w wodzie (w tym intensywność zakwitów sinic); o ile to możliwe podać taksony przeważających grup;
- uszkodzenia sieci;
- obserwacje dotyczące połowów rybackich.

**Osoba odpowiedzialna za badania terenowe/osoba odpowiedzialna za zapis:** imię i nazwisko lidera grupy połowowej (osoby odpowiedzialnej za prawidłowe wypełnienie wszystkich kart) oraz imiona i nazwiska osób rejestrujących dane połowowe oraz pomiary i analizy ryb.

W przypadku połowów sieciami należy uwzględnić dodatkowo następujące informacje:

**Kategoria głębokości (zakreślić właściwe):**

- 1 – od 0 do 3 metrów,
- 2 – od 3,1 do 6 metrów,
- 3 – powyżej 6 metrów.

**Sposób wystawienia sieci (zakreślić właściwe):** równoległe do brzegu / prostopadłe do brzegu / inne; w przypadku innego niż prostopadłe lub równoległe do brzegu wystawienia sieci, należy opisać sposób wystawienia w uwagach.

**Numer sieci:** sieci powinny być ponumerowane (najlepiej zgodnie z kategorią głębokości:

- sieć 1 – kategoria 0-3 m,
- sieć 2 – kategoria 3-6 m,
- sieć 3 – kategoria powyżej 6m.

Numer sieci wystawionej na określonej pozycji (głębokości) musi zostać zanotowany na karcie połowu.

**Numer kolejny połowu:** oznaczenie powtórzenia połowu daną siatką w danym miejscu (oraz kategorii głębokości).

**Data:** data i godzina wystawienia i wybrania sieci (początek procedury).

**Głębokość:** głębokość minimalna i maksymalna, na jakiej rozstawiono zestaw.

**Pozycja geograficzna** (w stopniach, minutach i setnych sekundy):

- początek – pozycja wystawienia początku zestawu (pozycja boi początkowej),

- koniec – pozycja wystawienia końca zestawu (pozycja boi końcowej).

W przypadku stwierdzenia przemieszczenia zestawu, należy również podać pozycje geograficzne początku i końca zestawu w trakcie wybrania połowu.

W przypadku połowów włokiem należy uwzględnić dodatkowo następujące informacje:

**Numer kolejny połowu:**

oznaczenie powtórzenia połowu włokiem.

**Rozpoczęcie trałowania** (czas w godzinach i minutach, szerokość i długość geograficzna w stopniach i minutach):

Określenie godziny i pozycji rozpoczęcia trałowania.

**Rozpoczęcie wybierania** (czas w godzinach i minutach, szerokość i długość geograficzna w stopniach i minutach):

Określenie godziny i pozycji rozpoczęcia wybierania włoka.

**Czas trałowania** (w minutach):

Czas liczony od momentu rozpoczęcia trałowania do rozpoczęcia wybierania.

**Prędkość trałowania** (w węzłach):

Określenie średniej prędkości trałowania.

**Głębokość trałowania** (w metrach):

Określenie średniej głębokości trałowania.

B. Dane dotyczące składu połowu z danego stanowiska – tył karty połowu.

Tył karty połowu wypełnia się po wykonaniu wszystkich pomiarów ryb. Zawiera ona informację zbiorczą o wyniku połowu wraz z podziałem na gatunki (bez podziału na poszczególne sieci).

**Gatunek:** nazwa gatunku ryby (kolejno wszystkie występujące w połowie (kolejność dowolna).

**Liczba osobników:** zsumowana liczba wszystkich ryb danego gatunku w połowie (łącznie z rybami zaliczonymi do panelu „zero”, czyli takimi, które wypadły z sieci).

**Masa:** zsumowana waga wszystkich ryb danego gatunku w połowie (łącznie z rybami zaliczonymi do panelu „zero”, czyli takimi, które wypadły z sieci)



**Uwagi:** w uwagach należy odnotować m.in. obecność i szacunkową liczebność/masę organizmów innych (makrozoobentos, meduzy itd.), obserwacje ryb, które uciekły z sieci, uwagi na temat trudności w oznaczaniu gatunku, itd.

C. Dodatkowe dane dot. połowów:

- plan sytuacyjny wystawienia sieci na mapie batymetrycznej w rozdzielczości 1/5000;
- fotografie wykonane w trakcie badania (pliki graficzne z oznaczeniem zdjęcia, krótki opis);
- czynniki utrudniające badania (opis).

D. Dane dotyczące struktury wielkościowej ryb z danego stanowiska - karta pomiarów

Karta pomiaru zawiera informacje o wszystkich złowionych rybach z podziałem na poszczególne sieci lub zestawy sieci

**Nazwa punktu:** nazwa punktu kontrolnego (najczęściej najbliższa miejscowość lub punkt orientacyjny).

**Kod punktu:** oznaczenie punktu wg WIOŚ/IMGW oraz programu prowadzonego monitoringu

**Miejscowość:** najbliższa miejscowość na lądzie lub baza, z której wypłynęła jednostka.

**Kategoria głębokości (zakreślić właściwe):**

- 1 – od 0 do 3 metrów,
- 2 – od 3,1 do 6 metrów,
- 3 – powyżej 6 metrów.

**Numer siatki:** Numer sieci wystawionej na określonej pozycji (głębokości).

**Numer kolejny połowu:** oznaczenie powtórzenia połowu daną siatką w danym miejscu (i kategorii głębokości).

**Notował:** imię i nazwisko osoby notującej pomiary.

**Gatunek:** nazwa gatunku występującego w połowie (kolejność gatunków dowolna).

**Liczba gatunku [szt.]:** zsumowana liczba osobników danego gatunku schwytana w daną sieć lub zestaw sieci; liczbę tę należy zsumować z pomiarów pojedynczych osobników rejestrowanych w kolumnie „pomiar/frekwencja w klasach długości”.

**Masa gatunku [g]:** zsumowana masa osobników danego gatunku schwytana w danej sieci lub zestawie sieci

**Klasa długości oraz pomiar/frekwencja w klasach długości:** w zależności od przyjętej metodyki rejestracji pomiaru ryb kolumnę tę można wypełnić kolejnymi klasami długości ryb lub pozostawić pustą. W pierwszym przypadku rejestracja pomiaru kolejnych ryb polega na zapisywaniu

częstotliwości występowania danej klasy wielkości (kreski w kolumnie pomiar/frekwencja w klasach długości). W drugim przypadku następna kolumna (pomiar/frekwencja w klasach długości) służy zapisywaniu długości kolejnych mierzonych ryb (np. 21, 22, 21, 23...).

Pomiarom długości mają zostać poddane wszystkie złowione ryby chyba, że w połowie występuje zbyt duża ich liczba. W takiej sytuacji należy zmierzyć reprezentatywną próbę ryb (w zależności od rozpiętości klas długości minimum 50 szt., maksimum 100 szt.).

**Uwagi:** na przykład uszkodzenie ryb przy wyjmowaniu z sieci, problemy z oznaczeniem gatunku, choroby, zniekształcenia, szacowanie całkowitej ilości gatunku na podstawie próby

#### E. Dane dotyczące analizy ichtiologicznej ryb – karty analiz.

Karta analiz zawiera dane o osobnikach ryb gatunków wskaźnikowych poddanych analizie szczegółowej.

**Gatunki wskaźnikowe:** dorsz, stornia, skarp, węgorzyca, okoń, sandacz i płóć.

Liczba ryb przeznaczonych do analiz szczegółowych jest zależna od rozpiętości klas długości – wystarczająca jest liczba 3 osobników z **jednocentymetrowej** klasy długości (nawet, jeżeli ryby były mierzone z mniejszą dokładnością).

Analizie muszą podlegać ponadto wszystkie dorsze i stornie z jakimikolwiek zewnętrznymi objawami chorobowymi.

Analiza ryb wskaźnikowych może być wspólna dla każdej jednolitej części wód.

**Nazwa punktu:** nazwa punktu kontrolnego (najczęściej najbliższa miejscowość lub punkt orientacyjny).

**Kod punktu:** oznaczenie punktu wg WIOŚ/IMGW.

**Miejscowość:** najbliższa miejscowość na lądzie lub baza, z której wypłynęła jednostka.

**Kategoria głębokości (zakreślić właściwe):**

- 1 – od 0 do 3 metrów,
- 2 – od 3,1 do 6 metrów,
- 3 – powyżej 6 metrów.

**Numer siatki:** numer sieci wystawionej na określonej pozycji (głębokości)

**Numer kolejny połowu:** oznaczenie powtórzenia połowu daną siatką w danym miejscu (i kategorii głębokości).

**Notował:** imię i nazwisko osoby notującej pomiary.

**Dane:**

- Lp. – numer kolejny zapisu;
- gatunek – nazwa gatunku danego osobnika;
- Lt [cm] – długość całkowita mierzona z dokładnością 1 mm w przypadku ryb do 9,9 cm, 0,5 cm w przypadku ryb o długościach od 10 do 20 cm i z dokładnością do 1 cm w przypadku ryb powyżej 20 cm. Dopuszcza się możliwość pomiaru ryb o długościach do 9,9 cm z dokładnością do 0,5 cm (należy to zaznaczyć w uwagach);
- M całkow. [g] – masa całkowita ryby przed przystąpieniem do procedur analiz wewnętrznych;
- płęć – kodowe oznaczenie płci (1 = samiec, 2 = samica);
- stadium rozwoju gonad – domyślnie dla dorsza, storni, skarpia, babki byczej, okonia, sandacza, płoci i samców węgorzycy wg skali Megiera; dla samic węgorzycy wg skali Kosior i Kuczyński 1997.

**Struktura do określenia wieku:** oznaczenie kodowe pobranej struktury do oznaczania wieku. Należy zarejestrować wszystkie pobrane elementy. W uwagach podać przypadki uszkodzeń (na przykład pobranie tylko 1 szt. otolitu, przekrojenie otolitu, itd.). Kody: L – łuska, O – otolit, P – promień płetwy.

**Nr koperty:** oznaczenie koperty lub naklejki z elementami do oznaczania wieku z danego osobnika. Numer koperty powinien być tożsamy z numerem kolejnym zapisu na danej karcie analiz.



**UWAGA!** Oznaczenie każdej koperty (naklejki) powinno zawierać:

- nazwę punktu,
- numer siatki,
- numer kolejny połowu,
- datę wybrania,
- gatunek,
- długość całkowitą,
- rodzaj elementu do oznaczenia wieku.

**Uwagi:** rejestracja jednostek chorobowych i ich lokalizacji z kodami podanymi w podręczniku, inne uwagi dotyczące ryb.