



Jan Igor Rybak
Leszek A. Błędzki

Słodkowodne skorupiaki planktonowe



Słodkowodne skorupiaki planktonowe

Klucz do oznaczania gatunków

Jan Igor Rybak

**Zakład Hydrobiologii
Instytut Zoologii
Uniwersytet Warszawski**

Leszek A. Błędzki

**Department of Biological Sciences
Mount Holyoke College
Massachusetts, USA**



Słodkowodne skorupiaki planktonowe

Słodkowodne skorupiaki planktonowe

*Klucz ten dedykujemy naszemu przedwcześnie
zmarłemu koledze Andrzejowi Karabinowi
(1942–2004). Andrzej prowadził intensywne
badania nad zooplanktonem, poświęcił
im znaczną część swojego życia. Planował
napisanie klucza do oznaczania wioślarek.
Poczynił już pewne przygotowania, niestety
jednak nie było Mu dane zrealizowanie
tego zamierzenia.*

J. I. Rybak, L. A. Błędzki

Słodkowodne skorupiaki planktonowe

Klucz do oznaczania gatunków

Jan Igor Rybak

Zakład Hydrobiologii

Instytut Zoologii Uniwersytetu Warszawskiego

Leszek A. Błędzki

Department of Biological Sciences

Mount Holyoke College

Massachusetts, USA

CLADOCERA

COPEPODA

Cyclopoida

Calanoida

Warszawa 2010

Recenzenci

prof. dr hab. Jolanta Ejsmont-Karabin

prof. dr hab. Wojciech Jurasz

Projekt okładki

Joanna Rybak

Redaktor prowadzący

Małgorzata Yamazaki

Redakcja i korekta

Elżbieta Betlejewska

Redakcja techniczna

Zofia Kosińska

Skład i łamanie

Pracownia DTP Aneta Osipiak-Wypiór

© Copyright by Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego 2010

Rysunki © Copyright by Jan I. Rybak, Leszek A. Błędzki 2010

ISBN 978-83-235-0738-3

ISBN 978-83-235-1163-2 (Pfd)

Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego

00-497 Warszawa, ul. Nowy Świat 4

<http://www.wuw.pl>; e-mail: wuw@uw.edu.pl

Dział Handlowy: tel (0 48 22) 55 31 333

e-mail: dz.handlowy@uw.edu.pl

Księgarnia internetowa: <http://www.wuw.pl/ksiegarnia>

Wydanie I

SPIS TREŚCI

Przedmowa	7
I. Metodyka	9
II. Cladocera	17
1. Wprowadzenie	17
2. Część ogólna	23
3. Klucz dychotomiczny	41
4. Opisy gatunków w porządku alfabetycznym	79
III. Copepoda	185
1. Wprowadzenie	185
2. Część ogólna	186
IIIA. Cyclopoida	199
1. Wprowadzenie	199
2. Klucz dychotomiczny	202
3. Opisy gatunków w porządku alfabetycznym	221
IIIB. Calanoida	308
1. Wprowadzenie	308
2. Klucz dychotomiczny	310
3. Opisy gatunków w porządku alfabetycznym	326
IV. Piśmiennictwo	357

PRZEDMOWA

Przez wiele lat kariery zawodowej pracowaliśmy nad różnymi problemami badawczymi, wykorzystując jako obiekt badań wioślarki i widłonogi. Podczas identyfikacji gatunków zmuszeni byliśmy do korzystania z kluczy w różnych językach, głównie po angielsku, niemiecku, rosyjsku, francusku, czesku. Niekiedy stopień znajomości lub nieznanomości tych języków utrudniał pracę, a niepewność niektórych oznaczeń, spowodowana nie tylko trudnościami językowymi, ale przede wszystkim brakiem monografii z terenów Polski i swobodnego dostępu do literatury światowej, wywoływała naukową frustrację. Trudności te były też przyczyną słabego zainteresowania tymi grupami wśród młodszych pokoleń badaczy. Wychodząc tym problemom naprzeciw, wykorzystując również naszą fascynację skorupiakami, poświęciliśmy w ostatnich kilku latach prawie wszystkie wolne chwile na przygotowanie pierwszych polskojęzycznych kluczy, pomocnych w identyfikacji gatunków tych grup. Wykorzystaliśmy jedynie prywatne środki, bez finansowego wsparcia fundacji naukowych, mając wyłącznie poparcie Wydawcy. Choć nasze miejsca pracy są oddalone o tysiące kilometrów, a kontakt możliwy był jedynie przez łącza internetowe, nasze długoletnie doświadczenie pozwoliło podjąć to ambitne zadanie, jakim jest przygotowanie nowoczesnego klucza, łatwego w użytkowaniu, zwłaszcza dla mało doświadczonych badaczy. Założyliśmy, że jeśli to tylko będzie możliwe, w procesie oznaczania będziemy wykorzystywać pojedyncze cechy, które dobrze będą wyróżniały pewne grupy lub pojedyncze gatunki. Oznaczenie gatunku polega przede wszystkim na porównaniu wskazanych na rysunku cech budowy morfologicznej z analizowanym okazem. Metodykę zbioru i laboratoryjnego opracowania skorupiaków przedstawia rozdział I. Klucz obejmuje wszystkie występujące w polskich wodach powierzchniowych rodzaje i gatunki, które są szczegółowo opisane (z uwzględnieniem morfologii i ekologii poszczególnych gatunków) w porządku alfabetycznym w kolejnych dwóch częściach klucza (rozdz. II i III), podzielonego na Cladocera i Copepoda. Synonimy zestawione dla poszczególnych gatunków obejmują tylko te używane obecnie i w XX wieku. Pełną bibliografię synonimów oraz starsze synonimy można znaleźć w szczegółowych opracowaniach wymienionych w rozdziale IV, w którym podano cytowane oraz wybrane pozycje piśmiennictwa, pomocne w dalszych studiach nad opisanymi grupami skorupiaków, jak również przy poszukiwaniu informacji niezbędnych do opisu nowych, nienotowanych dotąd w Polsce gatunków. Aby ułatwić korzystanie z przytoczonego piśmiennictwa, podzielono je na część związaną z Cladocera i z Copepoda.

Wszystkie rysunki są oryginalne, z wyjątkiem rysunków gatunków oznaczonych: (nie oryg.). Rysunki tych gatunków są kompilacją rysunków danego gatunku z różnych publikacji, wymienionych w rozdziale IV Piśmiennictwo.

Uporządkowanie wyższych jednostek taksonomicznych w obrębie „bezkręgowców”¹ jest od kilkudziesięciu lat zmieniane i wciąż jeszcze niedopracowane. Z tego względu taksonomiczne zaszeregowanie Cladocera i Copepoda oraz Crustacea (skorupiaki), do których te grupy należą, co jakiś czas ulega zmianie. Ostatecznie powinny wyjaśnić to badania filogenetyczne, wykorzystujące porównawcze badania DNA. Taksonomia zaczyna przeżywać dzisiaj renesans, ponieważ można stosować w procesie oznaczania najnowsze techniki biologii molekularnej, jednakże istnieje też bogato udokumentowana literatura, przytaczająca opinie i przykłady publikowane w najlepszych czasopismach naukowych (np. Gotelli, 2004), świadcząca o tym, że podejście molekularne do taksonomii i tradycyjna metoda morfometryczna są podejściami komplementarnymi. Jednocześnie ekologdy pracujący w terenie koniecznie muszą mieć do dyspozycji podręczne klucze (morfometryczne) pozwalające na szybkie (często w warunkach terenowych) oznaczenie gatunku.

Tytuł tej pracy *Śłodkowodne skorupiaki planktonowe*, podkreśla ekologiczne powiązania istniejące pomiędzy Cladocera, Cyclopoida i Calanoida, jak też to, że większość gatunków przynależna do tych grup przez część swojego życia wchodzi w skład planktonu. Z tego powodu uwzględniliśmy wszystkie gatunki słodkowodne z tych grup, występujące lub mogące wystąpić na terenie Polski.

Jesteśmy wdzięczni naszym rodzinom za cierpliwość, wyrozumiałość i podtrzymywanie na duchu w chwilach zwątpienia. Specjalne podziękowania należą się Jadwidze Rybak za cierpliwe wychwytywanie naszych błędów i drobiazgową korektę tekstu. Na szczęście tylko jedna z naszych żon poprawiała klucz, w przeciwnym razie nigdy nie ujrzałby on światła dziennego, a autorzy do końca życia korygowaliby znalezione nieścisłości językowe i wygładzali tekst. Pozostałe po tej korekcie błędy są wyłączną winą autorów.

Będziemy wdzięczni za rzeczową krytykę, która nie tylko udoskonali nasz warsztat badawczy, ale przyczyni się do lepszego poznania skorupiaków planktonowych oraz umożliwi postęp w dziedzinach wykorzystujących tę grupę zwierząt w badaniach naukowych.

¹ Najnowsza filogenetyczna klasyfikacja (Lecointre i Le Guyader, 2006) organizmów żywych oparta wyłącznie na ewolucyjnym pokrewieństwie i analitycznej metodzie kladystycznej wyeliminowała wiele nonsensownych grup (i nazw), między innymi „bezkęgowce”.

I. METODYKA

Metody zbioru skorupiaków planktonowych są zależne od biotopu, w którym te organizmy występują. Planktonowe wioślarki i widłonogi można zebrać filtrując wodę przez siatkę planktonową, a w przypadku badań ilościowych stosuje się czerpacze wody, wycinające niezaburzony słup wody o znanej objętości. W Polsce najczęściej stosowane są 5-litrowe czerpacze samozamykające się, na przykład typu Patalasa (Patalas, 1954) lub zamykane za pomocą ciężarka (pośląńca) opuszczanego po linie, na przykład czerpacz typu Bernatowicza (Bernatowicz, 1953). Ostatnio coraz powszechniej stosowany jest czerpacz wody typu Limnos, trwały, bardzo prosty i łatwy w użyciu. Mniej znane są u nas czerpacze Van-Dorna i Schindlera-Patalasa używane głównie w Ameryce.

W pelagialu jeziornym do badań ilościowych można stosować również specjalnie skonstruowaną siatkę planktonową o średnicy oczek około 100 μm (dla połowu Chydoridae i młodocianych form Copepoda – 50 μm), zaopatrzoną w ścięty stożek z gęstego materiału umocowany przed szerokim otworem wlotowym siatki. Otwór górny stożka (wlotowy) musi mieć mniejszą średnicę niż jego podstawa. Siatkę należy ciągnąć z prędkością około 0,5 m na sekundę. Pozwala to na złapanie nawet szybko pływających osobników (*Leptodora*, dorosłe formy Copepoda), a ponadto wspomniany stożek uniemożliwia tworzenie się „wału wodnego” na wlocie siatki i wypłukanie na zewnątrz materiału już pobranego. W przypadku szybszego ciągnięcia siatki woda nie zdąży się przesączyć przez gazę i wskutek zwiększającego się podciśnienia będzie płynęła ze środka siatki do jej wlotu, wypłukując zebrane już wcześniej osobniki.

Należy pamiętać, że w wielu zbiornikach w pewnych okresach powstają formy przetrwalne skorupiaków planktonowych: jaja (*ephippium* u wioślarek) lub osobniki w stanie diapauzy (widłonogi). Mogą one znajdować się w 20–30-centymetrowej warstwie przydennej (najczęściej pomijanej w trakcie zbioru próbek) lub w osadach dennych, niekiedy na znacznych głębokościach. Formy takie można zebrać za pomocą chwytaczy dna (np. rurowym chwytaczem dna typu Kajaka).

W strefie przybrzeżnej (w litoralu) nie zawsze można stosować metody takie jak w pelagialu. W strefach gęsto porośniętych przez makrofity zanurzone użycie czerpaczy wody do badań ilościowych nie zawsze jest możliwe. Stosuje się więc tutaj inne metody połowu (Kornijów, 1987; Paterson, 1993). Skuteczną i łatwą metodą jest wycięcie słupa wody przez rurę ze szkła organicznego (pleksi), o różnej długości (w zależności od głębokości wody), o średnicy około 7–8 cm, zakończoną lejkiem z dużą liczbą otworów, przez które łatwo będzie przechodzić woda podczas opuszczania rury do wody. Lejek ułatwia przeciskanie się rury między gęstymi liśćmi i łodygami makrofity zanurzonych. Górny otwór rury po zanurzeniu szczelnie zatyka się pod wodą korkiem. Stworzone w ten spo-

sób podciśnienie zapobiega wylewaniu się wody podczas wynurzania rury. W matach glonów nitkowatych, w których mogą występować w ogromnych ilościach pewne grupy wioślarek i widłonogów, oraz wśród gęstych skupisk makrofitytów zanurzonych można stosować chwytacz składający się z dwóch sprzęgniętych podwójnych pierścieni z siatką planktonową, rozchylanych i zamykanych za pomocą mechanizmu nożycowego (nożyce norymberskie) (Czernik i Rybak, 1995).

Ze środowisk interstycjalnych w piaszczystej strefie przybrzeżnej ilościowe próbki pobiera się za pomocą rury ze szkła organicznego (długość około 16–20 cm, średnica 7–8 cm). Rurę należy wcisnąć w dno (nie zaburzając naturalnej struktury dna), pobierając warstwę piasku około 6–8 cm miąższości oraz warstwę wody naddennej, a następnie zatkać szczelnie korkiem górny otwór rury, podnieść rurę do góry tak, aby dolny otwór znalazł się ponad powierzchnią osadów (osad nie wypada z rury na skutek powstałego podciśnienia) i zatkać pod wodą korkiem dolny otwór. W laboratorium zlewa się wodę znad osadu wraz z mniej więcej 1–3-centymetrową warstwą piasku w celu wykonania analizy składu i liczebności wioślarek w próbce.

Do badań jakościowych w torfowiskach i w wilgotnym piasku można stosować metodę polegającą na wykopaniu dołka o głębokości 30–50 cm lub wbiciu około 50 cm długości rurki ze szkła organicznego o średnicy około 3–5 cm, zaczopowanej na dole, z nawierconymi otworkami (o średnicy 0,5 cm) na ściankach. Przez te otworki do wnętrza rurki wcieka woda wraz z organizmami. Następnie wodę należy wypompować z rurki i przecedzić przez siatkę planktonową.

W badaniach ilościowych zawsze należy mieć na uwadze problem reprezentatywności próbek – na ile liczba pobranych próbek odzwierciedla prawdziwą liczebność i rozmieszczenie organizmów w zbiorniku wodnym. Uważa się, że tylko małe, kilkumililitrowe próbki wykażą statystyczny rozrzut Poissona, a bardzo duże, sięgające dziesiątków metrów sześciennych wykażą rozrzut normalny (Gaussa). Pobierając próbki ilościowe, należy więc oscylować między tymi granicami, zachowując też równowagę w ilości przecedzonej wody ze stanowisk pelagialnych i litoralowych. Często badacze zooplanktonu pobierają ze stanowisk pelagialnych 10-litrowe próbki, co 1 metr od powierzchni do dna (co przy głębokości 10 metrów daje próbkę zagęszczoną ze 100 litrów), a w litoralu – jedynie próbkę 10-litrową, nie zachowując właściwej proporcji w poborze próbek z tych odmiennych środowisk. Powszechnie stosowana zasada badań ilościowych, czyli tak zwana pseudoreplikacja, to znaczy pobieranie podpróbek zamiast powtórzeń, jest metodą bardzo niedoskonałą, co szczegółowo opisuje Hurlbert (1984).

Z innych metod pozyskiwania skorupiaków planktonowych wymienić można technikę Szlauera (Szlaue, 1963), polegającą na zainstalowaniu zestawu pułapek Pieczyńskiego utworzonych z lejków prowadzących do słoików (Pieczyński, 1961). Uzyskane tą metodą wyniki mogą posłużyć do charakterystyki składu gatunkowego i do oceny ruchliwości poszczególnych gatunków skorupiaków planktonowych. Można w tym celu wykorzystać również fototaksję dodatnią skorupiaków, instalując na dnie pułapki punktowe źródło światła (Rybak, 1996).

W nietypowych biotopach, szczególnie w takich, w których pobranie próbki wody do badań jest niemożliwe (środowiska wilgotne), zbiór dokonywany jest niekiedy z użyciem mokrego pędzelka lub przez przemywanie mchu lub liści.

W laboratorium z próbek zawierających bardzo dużo detrytusów odseparowania zło-wionych okazów można dokonać metodą flotacji. Polega ona na tym, że pobraną próbkę zalewa się roztworem cukru o dużym stężeniu, co powoduje wypłynięcie organizmów na powierzchnię. Natomiast wyłowienie okazów spośród roślinności wymaga umieszczenia próbki w kuwecie, oświetlenie jej z jednej strony lampą i, wykorzystując dodatnią fototaksję tej grupy zwierząt, zwabienia zwierząt w dowolne miejsce na kuwecie. Stosując oświetlenie o różnej barwie, można łowić różne gatunki wioślarek. W celu złapania żywego widłonoga lub wioślarki pływającej w szalce lub w porcelanowej kuwecie można wykorzystać szok elektryczny. Używając słabego źródła prądu (np. zasilacza do kalkulatorów), neutralny, niezaizolowany przewód umieszcza się w wodzie wokół wewnętrznej ścianki szalki, a przewód z fazą na graficie ołówka. Gdy przewód z grafitem zbliży się do osobnika, ten zostanie na kilka minut sparaliżowany. Można go wówczas wyłowić pipetą lub pęsetą. Poleca się używać pęsety, ponieważ podczas przenoszenia pipetą okaz przylepia się niekiedy do wewnętrznej ścianki. Pęsetę można też zaostrić tak, aby końce były cieńsze, bardziej zastrzone i lekko elastyczne, co zapobiega nadmiernemu ściśnięciu lub uszkodzeniu przenoszonego okazu. Gdy prowadzone badania wymagają narkotyzacji, można dodać do próbki wodę nasyconą CO_2 (woda sodowa) w proporcji 1 : 20. Na efekt należy poczekać dwie minuty. Do narkotyzacji można też zastosować rozkruszone tabletki Alka-Seltzer, chloroform lub alkohol metylowy. Narkotyzacja chroni przed utratą jaj i embri-
onów, wypróżnieniem przewodu pokarmowego czy zniekształceniem ciała.

Po zbiorze dobrze jest podzielić próbki na dwie części, jedną należy opracować na żywo, a drugą utrwalić 2–4% roztworem formaliny² z cukrem (40 g cukru na 1 dm³), co chroni przed zniekształceniem osobników oraz utratą jaj i embri-
onów z komory łęgowej wioślarek. Do utrwalenia próbek można też stosować 70% alkohol etylowy. Jeżeli planuje się przeprowadzenie badania DNA, utrwalanie alkoholem (etanol, izopropanol) jest bezwzględnie wymagane, dopuszczalne jest też gwałtowne zamrożenie. W celu dłuższego przechowywania próbek po kilku dniach utrwalaony materiał powinno się umieścić w roztworze etanolu, formaliny i gliceryny w proporcji 7 : 2 : 1. Gliceryna zapobiega wyschnięciu próbki, pomaga zachować barwę okazów oraz zapobiega stwardnieniu osobników, powodowanemu zazwyczaj przez formalinę. Innym rekomendowanym roztworem stosowanym do przechowywania skorupiaków jest mieszanina formaliny, alkoholu absolutnego, gliceryny, wody destylowanej i lodowatego kwasu octowego w proporcji 1 : 2 : 1 : 10 : śladowe ilości.

Wyschnięte osobniki można próbować regenerować, stosując roztwór 0,25–0,5% $\text{Na}_3\text{PO}_4 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$ (0,25–0,50 g na 1 dm³ wody destylowanej). Wyschnięte okazy należy umieścić w tym roztworze, podgrzać do momentu wrzenia i pozostawić do ostygnięcia na 10–20 minut. Stosowanie kwasu mlekowego, KOH, Na_2CO_3 lub mieszaniny gliceryny z wodą również daje niezłe rezultaty, jednakże może powodować czasami uszkodzenie ciała okazów.

² Formalina jest substancją żrącą, silnie trującą, a wchłania się też przez skórę.

Przed przystąpieniem do preparowania lub przygotowania preparatu osobnika należy oczyścić, na przykład przez wielokrotne zasysanie i wypompowywanie okazu i wody do i z pipety. Dobrze oczyszcza również glicerol lub kwas mlekowy. Jednakże po dłuższym czasie przechowywania próbki kwas mlekowy zmiękcza tkanki i może spowodować rozpad osobnika na części. Niektóre substancje dodawane do próbek, na przykład środki czyszczące i prześwietlające są hipertoniczne i mogą spowodować zapadnięcie się osobnika do środka po nagłej utracie płynów wewnętrznych, dlatego należy wcześniej nakłuć preparowany okaz igłą lub zanurzyć go w 50% roztworze użytego środka, zanim przeniesie się okaz do środka nierozcieńczonego. Aby uniknąć przemieszczenia się wypreparowanych fragmentów osobnika podczas przykrywania szkiełkiem nakrywkowym, należy odczekać, aż środek stanie się lepki, kleisty. Należy też zaznaczyć pozycje preparowanych elementów na etykietce preparatu. Nakrywając preparat szkiełkiem nakrywkowym, dobrze jest umieścić kawałki pokruszonego szkła lub plasteliny w narożnikach, co chroni okaz przed zgnieceniem, lub umieścić go na szkiełku podstawowym z łezką.

Jeżeli okazy wymagają barwienia, dobre rezultaty daje, w przypadku już utrwalo-nych próbek lub najlepiej w trakcie utrwalania, stosowanie 1% roztworu różu bengalskiego (10 g barwnika w 1 dm³ 10% formaliny).

Do wykonania preparatów trwałych stosuje się różne odczynniki. Dobrym środkiem jest czysta gliceryna lub Euparal, dający możliwość rozpuszczenia w 95% etanolu nawet po długim okresie przechowywania. Popularnie stosuje się balsam kanadyjski, który może być rozpuszczany w ksylenie lub chloroformie, ale środek ten z czasem mocno ciemnieje. Jak dotąd najlepszym środkiem jest poliwinyl-laktofenol. Prostą metodą przygotowania stałego preparatu jest utwalenie okazu w kropli wody z niewielkim dodatkiem formaliny. Kroplę wody z okazem, znajdującą się na szkiełku podstawowym, należy przykryć szkiełkiem nakrywkowym, na którego rogach umieszcza się niewielkie ilości plasteliny. Po przykryciu szkiełkiem nakrywkowym kropla nie powinna się rozlać pod powierzchnią szkła. W wolne miejsca pomiędzy kroplą wody z okazem a brzegiem szkła nakrywkowego należy wpuścić rozpuszczoną (przez podgrzanie) parafinę. Po zakrzepnięciu parafiny brzegi szkła powinno się otoczyć balsamem kanadyjskim. Do kilkutygodniowego przechowywania okazu można użyć 30–50% roztworu gliceryny, co skutecznie zapobiega wysuszeniu.

Obserwacje za pomocą najnowszych elektronowych mikroskopów skaningowych (SEM) nie wymagają specjalnego przygotowania okazu, umożliwiając nawet obserwację unieruchomionego żywego osobnika. Okaz jest oświetlany wiązką elektronów emitowaną ze źródła, która po odbiciu się od okazu wędruje do ekranu. Pozwala to na prowadzenie obserwacji ze znacznie większą rozdzielczością, niż umożliwiają to najlepsze nawet mikroskopy świetlne. Starsze SEM wymagają przepłukania okazu w roztworze detergentu (jedna kropla w 100 ml wody destylowanej). Po 30 minutach okaz powinien być płukany trzykrotnie w wodzie destylowanej przez pięć minut i przeprowadzany przez serię roztworów acetonu o wzrastającym stężeniu (30%, 50%, 70%, 80%, 95%, 100%), w celu odwodnienia. Okaz może też być oczyszczony 25% roztworem HCl przez podgrzanie do 93°C.

Proces oznaczania osobnika do gatunku zaczyna się od przeniesienia okazu za pomocą zaostrej pęsety, zakrzywionej igły lub sztywnego włosa (np. końskiego) do kropli gliceryny zmieszanej z alkoholem (10% gliceryny, 90% etanolu). Okaz powinien być pozostawiony w tym roztworze do czasu wyparowania etanolu. Wiele elementów ciała jest dobrze widocznych bez ich preparowania. W przypadku konieczności preparowania (odnóży, postabdomenu i in.) dobrym środkiem okazuje się czysta gliceryna. Osobnika nie należy przykrywać szkiełkiem nakrywkowym, aby można było manipulować okazem. Aby wypreparować żądaną część ciała, należy przygotowanego wcześniej osobnika ułożyć pod mikroskopem stereoskopowym (binokulem) na szkiełku przedmiotowym, w bardzo małej ilości roztworu gliceryny i etanolu, w przypadku widłonogów stroną brzuszną do góry.

Do preparowania najlepiej użyć bardzo cienkich igieł entomologicznych – minucji lub drutu wolframowego o średnicy 0,2–0,5 mm, zaostrego przez podłączenie do 6-woltowego źródła prądu i zanurzenie go w 3–10% roztworze KOH lub NaOH (Brady, 1964). Drut wolframowy powinien zostać podłączony jako katoda umieszczona po jednej stronie zlewki w uchwycie pozwalającym na regulowanie głębokości zanurzenia drutu, który co kilka minut należy minimalnie podciągać do góry, tak aby jego końcówka jak najdłużej była zanurzona w roztworze, co spowoduje jej zaostrenie. Na obrzeżach zlewki po przeciwnej stronie do katody trzeba umieścić miedziany drut stanowiący anodę. Anodę i katodę podłącza się kabelkiem do źródła prądu, np. do zasilacza do kalkulatorów. Zlewkę najlepiej przykryć wykorzystując plastikową szalkę z pleksiglasu i postawić w dygestorium, bo temperatura roztworu będzie się podwyższać.

Jedną z przygotowanych igieł preparacyjnych należy przytrzymać osobnika, a drugą igłą manipulować tak, aby odsłonić lub oddzielić preparowaną część ciała. W przypadku widłonogów najczęściej jest konieczne odsłonięcie piątej pary odnóży tułowiowych, zwykle przykrytej przez odnóża pływne. W tym celu, za pomocą igły preparacyjnej należy przytrzymać osobnika w środkowej części tułowia, a drugą igłą przełożyć ku przodowi ciała ułożone w kierunku furki odnóża pływne, odsłaniając w ten sposób piąty segment tułowia. Następnie należy oderwać odwłok wraz z piątym segmentem tułowia od reszty ciała. Przy większej wprawie można ułożyć widłonoga na boku i cienką igłą odrywać po kolei odnóża pływne, wówczas piąta para odnóży będzie doskonale widoczna bez odrywania odwłoka. Po przykryciu tak spreparowanego okazu szkiełkiem nakrywkowym można przenieść preparat pod mikroskop. Wówczas okaz i wypreparowane elementy są zwykle dobrze widoczne pod powiększeniem obiektywu 20× i 40×. Do badań najlepiej posłużyć się mikroskopem z obiektywami o długiej ogniskowej, co w anglojęzycznej literaturze technicznej jest określane jako *long working distance*. Pozwoli to na swobodne operowanie igłą preparacyjną pod mikroskopem (należy jednak pamiętać, że mamy wtedy do czynienia z obrazem odwróconym), bez potrzeby przenoszenia preparatu pod mikroskop stereoskopowy.

Proces oznaczania często wymaga dokonywania pomiarów zarówno wielkości ciała, jak i poszczególnych jego części lub ich proporcji. Pomiary długości i szerokości (zob. rys. 9 na s. 40 i rys. 133 na s. 198) przeprowadza się za pomocą wycechowanej podziałki okularu mikroskopowego (mikrometru). Obecnie stosowane coraz powszechniej tech-

niki cyfrowej analizy obrazu mikroskopowego umożliwiają wszechstronne pomiary długości czy powierzchni, zwiększając możliwości badań biometrycznych. Nadaje się do tego na przykład program komputerowy *SigmaScan Pro* lub *ImageJ* (<http://rsb.info.nih.gov/ij/>), darmowy program dostępny przez Internet. Należy jednakże pamiętać, że trójwymiarowy okaz nie może być zredukowany wyłącznie do obserwacji od strony grzbieto-brzuszej lub bocznej. Coraz powszechniejsze w użyciu są też kolorowe kamery do zdjęć cyfrowych, zamontowane na binokularze lub mikroskopie i połączone z komputerem, wyposażonym w program do wykonywania zdjęć cyfrowych. Dodatkowym, choć droższym urządzeniem jest *z-stepper*, umożliwiający tak zwany automontaż współpracujący z programem komputerowym *Auto-Montage*. Jest to urządzenie zakładane na śrubę mikrometryczną mikroskopu i sterowane komputerem. Urządzenie to pozwala na automatyczne uzyskanie serii kilkudziesięciu zdjęć okazu, zmieniając przy każdym zdjęciu ostrość, tak że na kolejnych zdjęciach zawsze inna część jego ciała znajduje się w polu o największej ostrości. Następnie program komputerowy zestawia z kilkudziesięciu ostrych fragmentów zdjęć pełne ostre zdjęcie całego okazu.

Niezastąpione są też jak dotąd rysunki, które najlepiej wykonywać z zastosowaniem urządzeń rysunkowych (*camera lucida*), zakładanych na mikroskop lub binokular. Często do interpretacji uzyskanych wyników konieczna jest znajomość masy ciała badanych organizmów. Najprostszą metodą jest zważenie osobnika na bardzo czułej wadze lub ocena świeżej masy ciała przez pomiar ilości wody wypchniętej przez osobnika (przy założeniu, że masa ciała jest równa masie wody). Najczęściej jednak stosowana jest metoda wyliczeniowa z pomiarów długości ciała wg metody opisanej u Dumonta i in. (1975) i Bottrella i in. (1976). Metoda ta polega na wykorzystaniu równań regresji opisujących zależności suchej lub mokrej masy ciała od długości ciała osobników danego gatunku lub rodzaju. Wówczas gdy dysponuje się pomiarami długości osobników, oblicza się ich suchą lub mokrą masę ze wzorów regresji.

Techniki molekularne nie są jeszcze powszechnie stosowane w taksonomii. Technika PCR (*Polymerase Chain Reaction*), namnażająca fragmenty DNA w postępie geometrycznym, stosowana do badania jądrowego lub mitochondrialnego DNA rozwija się w ostatnich latach bardzo intensywnie i w niedalekiej przyszłości systematyka nie tylko wioślarek i widłonogów będzie oparta na jednoczesnym opisie morfologicznym i molekularnym. Ta metoda pozwala na podstawie różnic i podobieństw sekwencji segmentów DNA wnioskować o podobieństwie gatunków. Rozróżnienia gatunków można dokonać również na podstawie zmienności enzymów (allozymów) różniących się składem aminokwasów – enzymy pochodzące od różnych gatunków różnią się ładunkiem elektrycznym, a więc w polu elektrycznym będą przemieszczać się z różną prędkością. Opis metody analizy allozymów wioślarek (jak również niektóre protokoły analizy DNA) jest dostępny na stronie internetowej Cladoceran Website Uniwersytetu Guelph w Kanadzie (<http://www.cladocera.uoguelph.ca/>).

Techniki i inne informacje dotyczące widłonogów można znaleźć na stronie internetowej Międzynarodowego Towarzystwa Kopepodologów – World Association of Copepodologists (<http://www.copepoda.uconn.edu>) oraz na stronie The World of Copepods należącej do Muzeum Przyrodniczego Instytutu Smithsonian w Waszyngtonie – Smi-

thsonian Institution, The National Museum of Natural History (<http://invertebrates.si.edu/copepod/>), gdzie dostępna jest także baza bibliograficzna widłonogów.

Gatunki uważane za rzadkie czy nowe powinny być skonsultowane ze specjalistą, a okazy po ich opisanu zdeponowane w muzeum przyrodniczym. Opis nowych gatunków powinien być zgodny z Międzynarodową Nomenklaturą Zoologiczną (International Commission on Zoological Nomenclature) (<http://www.iczn.org/iczn/index.jsp>). Okazy mogą być zdeponowane jako preparaty mikroskopowe lub we fiolkach z płynem konserwującym.

Hodowla wioślarek jest na ogół prosta. Hoduje się je w niewielkich naczyniach takich jak szalki, erlenmayerki lub w innych nie większych niż jednolitrowych pojemnikach. Jako pokarmu użyć można glonów, pierwotniaków, karmy dla ryb. Przynajmniej raz na tydzień woda w naczyniu hodowlanym powinna zostać zmieniona.

Poniższy opis przedstawia laboratoryjną metodę masowej hodowli *Daphnia* (Łakota, 1963):

Temperatura pokojowa 20–26 °C, słój lub krystalizator o pojemności 3–5 dm³.

Pożywka:

- 2 g kału bydlęcego,
- 0,1 g drożdży,
- 0,5 ml mleka krowiego,
- 1 dm³ wody.

Należy utrzymać pH hodowli w granicach 6,5–8,0, ponieważ wyższa lub niższa wartość może być toksyczna dla rozwielitek. Odczekać tydzień, aż środek przefermentuje, i umieścić w krystalizatorze 200 rozwielitek. Z jednego krystalizatora można otrzymać kilkaset jednorodnych rozwielitek dziennie. Co tydzień należy dodać do hodowli nieco nowej pożywki. Przygotowując nowy środek, aby zyskać na czasie i przyspieszyć dojrzewanie pożywki, zaszczepia się ją małą ilością starej pożywki, a następnie dodaje się 100 osobników rozwielitek. Aby utrzymać ciągłą i dużą produkcję, co tydzień należy rozpoczynać nową hodowlę. Stałą temperaturę można utrzymać stosując lampy do nagrzewania.

Hodowla widłonogów początkowo przysparzała dużo trudności i większe sukcesy odniesiono dopiero w latach 60. ubiegłego stulecia. Obecnie hodowla widłonogów jest stosunkowo prosta. Hoduje się je, podobnie jak wioślarki, w niewielkich naczyniach, a najlepiej na szalkach. Jako pokarmu można użyć glonów, pierwotniaków, karmy dla ryb. Przynajmniej raz na tydzień woda w naczyniu hodowlanym powinna zostać zmieniona. Szczegółową literaturę opisującą hodowlę widłonogów zestawili Mauchline (1998).

Szczątki fosylne wioślarek (karapaksy, tarczki głowowe, postabdomeny oraz *ephippia*) są liczne w osadach dennych zbiorników wodnych. W większości przypadków można na ich podstawie zidentyfikować, do jakiego gatunku należały. Charakter występującego w jeziorze zbiorowiska wioślarek wynika bezpośrednio z otaczającego je środowiska. Z tego względu relatywna liczebność szczątków reprezentująca gatunki, rodzaje lub rodziny może być użyta do rekonstrukcji oryginalnej populacji żyjącej w odległych czasach, tj. od kilku lat wstecz aż do chwili powstania jeziora przed 10–12 tysiącami lat, jak też na rekonstrukcję warunków środowiskowych panujących w okresie odpowiadającym danemu zbiorowisku. Makrofosylne szczątki Cladocera służą też do odtworzenia

wpływu człowieka na jeziora (acydyfikacja, zmiany poziomu wody), jak też do określenia charakteru środowiska w odległych czasach.

Bogato ilustrowany przegląd fosylnych szczątków wioślarek oraz opis metod badań przedstawiono w atlasie Szeroczyńskiej i Sarmaja-Korjonen (2007).

Zmodyfikowany protokół badawczy (Frey, 1986) pozwala na analizę wszystkich rodzajów szczątków Cladocera. Osady denne pobiera się za pomocą ściętej strzykawki lekarskiej o pojemności 5 cm³.

1. Próbkę osadów (1 cm³) umieszcza się w zlewce o pojemności 100 ml i zakrapla 5–10% HCl, aby wykryć obecność węglanów. Jeżeli są obecne, kwas będzie się pienił – wówczas zalewa się osad 10% HCl, podgrzewa do 60–75°C przez 10 minut, odwirowuje z prędkością 1200–1500 obrotów na minutę, przemywa wodą destylowaną i ponownie odwirowuje. Jeżeli węglany są nieobecne, przystępuje się do punktu 2.

2. Próbkę zalewa się 10 ml 10% KOH i podgrzewa przez 30 minut do temperatury 60–75°C (unikając wrzenia), delikatnie mieszając. Powinna nastąpić deflokulacja, rozbić i rozpuszczenie grudek detrytus, co można sprawdzić pod mikroskopem, pobierając kilka kropli na szkiełko podstawowe, w razie potrzeby wydłużyć czas podgrzewania próbki.

3. Próbkę przesiewa się przez sito o średnicy oczek 15 µm, zatrzymujące wszystkie szczątki wioślarek. Szczątki przemywa się wodą, odwirowuje z prędkością 1200–1500 obrotów na minutę, przemywa wodą destylowaną, odwirowuje ponownie i przenosi do objętości 10 ml wody z dodatkiem kilku kropli gliceryny i formaliny lub umieszcza się w 70% alkoholu z dodatkiem kilku kropli gliceryny (przeciwdziała to wyschnięciu).

4. Jedną kroplę (0,02 ml) przenosi się na szkiełko podstawowe i przykrywa szkiełkiem nakrywkowym. Liczyć i oznaczyć należy co najmniej 200–300 szczątków, co najczęściej wymaga przeliczenia kilku preparatów. Przeliczając szczątki na liczbę osobników, należy pamiętać, że na jednego osobnika przypadają dwie skorupki karapaksu i jedna tarczka głowowa.

Szczątki fosylne widłonogów słabo się zachowują w osadach dennych i są rzadko znajdowane, mimo że jest to bardzo stara grupa skorupiaków. Najczęściej zachowują się szczątki spermatoforów i worków jajowych, pochodzących z okresu ostatnich 10 000–12 000 lat. Dane paleologiczne wskazują, że śródlądowa fauna widłonogów była bardzo bogata już w trzeciorzędzie (Dussart i Defaye, 2001).

II. CLADOCERA

1. Wprowadzenie

Niniejsze opracowanie dotyczy słodkowodnych wioślarek Cladocera, żyjących w wodach powierzchniowych naszego kraju. Składa się z czterech części, z których pierwsza przedstawia informacje ogólne i listę gatunków opisanych w kluczu w układzie systematycznym. Za listą gatunków podano listę najczęściej stosowanych synonimów, uwzględniającą najnowsze tendencje w systematyce wioślarek. Druga część zawiera ogólne informacje o budowie i biologii tej grupy zwierząt. Część trzecia stanowi klasyczny klucz dychotomiczny, oparty na podstawowych, najczęściej pojedynczych, cechach morfologicznych dorosłych form wioślarek. Oznaczenie gatunku polega przede wszystkim na porównaniu wskazanych na rysunku cech budowy morfologicznej z analizowanym okazem. Klucz obejmuje wszystkie występujące w wodach powierzchniowych w Polsce rodzaje i gatunki (na świecie znanych jest około 600 gatunków, w Europie 208, w Polsce 99). Ponadto w kluczu uwzględniono 14 gatunków niepodawanych z Polski (oznaczonych gwiazdką), których występowanie jest wysoce prawdopodobne, ponieważ gatunki te notowane były na terenach przyległych do Polski.

W czwartej części, w układzie alfabetycznym, szczegółowo zostały opisane te gatunki wioślarek, które uwzględniono w kluczu. Pod uwagę wzięto ich najważniejsze cechy morfologiczne, biologię i ekologię. Cytowaną literaturę oraz wybrane pozycje piśmiennictwa pomocne w dalszych studiach nad wioślarkami podano w rozdziale IV.

Gatunki opisane w kluczu:

Typ Arthropoda

Podtyp Crustacea Lamarck, 1801

Gromada (Branchiopoda Latreille, 1817)

Nadrząd Cladocera Milne-Edwards, 1940

Rząd Haplopoda G. O. Sars, 1865

Rodzina Leptodoridae Lilljeborg, 1861

Rodzaj *Leptodora* Lilljeborg, 1861

L. kindtii (Focke, 1844)

Rząd Ctenopoda G. O. Sars, 1865

Rodzina Sidae Baird, 1850 (emend.¹ G. O. Sars, 1865)

Rodzaj *Sida* Straus, 1820

S. crystallina (O. F. Müller, 1776)

¹ *Emendatio* (łac.) – zmiana, poprawka.

Rodzaj *Latona* Straus, 1820*L. setifera* (O. F. Müller, 1776)Rodzaj *Limnosida* G. O. Sars, 1862*L. frontosa* G. O. Sars, 1862*Rodzaj *Diaphanosoma* Fischer, 1850*D. brachyurum* (Liévin, 1848)*D. chankensis* Ueno, 1939**D. lacustris* Kořinek, 1981**D. mongolianum* Ueno, 1938**D. orghidani* Negrea, 1982***Rodzina Holopediidae G. O. Sars, 1865**Rodzaj *Holopedium* Zaddach, 1855*H. gibberum* Zaddach, 1855**Rząd Anomopoda G. O. Sars, 1865****Rodzina Daphniidae Straus, 1820 (emend. Schoedler, 1858)****Podrodzina Daphniinae Flößner, 2000**Rodzaj *Ceriodaphnia* Dana, 1853*C. dubia* Richard, 1894*C. laticaudata* P. E. Müller, 1867*C. megops* G. O. Sars, 1862*C. pulchella* G. O. Sars, 1862*C. quadrangula* (O. F. Müller, 1785)*C. reticulata* (Jurine, 1820)*C. rotunda* G. O. Sars, 1862*C. setosa* Matile, 1890Rodzaj *Daphnia* O. F. Müller, 1785Podrodzaj *Ctenodaphnia* Dybowski i Grochowski, 1895*D. (C.) atkinsoni* Baird, 1859*D. (C.) magna* Straus, 1820*D. (C.) similis* Claus, 1876*Podrodzaj *Daphnia* s. str. O. F. Müller, 1785²*D. (D.) ambigua* Scourfield, 1947*D. (D.) cristata* G. O. Sars, 1861*D. (D.) cucullata* G. O. Sars, 1862*D. (D.) curvirostris* Eylmann, 1887**D. (D.) galeata* G. O. Sars, 1864

* Możliwe występowanie w Polsce.

² Podrodzaj ten obejmuje dwa podrodzaje (*Daphnia* i *Hyalodaphnia*) rozróżniane w starszych opracowaniach. Podrodzaj *Hyalodaphnia* został wyróżniony ze względu na brak przyoczka i obecność delikatnego przezroczystego pancerzyka, jednakże później zaczęto dodawać do tego podrodzaju gatunki, które mają przyoczko, tak więc ta cecha przestała różnić te podrodzaje. Za jego utrzymaniem przemawiają dane porównawcze DNA, jednak brak szczegółowej rewizji, rozstrzygającej przynależność poszczególnych gatunków do obu podrodzajów nakazuje czekać z ich rozdziałem do czasu powstania takiego opracowania.

D. (D.) hyalina Leydig, 1860

D. (D.) longiremis G. O. Sars, 1861

D. (D.) longispina (O. F. Müller, 1776)

D. (D.) obtusa Kurz, 1875*

D. (D.) parvula Fordyce, 1901*

D. (D.) pulex Leydig, 1860

D. (D.) pulicaria Forbes, 1893

Rodzaj *Simocephalus* Schoedler, 1858

Podrodzaj *Aquipiculus* Orlova-Bienkovskaja, 1995

S. (A.) lusaticus Herr, 1917

Podrodzaj (*Coronocephalus*) Orlova-Bienkovskaja, 1995

S. (C.) serrulatus (Koch, 1841)

Podrodzaj (*Echinocaudus*) Orlova-Bienkovskaja, 1998

S. (E.) congener (Koch, 1841)

S. (E.) exspinosus (De Geer, 1778)

Podrodzaj *Simocephalus* s. str. Schoedler, 1858 (emend. Orlova-Bienkovskaja, 1998)

S. (S.) vetulus (O. F. Müller, 1776)

Podrodzina Scapholeberinae Dumont i Pensaert, 1983

Rodzaj *Scapholeberis* Schoedler, 1858

S. erinaceus Daday, 1903

S. microcephala G. O. Sars, 1890

S. mucronata (O. F. Müller, 1776)

S. rammneri Dumont i Pensaert, 1983

Rodzaj *Megafenestra* Dumont i Pensaert, 1983

M. aurita (Fischer, 1849)

Podrodzina Moininae Goulden, 1968

Rodzaj *Moina* Baird, 1850

M. brachiata (Jurine, 1820)

M. macrocopa (Straus, 1820)

M. micrura Kurz, 1874

M. rectirostris (Leydig, 1860)*

Rodzina Bosminidae Baird, 1845 (emend. G. O. Sars, 1865)

Rodzaj *Bosmina* Baird, 1845

B. longirostris (O. F. Müller, 1785)

B. l. brevicornis Hellich, 1877

B. l. cornuta G. O. Sars, 1862

B. l. curvirostris Fischer, 1854

B. l. pellucida Stingelin, 1895

B. l. similis G. O. Sars, 1890

B. l. typica (O. F. Müller, 1785)

Rodzaj *Eubosmina* Seligo, 1900
 Podrodzaj *Eubosmina* Seligo, 1900

- E. coregoni* (Baird, 1857)
E. crassicornis (Lilljeborg, 1887)
E. gibbera (Schoedler, 1863)
E. longicornis (Schoedler, 1866)
 E. l. berlinensis (Imhof, 1888)
 E. l. cederstroemi (Schoedler, 1866)
 E. l. kessleri (Uljanin, 1874)
 E. l. longicornis (Schoedler, 1866)
E. longispina (Leydig, 1860)³
 E. l. longispina (Leydig, 1860)
 E. l. reflexa (Seligo, 1900)
 E. l. ruehei Lieder, 1957⁴
E. maritima (P. E. Müller, 1867)⁵
E. thersites (Poppe, 1887)

Rodzaj *Bosminopsis* Richard, 1895

- B. deitersi* Richard, 1895*

Rodzina Ilyocryptidae Smirnov, 1976

Rodzaj *Ilyocryptus* G. O. Sars, 1861

- I. acutifrons* G. O. Sars, 1862
I. agilis Kurz, 1878
I. sordidus (Liévin, 1848)⁶

Rodzina Eurycercidae Kurz, 1875

Rodzaj *Eurycercus* Baird, 1843

Podrodzaj *Eurycercus* Frey, 1975

- E. (E.) lamellatus* (O. F. Müller, 1776)
 Podrodzaj *Teretifrons* Frey, 1975
E. (T.) glacialis Lilljeborg, 1887

Rodzina Chydoridae Dybowski i Grochowski, 1894 (emend. Stebbing, 1902)

Podrodzina Chydorinae Dybowski i Grochowski, 1894

Rodzaj *Alonella* G. O. Sars, 1862

- A. excisa* (Fischer, 1854)
A. exigua (Lilljeborg, 1853)
A. nana (Baird, 1843)

³ Według Lieder (1996) *E. longispina* obejmuje też *E. obtusirostris* G. O. Sars, 1862, uważaną za ekotyp *E. longispina*.

⁴ Jak dotąd znana z Austrii.

⁵ Występuje w Bałtyku (nieuwzględniona w niniejszym kluczu), synonimy: *Bosmina obtusirostris maritima* Manujlova, 1964; *B. (Eubosmina) longispina* (część): Flößner, 1972, Lieder, 1996.

⁶ Prawdopodobne jest występowanie w bliskim sąsiedztwie Polski (Niemcy, Czechy) jeszcze dwóch gatunków – *I. cuneatus* Štifter, 1988 i *I. spinosus* Štifter, 1988, wyodrębnionych z kompleksowego gatunku *I. sordidus*. Jak jednak uważają Kotov i Štifter (2006), *I. spinosus* powinien być opisany ponownie, a występowanie obu gatunków jest wciąż słabo udokumentowane i z tych powodów nie zostały one uwzględnione w kluczu.

Rodzaj *Anchistropus* G. O. Sars, 1862⁷*A. emarginatus* G. O. Sars, 1862Rodzaj *Chydorus* Leach, 1816*Ch. gibbus* G. O. Sars, 1890*Ch. latus* G. O. Sars, 1862*Ch. ovalis* Kurz, 1875*Ch. sphaericus* (O. F. Müller, 1776)Rodzaj *Disparalona* Fryer, 1968*D. rostrata* (Koch, 1841)Rodzaj *Dunhevedia* King, 1853*D. crassa* King, 1853Rodzaj *Paralona* Šramek-Hušek, Straškraba i Brtek, 1962*P. pigra* (G. O. Sars, 1861)Rodzaj *Pleuroxus* Baird, 1843Podrodzaj *Peracantha* Baird, 1843, emend. Frey, 1993*P. (P.) truncatus* (O. F. Müller, 1785)Podrodzaj *Picripleuroxus* Frey, 1993*P. (P.) laevis* G. O. Sars, 1861*P. (P.) striatus* Schoedler, 1863Podrodzaj *Pleuroxus* Baird, 1843, emend. Frey, 1993*P. (P.) trigonellus* (O. F. Müller, 1776)*P. (P.) uncinatus* Baird, 1850Podrodzaj *Tylopleuroxus* Frey, 1993*P. (T.) aduncus* (Jurine, 1820)Rodzaj *Pseudochydorus* Fryer, 1968*P. globosus* (Baird, 1843)**Podrodzina Aloninae Dybowski i Grochowski, 1894**Rodzaj *Acroperus* Baird, 1843*A. harpae* (Baird, 1835)Rodzaj *Alona* Baird, 1843*A. affinis* (Leydig, 1860)*A. costata* G. O. Sars, 1862*A. guttata* G. O. Sars, 1862*A. intermedia* G. O. Sars, 1862*A. karelica* Stenroos, 1897*A. protzi* Hartwig, 1900 – *Phreatalona protzi* (Hartwig, 1900), gatunek przeniesiony do nowego rodzaju przez Van Damme i in. (2009) w trakcie druku niniejszego klucza.*A. quadrangularis* (O. F. Müller, 1776)*A. rectangula* G. O. Sars, 1862

⁷ Z osadów dennych jeziora Wigry (Kossacka, 1970) opisano szczątki gatunku *A. minor*, występującego, jak dotychczas, wyłącznie w wodach Ameryki. Występowanie *A. minor* jednak nie zostało potwierdzone ani w Polsce, ani w Europie i budzi wątpliwości.

A. rustica Scott, 1895

A. weltneri Keilhack, 1905

Rodzaj *Alonopsis* G. O. Sars, 1861

A. elongata (G. O. Sars, 1861)

Rodzaj *Camptocercus* Baird, 1843

C. fennicus Stenroos, 1898*

C. lilljeborgi Schoedler, 1862

C. rectirostris Schoedler, 1862

Rodzaj *Graptoleberis* G. O. Sars, 1862

G. testudinaria (Fischer, 1848)

Rodzaj *Kurzia* Dybowski i Grochowski, 1894

K. latissima (Kurz, 1875)

Rodzaj *Leydigia* Kurz, 1875

L. acanthocercoides (Fischer, 1854)

L. leydigi (Schoedler, 1863)

Rodzaj *Monospilus* G.O. Sars, 1861

M. dispar G. O. Sars, 1861

Rodzaj *Rhynchotalona* Norman, 1903

R. falcata (G. O. Sars, 1861)

Rodzaj *Oxyurella* Dybowski i Grochowski, 1894

O. tenuicaudis (G. O. Sars, 1862)

Rodzaj *Tretocephala* Frey, 1965

T. ambigua (Lilljeborg, 1900)

Rodzina Ophryoxidae Smirnov, 1976

Rodzaj *Ophryoxus* G. O. Sars, 1861

O. gracilis G. O. Sars, 1861

Rodzina Acantholeberidae Smirnov, 1976

Rodzaj *Acantholeberis* Lilljeborg, 1853

A. curvirostris (O. F. Müller, 1776)

Rodzina Macrothricidae Norman i Brady, 1867

Rodzaj *Bunops* Birge, 1893

B. serricaudatus (Daday, 1884)

Rodzaj *Drepanothrix* G. O. Sars, 1861

D. dentata (Eurén, 1861)

Rodzaj *Lathonura* Lilljeborg, 1853

L. rectirostris (O. F. Müller, 1776)

Rodzaj *Macrothrix* Baird, 1843

M. hirsuticornis Norman i Brady, 1867

M. laticornis (Jurine, 1820)

M. rosea (Jurine, 1820)⁸

⁸ *Macrothrix rosea* niekiedy wymieniana jest jako *Echinisca rosea*, ale systematyczna pozycja tego gatunku nadal nie jest jasna i wymaga rewizji.

Rodzaj *Streblocerus* G. O. Sars, 1862

S. serricaudatus (Fischer, 1849)

Rząd Onychopoda G. O. Sars, 1865

Rodzina Polyphemidae Baird, 1845

Rodzaj *Polyphemus* O. F. Müller, 1785

P. pediculus (Linné, 1761)

Rodzina Cercopagidae Morduchai-Boltovskoi, 1968

Rodzaj *Bythotrephes* Leydig, 1860

B. longimanus Leydig, 1860

B. cederstroemi Schoedler, 1877*

Rodzaj *Cercopagis* G. O. Sars, 1897

C. pengoi (Ostroumov, 1891)^{9*}

Lista synonimów powszechnie ostatnio używanych

Acroperus angustatus G. O. Sars, 1863 → *Acroperus harpae* (Baird, 1835)

Acroperus elongatus → *Alonopsis elongata* (G. O. Sars, 1861)

Alona tenuicaudis → *Oxyurella tenuicaudis* (G. O. Sars, 1862)

Alonopsis ambigua → *Tretocephala ambigua* (Lilljeborg, 1900)

Biapertura affinis → *Alona affinis* (Leydig, 1860)

Camptocercus macrourus → *C. lilljeborgi* Schoedler, 1862

Ceriodaphnia affinis → *C. dubia* Richard, 1894

Chydorus globosus → *Pseudochydorus globosus* (Baird, 1843)

Chydorus piger → *Paralona pigra* (G. O. Sars, 1861)

Paralona thienemanni → *P. pigra* (G. O. Sars, 1861)

Phrixura rostrata → *Disparalona rostrata* (Koch, 1841)

Rhynchotalona rostrata → *Disparalona rostrata* (Koch, 1841)

Scapholeberis aurita → *Megafenestra aurita* (Fischer, 1849)

Scapholeberis kingi → *S. rammeri* Dumont i Pensaert, 1983

2. Część ogólna

Nadrząd Cladocera należy do gromady Branchiopoda, będącej bardzo starą grupą stawonogów, sięgającą środkowego kambru. Fosylne szczątki wioślarek dobrze zachowują się w osadach dennych jezior i znane są szeroko już z okresu plejstocenu. Liczne

⁹ Z 42 prac (opublikowanych do 2008 r.) dotyczących inwazji Bałtyku w 1992 r. (głównie Zatoka Fińska i Ryska), (Ojaveer i in. 1998; Cristescu i in. 2001) oraz Jeziora Ontario w 1998 r. i Jeziora Michigan w 1999 r. (MacIsaac i in., 1999; Charlebois i in., 2001) przez pochodzącego z rejonu Ponto-Kaspijskiego *Cercopagis pengoi*, należy przytoczyć kilka mówiących o ograniczonych możliwościach ekspansji tego gatunku do wód śródlądowych ze względu na niskie temperatury wody i izolację jezior (Pienimäki i Leppakoski, 2004) czy zbyt wysokie zasolenie południowych wód Bałtyku (Gorokhova i in., 2000). Niemniej jednak spodziewać się można tego gatunku jedynie w wysłodzonych wodach przybrzeżnych jak Zalew Wiślany i Szczeciński, a niewykluczone, że również w słonawych jeziorach, jak np. jezioro Gardno. Ze względu na ograniczoną możliwość ekspansji *C. pengoi* na śródlądowe wody Polski pominięto go w części kluczowej.

Daphnia i *Moina* pochodzące z trzeciorzędu znaleziono w Europie i Ameryce Północnej. Najwcześniejsze znane szczątki wioślarek pochodzą z odsłoneń permskich we wschodnim Kazachstanie (skąd opisano nowy rodzaj *Archedaphnia* z gatunkami *A. kazachstanica*, *A. novojilovi*, *A. borutzkyi*, *A. strelkovi*) oraz w Mongolii (*Propleuroxus freyi*, *Prochydorus rotundus*) (Dumont i Negrea, 2002; Kotov i Korovchinsky, 2006).

Piśmiennictwo dotyczące wioślarek przekroczyło już 10 000 pozycji. Wciąż uzupełniana bogata bibliografia jest też dostępna na stronie internetowej Uniwersytetu Guelph w Kanadzie (Cladoceran Website, 2008, <http://www.cladocera.uoguelph.ca/>), gdzie możliwe jest przeszukiwanie zbiorów według nazw gatunkowych i taksonów wyższego rzędu, jak również nazwisk autorów publikacji.

Historię badań wioślarek podzielono na trzy okresy. Okres pierwszy obejmuje lata 1662–1776. W tym okresie gromadzono pierwsze informacje, często sprzeczne i zwykle bez większej wartości. Żadna z nadanych wtedy nazw rodzajowych lub wyższych jednostek taksonomicznych nie przetrwała do dziś.

Okres drugi to lata 1776–1959. Był on bardzo produktywny i do roku 1933 około 300 biologów opublikowało blisko 1000 prac na temat wioślarek. Opisano systematykę, morfologię, anatomię, rozmnażanie i rozwój, etiologię, ekologię, biogeografię, a także zaczęły się pojawiać pierwsze syntezы całej grupy. W okresie tym dominowały prace taksonomiczne, prowadzone głównie w Europie. Pierwsze badania nad wioślarkami z obszaru Polski zostały wykonane przez Liévina w latach 1848–1856 (w rejonie Gdańska) oraz Dybrowskiego i Grochowskiego w latach 1874–1899. Do 1959 roku badania wioślarek Polski prowadziło kilkunastu badaczy. Okres trzeci obejmuje lata od 1959 roku do dziś, w tym czasie badania wioślarek Polski prowadziło ponad 100 naukowców. Jednakże dotychczas nie doczekaliśmy się monografii wioślarek, która zsyntetyzowałaby wiedzę o tych stawnogach występujących w Polsce i wkład Polaków w badania nad nimi (często zafałszowany w piśmiennictwie zachodnim z powodów zawiłej historii Polski). Jedyna syntetyczna praca to opublikowany przez Prószyńską (1972) *Katalog Fauny Polski – Wioślarki*, wymagający obecnie uaktualnienia. Ostatnio Jurasz (2008) uaktualnił spis gatunków wioślarek podawanych z Polski. Należy tu nadmienić, że polscy badacze (m.in. Gliwicz, 1980, 1990 a, b) w ostatnich latach mocno przyczynili się do poszerzenia wiedzy o wioślarkach, m.in. laboratoryjnie potwierdzając i intensywnie rozpracowując jedną z najważniejszych hipotez ekologicznych: *size-efficiency hypothesis*, sformułowaną przez Brooksa i Dodsona (1965). Hipoteza ta dokładniej jest opisana w dalszej części tego rozdziału w podrozdziale Ekologia. W ostatnich latach prowadzono badania filogenetyczne wioślarek z zastosowaniem metod opartych na analizie DNA. Kolejnego postępu badań można się spodziewać w niedalekiej przyszłości, ze względu na możliwość stosowania najnowszych zdobyczy technik molekularnych, pozwalających na odblokowanie genu powodującego pojawienie się samców, nawet wówczas, gdy samoistnie się to nie zdarzało.

Budowa ciała

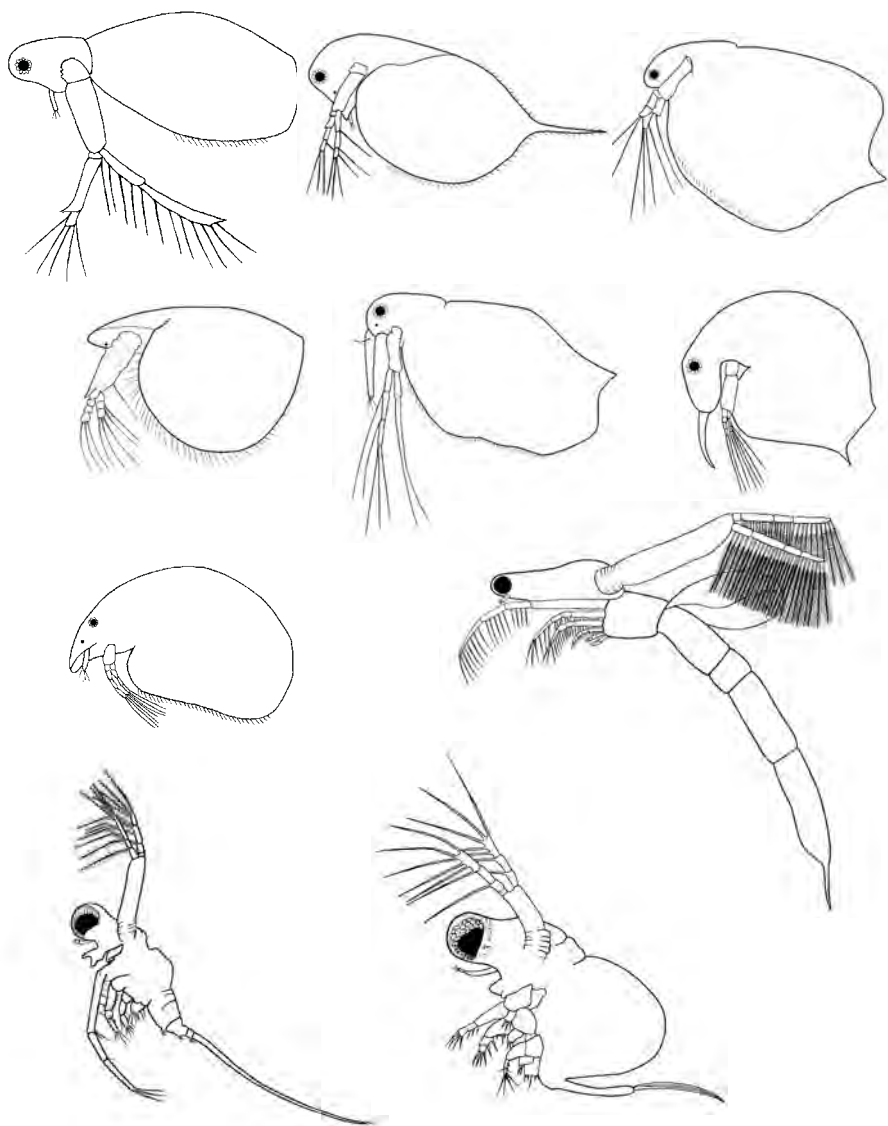
Wioślarki są organizmami niewielkimi, o długości ciała nieprzekraczającej w większości przypadków 1 mm, zamieszkującymi niemalże wszystkie wody słodkie, nieliczne

spotyka się także w wodach słonawych. Występują zarówno w toni wodnej, jak i wśród roślin. Są to typowe formy planktonowe, chociaż spotyka się gatunki przebywające na dnie lub na pędach i liściach roślin. Nieliczne gatunki żyją w wodach podziemnych i w jaskiniach (stygobionty) lub pośród wilgotnych mchów w lasach i na torfowiskach. W jednym jeziorze może występować około 50 gatunków wioślarek. Nieliczne Cladocera są pośrednimi żywicielami dla niektórych pasożytów. *Daphnia pulex* może być pośrednim żywicielem i przenosić stadia larwalne tasiemca *Diphyllbothrium latum*, groźnego dla człowieka, jak również niektóre pasożytnicze nicienie (*Acuaria* i *Tetrameres*), atakujące kaczki i żurawie (Dumont i Negrea, 2002).

Poszczególne gatunki mają bardzo zróżnicowaną budowę ciała, które jest dość krótkie i spłaszczone bocznie (oprócz nielicznych gatunków drapieżnych) (rys. 1). Głowa jest wyraźnie wyodrębniona, na tułowi występuje 4–6 par odnóży. U form filtrujących tułów i zaodwłok (postabdomen) są pokryte cienkim, dwuklapowym, otwartym na stronie brzusznej i tylnej, chitynowym karapaksem (skorupką). Powierzchnia karapaksu jest często pokryta dość wyraźnym geometrycznym ornamentem w postaci pręg, zagłębień lub sześciokątnej siatki, szczególnie u form występujących w środowiskach litoralnych. U form drapieżnych karapaksa jest zredukowany i tworzy tylko komorę lęgową, położoną na stronie grzbietowej. Odwłok (abdomen) jest niewyraźnie oddzielony od tułowia. Wzrost wioślarek trwa przez całe ich życie, choć odbywa się w sposób nieciągły, po kolejnych linieniach (zrzucaniu karapaksu). U wielu gatunków osobniki rozmnażające się partenogenetycznie mają mniejsze rozmiary po każdym linieniu, co jest korygowane po pojawieniu się pokolenia narodzonego z zapłodnionych jaj miktycznych.

Barwa ciała jest zróżnicowana. Ciało osobników większości gatunków jest przezroczyste. Dotyczy to zwłaszcza gatunków występujących w pelagialu, których osobniki mają zwykle karapaksa delikatny i bezbarwny, podczas gdy formy litoralne są zwykle zabarwione na żółto lub brązowo. Chydoridae są żółte, pomarańczowe lub brązowe. *Daphnia magna* często ma kolor różowoczerwony, co wynika z obecności hemoglobiny w tkankach. Występowanie osobników intensywnie czerwonych wskazuje na niedobory tlenowe w zbiorniku wodnym. Często barwa osobnika zależy od zawartości przewodu pokarmowego (na którą głównie składają się detrytus i glony) oraz żółtawo zabarwionych kropelek tłuszczu (lipidy), stanowiących materiał zapasowy.

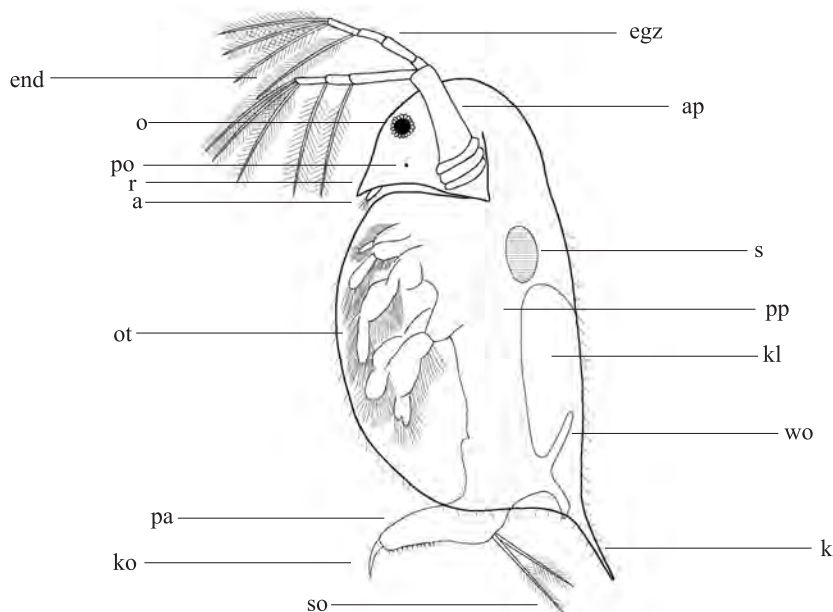
Głowa różnej wielkości i kształtu u poszczególnych form wioślarek pokryta jest tarczką głowową, będącą jednolitym chitynowym pancerzem, który u wielu form (np. u Bosminidae) łączy się po stronie grzbietowej z karapaksem. Niektóre rodzaje (*Diaphanosoma*, *Moina*, *Polyphemus*) mają niewielką, zredukowaną tarczkę głowową, natomiast u innych pewne części tarczki są bardziej rozrośnięte. Tarczka głowowa u Anomopoda, a szczególnie u Chydoridae, jest pokryta małymi kutykularnymi porami. Ich liczba, kształt i rozmieszczenie zostały wykorzystane przez Freya (1959) przy tworzeniu drzewa filogenetycznego Chydoridae, a następnie przez Smirnova (1978) do identyfikacji gatunków na podstawie szczątków Cladocera z dennych osadów jezior. Fizjologiczna funkcja porów nie została jeszcze wyjaśniona, choć przypuszcza się, że odgrywają one rolę czuciową. Brzuszna krawędź pancerza głowowego u wielu wioślarek wyciągnięta jest w postaci krótszego lub dłuższego dziobu, zwanego *rostrum* (rys. 2r). Część szczytowa



Rys. 1. Różne formy Cladocera

głowy jest zaokrąglona albo wyciągnięta ku przodowi, tworząc tzw. hełm (u niektórych *Daphnia*). Niekiedy na głowie występuje boczny kil (*fornix*), zaczynający się nad okiem i ciągnący się do podstawy czułków drugiej pary.

Pojedyncze oko złożone powstało w trakcie ontogenezy przez połączenie dwóch bocznych oczu złożonych (z pojedynczych elementów – ommatidiów) (rys. 2o), poniżej



Rys. 2. Schemat budowy ciała Cladocera

ap – czułek drugiej pary (*antenna*), egz – egzopodit czułka drugiej pary, end – endopodit czułka drugiej pary, o – oko złożone, po – przyoczek, r – *rostrum*, a – czułek pierwszej pary (*antennula*), s – serce, pp – przewód pokarmowy, ot – odnóża tułowiowe, kl – komora lęgową, wo – wyrostek odwłokowy, pa – postabdomen, ko – kołec odwłokowy, so – szczeciny pływne, k – kołec ogonowy.

którego u większości gatunków występuje pojedyncze przyoczek (*ocellus* – oko naupliusowe) (rys. 2po). Oko może być bardzo duże, jak np. u *Onychopoda* i zajmować całą głowę, choć na ogół jest niewielkie, zwłaszcza u organizmów bentosowych lub żyjących w litoralu. Jedynie u form drapieżnych oko jest stosunkowo duże. Formy żyjące w jaskiniach mogą być pozbawione oka (niektóre gatunki *Alona* czy *Monospilus*). Oko *Daphnia* jest złożone z 22 ommatidiów, natomiast u drapieżnych *Polyphemus* i *Bythotrephes* z – odpowiednio – 160 i 300. Przyoczek u niektórych gatunków jest niewidoczny, na skutek braku pigmentu (*Daphnia cucullata*), lub go nie ma (u *Onychopoda* i dorosłych *Leptodoridae*).

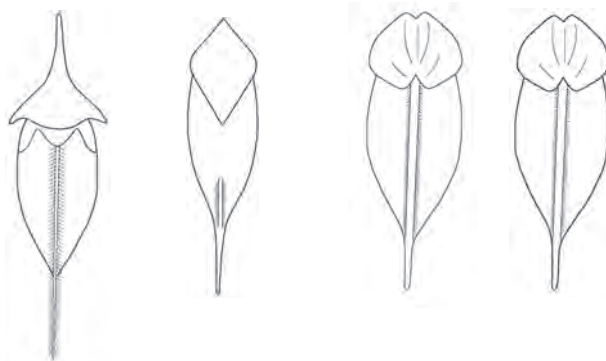
Czułki pierwszej pary (*antennulae*), służące jako narządy czuciowe, umieszczone są w tylnej części głowy pod *rostrum* (rys. 2a). Są jednogąłęziste i jednoczłonowe, zwykle bardzo małe, zaopatrzone w niewielkie czuciowe szczecinki (*estetaski*). U samców są one zwykle dłuższe, zaopatrzone w „biczki” lub haczyki i mogą mieć do 70 szczecinek czuciowych. Tylko u gatunków z rodziny *Bosminidae* czułki pierwszej pary są bardzo długie, nieruchome, zrosnięte z *rostrum* i wygięte ku tyłowi. Mogą też być ruchliwe, jak u *Moinidae* i *Macrothricidae*. Szczecinki czuciowe są dobrze unerwione, a ich liczba jest stała dla każdej rodziny. U *Polyphemidae* jest ich pięć, u *Sididae*, *Daphniidae*, *Bosminidae* – 9 i zwykle jest ich więcej u samców niż u samic. Narządem dotyku jest

szczecinka znajdująca się na przedniej krawędzi czułków pierwszej pary oraz szczecinki umieszczone u podstaw czułków drugiej pary, a także szczecinki analne.

Czułki drugiej pary (*antennae*), zwykle bardzo duże, są podstawowym narządem lokomotorycznym. Leptodoridae mają czułki ogromne i solidnie zbudowane, natomiast u Ctenopoda i Onychopoda są nieco mniejsze. Podobnie jest u Anomopoda, z tym że ich czułki drugiej pary są krótkie, czasem ukryte pod boczną wypustką tarczki głowowej. U wszystkich Cladocera czułki te umieszczone są z boku głowy (rys. 2ap). Składają się z członu podstawowego i dwóch gałęzi (z wyjątkiem rodziny Holopediidae, u których czułki te są jednogałęziste): zewnętrznej (egzopodit) (rys. 2egz) i wewnętrznej (endopodit) (rys. 2end). Każda z gałęzi zbudowana jest z dwóch, trzech lub czterech członów, zaopatrzonych w długie szczecinki, pomocne przy pływaniu oraz w nieliczne drobne kolce. Liczba i położenie szczecinek na poszczególnych członach jest charakterystyczna dla poszczególnych rodzajów. Największą liczbę szczecinek pływanych mają *Leptodora* (64) i *Sida* (około 20), u pozostałych jest ich od 6 do 10. Szczecinki te dodatkowo pokryte są gęsto krótkimi włoskami. W rozdziale opisującym gatunki podano w wielu przypadkach wzór szczecinek i kolców czułków drugiej pary, np. 1-1-1-3/1-1-3, gdzie pierwszy człon wzoru oznacza liczbę szczecinek na kolejnych członach egzopoditu, a drugi człon liczbę szczecinek na kolejnych członach endopoditu.

W dolnej części głowy występują przydatki gębowe, złożone z wargi górnej (*labrum*), żuwaczek (*mandibulae*) i szczęk pierwszej pary (*maxillulae*), zredukowanych do małej płytki. Szczęki drugiej pary (*maxillae*) obecne są tylko u embrionów Anomopoda i zanikają w trakcie dojrzewania. U Cladocera, oprócz *Leptodora*, nie ma wargi dolnej (*labium*), obecnej tylko u innych grup skrzelonogów (Notostraca). U form drapieżnych żuwaczki zaopatrzone są w duże zęby. U form filtrujących narządy gębowe nie służą do rozdrabniania pokarmu, lecz kierują pokarm do dalszych części przewodu pokarmowego. Z przydatkami gębowymi i czułkami związane są gruczoły (*nephridia*) czułkowe i szczękowe pełniące funkcję wydalniczą. Gruczoły czułkowe obecne są tylko u form nauplialnych *Leptodora*.

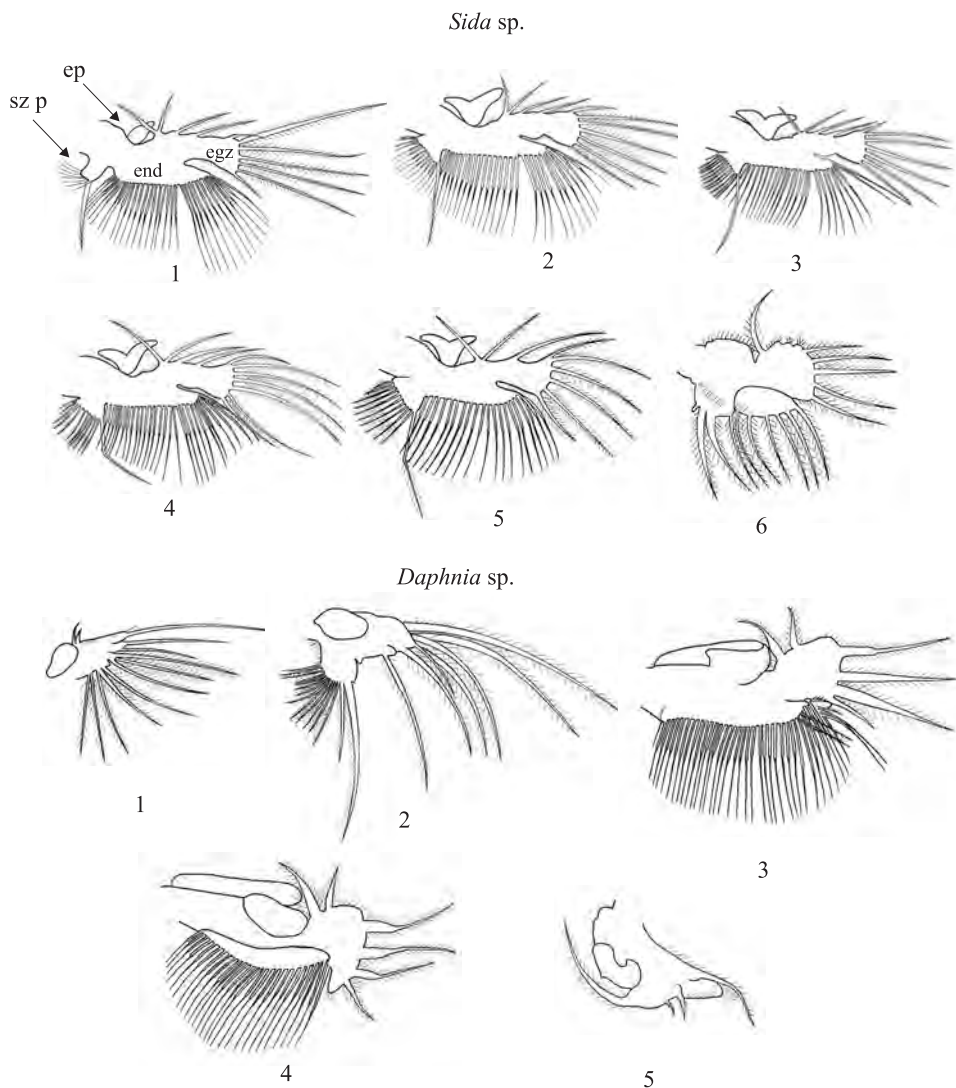
Tułów wraz z odnóżami tułowiowymi u wszystkich filtrujących wioślarek jest pokryty karapaksem. U niektórych gatunków (głównie z rodzaju *Daphnia*) na stronie grzbietowej występuje podłużne chitynowe zgrubienie – kil (rys. 3). Tylna część karapaksu po stronie grzbietowej jest u gatunków tego rodzaju wyciągnięta w kolec (kolec ogonowy lub igła ogonowa, rys. 2k). Na dolnej, tylnej części karapaksu mogą występować ząbki (najczęściej u niektórych gatunków z rodziny Chydoridae) lub kolec, który, jeśli jest podwójny, nazywany jest *mucro* (u niektórych form rodziny Bosminidae). Struktura powierzchni karapaksu jest różnorodna, często jego powierzchnia jest urzeźbiona. W grzbietowej części tułowia wioślarek znajduje się, zwykle dobrze widoczne, serce (rys. 2s), pulsujące 400–500 razy na minutę. Jest ono u Cladocera raczej małe i pompuje hemolimfę, która płynie przez głowę i pozostałe części ciała do odgrywających rolę narządu oddechowego epipoditów, położonych na odnóżach, skąd zaopatrzona w tlen wraca do serca. Dorosłe Haplopoda i Onychopoda pozbawione są oddechowych epipoditów, które zastępuje oddechowy narząd grzbietowy (nuchalny – pozostałość po gruczołach grzbietowych, odpowiedzialnych za wymianę osmotyczną u form larwalnych, *nauplii*



Rys. 3. Kil grzbietowy u osobników rodzaju *Daphnia*

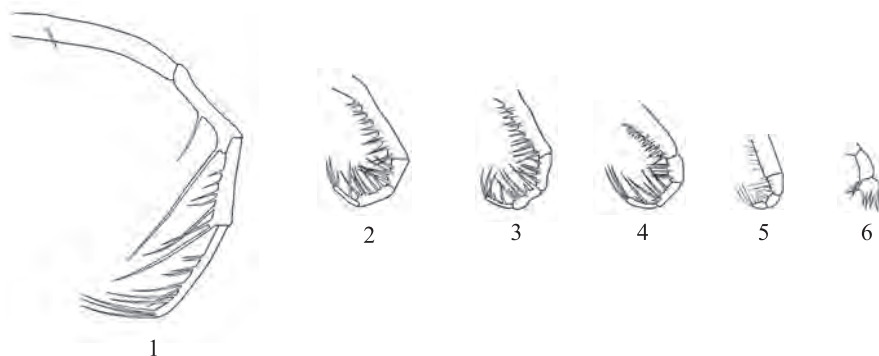
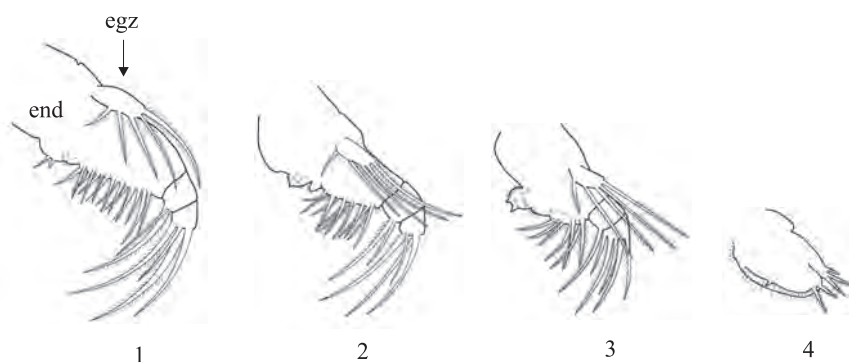
Leptodora). Narząd ten jest bardzo mały u dorosłych filtrujących gatunków wioślarek, mających wykształcone epipodity i odpowiedzialny jest głównie za równowagę jonowo-osmotyczną hemolimfy. U *Leptodora* i *Daphnia* funkcję narządu oddechowego pełni też jelito, a u Chydoridae dodatkowo (prawdopodobnie) także pory w tarczce głowowej i struktury znajdujące się pod nimi. U większości wioślarek możliwa jest też wymiana gazowa przez cienkie powłoki ciała (integument). Gdy w środowisku zaczyna brakować tlenu, wzrasta ilość hemoglobiny w ciele wioślarek, przez co zwiększa się intensywność czerwonego ubarwienia (szczególnie dobrze widoczne u *Daphnia*).

Każdy segment tułowia jest zaopatrzony w jedną parę listkowatych, bocznie spłaszczonych odnóży (*phyllopodia*). Jedynie Haplopoda i Onychopoda mają odnóży cylindryczne (*stenopodia*), wtórnie zmodyfikowane w narządy chwytne. Odnóży te, typowe dla gatunków prowadzących drapieżny tryb życia, są jednogąłęziste (egzopodit jest zredukowany), z długimi, chwytными kolcami, wyraźnie członowane. U większości Cladocera odnóży tułowiowe (rys. 2ot) są dwugąłęziste (egzo- i endopodit) i są różnie zbudowane (rys. 4). U form drapieżnych pierwsza para odnóży jest znacznie wydłużona w stosunku do pozostałych, co ułatwia chwytanie ofiary (rys. 5). Większość Cladocera wykazuje dymorfizm płciowy w budowie pierwszej pary odnóży oraz czułków pierwszej pary i postabdomenu. Odnóży pierwszej pary (P1) u samców przekształcone są w aparat kopulacyjny (egzopodit ma hakowaty kształt). Tylko Sididae i Holopediidae mają sześć par podobnie zbudowanych odnóży. W pięciu pierwszych parach odnóży gęsto pokrytych szczecinkami występuje egzopodit, endopodit, szczękowy przydatek oraz epipodyt (*epipodit*), zewnętrzny wyrostek przekształcony w skrzela. U Cladocera można wyróżnić dwa zasadnicze typy budowy odnóży: dafnoidalny (*Daphniidae*) i radopoidalny (*Chydoridae*, *Macrothricidae*, *Bosminidae*, *Ilyocryptidae*). Odnóży typu dafnoidalnego pełni przede wszystkim funkcję filtracyjną, szczególnie odnóży pierwszej i czwartej pary (P1 i P4). Odnóży typu radopoidalnego wykazują wiele modyfikacji w budowie, co jest związane z rodzajem funkcji, jaką pełnią (kroczenie po podłożu, zdrapywanie pokarmu). Budowa odnóży u *Bosminidae* i *Macrothricidae* jest bardziej zbliżona do typu



Rys. 4. Budowa odnóży tułowiowych *Sida* i *Daphnia*
 1–6 – kolejne pary odnóży, ep – epipodit, egz – egzopodit,
 end – endopodit, sz p – przydatek szczękowy.

radopoidalnego niż dafnoidalnego, co wskazuje na to, że Bosminidae wtórnie przystosowały się do życia planktonowego. Z wyjątkiem gatunków drapieżnych, odnóża 1.–5. pary (P1–P5) pełnią funkcję filtracyjną. Odżywianie się za pomocą filtracji cząstek pokarmowych z wody jest powszechne dla większości wioślarek. W związku z tym odnóża tułowiowe zaopatrzone są w bardzo liczne szczecinki (rys. 2ot), tworzące rodzaj sita zatrzymującego niekiedy cząstki wielkości $0,2 \mu\text{m}$. Wielkość odfiltrowywanych cząstek jest cechą charakterystyczną dla gatunku, szczególnie u Daphniidae. Odnóża form

Leptodora kindtii*Polyphemus pediculus*

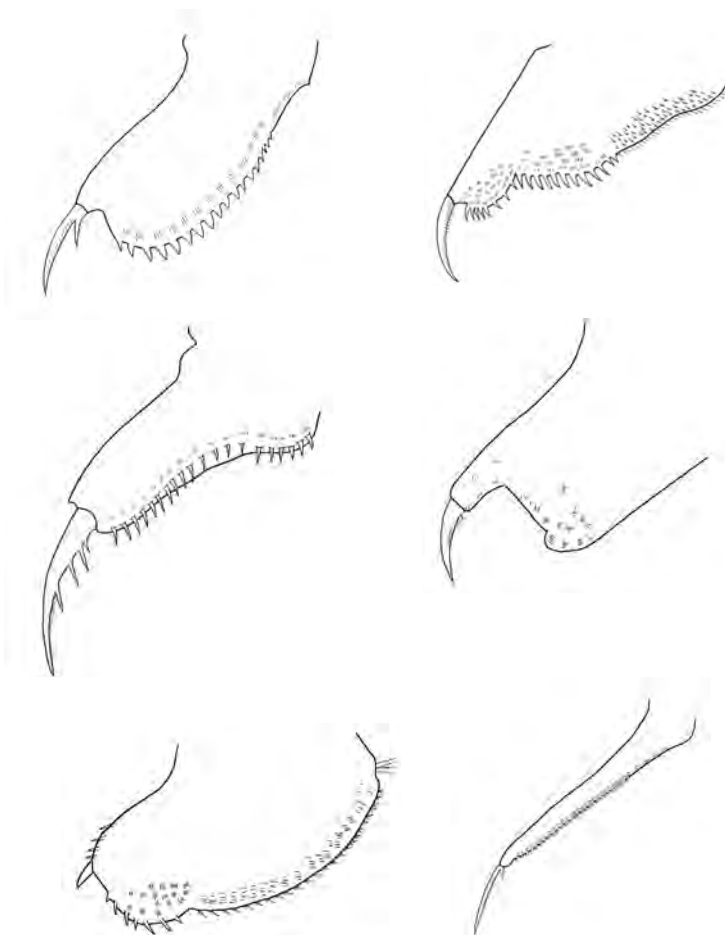
Rys. 5. Odnóża odwłokowe form drapieżnych
egz – egzopodit, end – endopodit.

filtrujących poruszają się rytmicznie (wykonują 200–500 uderzeń na minutę), powodując przepływ wody, dzięki czemu do organizmu dostarczany jest tlen i jednocześnie odfiltrowywane są cząstki pokarmowe. Zmodyfikowane, w porównaniu z formami typowo pelagicznymi, odnóża tułowiowe niektórych form (np. *Chydorus*) służą do zdrapywania pokarmu z podłoża i pozwalają osobnikowi na utrzymywanie pozycji pionowej, gdy opiera się on o podłoże. Szczecinki różnego kształtu, występujące na odnóżach tułowiowych, spełniają rozmaite funkcje. Jedne tworzą aparat filtracyjny (głównie szczecinki na P3 i P4), inne oczyszczają komorę filtracyjną (znajdującą się na brzusznej stronie ciała) z niepotrzebnych, zbyt dużych albo nie akceptowanych cząstek zawiesiny (głównie szczecinki na P1 i P2), inne wreszcie transportują odfiltrowany pokarm do bruzdy pokarmowej, w której znajdujące się tam szczecinki przesuwają go do otworu gębowego. Pokarm następnie przechodzi przez przewód pokarmowy zbudowany w kształcie prostej

rukki (rys. 2pp). Przewód ten jest często zabarwiony, a kolor treści pokarmowej zależy od rodzaju pokarmu (zabarwienie zielone powodują glony, czerwono-brązowe – detrytus i substancje humusowe, szare – detrytus pochodzenia planktonowego i bakterie). Ścianki karapaksu wraz z funkcją ochronną przejęły rolę regulatora przepływu cząstek pokarmowych. Szerokość szczeliny między ściankami karapaksu ma znaczenie zarówno dla szybkości prądu wody przepływającej między ściankami, jak i wielkości cząstek odfiltrowywanych na odnóżach filtracyjnych.

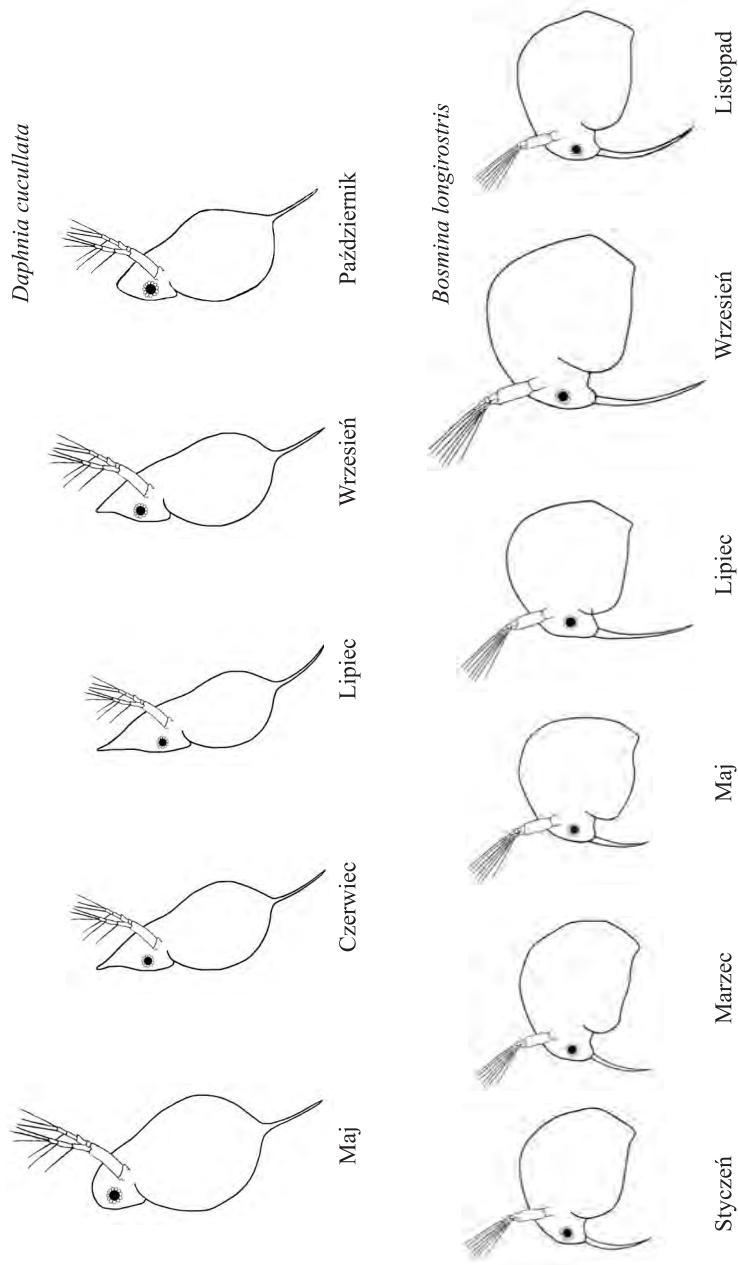
Odwłok i zaodwłok (abdomen i postabdomen) są mocno zredukowane, bocznie spłaszczone, pozbawione odnóży, nieczłonowane. Postabdomen stanowi końcowy fragment ciała wioślarek i jest trudny do rozdzielenia od odwłoka (rys. 2pa). Zwykle postabdomen u form, których tułów jest okryty karapaksem, jest niezwykle ruchliwy wzdłuż grzbietowo-brzuszej osi, ale w czasie spoczynku podgięty ku przodowi i ułożony wzdłuż ciała po stronie brzusznej. Na grzbietowej stronie postabdomenu znajdują się wyrostki odwłokowe (abdominalne) (rys. 2wo), których głównym zadaniem jest zamknięcie komory łęgowej (rys. 2kl). Kształt, rozmiary i liczba wyrostków jest zróżnicowana u różnych gatunków. U większości form, w przedniej części postabdomenu, na stronie grzbietowej, za wyrostkami odwłokowymi, występują dwie szczeciny różnej długości (zwane ogonowymi lub pływными, *setae natatoriae*) (rys. 2so). Szczeciny te są wykorzystywane do sterowania podczas pływania. Otwór odbytowy zwykle znajduje się w połowie długości postabdomenu na stronie grzbietowej, ale gdy postabdomen jest zagięty na stronę brzuszną i skierowany ku przodowi, to wówczas otwór odbytowy znajduje się w położeniu brzuszynym. Na całej długości grzbietowej krawędzi postabdomenu lub jej części występują ząbki lub szczecinki. Na końcu postabdomenu znajdują się dwa duże kolce (zwane kółkami odwłokowymi lub pazurami) (rys. 2ko), gładkie, pokryte szczecinkami lub najczęściej drobnymi ząbkami, które niekiedy tworzą grzebienie. U podstawy pazura często też występują 1–2 większe kolce. U form filtrujących postabdomen odgrywa rolę czyszczącą, pazury odwłokowe postabdomenu usuwają (wyczesują) z aparatu filtracyjnego nieakceptowane cząstki zawiesiny. Postabdomen samców jest inaczej zbudowany i odgrywa rolę narządu kopulacyjnego. Ujście nasieniowodu najczęściej znajduje się na końcu postabdomenu u podstawy pazury odwłokowej. Postabdomen jest różnie zbudowany u różnych gatunków (rys. 6). Jego kształt, forma oraz rozmieszczenie ząbków, kółków i szczecinek jest najczęściej istotnym elementem przy identyfikacji gatunków. U form, których karapakas jest zredukowany do komory łęgowej, postabdomen jest rurkowaty. Nie zgina się i składa się z 2–3 wydłużonych członów. U Leptodoridae nie ma właściwego odwłoka, ostatni segment ciała jest zaopatrzony w parę mocno zredukowanych szczecin i parę końcowych pazurów, tam też znajduje się ujście nasieniowodu.

Dymorfizm płciowy jest u wioślarek dość wyraźnie widoczny. Z reguły samce są mniejsze od samic. Różnią się budową wielu narządów. Samce mają większe oko i wydłużone czułki pierwszej pary. Z wyjątkiem niektórych przedstawicieli Polypheimidae zasadnicze różnice występują w budowie pierwszej pary odnóży tułowiowych. U samców na endopodzie występuje duży haczyk, a na egzopodzie silnie wydłużona szczecinka.



Rys. 6. Kształty postabdomenu różnych gatunków Cladocera

Zmienność indywidualna i sezonowa (cyklomorfoza) wyraża się zmianą kształtu i proporcji ciała u niektórych gatunków. Szczególnie wyraźna i powszechna jest cyklomorfoza u *Daphnia* i *Bosmina* (rys. 7). Na przykład wskaźnik stosunku długości do szerokości głowy u *Daphnia cristata* może się zawierać w granicach od 5 do 11. Cyklomorfoza i międzygatunkowa hybrydyzacja spowodowały sporo zamieszania w systematyce, zwłaszcza rodzaju *Daphnia* (opisano wiele lokalnych form i ras). Problemy te są obecnie rozwiązywane za pomocą metod molekularnych (badania polimorfizmu allozymów i DNA). Pierwsze próby wyjaśnienia znaczenia cyklomorfozy były wyłącznie mechanistyczne i bardzo naiwne. Uważano, że powiększenie powierzchni ciała pomaga w nawigacji lub zapobiega tonięciu podczas lata w wodzie o mniejszej gęstości i wyższych temperaturach. Twierdzono też, że dobre warunki świetlno-odżywcze stymulują wzrost organizmu lub poprawiają jego pływalność. Ostatecznie uznano, że główne znaczenie ma tu obrona przed



Rys. 7. Cyklomorfoza *Daphnia cucullata* i *Bosmina longirostris*