

BARBARA PIERONEK

Zbieranie, hodowla i konserwacja krajowych zwierząt bezkręgowych

WSTĘP

Na każdym szczeblu nauczania zoologii, od szkoły podstawowej do wyższej, konieczna jest ilustracja prowadzonych zajęć. Biologia jest nauką przede wszystkim o żywych organizmach, zatem w trakcie jej nauczania należy w możliwie największym stopniu posługiwać się żywymi zwierzętami bądź ich naturalnymi okazami w stanie konserwowanym.

W przypadku zwierząt bezkręgowych, które w większości są pospolite i łatwo dostępne, bardzo często możliwe jest hodowanie ich w warunkach laboratoryjnych. Hodowla zwierząt w pracowniach biologicznych dostarcza nauczającemu niezależnie od pory roku żywego materiału ćwiczeniowego, a dla uczącej się młodzieży jest czynnikiem wyrabiającym poszanowanie dla życia i zamięłowania przyrodnicze.

Spotykane czasami wśród nauczycieli biologii opory przeciw prowadzeniu hodowli zwierząt wynikają najczęściej z braku znajomości metod hodowli, jak i wiary we własne możliwości. Może to być usprawiedliwione brakiem ogólnie dostępnych opracowań w języku polskim, dotyczących całości zagadnień zbierania, hodowli i konserwacji zwierząt. Podobnie rzecz się ma z wyszukiwaniem zwierząt w ich naturalnych środowiskach, które — rzecz jasna — muszą stanowić źródło każdej hodowli. Brak odpowiednich pouczeń i wskazówek jest często powodem zastępowania okazów zwierząt ich ilustracjami.

W nauczaniu zoologii i prowadzeniu pracowni biologicznej niezbędne są również umiejętności odpowiedniej konserwacji zwierząt. Zwierzęta konserwowane, zwłaszcza trudne do zdobycia, mogą i powinny stanowić podstawowy materiał ilustracyjny w nauczaniu zoologii.

Większość zwierząt bezkręgowych można przechowywać na mokro, w płynach konserwujących, z których najczęściej stosowanymi są alkohol i formalina, używane w różnych stężeniach w zależności od gatunku konserwowanego zwierzęcia. W najprostszym przypadku jako płynu konserwującego można użyć tzw. denaturatu w jego normalnym stężeniu, bez rozcieńczenia. Na ogół jednak do konserwacji poszczególnych grup zwierzęcych wymagane są ściśle określone stężenia, zarówno formaliny, jak i alkoholu. Formalina handlowa posiada stężenie 40% i można z niej sporządzać rozwory o mniejszym stężeniu według załączonej tabeli:

Rozcieńczanie 40% formaliny:

dla roztworu	1%:	1	część	40%	formaliny,	39	części	wody	destylowanej
„	„	2%:	1	„	„	„	19	„	„
„	„	4%:	1	„	„	„	9	„	„
„	„	5%:	1	„	„	„	7	„	„
„	„	10%:	1	„	„	„	3	„	„
„	„	20%:	1	„	„	„	1	„	„

Alkohol można rozcieńczyć w oparciu o poniższy wzór:

$$X = c \frac{b}{a}$$

c = potrzebna ilość alkoholu

b = pożądane stężenie alkoholu

a = wyjściowe stężenie alkoholu

X — ilość alkoholu o wyjściowym stężeniu

Na przykład, aby otrzymać 60 ml alkoholu 30% z alkoholu 90%, należy po wyliczeniu: $X = 60 \frac{30}{90} = 20$ wziąć 20 ml 90% alkoholu i dopełnić do 60 ml wodą destylowaną, tzn. 20 ml alkoholu 90% mieszać z 40 ml wody destylowanej.

Przy sporządzaniu rozcieńczeń alkoholi należy pamiętać, że potrzebną ilość wody odmierza się w oddzielnym cylindrze, a następnie dolewa do odmierzonych ilości alkoholu, alkohol bowiem i woda tworzą połączenia objętościowo mniejsze od objętości obydwu składników.

Niniejsze opracowanie ma na celu, poprzez załączone wskazówki, pomóc biologom zajmującym się dydaktyką w poszukiwaniach w naturalnych środowiskach odpowiadających zwierząt bezkręgowych, w hodowaniu tych zwierząt w warunkach laboratoryjnych oraz ich konserwacji.

Praca niniejsza uwzględnia — w ujęciu systematycznym — wyłącznie stosunkowo łatwo osiągalne w kraju gatunki — przedstawicieli poszczególnych grup zwierząt bezkręgowych. Podany materiał w zasadzie może stanowić podstawową pomoc dydaktyczną na każdym szczeblu nauczania zoologii w zakresie omawianej grupy zwierząt.

Z uwagi na szczupłość opracowania zainteresowanego czytelnika odsyła się do literatury przedmiotu podanej na końcu artykułu.

Składam serdeczne podziękowanie Panu Profesorowi Doktorowi Adamowi Dziurzyńskiemu za łaskawe przejrzenie maszynopisu niniejszej pracy oraz cenne uwagi.

Pierwotniaki (*Protozoa*)

Zródłem różnego rodzaju pierwotniaków jest przede wszystkim staw, a w warunkach laboratoryjnych tzw. zastałe akwarium, które winno się znajdować w każdej pracowni biologicznej. W akwarium takim na warstwie piasku pokrytego butwiejącymi liśćmi i innymi częściami roślinnymi hodujemy w małym naczyniu z ziemią rośliny wodne, takie jak moczarka kanadyjska (*Elodea canadensis*), rdęst (*Rumex aquaticus*), gałęzotka (*Cladophora*) i inne. Akwarium napełniamy wodą ze stawu i pozostawiamy bez opieki, tzn. nie zmieniamy wody i nie czyścimy ścian, a tylko od czasu do czasu uzupełniamy wyparowaną wodę dolewając świeżej. Wskazane jest, by w akwarium razem z roślinami były hodowane drobne zwierzęta bezkręgowce, jak skorupiaki, larwy owadów wodnych, mięczaki itp.

Na dnie zastałego akwarium bądź w kożuchu utworzonym na powierzchni wody można znaleźć ameby nagie — pełzaki (*Amoeba*), a przede wszystkim ameby oskorupione z rodzajów: *Arcella*, *Centropyxis*, *Diffugia* itp., słońceznice (*Heliozoa*), oraz różne wymocзки (*Ciliata*).

Słonecznice znajdują się również w środowiskach bagnistych porośniętych mchami. Mchy, np. płonnik (*Polytrichum*) lub torfowiec (*Sphagnum*), na których znaleziono słonecznice, można przechowywać przez dłuższy czas w stanie wysuszonym; dopiero na 2—3 tygodnie przed ćwiczeniami wystarczy włożyć mchy do wody, a słonecznice w ciągu tego czasu się rozwijają.

Wymocзки osiadłe, głównie wirczyki (*Vorticella*) znajdziemy w terenie na łodygach i liściach roślin wodnych; w przypadku roślin o liściach pływających, jak rzęsa wodna (*Lemna*), grzybień (*Nymphaea*), grązel (*Nuphar*) — na spodniej stronie liści. Przez okres zimy można hodować wirczyki w wodzie ze stawu z odrobiną nawozu końskiego.

Z wiciowców (*Flegellata*) — eugleny (*Euglenidae*) znajdziemy w okresie od kwietnia do listopada w wodzie ściekowej ze śladami amoniaku. Pierwotniaki pasożytnicze, zwłaszcza rodzaje: *Opalina*, *Cepedea*, *Nyctotherus*, *Balantidium*, występują w jelicie odbytowym płazów. Celem wydobycia pierwotniaków wykonujemy sekcję żaby, wypreparowujemy jelito proste i pobieramy z niego — pipetą — trochę treści jelitowej. Treść tę rozcieńczamy roztworem fizjologicznym dla kręgowców w stosunku 1 : 2.

Spośród pierwotniaków pasożytujących w organizmach zwierząt bezkręgowych szczególnie pospolite są hurmaczki (*Gregarinidae*). Występują one często w przewodzie pokarmowym różnych owadów dojrzałych lub ich larw. Pospolitymi gatunkami, żyjącymi w przewodzie pokarmowym larwy chrząszcza mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*)*, są: *Gregarina acuneata*, *G. polymorpha* i *G. sterni*. W masowej hodowli mączniaka większość larw jest zarażona tymi hurmaczkami.

W szkole średniej i wyższej wskazane jest prowadzenie hodowli pierwotniaków w większej ilości. Szczególnie godna polecenia jest hodowla mieszana pierwotniaków. W długotrwałych, mieszanych kulturach szczególnie dobrze hodują się pierwotniaki z rodzajów: *Amoeba*, *Arcella*, *Colpoda*, *Paramecium*, *Stylonychia* i inne. Hodowlę taką prowadzimy na mieszanej pożywce, złożonej z nastoju sianowego, sproszkowanej suszonej sałaty (*Lactuca*), ryżu, jajka w proszku, uzupełnianej świeżą wodą. W miarę zużywania się składników pożywki w trakcie hodowli należy je co jakiś czas uzupełniać bądź przenosić pierwotniaki na nową pożywkę.

Niżej podano sposoby sporządzania pożywek najczęściej stosowanych w hodowli pierwotniaków.

Pożywka sianowa

Hodowlę pierwotniaków w nastoju sianowym zakładamy w ten sposób, że do szklanego naczynia wkładamy cienką, mniej więcej półcentymetrową warstwę drobnego siana, liści lub świeżej pociętej trawy i zalewamy ją wodą deszczową lub wodą ze stawu. Naczynie przykrywamy płytką szklaną i stawiamy na oknie, chroniąc jednakże przed bezpośrednim działaniem promieni słonecznych. Po upływie 3—4 dni, kiedy w naczyniu w dostatecznym stopniu rozwinie się już flora bakteryjna, dolewamy trochę zamulonej wody ze stawu, ścieku lub zanieczyszczonego akwarium. W hodowli pojawiają się najpierw drobne wymocзки z rodzaju *Colpoda*, następnie ameby (*Amoeba*), po 15 dniach od momentu dolania wody pantofelki (*Paramecium*). Ameb szukamy w powierzchniowej błonie, utworzonej na powierzchni płynu wypełniającego naczynie.

* Opis hodowli tego gatunku chrząszcza zamieszczony w części dotyczącej owadów na str. 152.

Pożywka sałatowa

Do woreczka z gazy wkładamy kilka liści sałaty (*Lactuca*) i gotujemy je w wodzie. Z kolei woreczek z sałatą wkładamy do naczynia wypełnionego wodą stawową. Na takiej pożywce rozwinie się wiele różnych wymoczków (*Ciliata*). W trakcie hodowli wymieniamy woreczek z sałatą w odstępach 2—3-dniowych.

Pożywka ryżowa i pszenna

2 do 6 ziaren pszenicy lub ryżu gotujemy w 100 ml wody destylowanej, po zagotowaniu dopełniamy wodą do 100 ml. Pożywki tej używamy dopiero po upływie 24 godzin; zaszczepione na niej pierwotniaki mnożą się intensywnie, gromadząc się głównie wokół ziaren pszenicy i ryżu.

Pożywka mieszana

Niemal wszystkie wolno żyjące pierwotniaki można hodować na pożywkach nieorganicznych z dodatkiem kilku ziaren pszenicy lub ryżu, suszonej sałaty albo nalewki sianowej. Podstawowym roztworem soli mineralnych używanych w hodowlach pierwotniaków na pożywkach mieszanych jest 1% roztwór pożywki Knopa o składzie:

- 10% roztworu wodnego azotanu wapnia — 10 ml
- 5% roztworu wodnego azotanu potasu — 5 ml
- 5% roztworu wodnego siarczanu magnezu — 5 ml
- 5% roztworu wodnego K_2HPO_4 — 5 ml
- wody destylowanej — 150 ml

Duże ilości wymoczków (*Ciliata*) możemy otrzymać zanurzając w naczyniu z wodą na okres kilku dni kawałek nogi i skrzydeł szczeżui. Tak otrzymane wymoczki możemy następnie przenosić — za pomocą pipety — na pożywkę sianową lub sałatową.

W wodzie, w której dłuższy czas trzymane były cięte rośliny, występuje masowo wymoczek z rodzaju *Colpoda*.

Optymalną pożywką dla *Paramecium caudatum* i *Amoeba proteus* jest pożywka sałatowa, a dla rodzaju trębacz (*Stentor*) mieszana pożywka pszenno-ryżowa.

W wielu przypadkach wskazane jest stosowanie czystych kultur. Wtedy należy przeprowadzać sterylizację podłoża oraz zaszczepionych na nim pierwotniaków (R a a b e 1964).

Gąbki (*Spongia*)

Spośród gąbek słodkowodnych do pospolitych w Polsce należą dwa gatunki: nadechnik stawowy (*Spongilla lacustris*) i nawodnik rzeczny (*Ephydatia fluviatilis*). Różnice pomiędzy tymi dwoma gatunkami dotyczą budowy szkieletu i pąków zimowych. Obie wymienione gąbki można spotkać prawie w każdym zbiorniku wodnym — w jeziorach, stawach, wolno płynących rzekach i starorzeczach — na terenie całego kraju, tak na niżu, jak i na Podkarpaciu, a nawet w niższych partiach Sudetów oraz w Stawie Toporowym w Tatrach. Gąbki te wymagają wody czystej, nie zamulonej, z dużą ilością planktonu. Spotykamy je na nieznacznych głębokościach, mniej więcej 20—50 cm.

Nadechnik stawowy (*Spongilla lacustris*) jest gatunkiem pospolitym w całym kraju, szczególnie w starorzeczach i w nizinnych rzekach o słabym prądzie. M. in.

występuje w dużej ilości w rzece Krutynia (pow. Mrągowo, woj. olsztyńskie); latem 1966 roku tworzył on na dnie Krutyni całe kobierce pięknej, zielonej barwy, na parukilometrowym odcinku przed miejscowością Krutyń. Często spotyka się szmaragdowo — zielone okazy nadecznika, zwłaszcza gdy rośnie on w wodach dobrze oświetlonych. Barwa ta jest powodowana obecnością w ciele gąbki jednokomórkowych, symbiotycznych glonów z rodzaju *Zoochlorella*.

Nadecznik osiedla się na różnorodnych martwych podwodnych przedmiotach, a często nawet na muszlach żywych małżów, ślimaków, na łądych i liściach roślin. Ponadto w zależności od środowiska, w jakim żyje nadecznik stawowy, przyjmuje on różne postacie — rozgałęzioną, krzewiastą lub — zwłaszcza w jeziorach o silnym falowaniu — postać bryłową.

Drugi gatunek pospolitej naszej gąbki — to nawodnik rzeczny (*Ephydatia fluviatilis*), który wbrew swojej nazwie występuje również w wodach stojących. Jest pospolity na terenie całej Polski, a w szczególności w zachodniej części Polski i na Pojezierzu Mazurskim; wchodzi także do wód słonawych, m. in. spotykamy go w Zatoce Gdańskiej i Puckiej. W zależności od środowiska, w jakim żyje, nawodnik rzeczny przybiera różną postać, na ogół jednak w wyglądzie swoim jest podobny do nadecznika.

Hodowla gąbek słodkowodnych w warunkach laboratoryjnych jest trudna, gdyż gąbki są bardzo wrażliwe na niewielkie zmiany warunków środowiska. W hodowli konieczne jest stałe przewietrzanie akwarium, ponadto zaopatrywanie wody w dużą ilość planktonu i utrzymywanie temperatury wody w granicach od 12 do 17°C.

Gąbki słodkowodne można przechowywać w stanie suchym, jako okazy muzealne bądź konserwowane. Wydobyte z wody gąbki przeznaczone do przechowywania na sucho skrapiamy obficie 4% roztworem formaliny w celu zabezpieczenia przed gniciem, a następnie poddajemy je powolnemu suszeniu, najlepiej na przewiewie, w miejscu oświetlonym.

Na mokro konserwujemy gąbki w 4% formalinie lub 75% alkoholu. W czasie konserwacji, w parudniowych odstępach czasu zmieniamy co najmniej dwukrotnie płyny konserwujące, by następnie — na stałe — przełożyć gąbki do świeżego płynu konserwującego.

Jamochłony (*Coelenterata*)

Jedynymi pospolitymi jamochłonami, żyjącymi w wodach słodkich naszego kraju, są stułbie, czyli hydry z rodzajów: *Hydra*, *Chlorohydra* i *Pelmatohydra*. Większość naszych gatunków stułbi żyje w bogatych w tlen, powierzchniowych partiach wód, zarówno w stojących, jak i w rzekach oraz potokach. W środowiskach tych należy ich poszukiwać na roślinach wodnych, np. na listkach moczarki kanadyjskiej (*Elodea canadensis*), plesze ramienicy (*Chara*), na liściach lilii wodnej — grzybienia (*Nymphaea*), rdestu wodnego (*Rumex aquaticus*) czy też na spodniej stronie kożucha utworzonego przez rzęsę (*Lemna*) i spirodelę (*Spirodela*). Okresem szczególnie wskazanym do poszukiwania stułbi w jej naturalnym środowisku jest lipiec i początek sierpnia.

Stułbie dają się łatwo hodować w warunkach laboratoryjnych i stanowią bardzo wdzięczny obiekt do obserwacji. Najodpowiedniejsze do założenia hodowli jest małe naczynie szklane, w którym umieszczamy takie rośliny, jak walisneria (*Vallisneria*) i moczarka kanadyjska (*Elodea canadensis*). Naczynia ze stułbiami stawiamy w jasnym pomieszczeniu, unikając jednakże bezpośredniego oddziaływania promieni słonecznych.

Stułbie można karmić żywymi rozwielitkami (*Daphnia*) bądź oczlikami (*Cyclops*), a w ich braku drobnymi kawałkami surowego mięsa, kawałkami dżdżownicy lub suszoną, sproszkowaną krewią. Zarówno kawałki mięsa, jak i sproszkowaną krew należy podawać stułbiom w ten sposób, by pokarm opadając na dno, zaczepiał o ich ramiona. Kawałki mięsa można także podawać pęsetą, wprost w kierunku ramion i otworu gębowego stułbi.

Zasadniczą sprawą w hodowli stułbi jest częste, a w przypadku karmienia mięsem lub krewią — codzienne zmienianie wody w naczyniu, ponieważ rozkładające się resztki nie zjedzonego pokarmu powodują zanieczyszczenie wody, a w konsekwencji śmierć stułbi. Zmiany wody w naczyniu można dokonywać bez wyjmowania z niego stułbi przez ostrożne zlewanie wody w ten sposób, by nie wyłączyć przyczepionych do roślin i ścian naczynia stułbi.

Spośród krążkopławów (*Scyphozoa*) pospolitym w Morzu Bałtyckim gatunkiem jest chełbia modra (*Aurelia aurita*). Masowe pojawy chełbi w zatokach i portach są związane z rozrodem płciowym i przypadają na okres lata.

W celu zabezpieczenia sobie chełbi na lekcje i na ćwiczenia konserwujemy je zaraz po złowieniu w 5% roztworze formaliny. W tym wypadku do rozcieńczenia formaliny wskazane jest użycie wody morskiej.

Robaki płaskie — płazińce (*Plathelminthes*)

Spośród wolno żyjących płazińców dość pospolite w naszej faunie są wyplawki z gromady wirków (*Turbellaria*). Ich występowanie jest związane z wodami chłodnymi — potokami, źródłami, wodami podziemnymi itp.

Z terenu Polski podawanych jest 12 gatunków wyplawków, wśród których najpospolitszy jest wyplawek biały (*Dendrocoelum lacteum*). Zwierzę to, mlecznobiałej barwy, długości ciała około 15—22 mm, możemy spotkać w wodach stojących i to zarówno w jeziorach, jak i małych, płytkich zbiornikach oraz w wodach biejących o słabym prądzie. Szczególnie często występuje wyplawek biały w małych zbiornikach wody wypełnionych butwiejącymi liśćmi. Unika on jednakże miejsc silnie oświetlonych, dlatego należy go szukać pod kamieniami oraz po spodniej stronie opadłych lub pływających liści. Wyplawka białego można także spotkać w środowisku wody słonawej.

Razem z wyplawkiem białym w tych samych środowiskach występuje często drugi gatunek — wieloczelka czarna (*Polycelis nigra*). Charakteryzuje ją zmienne ubarwienie ciała, od barwy brunatnej do czarnej, oraz duża liczba oczu, mieszczących się po bokach ciała.

Wyplawki dają się łatwo hodować w małych, szklanych naczyniach wypełnionych wodą, o dnie pokrytym piaskiem i opadłymi liśćmi. Co najmniej raz na tydzień należy zmieniać wodę w naczyniu zlewając ostrożnie starą i dolewając świeżej. Wyplawki możemy karmić żywymi ośliczkami (*Asellus aquaticus*) lub drobnymi kawałkami surowego mięsa, a nawet okruszkami pszennej pieczywy. Jednakże aby uniknąć psucia się wody, należy nie zjedzony pokarm usuwać z naczynia.

W stanie konserwowanym wyplawki można przechowywać w utrwalaczu o składzie: 90 części wody, 3 części kwasu azotowego, 6 części 40% formaliny.

Przed włożeniem do utrwalacza, celem uniknięcia skurczenia — należy wyplawka zabić zalewając mieszaniną stężonego kwasu azotowego i wody w stosunku 1 : 3; w płynie tym trzeba go pozostawić na przeciąg jednej minuty.

Przywry (*Trematodes*)

Motylica wątrobowa (*Fasciola hepatica*), należy do najpospolitszych pasożytów, nie tylko wśród przywr, ale wśród pasożytów w ogóle. Dorosły osobnik pasożytuje w przewodach żółciowych wielu roślinożernych ssaków, zarówno dziko żyjących, jak i udomowionych, przede wszystkim zaś u bydła, jeleni, saren, a rzadziej koni, świń, zajęcy, królików, wiewiórek, świnek morskich, nutrii.

Zywicielem pośrednim motylicy wątrobowej jest mały, 5—10 mm długości ślimak — błotniarka (*Galba truncatula*), który występuje często masowo na podmokłych łąkach okresowo zalewanych wodą. W ciele błotniarki motylica przechodzi dwa pośrednie stadia rozwojowe — stadium sporocysty i redii.

Obok motylicy wątrobowej drugim dość częstym pasożytem wątroby ssaków przeżuwiających jest motyliczka (*Dicrocoelium lanceolatum* = *D. dendriticum*.) Motyliczka posiada dwóch żywicieli pośrednich: ślimaki łąkowe żyjące na wapiennym podłożu, jak ślimak wrzoosowiskowy (*Helicella ericetorum*), ślimak łąkowy (*Zenobiella rubiginosa*) i inne, oraz różne gatunki mrówek, m. in. z rodzaju *Formica*.

Motyliczka jest znacznie mniejsza od motylicy wątrobowej (długość 4—15 mm i szerokość 1,5—2,5 mm), jednakże jej budowa wewnętrzna jest bardziej przejrzysta i typowa dla całej gromady przywr.

Zywe przywry — zarówno motylicę wątrobową, jak i motyliczkę — można zdobyć w rzeźni, z zarażonej wątroby bydłowej.

W celu przechowywania przywr w stanie konserwowanym należy użyć 75—80% alkoholu lub mieszaniny alkoholu z formaliną w stosunku: 1 część 40% formaliny i 9 części 90—95% alkoholu.

Aby zapobiec nadmiernemu skurczeniu ciała motylicy w trakcie konserwacji, należy ją umieścić — rozprostowaną — między dwoma szkiełkami podstawowymi, mocno obwiązanymi nitką, i w takim stanie zabić przez zanurzenie we wrzącej wodzie na przeciąg jednej minuty. Po zabiciu włożyć, nadal trzymając ją między dwoma szkiełkami, do płynu konserwującego na przeciąg kilku godzin, a następnie, już na stałe, bez szkiełek, umieścić w płynie konserwującym lub sporządzić z niej preparat totalny. (Ciesielska, Pieronek, 1964).

Tasiemce (*Cestodes*)

Podobnie jak w przypadku przywr, w tasiemce można się zaopatrzyć w rzeźni lub u lekarza weterynarii.

Do totalnej konserwacji tasiemców stosowany jest 75—80% alkohol z dodatkiem 50% gliceryny lub 10% roztworu formaliny.

Robaki obłe — obleńce (*Aschelminthes*)

Nicienie (*Nematodes*)

Wśród pasożytniczych nicieni najpospolitsze są glisty, pasożytujące w jelicie cienkim świni, konia i człowieka. Można je otrzymać w rzeźniach lub za pośrednictwem lekarza weterynarii. Przy kontakcie z glistami, zarówno żywymi, jak i konserwowanymi, należy zachować dużą ostrożność ze względu na wydzieliny gruczołów, działające żrąco na śluzówki oczu i dróg oddechowych.

Stosowane są dwie metody konserwacji, w 6% formalinie oraz w alkoholu. W przypadku konserwacji alkoholowej proces należy rozpocząć w alkoholu o 5% stężeniu, w którym glista ma pozostawać przez okres jednego do dwu miesięcy.

Po upływie tego czasu stopniowo przeprowadza się glistę przez alkohole o wzrastającym stężeniu, aż do 50% stężenia, i dopiero w tym roztworze pozostawia się ją na stałe.

Spośród nicieni do hodowli w warunkach laboratoryjnych nadają się wolno żyjące nicienie glebowe. Celem założenia hodowli napełniamy — po brzegi — ziemią ogrodową lub końskim nawozem płaskie szklane naczynie; na wierzch kładziemy kawałek surowego mięsa lub poćwiartowaną dżdżownicę i nakrywamy naczynie płytką szklaną, umieszczając je w ciepłym ciemnym pomieszczeniu. Po upływie około jednego tygodnia rozwiną się masowo nicienie, głównie z rodzajów *Rhabditis* i *Diplogaster*. Do rodzaju *Rhabditis* należy około 160 gatunków maleńkich, mających mniej więcej 1 mm długości nicieni. Większość z nich żyje w wilgotnej ziemi z rozkładającymi się szczątkami roślinnymi bądź na nawozie bydlęcym i końskim; często także rozwijają się w roślinach opanowanych przez pasożytnicze grzyby.

Wrotki (*Rotatoria*)

Wrotki są to mikroskopijnej wielkości — od kilkudziesięciu mikronów do około 5 mm długości — robaki obłe, podobne — na pierwszy rzut oka — do wymoczków. Można je znaleźć niemal w każdym zbiorniku wodnym, szczególnie w dennych osadach w glebie, na torfowiskach oraz w mchach porastających mury i strzechy. W pracowni biologicznej znajdziemy je, prawie zawsze, w zastalych akwariach bądź w naczyniach z wodą, w których hodowane są płazy. W tym drugim przypadku wrotki często występują masowo, gromadząc się w złuszczonej nabłonku płazów i na ich odchodach.

Większość wrotków, zwłaszcza mcholubne, należą do form anabiotycznych. Po całkowitym wyparowaniu wody ze środowiska, w którym żyją, zapadają w stan anabiozy i mogą w nim pozostawać przez długi okres czasu. Wyzyskując ten fakt do założenia hodowli wrotków zalewamy wodą mech zebrany ze starych płotów, dachów lub torfowiska. Po pewnym czasie w naczyniu pojawią się duże ilości wrotków.

Najpospolitszą metodą konserwacji wrotków jest stosowanie 2—4% formaliny; przy tej metodzie wrotki nie tracą swej naturalnej barwy. Wodny połów wrotków zalewa się 10% formaliną w stosunku: na każde 10 cm³ objętości połowu — 2 cm³ 10% formaliny.

Pierścienice (*Annelida*)

Wieloszczety (*Policheta*)

Wieloszczety — to w przeważającej liczbie morskie zwierzęta; wśród nich pospolite w Bałtyku są trzy gatunki nereid: *Nereis diversicolor*, *Nereis dumerili* i *Nereis pelagica*. Najczęściej występująca *N. diversicolor* poza Bałtykiem żyje w północnej części Atlantyku, w Morzu Śródziemnym i w Oceanie Spokojnym koło wybrzeży Japonii.

Złowione nereidy, przeznaczone do pokazów, najlepiej konserwować w całości w 70% alkoholu; używanie formaliny raczej nie wskazane, ponieważ przechowywane w niej nereidy — zwłaszcza w słabych stężeniach formaliny — już po upływie około pół roku ulegają nadmiernemu rozmiękczeniu, a w konsekwencji rozpadowi. Celem uniknięcia w trakcie konserwacji w alkoholu nadmiernego kurczenia się zwierząt, należy wprowadzać stopniowo alkohol do wody morskiej, w której znajdują się nereidy, a po zabiciu nereid przenieść je do czystego, 70% alkoholu.

Skąposzczety (*Oligochaeta*)

Najpospolitszymi naszymi skąposzczetami są dżdżownice. Występują one przede wszystkim w żyznej glebie, bogatej w substancje organiczne, np. w ogrodach warzywnych, kompostach. W celu zdobycia dużych okazów dżdżownic przeznaczonych do sekcji należy poszukiwać ich nocą, najlepiej po deszczu, przy świetle latarki. (Na czerwiec i lipiec przypada zwykle okres dojrzałości piciowej dżdżownicy; w tym czasie mają one całkowicie wykształcone narządy rozrodcze).

Na okres zimy można założyć hodowlę dżdżownic. W tym celu wkładamy dżdżownice do drewnianej skrzynki z ziemią ogrodową w stosunku około jedno wiadro ziemi na 50 dżdżownic. Co jakiś czas skrapiamy ziemię wodą z małą ilością mleka, dokonujemy przeglądu, celem usunięcia osobników martwych, a ponadto kilka razy w ciągu zimy wymieniamy całkowicie ziemię. Skrzynię z dżdżownicami przechowujemy w pomieszczeniu o temp. 2—10°C.

W przypadku, gdy chcemy sporządzić preparat anatomiczny dżdżownicy, musimy ją uprzednio zabić, działając na nią 10% alkoholem lub słabym, wodnym roztworem chloroformu. Do konserwacji należy stosować 5% formalinę lub 70% alkohol.

(Wszystkie pierścienie przed włożeniem do płynu konserwującego należy zabić wyżej podanym sposobem.)

Śród drobnych skąposzczetów żyjących głównie w wodach słodkich, do pospolitych należy rurecznik (*Tubifex tubifex*), wazonkowce (*Enchytraeidae*) i wrytnica (*Stylaria lacustris*).

Rurecznik (*T. tubifex*) — zwierzę długości 3—6 cm, o nitkowatym, różowej barwy ciele — jest gatunkiem bardzo pospolitym, często występuje masowo, w dużych skupiskach, zwłaszcza w wodach mocno zanieczyszczonych, bogatych w związki organiczne. Żyje w mule tkwiąc w nim przednim końcem ciała, natomiast tył ciała wystawia — prostopadle — ponad powierzchnię mułu, wykonując nim wahadłowe ruchy. Zaniepokojony rurecznik chowa się całkowicie w mule.

Wazonkowce (*Enchytraeidae*) żyją przeważnie w ziemi, choć niektóre gatunki zamieszkują także zbiorniki wodne. Najpospolitszy, kosmopolityczny jest gatunek *Enchytraeus albidus*, długości do 3 cm, białawej barwy, podobny do nicieni glebowych. Można go spotkać w glebie, wszędzie tam, gdzie znajdują się próchniejące resztki roślinne, którymi się żywi. Zjada także najmłodsze, podziemne części roślin, jak włośniki i kielki, z tego powodu, zwłaszcza gdy występuje w dużej liczbie, stanowi poważną plagę.

Wazonkowce można hodować w dużych ilościach bardzo łatwym sposobem i używać je jako żywy pokarm dla ryb, płazów i owadów wodnych hodowanych w pracowni biologicznej. Celem założenia hodowli wazonkowców do niewielkiego pudła z ziemią ogrodową wlewamy około 1/2 l przegotowanych płatków owsianych, które rozprowadzamy jednolitą warstwą na głębokości około 10 cm pod ziemią. Pudło nakrywamy z wierzchu — dla zabezpieczenia przed wysychaniem — płytką szklaną. Po upływie jednego tygodnia na pożywce z płatków owsianych rozwijają się masowo wazonkowce. Hodowlę taką można stale odświeżać przenosząc po kilka wazonkowców do nowej pożywki. Zamiast płatków owsianych można do powyższych celów używać bułki pszennej, rozmoczonej w mleku.

Wrytnica (*Stylaria lacustris*) jest to mały do 18 mm długości skąposzczet, występujący pospolicie w zbiornikach słodkowodnych. Żywi się podobnie jak rurecznik, szczątkami organicznymi zawartymi w mule. Znamienną cechą wrytnicy jest

występowanie na przednim odcinku ciała, na szczycie płata głowowego, długiego wyrostka.

Co do metod konserwacji, to stosowane są w przypadku wodnych gatunków pierścienic 40% formalina, a w przypadku lądowych — 5% formalina.

P i j a w k i (*Hirudinea*)

Znana powszechnie pijawka lekarska (*Hirudo medicinalis*), dawniej masowo używana do celów leczniczych, została prawie całkiem wytępiona. Jednakże badania ostatnich lat wykazują (np. w Łęczyckiem) ponowne jej odrodzenie w naturalnych środowiskach.* Pijawka występuje w wodach płytkich i zamulonych, zarosniętych bujną roślinnością, nagrzewających się latem do temp 25—30°C. Są to najczęściej różnego pochodzenia zbiorniki wody, okresowo wysychające, tzw. oczka.

Pijawki lekarskie można łatwo hodować; trzyma się je oddzielnie w słojach napełnionych wodą, na których dnie rosną rośliny wodne. Słoje od góry muszą być dokładnie obwiązane gęstą tkaniną, ponieważ pijawki uciekają z naczyń. Pijawki lekarskie karmimy kawałkami surowego mięsa, dżdżownicami lub krwią zwierząt rzeźnych świeżo zabitych. W tym celu do naczynia z krwią o temperaturze około 35°C wkładamy pijawki, pozostawiając je w nim aż do nassania.

Poza pijawką lekarską do pospolitych w naszym kraju pijawek należy pijawka ślimacza (*Glossiphonia complanata*) długości około 1,5—3 cm. Posiada grzbieto-brzusznie spłaszczone ciało chrząstkowej konsystencji, żywo ubarwione. Możemy ją często spotkać w potokach, jeziorach, stawach, a nawet małych kałużach. Pływać nie potrafi, przyczepia się bardzo mocno do różnych podwodnych przedmiotów, a zwłaszcza kamieni, od których trudno ją odcepić. Żywi się ślimakami, głównie zatoczkami (*Planorbis*).

Pijawka ślimacza jest wdzięcznym obiektem do hodowli laboratoryjnej. Należy do gatunków opiekujących się potomstwem. Pijawka ta składa kokony jajowe, które przyczepia zwykle do podłoża — do gładkich przedmiotów (w akwarium — do ścian), a sama przymocowuje się tylną przyssawką w ich pobliżu. Przyczepiona wykonuje przednią częścią ciała falujące ruchy, zabezpieczając tym sposobem potomstwu dopływ tlenu. Jaja „wysiada” bez przerwy aż do momentu osiągnięcia przez młode pijawki zdolności do samodzielnego życia. Jeszcze silniejsze objawy macierzyństwa niż pijawka ślimacza wykazuje *Glossiphonia heteroclista*, (Dziurzyński 1958).

Dalszymi bardzo pospolitymi pijawkami, żyjącymi prawie we wszystkich zbiornikach wody słodkiej, a nawet w zanieczyszczonych rzekach i podmiejskich ściekach, są *Heleobdella stagnalis* (żywiąca się ślimakami i larwami ochotek *Diptera*, *Chironomidae*); *Herpobdella octoculata* (po stronie grzbietowej z poprzecznymi szeregami jasnych plamek, na ciemnym tle) oraz pijawka końska (*Haemopsis sanguisuga*), która prowadzi drapieżny tryb życia, zjadając różne, drobne zwierzęta, m. in. małe kijanki, a nawet dżdżownice.

Na ciele wielu ryb, zwłaszcza karpiowatych (*Cyprynidae*) można spotkać pasożytniczą pijawkę rybią (*Piscicola geometra*).

Przed zakonserwowaniem pijawki należy najpierw zabić; w tym celu umieszczamy je na przeciąg 10—15 minut w 8—10% alkoholu. W trakcie tego zabiegu

* Pijawki lekarskie można kupić w niektórych prywatnych zakładach fryzjerskich sprzedających je z Węgier.

pijawki trochę się kurczą i pokrywają dużą ilością śluzu, dlatego przed włożeniem do płynu konserwującego należy je wytrzeć ściereczką i ostrożnie wyciągnąć na długość. Pijawki można także zabijać zalewając je stężonym kwasem azotowym. Działania kwasu jest bardzo szybkie — przed śmiercią pijawki nie zdążą się skurczyć — jednakże powoduje on częściowe odbarwienie ciała pijawek. Po zabiciu wkładamy pijawki do płynu konserwującego, najpierw do 2% roztworu formaliny, a na stałe do 4—5% roztworu formaliny. Konserwowanie pijawek w alkoholu jest nie wskazane ze względu na to, że alkohol powoduje ich odbarwienie.

Stawonogi (*Arthropoda*)

Skorupiaki (*Crustacea*)

Do najpospolitszych skorupiaków żyjących w wodach słodkich na terenie Polski należą pewne skorupiaki niższe (*Entomostraca*). Jednakże niektóre skorupiaki niższe, jak przekopnice (*Lepidurus*, *Apus*) z rzędu liścionogich (*Phyllopoda*), podrzędu liścionogów właściwych (*Euphyllopoda*) są dość rzadkimi zwierzętami.

Przekopnica wiosenna (*Lepidurus apus*) jest zwierzęciem zimnolubnym o długości ciała około 8 cm. Pojawia się w wysychających rowach i kałużach zaraz po stopnieniu śniegów, żyje w nich mniej więcej do końca kwietnia. Można ją spotkać głównie w środkowych częściach Polski.

Przekopnica właściwa (*Triops cancriformis*) jest z kolei gatunkiem ciepłowodnym, pojawia się mniej więcej z końcem kwietnia i utrzymuje do końca jesieni. Jest większa od przekopnicy wiosennej, miejscami dość pospolita, zwłaszcza w stawach o gliniastym dnie.

Do niewątpliwie najpospolitszych naszych skorupiaków niższych należy rozwielitka (*Daphnia*, rząd: Liścionogi — *Phyllopoda*, podrząd: Wioślarki — *Cladocera*). Możemy ją spotkać zarówno w zbiornikach wodnych okresowo wysychających, stawach, rowach z bogatą roślinnością, zalewiskach, jak również w środowiskach wolno płynącej wody i w głębokich jeziorach.

Do łowienia rozwielitek, zwłaszcza w większych ilościach, posługujemy się siatką z gazy lub stylonowej pończochy, o średnicy około 15 cm, na długim drążku. Po każdorazowym odczyszczeniu wody z rozwielitkami, wypłukujemy je z siatki do naczynia z czystą wodą.

Prowadzenie hodowli rozwielitek w dużych ilościach jest rzeczą trudną, natomiast możliwe jest ich hodowanie, nawet przez cały rok, w ilościach mniejszych. W tym celu dno dużego, szklanego naczynia wysypujemy warstwą piasku, a w oddzielnych naczynkach z ziemią wsadzamy w piasek rośliny wodne. Po napełnieniu naczynia wodą wprowadzamy do niego niewielką ilość rozwielitek. W jesieni rozwielitki zwykle giną składając uprzednio zimowe jaja o charakterze przetrwalnikowym. Jaja opadają na dno naczynia, a pod koniec zimy rozwijają się z nich nowe rozwielitki.

Do konserwacji skorupiaków z rzędu liścionogich (*Phyllopoda*) stosuje się 70% alkohol lub 3—4% roztwór formaliny. Formalina jednakże powoduje szybkie zesztywnienie okazów. Aby tego uniknąć, należy po upływie 24 godzin zmienić 3—4% roztwór formaliny na roztwór 1%.

Widłonogi (*Copepoda*) są reprezentowane przez oczlika (*Cyclops*). Oczlik żyje w tych samych środowiskach co rozwielitka i jak ona jest również bardzo pospolity. Można go hodować w ten sam sposób jak rozwielitkę; w zimie nie ginie. Przy odpowiedniej hodowli oczliki zaczynają się rozmnażać, zatem obok osobników dojrzałych znajdują się w hodowli także pewne ilości larw-pływików (*nauplius*).

Krótkotrwałej (na przeciąg kilku tygodni) konserwacji skorupiaków widłonogich dokonuje się przez stopniowe dodawanie do objętości 50 cm³ wodnego połowu tych skorupiaków 10 kropeł 40% formaliny. Na stałe należy je konserwować w 4% roztworze formaliny lub 75% alkoholu.

Małżoraczk i (*Ostracoda*)

Są to maleńkie — do 2 mm długości — skorupiaki, okryte podobnie jak małże dwuklapową wapienną skorupką. Żyją w przybrzeżnej strefie jezior i na dnie wszelkich śródlądowych zbiorników wody, a w pracowniach biologicznych w mule zastałych akwariów. Małżoraczki występują często w dość dużych skupiskach. Żywią się szczątkami organicznymi gromadzącymi się na dnie zbiorników wodnych. Do konserwacji małżoraczek stosuje się jedynie alkohol w stężeniu 75%; formaliny nie można używać ze względu na to, że powoduje ona rozpuszczanie skoruppek.

Skorupiaki wyższe (*Malacostraca*)

Równonogi (*Isopoda*)

Do równonogów należą gatunki zarówno lądowe, jak i wodne. Najpospolitszymi na terenie całej Polski lądowymi równonogami są przede wszystkim prosiönki (*Porcellio*, *Trachelipus*) i stonogi (*Oniscus*). Należy ich szukać w środowiskach wilgotnych, ocienionych, bogatych w butwiejące szczątki roślinne, a zatem pod kamieniami, opadłymi liśćmi, korą drzew, w piwnicach, inspektach i cieplarniach. Natomiast w środowisku wody słodkiej bardzo rozpowszechnionym gatunkiem jest ośliczka (*Assellus aquaticus*), długości ciała 8—12 mm. Żyje ona głównie w małych zbiornikach wodnych z mulistym dnem i dużą ilością gnijących roślin, ale można ją również spotkać w wodach wolno płynących. Latem spotyka się samice, u których w komorze lęgowej znajdują się wylęgłe młode ośliczki.

Ośliczki można bez trudu hodować w pracowni biologicznej, dostarczając im od czasu do czasu pożywienia w postaci obumarłych i żywych części roślinnych. Należy jednak dość często zmieniać ośliczkom wodę, gdyż potrzebują one do życia dużych ilości tlenu.

Do pospolitych w Bałtyku równonogów należy podwój wielki (*Mesidothea entomon*). Często występuje masowo na mulistym dnie poniżej głębokości 35 m. Szczególnie pospolity w środkowej i wschodniej części Bałtyku, natomiast rzadki w partiach zachodnich, jest reliktem polodowcowym. Podwój jest największym naszym równonogiem; długość jego ciała wynosi 5—7,5 cm.

Podwój przeniesiony do wody słodkiej w przeciągu kilku dni ginie; można go natomiast hodować w warunkach laboratoryjnych, w ciemnym pomieszczeniu, w wodzie pochodzącej z Bałtyku, o temperaturze nie przekraczającej +10°C. Z braku wody bałtyckiej można użyć wody morskiej sztucznej o następującym składzie:

NaCl	—	28,27 g/l
KCl	—	0,76 "
CaCl ₂	—	1,22 "
MgCl ₂	—	5,10 "
MgSO ₄	—	7,03 "
NaBr	—	0,08 "
NaHCO ₃	—	0,21 "

Podany roztwór należy rozcieńczyć pięciokrotnie wodą wodociągową.

Dno akwarium, w którym chcemy hodować podwoje, musi mieć co najmniej 10 cm warstwę piasku, gdyż podwoje przez większość swojego życia przebywają zagrzebane w piasku. Ulubionym ich pożywieniem są świeże ryby, a w ich braku drobne skorupiaki i rośliny morskie.

Podwoje znoszą zupełnie dobrze przewóz pociągiem na dość znaczne odległości, np. z Gdyni do Warszawy, muszą być jednak przewożone w miesiącach chłodnych i umieszczane na czas przewozu w wilgotnej trawie morskiej.

Do konserwacji skorupiaków równonogich wymagane są duże — 80—90% stężenia alkoholu, ze względu na wydzielenie przez nie z gruczołów grzbietowych dużej ilości cieczy powodującej rozcieńczanie alkoholu. W początkowym okresie konserwacji, w kilkudniowych odstępach czasu należy zmienić alkohol dwukrotnie, a na stałe umieścić je w 75% alkoholu. Można także używać 4—5% roztworu formaliny, ale jedynie na przeciąg kilku tygodni, gdyż po tym okresie zwierzęta mięknią i tracą barwę; w takim przypadku można je przenieść z formaliny do alkoholu.

Obunogi (*Amphipoda*)

W naszej faunie do obunogów należą niewielkie — 5—20 mm długości — skorupiaki, o bocznie spłaszczonym ciele, w przeważającej liczbie morskie. Rozpowszechnione w naszym morzu i w ujściach rzek kielż morski (*Gammarus locusta*), długości około 2 cm, zwykle zielonej barwy, występuje czasami w dużych skupiskach, zwłaszcza w kępkach glonów. Natomiast drugi, mniejszy nieco od poprzedniego, też dość pospolity gatunek — zmieraczek nadmorski (*Talitrus saltator*) żyje na plaży nadmorskiej, zwykle na granicy zasięgu fal. Dniem ukrywa się w piasku, o zmroku wychodzi z kryjówek. Łatwy do zidentyfikowania ze względu na sposób poruszania się skokami.

Najbardziej rozpowszechnionym i pospolitym krajowym obunogiem słodkowodnym jest kielż zdrojowy (*Gammarus pulex*). Żyje głównie w wodach bieżących — potokach i rzekach, rzadziej w jeziorach, wśród roślinności wodnej i pod kamieniami, prowadząc denny tryb życia. Wymaga dość dużej zawartości tlenu i wapnia w wodzie. Długość ciała kielża zdrojowego — około 2 cm.

Do konserwacji obunogów stosowany jest 90—96% alkohol lub 4% roztwór formaliny.

Dziesięcionogi (*Decapoda*)

Skorupiaki z rzędu dziesięcionogich stanowią najbardziej znaną grupę, co wiąże się ze stosunkowo dużymi rozmiarami ich ciała, jak i z tym, że wiele z nich jest jadalnych. Dziesięcionogi w większości są zwierzętami morskimi, a tylko nieliczne żyją w wodach słodkich i na lądzie.

Z morskich dziesięcionogów pospolite w naszym morzu są dwa gatunki krewetek — nakrapiana (*Leander adpersus*), długości około 5 cm, występująca wśród zarośli glonów, w miejscach płytkich oraz garnela właściwa (*Crangon crangon*), nieco większa od poprzedniej, żyjąca na dnie piaszczystym. W ciągu dnia zagrzebana w piasku, wychodzi z kryjówek z nastaniem zmroku.

Ponadto w zatokach Pomorskiej i Gdańskiej, jak i w dolnym biegu dorzecza Odry i Wisły, można spotkać pojedyncze okazy kraba wełnistorękiego (*Eriocheir sinensis*), długości ciała do 9 cm. Został on przywleczony z Chin do Niemiec, skąd od około 1912 roku rozpoczął inwazję w kierunku na wschód.

Ze słodkowodnych dziesięcionogów żyją u nas 3 gatunki raków — rak stawowy (*Potamobius astacus*) — spotykany w jeziorach, rzekach i potokach o słabym prądzie, rak rzeczny (*Potamobius leptodactylus*) — w tych samych środowiskach, co poprzedni, oraz najmniejszy — rak amerykański (*Cambarus affinis*), sprowadzony do Europy środkowej z Ameryki Północnej z końcem XIX wieku. Obecnie rak amerykański występuje w Polsce na Ziemi Lubuskiej, Pomorzu, Pojezierzu Mazurskim, w Wielkopolsce i na Dolnym Śląsku.

Rak rzeczny zamieszkuje wody czyste i zaciszne, chowa się w norach mulistych brzegów między korzeniami drzew i pod kamieniami, natomiast rak stawowy jest mniej wybredny w swych wymaganiach życiowych; można go również spotkać w wodach słonawych. Jednakże oba gatunki, zarówno rak rzeczny, jak i stawowy, unikają wód mocno oświetlonych, dlatego liczniejsze są w rzekach płynących w kierunku równoleżnikowym, gdyż posiadają one więcej cienia, niż w rzekach o kierunku południkowym.

W młodym wieku raki żywią się przeważnie pokarmem roślinnym, objadając kłacza i pędy roślin wodnych. W wapień potrzebny do budowy pancerza zapotrąają się zjadając takie rośliny, jak ramienica (*Chara*) i moczarka (*Elodea*). W starszym wieku są na ogół wszystkożerne — zjadają padlinę, odpadki roślinne, wodne zwierzęta bezkręgowce, a także małe ryby i żaby.

Raki — zwłaszcza stawowe — można hodować z powodzeniem w warunkach laboratoryjnych. — Przechowujemy je w dużym, płaskim naczyniu o dnie wysypanym czystym, przemytym piaskiem. Wysokość wody w naczyniu nie powinna przekraczać 10 cm. Na środku naczynia układamy niewielki stos kamieni tak, aby jego wierzchołek wystawał nad powierzchnię wody. Jest to konieczne, ponieważ raki co jakiś czas wychodzą z wody, przebywając krótko na powietrzu. Przenosząc raka z powietrza do wody nie wolno wrzucać go bezpośrednio w wodę, lecz umożliwić zejście do wody po pochyłej deseczce. Rak wchodząc sam do wody, zdąży wyrzucić powietrze z jam skrzelowych i uchronić się przed śmiercią. Celem umożliwienia rakom ukrywania się za dnia, należy umieścić na dnie naczynia kawałki rurek o odpowiedniej średnicy.

Hodowane raki karmimy kawałkami surowego mięsa lub dżdżownicami, a młode surową marchewką. Resztki pokarmu starannie usuwamy, a wodę w naczyniu zmieniamy 1—2 razy na tydzień. Wymagana temperatura w hodowli raków — 16—18°C, wyższa jest szkodliwa.

Do konserwacji skorupiaków dziesięcionogich — zarówno krabów, jak i raków, stosowany jest 75% alkohol lub 4% formalina. Można je także przechowywać w stanie suchym, po uprzednim zakonserwowaniu.

Szczękoczułkowce (*Chelicerata*)

Pajęczaki (*Arachnida*), Pająki (*Araneida*)

Nasze krajowe pająki zamieszkuje bardzo liczne środowiska lądowe. Jedne żyją w środowiskach mrocznych, jak ocienione partie lasów, ciemne kąty budynków — dotyczy to głównie pająków lejczanów (*Agelenidae*); inne — w przeciwieństwie do poprzednich — zamieszkuje słoneczne łąki, żwirowiska nad brzegami wód, występują na drzewach, krzewach i roślinach zielnych. Na słonecznych łąkach i nad wodami można spotkać pająki z rodziny pogońców (*Lycosidae*), a na słonecznych murach i pniach drzew — skakuny (*Salticidae*). Natomiast na roślinach żyją, często upodabniając się barwą ciała do liści lub kwiatów — pospolite pająki-kraby (*Tomisidae*) oraz aksamitki (*Clubionidae*). W stojących

zbiornikach wody, w stawach i przybrzeżnych partiach jezior żyje jedyny nasz pajak wodny — topik (*Argyroneta aquatica*).

Pajak topik jest godny polecenia do hodowli; jeżeli ma tylko dostateczną ilość pokarmu, głównie w postaci skorupiaków — ośliczek (*Asellus aquaticus*), znosi doskonale warunki życia w niewoli, dożywając wieku 1,5 roku. W akwarium przeznaczonym do hodowli topika musi rosnąć dużo roślin wodnych, ponieważ między nimi rozpina on sieci i buduje swoje podwodne pomieszczenie, tzw. dzwon. Przydatne dla pajaka okazują się też puste muszle ślimaków, w których zazwyczaj spędza okres zimy, zaciągając otwór muszli gęstą tkaniną pajęczą.

Pajaki żyjące na krzewach i innych wysokich roślinach można zbierać przez otrząsanie tych roślin nad rozpostartą siatką lub parasolem entomologicznym. Inne, zwłaszcza krzyżakowate (*Araneidae*), najlepiej zbierać wprost z sieci przedstawiając pod nie szerokie próbki, do których pajaki wpadają przy lekkim potrąceniu.

Do konserwacji pajaków używa się 75% alkoholu lub alkoholu o wyższym stężeniu. Stosowanie formaliny jest nie wskazane, ponieważ powoduje ona odbarwienie pajaków i zbytnie ich kruszenie. Można również konserwować kokony z jajami i młodymi pajakami; do tego celu używa się gorącej mieszaniny kwasu pikrynowego z azotowym. Skład mieszaniny: 100 cm³ nasyconego wodnego roztworu kwasu pikrynowego oraz 5 cm³ 25% kwasu azotowego. Mieszaninę należy przefiltrować. — Czas utrwalania w zależności od obiektu — od 1 do 48 godzin. Po utrwaleniu należy przełożyć kokony na przeciąg 12 godzin do 70% alkoholu, po czym na stałe do alkoholu 90%.

Pajaki przechowywane na sucho nie przedstawiają żadnej wartości, są bardzo łamliwe, a ich odwłoki po wyschnięciu ulegają dużej deformacji.

Zaleszczotki (*Pseudoscorpionida*)

Zaleszczotki — to lądowe pajęczaki, spośród których najpospolitszym u nas gatunkiem jest zaleszczotek książkowy (*Chelifer cancroides*). Tego małego, długości 3—5 mm pajęczaka można spotkać w lasach pod korą drzew, w gniazdach ptaków oraz między kartkami starych książek w zielnikach itp.

Do konserwacji zaleszczotków należy używać 70% alkoholu.

Kosarze (*Phalangida*)

Kosarze są bardzo podobne do pajaków, jednakże w przeciwieństwie do nich posiadają głowotułów zrośnięty całą szerokością z odwłokiem, oczy osadzone mniej więcej na środku grzbietowej strony głowotułowia na wzgórku oraz bardzo długie odnóża tułowiowe, łatwo odpadające przy dotknięciu, zwłaszcza w trakcie łowienia. W związku z powyższym kosarze należy chwycać za pomocą pęsety lub strącać wprost do szerokiej próbki.

Kosarze żyją na lądzie, często występują w dużych ilościach, zwłaszcza na przełomie lata i jesieni. Można je spotkać na kwiatostanach roślin baldaszkowatych (*Umbelliferae*), na korze drzew, ścianach budynków, pod kamieniami, między zeschniętymi liśćmi, głównie w miejscach dość ciemnych i wilgotnych.

Kosarze łatwo hodować w warunkach laboratoryjnych. Najlepiej trzymać je w pudełku ze szklaną pokrywką, o wnętrzu wyścielonym mchem z niewielką ilością gliny i butwiejących liści. Do pudełka należy ponadto włożyć płaskie naczynko z wodą, ponieważ kosarze piją dużo wody. Żywienie kosarzy jest sprawą prostą; chociaż w warunkach naturalnych żywią się różnymi stawonogami, w niewoli zjadają resztki niemal każdego ludzkiego pożywienia.

Kosarze należy konserwować w 70% alkoholu, w obszernych naczyniach ze względu na odnóża, które można łatwo uszkodzić, zwłaszcza przy wkładaniu i wyjmowaniu okazów z naczynia.

Roztocze (*Acarina*)

Rząd roztoczy obejmuje około 10 tys. gatunków małych, na ogół mikroskopijnych pajęczaków. Wiele spośród nich — to pasożyty zarówno roślin, jak i zwierząt, lecz są także i gatunki wolno żyjące, jak np. pospolity, czerwono ubarwiony lądzień (*Trombidium*). Dużo roztoczy żyje w wodzie. Są to wodopójki (*Hydrachnidae*), bardzo często jaskrawo ubarwione.

Do konserwacji roztoczy o żywych barwach ciała stosowany jest płyn Redikorcewa o składzie:

- 5 części gliceryny,
- 2 części kwasu octowego,
- 3 części wody destylowanej.

Roztocze włożone do tego płynu początkowo się kurczą, ale po dłuższym okresie czasu powracają do naturalnej wielkości.

Tchawkodyszne (*Tracheata*)

Wije (*Myriapoda*)

Wije żyją w środowiskach o pewnej określonej wilgotności, w związku z czym można je spotkać w starych lasach liściastych (w młodych lasach sosnowych nie ma ich zupełnie), w mchu, ściółce, butwiejących pniach, pod korą drzew, pod kamieniami, w ogrodach i ziemi kompostowej, zwykle w miejscach słabo oświetlonych.

Jednoparce (*Chilopoda*) są formami drapieżnymi, żywią się różnymi drobnymi zwierzętami bezkręgowymi. Pospolitymi przedstawicielami naszych krajowych jednoparców są: wij drewniak (*Lithobius forficatus*) i zieminek (*Geophilus*).

Dwuparce (*Diplopoda*) są roślinożerne, pożywienie ich stanowią resztki roślinne. Najczęściej można je spotkać pod olchami, klonami, bukami i leszczynami.

Najpospolitszymi dwuparcami, występującymi niemal na terenie całej Polski są: węzłowiec (*Polydesmus complanatus*), gatunki z rodzaju skulica (*Glomeris*), oraz pewne gatunki krocionogów (*Iulus*).

Zbiory wijów przechowywane na sucho dla celów naukowych są bezwartościowe. Dla jednoparców w trakcie konserwacji wystarczy jednorazowa zmiana alkoholu, natomiast w przypadku dwuparców należy zmieniać alkohol parokrotnie w kilkudniowych odstępach. Zabieg ten jest konieczny, ponieważ alkohol ulega rozcieńczeniu przez wydzieliny z gruczołów obronnych. Płyn wydzielany przez te gruczoły często tworzy strąty, a w kontakcie z alkoholem może powodować nadżeranie oskórka wijów i ich rozpad.

Wije konserwujemy w 70% alkoholu, usypiając je uprzednio eterem lub wrzucając wprost do 70% alkoholu.

Owady (*Hexapoda*)

Owady bezskrzydłe (*Apterygota*)

Owady bezskrzydłe spotyka się mniej więcej w podobnych środowiskach, w jakich żyją wije; w lasach głównym ich siedliskiem są ściółka leśna i mech, ponadto

występują na polach uprawnych, zwłaszcza w glebach próchnicznych, na grzybach, pod kamieniami, w mrowiskach, jaskiniach, szczelinach skał itp. Wśród skoczogonków (*Collembola*) znane są również gatunki gromadzące się na powierzchniach małych zbiorników wody stojącej, jak np. pospolita, występująca często w dużych ilościach pchlica wodna (*Podura aquatica*) o granatowym ubarwieniu ciała. Ponadto zimą, na śniegu, zarówno w górach, jak i na niżu, można spotkać ogromne skupiska pewnych gatunków skoczogonków, liczące niekiedy miliardy osobników.

Sposoby zbierania owadów bezskrzydłych zależą od środowiska, w jakim żyją i od ich liczebności. W przypadku masowych połówów gatunków lądowych należy posługiwać się sitami i czerpakami entomologicznymi, natomiast do połówów wodnych skoczogonków dość gęstymi siatkami. Osobniki żyjące w butwiejącym drewnie, na grzybach, pod kamieniami najlepiej zbierać za pomocą niewielkiego pędzelka, zwilżonego w alkoholu.

Metody hodowli owadów bezskrzydłych są bardzo łatwe, głównie dlatego, że owady te zazwyczaj są wszystkożerne. Np. pewne gatunki skoczogonków żyjące w ziemi roślin doniczkowych możemy hodować w płytkich naczyniach napełnionych ziemią ogrodową, o dnie wysłanym bibułą filtracyjną. Bibułkę należy stale nawilżać, ponieważ owady te wymagają do życia dużej wilgotności. Skoczogonki nawodne hodujemy w akwariach, na wodzie pokrytej rzęsą wodną (*Lemna*)

Do konserwacji wszystkich owadów bezskrzydłych stosuje się 90% alkoholu. Na ćwiczenia ze studentami wskazane jest przygotowanie preparatów mikroskopowych owadów bezskrzydłych.

Owady uskrzydłone (*Pterygota*)

Do połowu większości owadów konieczne jest stosowanie specjalnych narzędzi, jak siatki entomologiczne, czerpaki czy sita. W zależności od rodzaju poławianych owadów, jak i środowiska, konieczne jest stosowanie właściwych narzędzi. Np. do łowienia owadów żyjących w trawie konieczny jest czerpak entomologiczny; entomofaunę ściółkową łowi się przy pomocy sita entomologicznego, natomiast motyle, błonkówki i muchówki — siatką entomologiczną.

Wiele spośród owadów, zarówno w stadiach larwalnych, jak i imaginalnych, można hodować w pracowni biologicznej.

Spośród owadów obcych naszej faunie, gatunkiem często hodowanym, głównie ze względu na osobliwe kształty i mimikrę, jest patyczak (*Bacillus rossius*). Ulobionym pokarmem patyczaka jest trzykrotka (*Tradescantia*), zjada on również liście bzu (*Syringa vulgaris*). Patyczaka hodujemy w niewielkiej klatce — insektarium, szczelnie zamykanej, o ścianach zbudowanych z dość gęstej, drucianej siatki. Do małego naczynia z wodą wkładamy gałązki roślin żywicielskich. Co jakiś czas klatkę czyścimy celem usunięcia kału, uważając jednak, by wraz z nim nie usunąć także jaj. Patyczak jest doskonałym obiektem do obserwacji dzierowrództwa — partenogenezy.

W podobny sposób jak patyczaka można hodować wiele naszych roślinożernych owadów, z tą oczywiście różnicą, że odpowiednio do gatunku owada należy dobrać właściwą roślinę żywicielską. W hodowli np. gąsienic należy wysypać dno klatki warstwą piasku i w nim osadzić naczynie z rośliną żywicielską. Między naczyniem a powierzchnią piasku ułożyć coś w rodzaju kładki, patyk lub pasek papieru dla umożliwienia gąsienicy powrotu do pokarmu w przypadku, gdy spadnie z rośliny na dno klatki.

Larwy owadów, które w trakcie hodowli przepoczwarczyły się tworząc kokony

w piasku bądź na ścianach klatki, należy pozostawić w spokoju, a jeśli są to luzem leżące poczwarki, włożyć je do niepolewanej doniczki napelnionej piaskiem lub mchem. Każdą poczwarkę na okres zimy — celem zabezpieczenia dalszego jej rozwoju — należy wystawić na działanie warunków atmosferycznych, a w szczególności niskiej temperatury. W tym celu ziemię lub piasek, w której znajdują się poczwarki lub larwy nieprzepoczwarczające się na okres zimy, należy nakryć mchem i umieścić poza obrębem pomieszczeń ogrzewanych, w ogrodzie, na balkonie, lub przynajmniej między szybami podwójnego okna. Od jesieni do nastania mrozów należy mniej więcej raz w tygodniu nawilżać mech; w okresie mrozów nie jest to konieczne. W początku marca, a nawet z końcem stycznia — po przemrożeniu — poczwarki należy przenieść do pokoju, przestrzegając, by w pierwszym dniu znajdowały się w pomieszczeniu chłodnym, a dopiero później w ogrzewanym. Ziemię z poczwarkami należy codziennie skrapiać wodą, sprawdzając, czy z poczwerek nie wylęły się owady dojrzałe.

Z poczwerek niektórych motyli dojrzałe owady wylęgają się dopiero po upływie dwóch, a nawet trzech lat; nie należy zatem przedwcześnie wyrzucać z hodowli rzekomo nieżywe poczwarki.

Godna polecenia jest hodowla mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*) z uwagi na to, że jego larwy są dostarczycielami hurmaczków (*Gregarina*) i mogą także być wyzyskiwane jako pokarm dla wielu hodowanych zwierząt, takich jak ryby, ptaki, a nawet owady wodne. Prócz tego hodowla mącznika dostarcza materiału do zobrażowania cyklu rozwojowego owadów o tzw. przeobrażeniu zupełnym.

Hodowlę mącznika zakładamy w drewnianej skrzynce, obitej od wewnątrz blachą. Skrzynka musi posiadać jeden niewielki otwór, szczelnie zamykany pokrywką zaopatrzoną w drucianą siatkę. Mączniki żywimy otrębami, mąką, kawałkami suchego chleba, suszonymi grzybami itp. Ponadto wkładamy do skrzynki strzępy starych tkanin i papierów, potrzebne owadom do przepoczwarczenia się. Od czasu do czasu papiery skrapiamy wodą.

Spośród owadów wodnych do hodowli w warunkach laboratoryjnych nadają się chrząszcze wodne, takie jak pływak (*Dytiscus*), kałużnica (*Hydrophilus*), pluskwiaki wodne i inne. Z tego jednak względu, że zarówno chrząszcze, jak i pluskwiaki wodne są formami drapieżnymi, nie można ich hodować wspólnie, oraz w obecności ryb i ślimaków. Najlepiej hodować je w oddzielnych pomieszczeniach. Jako pokarmu można używać kawałków surowego mięsa lub dżdżownic, larw mącznika młynarka, kijanek żab lub nawet małych rybek. Zawsze należy pamiętać o konieczności usuwania z naczynia nie zjedzonych resztek pokarmu oraz martwych owadów.

Złowione owady dojrzałe, przeznaczone do przechowywania na sucho oraz sporządzania zbiorów entomologicznych, muszą zostać zatrute, a następnie można je złożyć w tekurowych pudełkach, na warstwach ligniny lub waty. Należy pamiętać o konieczności zabezpieczenia zbiorów przed wilgocią i szkodnikami. Ze względu na niebezpieczeństwo zapleśnienia nie wolno przechowywać owadów w pudełkach blaszanych i plastikowych, natomiast dla zabezpieczenia przed szkodnikami pudła, w których znajdują się owady, należy wysypać chloromorem lub proszkiem DDT. Duże okazy owadów, np. chrząszcze można przechowywać pojedynczo, w papierowych tubkach odpowiedniej wielkości, zamkniętych na obu biegunach, a motyle w przezroczystych torebkach-kopertach.

Owady dojrzałe, przeznaczone do celów preparacyjnych konserwuje się w 70% alkoholu. Wyższe stężenie alkoholu powoduje nadmierne shtywnienie owadów.

Do konserwacji larw owadów stosowany jest 4% roztwór formaliny bądź 75% alkohol. Larwy owadów, zwłaszcza duże, przed włożeniem do płynu konserwują-

cego należy zabić. Dokonuje się tego przez wrzucenie ich na okres 1—2 sekund do wrzącej wody, skąd przenosi się je na przeciąg jednej minuty do wody zimnej, a z niej do 75% alkoholu lub formaliny. Przed włożeniem do płynu konserwującego należy ponakłuwać szpilką ciało larwy celem umożliwienia wnikięcia środka konserwującego. W trakcie konserwacji zmienia się kilkakrotnie płyn konserwujący.

Larwy owadów konserwowane w formalinie dobrze zachowują swoje barwy, lecz po dłuższym czasie nadmiernie twardnieją i kruszeją.

Poczwarki owadów konserwuje się w podobny sposób jak larwy. Celem zabicia można je wrzucić do gotującej się wody lub na przeciąg kilku dni do 70% alkoholu. Poczwarki wyjęte z wrzątku lub alkoholu trzeba jeszcze poddać działaniu wysokiej temperatury (do około 70°C) — najlepiej w suszarce.

Jaja owadzie o twardych osłonkach można zabijać i równocześnie konserwować poddając je przez pewien czas działaniu wysokiej temperatury. Po zabiciu jaja można pozostawić w stanie suchym lub umieścić w 70% alkoholu. Jaja o osłonkach słabych konserwuje się bezpośrednio w 70% alkoholu.

Mięczaki (*Molusca*)

Ślimaki (*Gastropoda*)

Nasze krajowe ślimaki słodkowodne zamieszkują prawie wszystkie jeziora, stawy i małe zbiorniki wody stojącej zarośnięte bujną roślinnością, natomiast w mniejszym stopniu wody bieżące. Do najpospolitszych należą żyworódka pospolita (*Viviparus viviparus*) oraz występujące na terenie prawie całej Polski błotniarki (*Lymnaea*, *Galba*) i zatoczki (*Planorbis*). Wszystkie wymienione ślimaki można z łatwością hodować w warunkach laboratoryjnych, w akwariach z bujnie rozwiniętą roślinnością.

Ślimaki wodne konserwujemy przez wrzucenie żywych okazów na okres 24 godzin do 30% alkoholu, następnie przekładamy je — również na 24 godziny — do 50% alkoholu i na stałe do alkoholu 70—75%.

Kompletując muszle ślimaków, należy pamiętać o tym, że muszą one pochodzić ze ślimaków żywych. Puste skorupki prawie zawsze posiadają zniszczoną zewnętrzną warstwę rogową, bardzo ważną ze względów systematycznych. Celem zdobycia wartościowych skorupki należy żywe ślimaki wrzucić na moment do gotującej się wody, a po zabiciu wyciągnąć ze skorupki ich ciało za pomocą pęsety lub zakrzywionego drutu.

Śród ślimaków lądowych najbardziej nadaje się do celów dydaktycznych, tak pod względem badań anatomicznych, jak i hodowli, ślimak winniczek (*Helix pomatia*). Jest on pospolity na terenie całej Polski, zwłaszcza starych ogrodach i parkach.

Hodowla winniczka jest prosta ze względu na łatwość żywienia go. Winniczki można karmić sałatą, kawałkami surowej marchwi i innych warzyw oraz różnymi owocami. Najlepiej hodować je w terrarium, o dnie wysypanym piaskiem, który stale winien być wilgotny. Terrarium należy często czyścić, usuwając z niego resztki pożywienia, odchody i nieżywe ślimaki.

Do celów preparacyjnych i konserwacji w całości ślimaki muszą być zabite w specjalny sposób, tak by nie skurczyły się nadmiernie i nie schowały do skorupy. W tym celu umieszczamy je na okres 12 godzin w 0,1% wodnym roztworze chloralhydratu, całkowicie wypełniającym szklane naczynie (możliwie ze szlifowanymi brzegami). Naczynie należy nakryć płytką szklaną przestrzegając, by woda przylegała do przykrywki, aby nie było między nimi warstwy powietrza. Po 12

godzinach 0,1% roztwór chloralhydratu zmieniamy na 0,5% i pozostawiamy w nim ślimaki na dalsze 12 godzin; po upływie doby giną.

Z braku chloralhydratu można posłużyć się długo gotowaną celem usunięcia rozpuszczonego w niej tlenu wodą, o temperaturze 40—45°C. Sposób postępowania taki jak wyżej.

Ślimaki lądowe, zarówno oskorupione, jak i nagie, konserwuje się po uprzednim zabiciu ich (np. przez uduszenie w przegotowanej wodzie) w alkoholu lub 2% roztworze formaliny. W przypadku konserwacji ślimaków w alkoholu przeprowadza się je — w jednodobowych odstępach — przez alkohole o wzrastającym stężeniu: 30%, 50% i 70%, po czym na stałe umieszcza w alkoholu 75%.

Używany do konserwacji 2% roztwór formaliny posiada tę zaletę, że prawie zupełnie nie powoduje kurczenia się ciała ślimaków, ale już po kilku miesiącach powoduje nadmierne ich twardnienie. Dla uniknięcia tego ślimaki konserwujemy w 1—2% roztworze formaliny jedynie przez okres kilku dni, następnie przenosimy je na 24 godziny do wody, a z niej kolejno do alkoholu 30%, 50%, 70% i na stałe pozostawiamy w 75% alkoholu.

Małże (*Bivalvia*)

Wszystkie małże, jako zwierzęta wodne, prowadzą denny tryb życia, zagrzebując się w piasku lub w mule. W większości są zwierzętami morskimi i tylko nieliczna ich część żyje w wodach słodkich.

Najpospolitszymi naszymi słodkowodnymi małżami z rodziny skójkowatych (*Unionidae*) są szczeżuja i skójka. Szczeżuja pospolita (*Anodonta anatina*) jest rozpowszechniona na całym niżu. Żyje głównie w wodach bieżących o słabym prądzie, lecz również i w jeziorach. Skójka malarska (*Unio pictorum*) posiada podobne rozprzestrzenienie i zamieszkuje mniej więcej takie same środowiska.

Ponadto w rzekach i jeziorach całej niżowej części Polski występują pospolicie racicznica zmienna (*Dreissenia polymorpha*) z rodziny racicznicowatych (*Dreisseniidae*). Często tworzy ona skupienia liczące po kilka tysięcy osobników. Do rozmaitych podwodnych przedmiotów, jak kamienie, gałęzie itp. — przyłącza się za pomocą bisioru.

Z rodziny groszówkowatych (*Sphaeriidae*), zarówno w rzekach — także o bitym prądzie — jak i w zbiornikach wody stojącej, występują dość pospolicie groszówka (*Pisidium*) i gałeczka (*Sphaerium*). Są to małe małże, długości około 6—10 mm, o mniej więcej zaokrąglonej skorupce.

Zarówno skójki, jak i szczeżuje nadają się do hodowli w warunkach laboratoryjnych. W niewoli przeżywają średnio okres 5—7 miesięcy. Hodowlę tych małży zakładamy w akwarium lub płaskim naczyniu o dnie wysypanym dość grubą warstwą piasku. Na powierzchni wody umieszczamy rośliny pływające, jak rześa wodna (*Lemna*), żabiściek (*Hydrocharis*) i inne. Sadzenie roślin jest nie wskazane ze względu na to, że małże w czasie pełzania po piasku wyciągają ich korzenie; można co najwyżej posadzić rośliny w oddzielnych, małych doniczkach, a następnie wkopać je w piasek. Najlepszym pokarmem dla skójek i szczeżuj są drobne skorupiaki, jak oczliki i rozwieltki oraz pierwotniaki. W naczyniu nie powinno być zbyt dużo wody, jednak należy ją zmieniać co najmniej raz na tydzień.

Celem zabicia małży przeznaczonych do sekcji bądź do sporządzenia z nich mokrego preparatu należy je włożyć na okres doby do 1% wodnego roztworu chloralhydratu lub na przeciąg jednej godziny do dobrze przegotowanej wody o tem-

peraturze 35°C. Przed wrzuceniem małży do roztworu chloralhydratu bądź przegotowanej wody konieczne jest włożenie pomiędzy skorupki krótkich patyczków, mniej więcej grubości ołówka, lub kawałków korka, celem uniknięcia całkowitego zamknięcia się zwierząt w skorupach.

W Bałtyku żyją 4 pospolite gatunki małży: omulek jadalny (*Mytilus edulis*), długości ciała 3—7 cm, skorupie barwy granatowej, często tworzący rozległe ławice, przez przyczepianie się bisiorem do podwodnych przedmiotów, rogowiec bałtycki (*Macoma baltica*), o okrągło-jajowatej skorupce długości 1,5—2 cm, od wewnątrz różowej, od zewnątrz białej, sercówka jadalna (*Cardium edule*), najładniejszy nasz małż morski, o kulistawej, białej skorupce, regularnie żeberkowanej, długości 2—3 cm, oraz największy z bałtyckich małży — 6 do 8 cm długi — bardzo pospolity gatunek — małżew piaskołaz (*Mya arenaria*), przewodnie zwierzę współczesnego Bałtyku.

Zabite jednym z wyżej podanych sposobów małże konserwuje się w 4—5% roztworze formaliny lub 70% alkoholu. Dla sporządzenia zbioru muszli małży — podobnie jak w przypadku ślimaków — powinny one pochodzić z osobników żywych.

LITERATURA

1. Awierincow W. 1947. Małyj praktikum po zoologii bezspozwonocnych. „Sowietskaja nauka”, Moskwa.
2. Bagiński S. 1951. Technika histologiczna. PZWL, Warszawa.
3. Bogucki M. 1951. Nereida. PWN, Warszawa.
4. Bogucki M. 1956. Podwój. Popularne monografie zoologiczne. PWN, Warszawa.
5. Bowkiewicz J. 1947. Rak. Biblioteka przyrodnicza. PZWS, Warszawa.
6. Ciesielska Z., Pieronek B. 1964. Wybrane przykłady z zakresu preparatyki zoologicznej. Roczn. Nauk-Dydakt. WSP, nr 21, Kraków.
7. Dogiel W. 1966. Zoologia bezkręgowców. PWRiL, Warszawa.
8. Dziurzyński A. 1958. Szkolne wycieczki zoologiczne. PZWS, Warszawa.
9. Gartkiewicz S. 1928. Szczeżuja. Biblioteka biologiczna. Gebethner i Wolff, Warszawa.
10. Gieysztor M. 1952. Wirki. PWN, Warszawa.
11. Grabda E. 1952. Motylca wątrobowa. PWN, Warszawa.
12. Horn H. 1965. Kleine Futterkunde für den Aquarienfremd. Urania-Verlag, Leipzig—Jena—Berlin.
13. Jarmolińska H. 1954. Z życia wód stojących. PZWS, Warszawa.
14. Kriemieniecki K. 1953. Cwiczenia z zoologii. PWRiL, Warszawa.
15. Michajłow W. 1956. Tasiemce. Popularne monografie zoologiczne. PWN, Warszawa.
16. Mikulska I. 1953. Pająk. PWN, Warszawa.
17. Moszyński A. 1930. Dżdżownica i pijawka. Biblioteka przyrodnicza, nr 9. Gebethner i Wolff, Warszawa.
18. Moszyńska M. 1962. Skąposzczety. *Oligochaeta*. W: Katalog fauny polskiej. PWN, Warszawa, cz. XI, z. 2.
19. Niesiołowski W. 1955. Praktyczne wskazówki dla zbieraczy motyli. PWN, Warszawa.
20. Pawłowski J. 1955. Zbieranie i preparowanie owadów. PWRiL, Warszawa.
21. Pawłowski L. K. Z biologii pijawek. Biblioteczka przyrodnicza, z. 13. Książnica-Atlas, Lwów—Warszawa.
22. Pelcowa Z. 1964. Hodowla kosarzy *Phalangida*. Wszechświat, z. 5.
23. Paliński (red.) 1922. Podręcznik do zbierania i konserwowania zwierząt. Praca zbiorowa. Warszawa, z. 4.
25. Raabe Z. 1964. Zarys protozoologii. PWN, Warszawa.
26. Sembrat K. 1953. Stulbia. Popularne monografie zoologiczne. PWN, Warszawa.
27. Serafińska J. 1957. Z życia pijawek. PWN, Warszawa.

27. Simm K. 1960. Gąbki słodkowodne. PWN, Warszawa
28. Stach J. 1951. Owady bezskrzydłe (*Apterygota*). Fauna słodkowodna Polski. PWN, Warszawa.
29. Stefański W. 1959. Glista ludzka i inne nicienie. PWN, Warszawa.
30. Stojalska W. 1961. Krocionogi (*Diplopoda*) Polski. PWN, Warszawa.
31. Stresemann E. 1957. Excursionsfauna von Deutschland. Wirbellose I. Volk u. Wissen Volkseigener Verlag, Berlin.
32. Urbański J. 1957. Krajowe ślimaki i małże. PZWS, Warszawa.
33. Urbański J. 1952. Klucz do oznaczania ważniejszych krajowych skorupiaków. PZWS, Warszawa.

Барбара Перонек

КОЛЛЕКЦИОНИРОВАНИЕ, РАЗВЕДЕНИЕ И КОНСЕРВАЦИЯ БЕСПОЗВОНОЧНЫХ

Содержание

Статья по своему характеру является пособием предназначенным для биологов занимающихся дидактикой. Автор даёт указания относительно естественных мест нахождения различных беспозвоночных, разведения этих животных в лабораторных условиях и их консервации.

Статья учитывает — в систематической постановке вопросах всего встречающиеся в Польше виды представителей отдельных групп беспозвоночных.

Группы животных учитываемые автором:

- простейшие (*Protozoa*),
- губки (*Spongia*) — пресноводные,
- кишечнополостные (*Coelenterata*) — гидра, медуза,
- плоские черви (*Plathelminthes*) — турбеллярии, сосальщики, цестоды,
- круглые черви (*Aschelminthes*) — нематоды, коловратки,
- кольчатые червы (*Annelida*) — полихеты, олигохеты, пиявки,
- ракообразные (*Crustacea*) — листоногие раки, веслоногие, ракушковые, равноногие, бокоплавцы, десятиногие раки,
- паукообразные (*Arachnida*) — пауки, ложные скорпионы, сенокосцы, клещи,
- многоножки (*Myriapoda*),
- насекомые (*Hexapoda*) — первичнобескрылые, крылатые,
- моллюски (*Mollusca*) — брюхоногие, двусторчатые.

Во введении даны способы изготовления разбавления формалина и алкоголя применяемых при консервации животных.

Barbara Pieronek

THE COLLECTION, CULTURE, AND PRESERVATION OF INVERTEBRATES

Summary

The paper is of advisory character and is intended for biologists engaged in teaching. Directions are given for the search, in their natural habitats, for suitable specimens of invertebrate animals, their culture in laboratory conditions, and their preservation.

In the systematic approach, the paper deals with representative species of particular groups of Invertebrates easily obtained in Poland.

The animal groups discussed by the author include:

Unicellular Animals (*Protozoa*),
Fresh-water Sponges (*Spongia*),
Coelenterates (*Coelenterata*) — hydras, jellyfishes,
Flatworms (*Plathelminthes*) — turbellarians, flukes, tapeworms,
Aschelminthes (*Aschelminthes*) — roundworms, rotifers,
Annelids (*Annelida*) — polychaetes, earthworm, leeches,
Crustaceans (*Crustacea*) — phylloids, copepods, ostracods, isopods, amphipods,
decapods,
Arachnids (*Arachnida*) — spiders, false scorpions, harvestmen, mites,
Myriapods (*Myriapoda*)
Insects (Hexapoda) — winged and wingless,
Mollusks (*Mollusca*) — snails, bivalve mollusks.

Some methods of preparing dilutions of formalin and alcohol, used in preservation of animals, are given in the introduction.