
Techniki zbioru, utrwalania i konserwacji zwierząt

Andrzej Falniowski



Techniki zbioru, utrwalania i konserwacji zwierząt

Techniki zbioru, utrwalania i konserwacji zwierząt

Andrzej Falniowski



Warszawa 2016

Recenzenci

prof. dr hab. Czesław Błaszak
doc. dr hab. Dariusz Iwan

Projekt okładki

Katarzyna Jarnuszkiewicz

Projekt graficzny książki

Zofia Kosińska

Ilustracja na okładce

Robert Dzwonkowski

Redakcja i korekta

Irena Zienkiewicz

Skład i łamanie

Julia Adamska

© Copyright by Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego 2007

ISBN 978-83-235-2766-4 (PDF)

Wydawnictwa Uniwersytetu Warszawskiego
00-497 Warszawa, ul. Nowy Świat 4
www.wuw.pl
e-mail: wuw@uw.edu.pl
Księgarnia internetowa: www.wuw.pl/ksiegarnia

Wydanie 1, dodruk 1

Spis treści

Wstęp	9
Część ogólna	11
1. Ogólne zasady zbierania zwierząt	13
2. Techniki zbioru	17
2.1. Bentos	17
2.2. Mejo fauna	22
2.3. Plankton	23
2.4. Fauna glebowa	26
2.5. Pasożyty	31
3. Hodowla	34
3.1. Zwierzęta wodne	34
3.2. Zwierzęta lądowe	36
4. Narkotyzacja	38
5. Utrwalanie i konserwacja utrwalonych zwierząt	44
6. Techniki specjalne	52
7. Utrwalanie na cele genetyki i taksonomii molekularnej	56
8. Sekcja drobnych zwierząt pod mikroskopem stereoskopowym	59
9. Gromadzenie, ewidencjonowanie i przechowywanie zbiorów zoologicznych	61
Część systematyczna	65
1. Gąbki (Porifera)	67
Jamochłony (Coelenterata)	73
2. Parzydełkowce (Cnidaria)	73
2.1. Stłbiopławy (Hydrozoa)	73
2.2. Krążkopławy (Scyphozoa)	77
2.3. Koralowce (Anthozoa)	78

3. Żebroplawy (Ctenophora)	81
Zwierzęta dwubocznie symetryczne (Bilateralia)	84
4. Płazińce (Platyhelminthes)	84
4.1. Wirki (Turbellaria)	84
4.2. Przywry (Trematoda)	87
4.3. Tasiemce (Cestoda)	90
5. Mesozoa	92
6. Wstężnice (Nemertini)	93
7. Nicienie (Nematoda)	95
8. Nitnikowce (Nematomorpha)	100
9. Wrotki (Rotatoria)	101
10. Kolcogłowy (Acanthocephala)	104
11. Szczotkoryjce (Kinorhyncha)	106
12. Bruchorzęski (Gastrotricha)	107
13. Niezmogowce (Priapulida)	109
14. Sikwiaki (Sipunculida)	110
15. Szczetnice (Echiurida)	112
16. Kielichowate (Entoprocta)	114
17. Kryzelnice (Phoronida)	115
18. Mszywioly (Bryozoa)	118
19. Ramienionogi (Brachiopoda)	122
20. Pierścienice (Annelida)	124
20.1. Wieloszczety (Polychaeta)	124
20.2. Skąposzczety (Oligochaeta)	128
20.3. Pijawki (Hirudinea)	129
21. Mięczaki (Mollusca)	133
21.1. Igłoskóre (Aculifera)	135
21.1.1. Bruzdobrzuchy (Solenogastres)	135
21.1.2. Tarczonogie (Caudofoveata)	137
21.1.3. Chitony (Polyplacophora)	138
21.2. Muszlowce (Conchifera)	138
21.2.1. Jednotarczowce (Tryblidiida, Monoplacophora)	138
21.2.2. Łódkonogi (Scaphopoda)	139
21.2.3. Głowonogi (Cephalopoda)	141
21.2.4. Małże (Bivalvia)	143
21.2.5. Ślimaki (Gastropoda)	145
22. Pratchawce (Onychophora)	154
23. Niesporczaki (Tardigrada)	156
24. Wrzęchy (Pentastomida)	158
25. Stawonogi (Arthropoda)	160
25.1. Szczękoczułkowce (Chelicerata)	160
25.1.1. Pajęczaki (Arachnida)	161
25.1.2. Ostrogony (Merostomata, Xiphosura)	166
25.1.3. Kikutnice (Pycnogonida, Pantopoda)	166

25.2. Wije (Myriapoda)	167
25.2.1. Pareczniki (Chilopoda)	168
25.2.2. Krocionogi (dwuparce, Diplopoda)	170
25.2.3. Skąponogi (Pauropoda)	172
25.2.4. Drobnonogi (pierwowije, Symphyla)	172
25.3. Sześciornogie (Hexapoda)	172
25.3.1. Skrytoszczękie (Entognatha)	173
25.3.2. Owady (Insecta)	176
25.3.2.1. Owady bezskrzydłe (Apterygota)	177
25.3.2.1. Owady uskrzydłone (Pterygota)	177
25.4. Skorupiaki (Crustacea)	200
25.4.1. Skrzelonogie (Branchiopoda)	202
25.4.2. Łopatonogie (Remipedia)	204
25.4.3. Podkowiastrzylowe (Cephalocarida)	204
25.4.4. Szczękonogie (Maxillopoda)	204
25.4.5. Małżoraczkowce (Ostracoda)	206
25.4.6. Pancerniaki (Malacostraca)	207
26. Szkarłupnie (Echinodermata)	211
26.1. Liliowce (Crinoidea)	213
26.2. Rozgwiazdy (Asteroidea)	214
26.3. Wężowidła (Ophiuroidea)	215
26.4. Jeżowce (Echinoidea)	216
26.5. Strzykwce (Holothuroidea)	219
27. Szczecioszczękie (Chaetognatha)	222
28. Przedstrunowce (Hemichordata)	224
29. Strunowce (Chordata)	226
29.1. Osłonice (Urochordata, Tunicata)	226
29.2. Bezczaszkowce (Cephalochordata)	228
29.3. Kręgowce (Vertebrata)	229
29.3.1. Bezzuchwówce (Cephalaspidomorphi)	230
29.3.2. Ryby (Pisces)	230
Czworonogi (Tetrapoda) – szkielety	233
Czworonogi (Tetrapoda) – preparaty suche	235
29.3.3. Płazy (Amphibia)	236
29.3.4. Gady (Reptilia)	238
29.3.5. Ptaki (Aves)	242
29.3.6. Ssaki (Mammalia)	245
Literatura	249
Receptury (Opracowała Magdalena Szarowska)	261

Wstęp

Prowadzenie jakichkolwiek badań zoologicznych wymaga materiału, czyli zwierząt lub ich części. Wiele badań prowadzi się na zwierzętach laboratoryjnych, pochodzących z hodowli. W innych przypadkach zwierzęta trzeba złowić, niejednokrotnie przetrzymać żywe przez pewien czas albo też utrwalić i przechować we właściwy sposób. Wymaga to odpowiedniej wiedzy i umiejętności. Wydawać by się mogło, że powinno to stanowić część podstawowych kwalifikacji każdego zoologa, jednak tak nie jest. Zrozumiała fascynacja biologią molekularną, a także wielu aspektami biologii ogólnej, nie sprzyja popularyzacji wiedzy z zakresu zbierania i utrwalania zwierząt. Jest to tym dziwniejsze, że w wielu badaniach – nawet tak kosztownych jak w przypadku taksonomii molekularnej – zbiór materiału bywa najuciążliwszym i najkosztowniejszym etapem. Niejednokrotnie duże nakłady finansowe wraz z zaangażowaniem specjalistów i kosztownej aparatury nie przynoszą spodziewanych wyników, bowiem zabrakło dostatecznych umiejętności czy wystarczającej staranności na prostym, zdawało by się, etapie zbierania materiałów. Już powyższe uwagi, wydaje się, dostatecznie uzasadniają celowość napisania i udostępnienia podręcznika, omawiającego ten etap badań.

Książka ta powstała w dużym stopniu na podstawie wykładów prowadzonych od ponad 20 lat na Uniwersytecie Jagiellońskim. Wykłady zaś podjęliśmy pod wpływem doświadczeń z materiałami zbieranymi w tropikach przez tzw. studenckie wyprawy naukowe czy w Europie, z naszym krajem włącznie, przez studentów, a także przez pracowników naukowych. Niemal zawsze materiały miały charakter przypadkowo zbieranych, źle zabitych i utrwalonych oraz przechowywanych i transportowanych w nieodpowiedni sposób, słabo nadających się do czegokolwiek szczytków, często niedostatecznie datowanych. Zarazem, jeżeli pominąć trudno dostępny i mocno zdezaktualizowany „Podręcznik do zbierania i konserwowania zwierząt należących do fauny polskiej”, wydany pod redakcją Władysława Polińskiego w kolejnych zeszytach w latach dwudziestych ubiegłego wieku (dane bibliograficzne kolejnych rozdziałów – patrz Literatura) i rozproszone wskazówki

dotyczące niektórych grup, w polskiej literaturze brak tego typu publikacji. Książka nasza ma więc zapełnić tę lukę.

Zakresem swym książka obejmuje techniki zbierania, podstawy hodowli, metody narkotyzacji, utrwalania i przechowywania zwierząt, a także parę technik przydatnych do przygotowania okazów ekspozycyjnych. Zamieściliśmy też rozdziały o utrwalaniu materiałów do badań z zakresu genetyki i taksonomii molekularnej oraz o sekcji drobnych zwierząt pod mikroskopem stereoskopowym, jak też elementarne zasady gromadzenia, ewidencjonowania i przechowywania zbioru. Omawiane są wszystkie zwierzęta wielokomórkowe, także grupy nie występujące w Polsce.

Część ogólna

Ogólne zasady zbierania zwierząt

Jak wspomnieliśmy już we Wstępie, zbieranie zwierząt jest elementem badań zoologicznych różnego typu. Zbieranie i następnie oznaczanie (określanie gatunków) fauny to podstawa faunistyki – dziedziny zoologii, która zajmuje się szczegółowym rozmieszczeniem poszczególnych gatunków zwierząt (Poliński 1929). Popularna jeszcze w XIX stuleciu i pierwszej połowie wieku XX, ta staromodna dziedzina zyskuje na znaczeniu, bowiem rejestracja stanu bieżącego to warunek możliwości obserwacji zmian w faunie, następujących w zmieniającym się środowisku naturalnym, a to już bez wątpienia jest ważne i jak najbardziej nowoczesne. Zbieranie zwierząt jest też niezbędne do badań z zakresu taksonomii, jeśli wymaganego materiału akurat nie ma w dostępnych zbiorach muzealnych, a także do studiów nad zmiennością mikro- i makrogeograficzną, filogeografią, w licznych badaniach ekologicznych, a także w wielu innych działach zoologii. Oczywiście zbieranie zwierząt poprzedzone być musi starannym przemyśleniem, jakie zwierzęta i w jakiej liczbie będą niezbędne. Zbieranie dla samego zbierania zupełnie nie ma sensu.

Pierwszym, niepomijalnym etapem zbierania w terenie jest praca w bibliotece – zdobycie jak najbardziej wyczerpującej wiedzy na temat grupy, której przedstawicieleli chcemy zbierać. Dopiero dokładna znajomość bionomii – wymagań siedliskowych, mikrorozmieszczenia, fenologii, pór aktywności dobowej, etologii, rozmieszczenia geograficznego itd. – umożliwi efektywne znajdowanie zwierząt, których poszukujemy. Znajomość cech służących do oznaczania umożliwi z kolei prawidłowe utrwalenie okazu, a dane o zmienności pozwolą określić potrzebną liczebność materiału. Ogólnie mówiąc, im więcej będziemy wiedzieli o danych zwierzętach, tym efektywniej będziemy je zbierać i utrzymywać. Niezbędna jest także wiedza o terenie, w którym przyjdzie nam zbierać. Konieczne jest też zapoznanie się z przepisami prawnymi dotyczącymi zbierania fauny w danym kraju/na danym terenie. Należy uzyskać odpowiednie zezwolenia na zbieranie, jak też umożliwiające wywiezienie zebranych materiałów z kraju, w którym je złowiono. Coraz bardziej restrykcyjne przepisy obowiązują w coraz większej liczbie państw.

Istotne znaczenie ma pora zbierania. Dobrze jest zbierać w czasie, gdy spotyka się osobniki dojrzałe płciowo. W innych przypadkach – jak gąbek czy mszywiolów – do oznaczenia gatunku konieczny jest zbiór w porze występowania struktur przetrwalnikowych. Rzecz jasna trudno zbierać choćby w Arktyce zimą bądź na Karaibach w porze cyklonów albo podziemną faunę wypłukiwaną ze źródeł w porze suchej.

Istotna jest także liczebność zbieranych materiałów. Gdy zbieramy puste muszle mięczaków czy inne martwe struktury pochodzenia zwierzęcego, możemy ich wziąć ile chcemy. W innych przypadkach tak nie jest. Po pierwsze, ze względów etycznych powinniśmy złapać i zabić jak najmniej osobników – to przecież żywe zwierzęta i zupełnie niedopuszczalne jest zabijanie bez powodu. Istnieją różne prawne ograniczenia, dotyczące odławiania i zabijania zwierząt. Inna rzecz, że nie zawsze zgodne ze zdrowym rozsądkiem – zabicie choćby ryby do celów badawczych wymaga stosownych zezwoleń, podczas gdy łowienie siecią czy wędką na te ograniczenia nie natrafia; zabicie myszy w laboratorium także obwarowane jest koniecznością uzyskania zezwolenia, lecz bez ograniczeń możemy zastawiać łapki na myszy w domu czy ogrodzie. Ponadto prawnej ochrony pozbawione są całkowicie zwierzęta bezkręgowce. Nie zwalnia to nas od ograniczania do minimum liczby zabijanych bezkręgowców. Ponadto ograniczanie liczby zbieranych osobników wynika z konieczności ochrony środowiska naturalnego.

Jak wiemy, przyroda podlega narastającej antropopresji, coraz więcej gatunków ginie lub staje się rzadkimi. Teoretycznie trudno zakładać wyginiecie jakiegoś zwierzęcia drobnych rozmiarów w następstwie wyzbierania, lecz jest tak tylko dopóty, dopóki gatunek nie jest zagrożony w zmienionych warunkach. W praktyce znamy choćby pod Krakowem liczne stanowiska rzadkich chrząszczy czy motyli całkowicie zlikwidowane przez zbieraczy. Zwłaszcza rzadki gatunek powinien być zbierany jedynie przez specjalistę, który najlepiej potrafi ocenić, czy zebranie danego osobnika do celów naukowych zrównoważy stratę w potencjalnie zagrożonej populacji. Zarówno etyka, jak i względy ochrony przyrody nakazują dołożenie wszelkich starań, aby zebrane zwierzęta zostały jak najlepiej utrwalone, zakonserwowane i przechowywane, tak by mogły być jak najpełniej wykorzystane. Oczywiście niezabijanie bez potrzeby nie oznacza, że zbierać można dowolnie mało. Badania ekologiczne niejednokrotnie wymagają dużych liczebności, w badaniach taksonomicznych, filogeograficznych czy nad zmiennością zwykle wystarcza zebranie kilku do kilkunastu (do 30) okazów na stanowisko. Pamiętajmy, że u zwierząt rozdzielnopłciowych możemy mieć samca na, powiedzmy, 20 samic, rzadziej bywa odwrotnie. Niekiedy nawet specjalista nie rozpozna w terenie – jak choćby u krocionogów – czy mamy do czynienia z jednym, czy z większą liczbą gatunków, więc i wtedy trzeba zbierać więcej. W praktyce jednak liczebność materiału rzadko przekracza kilka okazów na stanowisko; dalsze wskazówki podamy w części systematycznej.

Nawet najdoskonalej zebrane i utrwalone zwierzęta nie mają jakiegokolwiek wartości naukowej, jeżeli nie są datowane. Przez datowanie rozumiemy towarzyszący okazowi opis, wskazujący przede wszystkim miejsce pochodzenia, a także i inne informacje, jak datę zbierania, nazwisko zbieracza itd. Wszystkie te dane muszą być wypisane w sposób staranny, dokładny, jednoznaczny i trwały. Opis

taki zawiera towarzysząca okazowi etykieta. Teoretycznie etykietę dołączamy do okazu natychmiast po jego złowieniu i już nigdy nie odłączamy jej od okazu. Często w terenie dołączona zostaje etykieta z danymi, dotyczącymi miejsca, daty, zbieracza itd., a później druga etykieta, z nazwą gatunkową, nazwiskiem tego, kto oznaczył, ewentualnym cytowaniem literatury, na podstawie której oznaczono okaz i innymi uwagami.

Niejednokrotnie w terenie zamiast etykiet stosowano numery (na kartkach, folii aluminiowej, wybite na monetach itp.), a pozostałe informacje zapisywano w notesie. To system wygodny i szybki, lecz niedopuszczalny. Wystarczyło że zginął zeszyt i całość zbioru stawała się bezwartościowa. Ostatecznie można użyć numerków w terenie, lecz dosłownie tego samego dnia w pracowni należy zastąpić je etykietami. Nie znaczy to, że nie należy numerować prób, ani prowadzić notatnika. Notatnik jest potrzebny i wygodny, można w nim umieszczać dane, które nie zmieściłyby się na etykiecie, obserwacje z biologii czy fenologii, szczegóły dotyczące terenu, gatunków towarzyszących, pomiarów temperatury i in. Często prowadzi się wręcz dziennik terenowy, opisujący przebieg pracy w terenie, stanowiska, zdarzenia, a oprócz tego sporządza się katalog zebranych prób. To wszystko jednak nie może zastąpić etykiet, a tylko je uzupełnia.

Sprawdzone i niezawodne jest pisanie etykiet na dobrej jakości kalce technicznej, tuszem, najwygodniej rapidografem 0,12 lub 0,18 mm. Ostatecznie i czasowo tusz zastąpić można ołówkiem 2,5H, czyli dość twardym. Świeżo wypisaną tuszem etykietę przed włożeniem do etanolu należy przez kilka minut wysuszyć, używać jedynie tuszu kreślarskiego dobrej jakości. Etykieta wypisywana w terenie może mieć choćby następującą postać:

Zbiory zoologiczne	<i>imię i nazwisko zbieracza</i>	

Stanowisko	_____	

	dł.g.	sz.g.
data	_____	
	zebrał	_____
nr kat.	_____	
	gł./wys.	n.p.m.
uwagi	_____	

Stanowisko musi być określone precyzyjnie i jednoznacznie. Nazwy typu „Wółka”, „Młynówka”, czy „Przylasek” bądź „Brzezina” występują pospolicie. Trzeba więc podać najbliższe, jednoznacznie określone miejscowości. Wiele starych datowań to np. „Włochy”, co oczywiście jest co najmniej niewystarczające. Zresztą także określenie „Zawoja” nie wystarcza, bo wieś ma kilkanaście kilometrów długości. Należy określać stanowisko jak najdokładniej i najjednoznaczniej. Ze wszech miar godne polecenia jest korzystanie z odbiornika GPS (*Global Positioning System*), który zapewnia określenie pozycji geograficznej z dokładnością kilku-kilkunastu me-

trów. Długość (dł.g.) i szerokość (sz.g.) geograficzna, podane za określeniem stanowiska, pozwolą uniknąć niejednoznaczności i braku precyzji. Ważna jest też data zbierania i nazwisko zbieracza, numer katalogowy w naszym zbiorze, głębokość lub wysokość nad poziomem morza, a także inne dane, jak sposób zebrania (np. trałowane dragą, siana ściółka, wyrzucony na brzeg przez fale), przyływ bądź odpływ, uwagi o liczebności, itd.

Na etykietach umieszcza się następujące skróty wyrazów łacińskich: **comm.** (*communicavit*) – w tym kontekście ofiarował lub przysłał, **det.** (*determinavit*) – oznaczył (w sensie identyfikacji gatunku), **don.** (*donavit*) – dał, ofiarował, **e coll.** (*ex collectione*) – ze zbioru, **leg.** (*legit*) – zebrał, **ver.** (*verificavit*) – sprawdził (zwykle w sensie sprawdzenia poprawności oznaczenia).

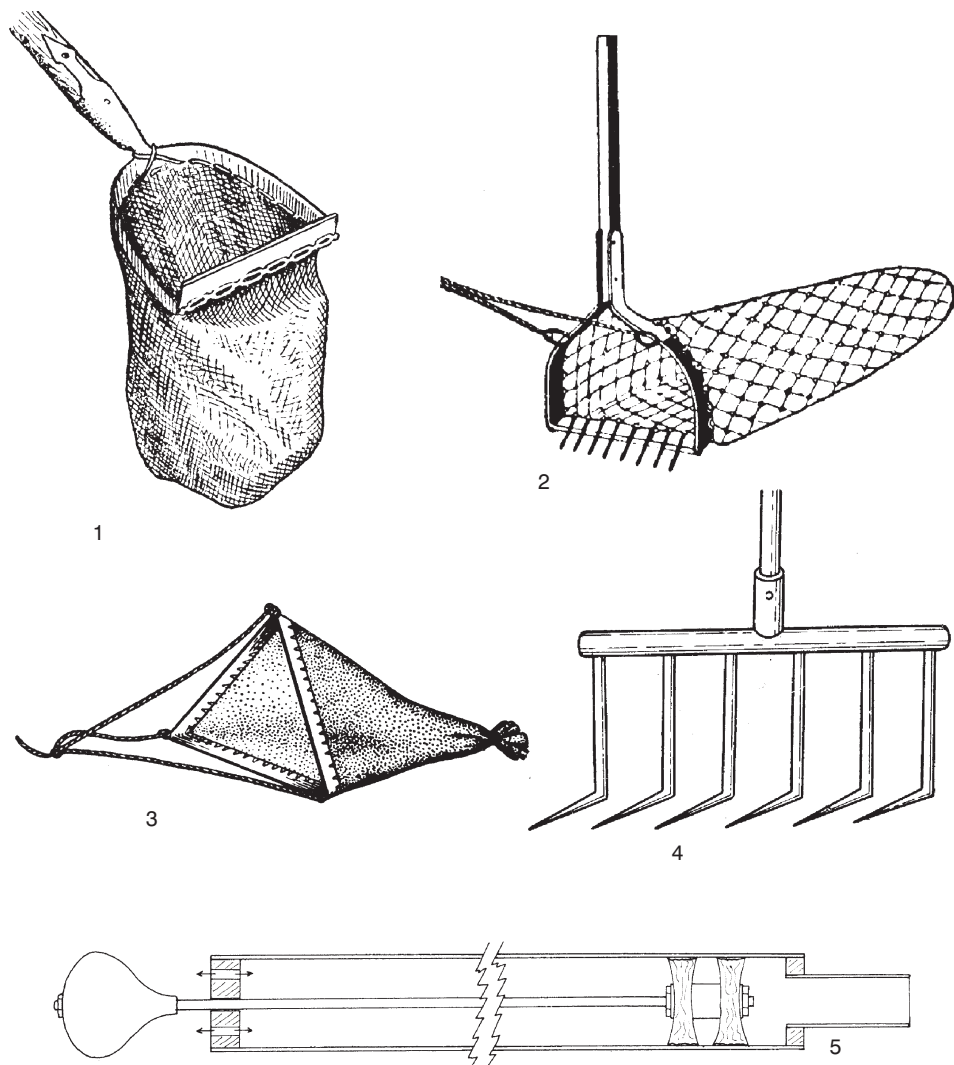
Pracując w terenie, należy mieć podstawowe wyposażenie, w skład którego powinienchodzić zestaw kawałków kalki technicznej na etykiety, notatnik, rapidograf 0,12 lub 0,18 mm, długopis, odbiornik GPS, dobrej jakości lupa jubilerska o powiększeniach 10 × i 20 ×, długa pęseta (co najmniej 20 cm), parę pęset mniej więcej 10 cm, pęseta zegarmistrzowska, pęseta entomologiczna z miękkiej blachy, zestaw odpowiedniej wielkości fiolek i innych pojemników na zbierane materiały. Pozostałe wyposażenie zależy od tego, co zbieramy.

Techniki zbioru

Zbieranie zwierząt prowadzić można metodami jakościowymi lub ilościowymi. W pierwszym przypadku po prostu staramy się złapać interesujące nas zwierzęta, w drugim obchodzą też nas ich liczebności. Metody ilościowe, stosowane szeroko w ekologii, mają na celu oszacowanie liczebności organizmów i/lub ich biomasy na jednostkę powierzchni, zwykle metr kwadratowy. Pobieramy próby o określonej powierzchni (dla planktonu objętości) i liczymy (albo ważymy) obecne w nich zwierzęta. Istnieje bogata literatura (patrz choćby Górny i Grüm 1981, Huflejt i Karwowski 1981), zajmująca się zagadnieniem szacowania rzeczywistych liczebności na podstawie ilościowych prób, pobranych w odpowiedniej liczbie i odpowiedni sposób, choć zwykle wiele mniejszych daje lepsze szacunki niż mniej większych. Staranne zbieranie metodami jakościowymi, w sposób standaryzowany na ile to możliwe, może dostarczyć danych półilościowych, tzn. pozwala określić stosunki liczebności poszczególnych gatunków, a nawet porównać, gdzie dany gatunek jest liczniejszy. Jedną z klasycznych metod półilościowych stosowanych do bezkręgowców lądowych jest tzw. „zbieranie na czas” – gdy w różnych miejscach zbieramy, powiedzmy, 30 minut, starając się to robić według tego samego schematu i w takim samym tempie, to raczej poprawnie ocenimy, gdzie liczebności były większe. W książce tej z oczywistych względów metody ilościowe uwzględnimy zupełnie marginalnie. Pominiemy też połowy nektonu: poza głowonogami i waleniami należą tu ryby. Niektóre z nich możemy łowić na wędkę, podrywką czy nurkując, większość wymaga sieci czy włoków i jednostek z odpowiednio mocnym napędem, więc najprościej do ich połowu po prostu wykorzystać zawodowych rybaków.

2.1. Bentos

Większość typów świata zwierzęcego to organizmy morskie zamieszkujące dno, czyli wchodzące w skład zoobentosu. Oczywiście bentos występuje także i w wodach słodkich. Tu należy też peryfiton, czyli drobne zwierzęta naroślinne (ściślej: zamieszkujące makrofity), choć do peryfitonu wlicza się i faunę występującą na kamie-



Ryc. 1. Sprzęt do jakościowego zbierania bentosu: 1 – drapacz dna (z Žadina 1966), 2 – draga bułgarska (z Žadina 1966), 3 – zarzucana draga trójkątna (z Žadina 1966), 4 – grabki do zbierania makrofytów, gąbek itp. (z Žadina 1966), 5 – pompa do zbierania delikatnych okazów oraz zwierząt ryjących w miękkim podłożu (z Lincolna i Shealsa 1979)

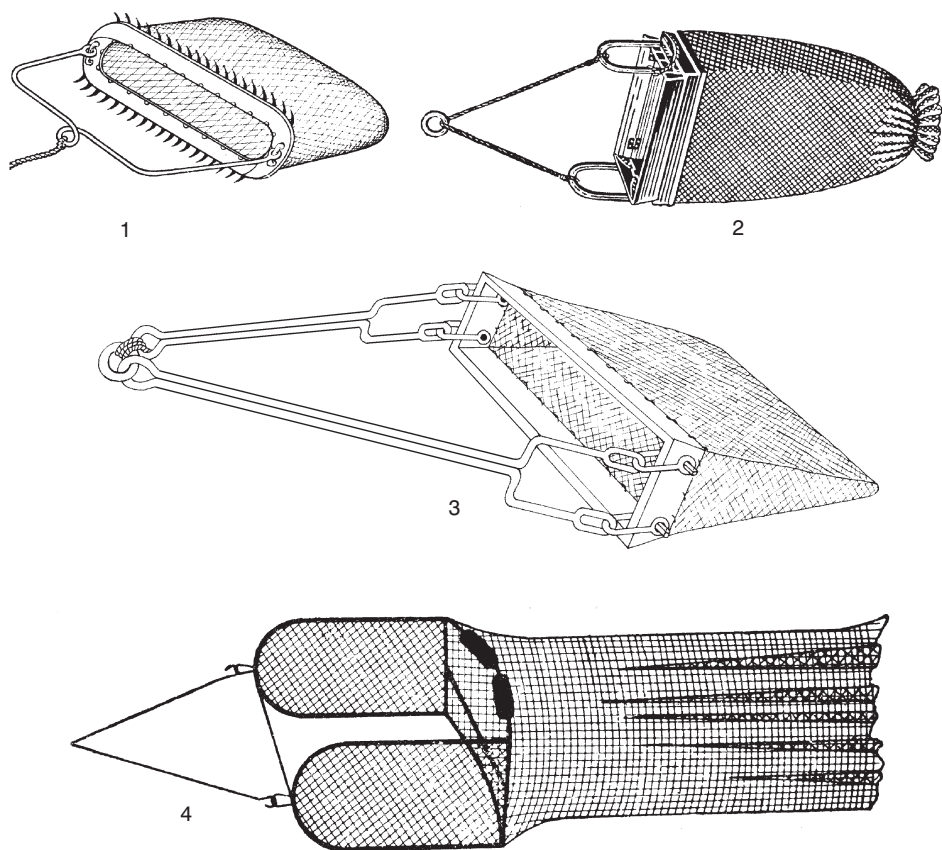
niach. Można by więc powiedzieć, że znajomość technik zbierania bentosu jest szczególnie często przydatna. Wielu przedstawicieli morskiego zoobentosu da się zebrać, nurkując z akwalungiem lub choćby maską i fajką. Warto przeszukiwać kępy glonów, odwracać zanurzone kamienie (pamiętając, aby następnie ułożyć je w położeniu wyjściowym: pozostawienie kamienia odwróconego oznacza skazanie na śmierć wielu drobnych zwierząt zamieszkujących ten kamień), rozkopywać kamyki w płytkiej wodzie itp. Należy też przeszukiwać dno odsłonięte w trakcie odpły-

wu. Regułą jest, że najbogatsza – przynajmniej jakościowo – fauna występuje na dnie twardym, wśród skał i kamieni. Na dnie piaszczystym fauna jest uboga, choć interesująca. Skorupiaki ryjące chodniki najlepiej zbierać, zasysając podłoże specjalną pompą (ryc. 1.5), natomiast wydobyć niektórych małży, zakopujących się głębiej niż metr, wymaga użycia łopaty.

W wodach słodkich, zwłaszcza niewielkich – jak strumienie, rzeczki, stawy, litoral jezior itp. podstawowym sprzętem jest drapacz, czyli skrobak (ryc. 1.1). Rama, opatrzona na dole płaskownikiem, ma wymiary od kilku do około 30 cm i osadzona jest na kij. Może to być zwyczajny kij, ale wygodnie jest używać kijów teleskopowych; najtańszym rozwiązaniem są teleskopy malarskie, droższe – teleskopowe wędziska z włókien szklanych i żywic epoksydowych, istnieją też specjalne teleskopowe kije przeznaczone do siatek i czerpaków entomologicznych. Drapacz obsyty jest siatką o oczkach odpowiedniej średnicy. Gdy zbieramy np. mięczaki, oka siatki mogą mieć nawet milimetr i pozwala to wygodnie płukać pobrane podłoże w samym drapaczu. Oczywiście czym drobniejsze zwierzęta zbieramy, tym bardziej gęsty musi być materiał, którym obszywamy drapacz. Tradycyjnie stosowano gazę młynarską o odpowiednio dobranej gęstości, czyli wymiarze oczek; obecnie gaza ta jest najczęściej sporządzona z mocnych i wodoodpornych włókien sztucznych, można też kupić specjalne siatki, przeznaczone do obszywania drapaczy, drag lub czerpaków entomologicznych.

Drapaczem pobieramy górną warstwę osadu, wraz z roślinami, kamieniami, kawałkami drewna itp. Głębokość zbieranej warstwy zależy od tego, jakie zwierzęta zbieramy – oczywiście ślimaki czy pijawki wymagają pobierania znacznie cieńszej warstwy podłoża niż na przykład małże i skąposzczety. Pobrany materiał płuczemy. Płukanie najlepiej prowadzić w naczyniu o soczewkowatym profilu dna – tradycyjnie używano aluminiowych kociołków, obecnie nietrudno kupić plastikowe naczynia takiego kształtu, najlepiej o średnicy 30–50 cm. Z naczynia wyciągamy odpłukane rośliny, kamienie i inne obiekty. Kamienie można też myć nylonową szczoteczką nad siatką. To, co zostaje, płuczemy, raz po raz nalewając wody, mieszając kolistymi ruchami i odlewając górną warstwę zamieszanej zawiesiny – w ten sposób frakcjonujemy osad na część lekką i ciężką. Odlewaną frakcję lekką przelewamy przez sito o odpowiedniej średnicy oczek; to, co zostaje, wykładamy na kuwetę (najlepiej białą) i przebieramy, w miarę potrzeby używając mikroskopu stereoskopowego. Podobnie przebieramy pozostałą w naczyniu frakcję ciężką. Niekiedy odpłukaną część osadu wraz z zamieszkującą ją fauną trzeba po prostu utrwalić w całości, zwykle formaliną, by przebrać materiał później, w pracowni.

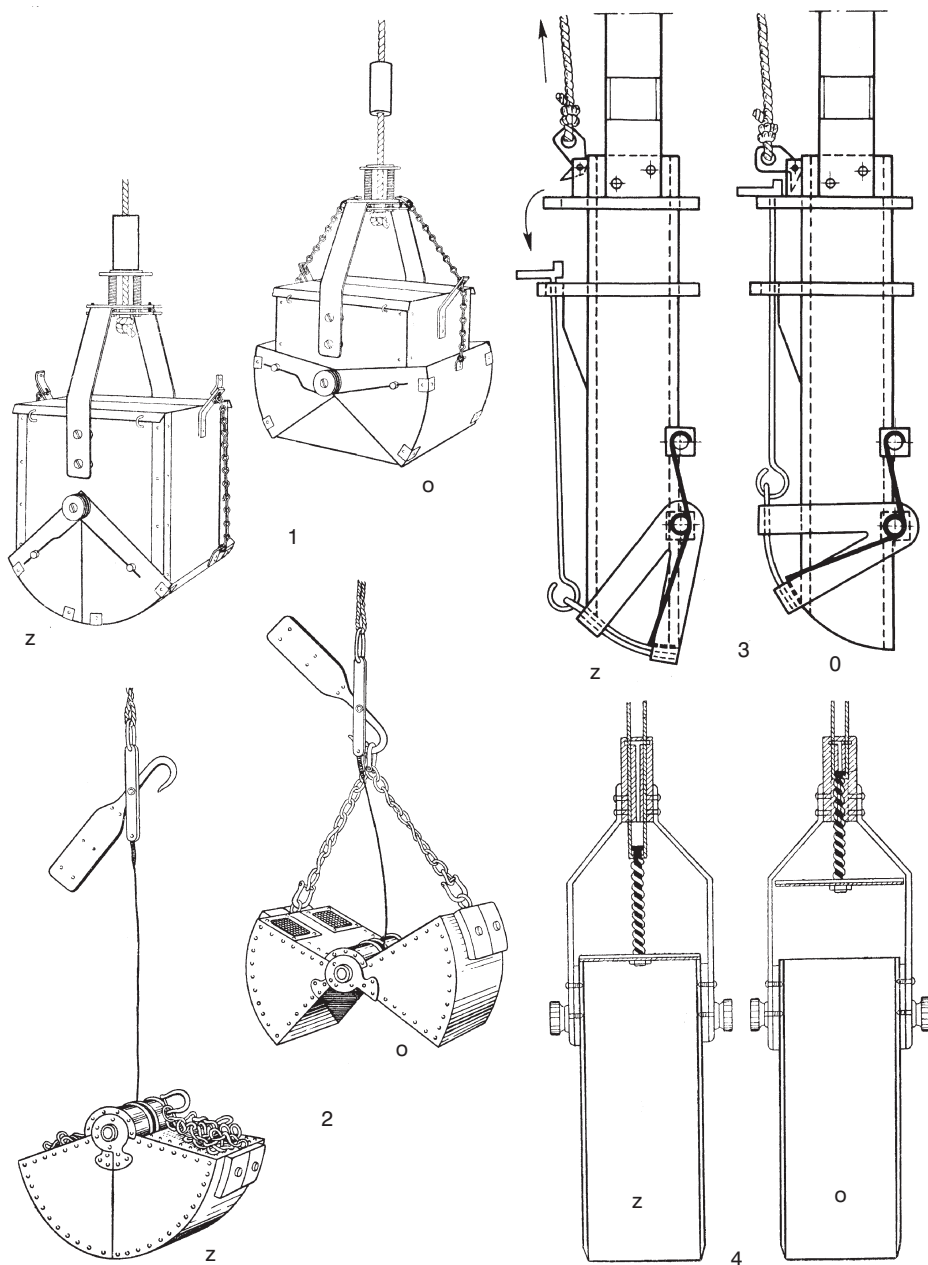
Gdy zbieramy materiał z bardzo drobnych wód, jak źródła, strumyczki, oczka bagienne, nawet drapacz bywa za duży, często więc najprzydatniejsze okazuje się zwykłe sitko do herbaty, z odpowiednio gęstą siatką, uzupełnione małą kuwetką. W większych rzekach czy jeziorach natomiast przydatny bywa zestaw sit frakcjonujących – od najgrubszego, o oczkach 2 cm, poprzez 10 mm, 5 mm, 2 mm, po 1 mm i 0,5 mm. Rzecz jasna sita mogą być choćby dwa: najrzadsze i najgęściejsze. Delikatnie przelewamy materiał, umieszczony na górnym sicie, porcjami wody o temperaturze takiej jak w miejscu zebrania materiału. Sam materiał zbieramy wówczas dra-



Ryc. 2. Dragi i włoki do zbierania bentosu: 1 – draga zębata (z Žadina 1966), 2 – draga nożowa (z Žadina 1966), 3 – draga przyrodnicza czyli prostokątna (z Lincolna i Shealsa 1979), 4 – włók Agassisa (z Žadina 1966)

gą – może to być choćby draga bułgarska (ryc. 1.2), która jest właściwie dużym drapaczem, osadzonym na mocnym kiju, lecz dodatkowo ciągniętym za uzdę. Draga ta ma pazury, zbierające rośliny denne, kamienie, gąbki czy małże. Wygodna też jest draga trójkątna (ryc. 1.3), którą zarzuca się z łodzi, pomostu czy po prostu stojąc na płyczninie lub na brzegu, po czym ściąga się używając liny. Grabki (ryc. 1.4) pozwalają wyciągać rośliny, gąbki, zanurzone pnie i inne tego rodzaju obiekty.

W dużych rzekach i jeziorach, a także w morzu, najczęściej materiału dostarcza draga (Demel 1929, Žadin 1966). Niekiedy używa się ryjacej głęboko w dnie dragi zębatej (ryc. 2.1), częściej dragi nożowej (ryc. 2.2), której wersją jest draga przyrodnicza (ryc. 2.3). O ile stosowanie dragi w morzu jest rutynowe, o tyle stosunkowo rzadko używa się jej w wodach słodkich. Tymczasem jest to właściwie jedyny sprzęt, pozwalający zebrać większy materiał z profundalu czy choćby sublitoralu jezior. Właściwie już głębokości poniżej 2–3 m są dostępne tylko w ten sposób. Draga wymaga precyzyjnego opuszczenia na dno, tak aby jej włók nie skręcił się ani nie za-



Ryc. 3. Czerpaki do ilościowego pobierania prób bentosu (po lewej – zamknięte, po prawej – otwarte):
 1 – czerpak Eckmana-Birge'a, 2 – czerpak Petersena, 3 – czerpak rurowy Szczepańskiego, 4 – czerpak
 rurowy Morduchaj-Bołtowskiego (z Żadina 1966)

plątał. Następnie musi być ciągnięta na tyle szybko, aby włók był wyprostowany, a zarazem na tyle wolno, aby nie szybować nad dnem i systematycznie zdrapywać odpowiedniej grubości warstwę podłoża. Wymaga to precyzji, lecz i odpowiedniej siły – łodzi z silnikiem, bowiem np. ponton z wiosłami nawet małej dragi nie pociągnie. Można jednak radzić sobie inaczej. Należy mieć 50–100 m mocnej liny – najlepiej plecionej nylonowej liny asekuracyjnej. Dragę wywozi się pontonem, albo wręcz płynąc w płetwach, na pełną długość liny, w miejscu odpowiednim do trałowania. Takie miejsce zwykle znajduje się nie dalej niż 100 m od brzegu, bądź miejsca, gdzie jeszcze można stać w wodzie. Tam właśnie druga osoba trzyma koniec liny. Po napięciu liny dragę puszcza się w dół, jednocześnie dość szybko wybierając linę z drugiego końca. Gdy draga już znajdzie się na dnie, zwalnia się tempo wybierania liny – wolno i równo wybiera się linę, aż pełna osadu draga dotrze do brzegu. Technikę tę stosowaliśmy z powodzeniem w wielu jeziorach.

Zwierzęta żyjące na powierzchni dna – lub tuż ponad nią – najlepiej zbierać różnego rodzaju włokami, jak włók Agassisa (ryc. 2.4). Można je wlec nad dnem z większymi prędkościami niż dragę, pozwalają więc złowić szybciej poruszające się zwierzęta, które przed dragą mogłyby uciec. Włoki znakomicie nadają się do połowów nektobentosu, czyli zwierząt pływających tuż nad dnem.

Do ilościowego zbioru bentosu służą różnego rodzaju czerpaki (ryc. 3.1, 3 i 4). Klasyyczny, przez lata najpopularniejszy z nich to czerpak Eckmana–Birge’a (ryc. 3.1), spuszcany na linie i zamykany pośląncem, czyli ciężarkiem spuszczanym po tejże linie. Niezwykle wrażliwy na wszelkiego rodzaju ciała obce, nie zamyka się niekiedy już w następstwie znalezienia się pojedynczego ziarna piasku w odpowiednim miejscu pod szczękami. Problemów takich nie ma z ważącym kilkaset kilogramów czerpakiem Petersena (ryc. 3.2), lecz to sprzęt stosowany wyłącznie przez większe jednostki oceanograficzne. Natomiast czerpak rurowy Szczepańskiego (ryc. 3.3) jest niewielki, umieszczony na kiju i przeznaczony do pracy w płytkich, niewielkich wodach. Mocne sprężyny pozwalają mu się zamknąć na wielu podłożach, lecz nie zawsze. Właśnie do zbioru z podłoża zwartych, zawierających piasek i drobny żwir, zaprojektowano czerpaki zamykające się od góry, jak przedstawiony na rycinie 3.4 czerpak rurowy Morduchaj-Bołtowskiego. Zamknięcie od góry stwarza podciśnienie, przeciwdziałające wypadaniu osadu z czerpaka. To urządzenie do pracy w płytkich wodach, osadzone na kiju, lecz istnieją także drapacze zamykane od góry opuszczane na linie na większe głębokości. Czerpaki rurowe pozwalają też pobierać próbki przekroju osadów na głębokość kilkunastu, a nawet parudziesięciu centymetrów. W pobranym rdzeniu można śledzić pionowe mikrorozmieszczenie drobnej fauny w osadzie.

2.2. Mejofauna

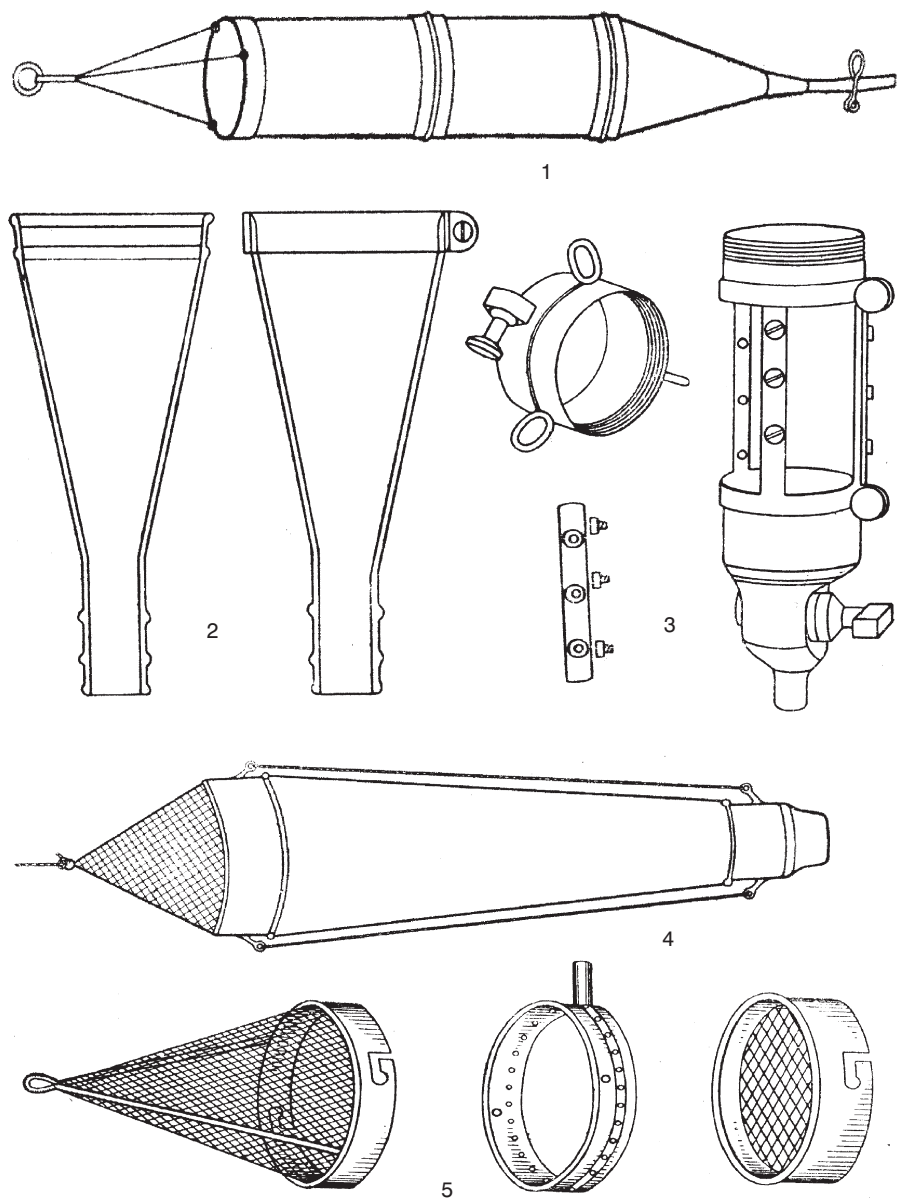
Mejofauna bywa różnie definiowana – w każdym razie jest to coś pośredniego między normalną makrofauną a mikrofauną; obejmuje zwierzęta widzialne gołym okiem, o największym wymiarze około milimetra, na tyle drobne, aby przemieszczać się pomiędzy ziarnami osadu i przejść przez 1-milimetrowe oka siatki. Mejofauna zamieszkuje przestrzenie w osadzie – zwykle piasku i żwirze – na dnie zbiorników

(mórz, jezior) rzek i tuż nad nim. Jest słabo poznana, a często interesująca. W trakcie odpływu można w wilgotnym piasku wykopać niewielką studnię i zestaw promieniście rozchodzących się z niej płytkich kanałów o długości 2–3 m. Gdy w wykopanej studni zgromadzi się woda, można ją wyczerpywać choćby kubkiem, przelewając przez sito o okach 0,05–0,06 mm i przeglądając materiał zatrzymany na sicie pod mikroskopem stereoskopowym. W ten sposób jednak nie zbierze się form przyyczepiających się mocno do cząstek osadu.

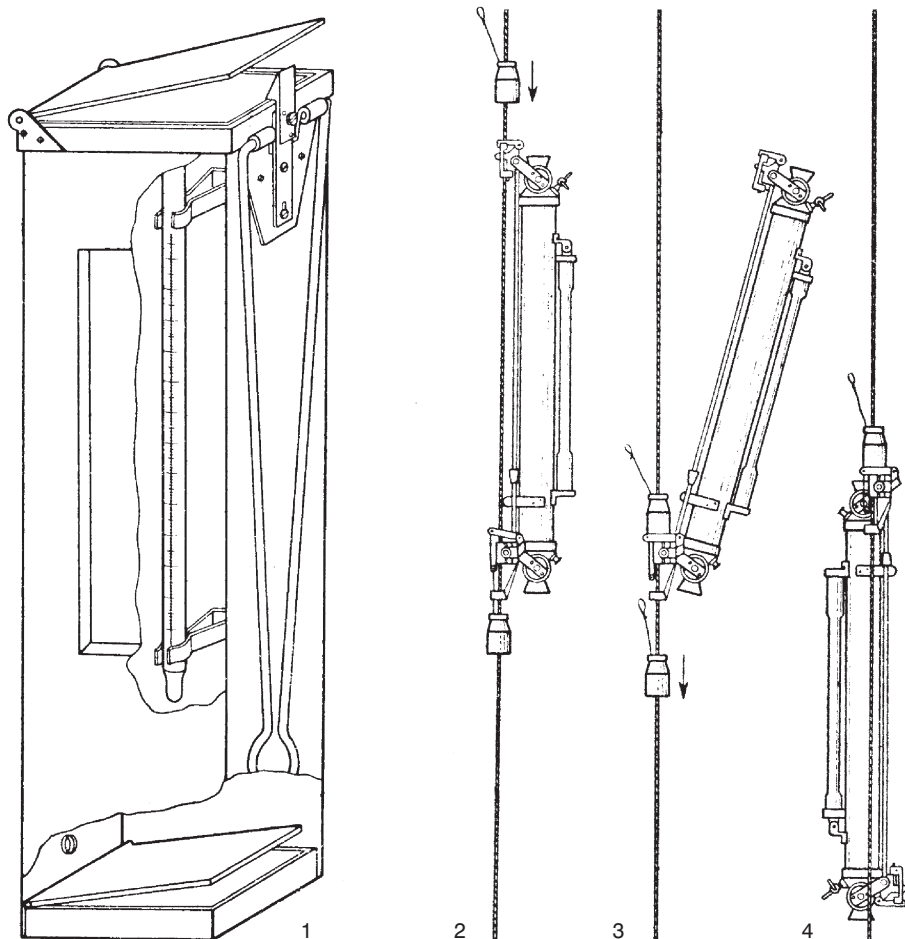
Mejofauna występuje bardzo licznie, więc próbka pobieranego podłoża może być niewielka. Wygodnie pobrać ją czerpakiem rurowym – rura może być metalowa lub plastikowa – o średnicy 30–40 mm i długości 400 mm, wbijana w podłoże na odpowiednią głębokość. Pobrane podłoże należy intensywnie płukać kolejnymi porcjami wody i zlewać wodę przez sito o okach 0,05–0,06 mm. Można też dodać jakiegoś środka narkotyzującego (jak chlorek magnezu, etanol, formalina lub 3-fenoksyprowanol), po 10–20 minutach zlać unieruchomione zwierzęta na sito. Próbkę mułu należy zalać wodą z środkiem narkotyzującym, odczekać, po czym pompować (choćby pompką do opon) od dna powietrze – zwierzęta wypłyną na powierzchnię wraz z rozmaitymi cząstkami organicznymi, można je zbierać kartką papieru. Kolejna metoda to umieszczenie próbki osadu w wysokim cylindrze, na nylonowym sicie o okach 0,14 mm. Na próbce kładzie się warstwę waty, a na niej lód uzyskany przez zamrożenie wody morskiej. Woda z topniejącego lodu z wolna przesącza się przez osad, wypłukując mejofaunę do naczynia podstawionego pod cylinder. Zamiast lodu stosuje się też wodę o temperaturze 40°C, co bywa wygodne w tropikach.

2.3. Plankton

Organizmów planktonowych jest dużo mniej niż należących do bentosu; jak je zbierać, omawia bogata literatura (Lityński 1922a, Starmach 1955, Žadin 1966, Griffiths i inni 1976, Fraser 1979, Gehringer i Aron 1979). Tutaj poprzestaniemy na podstawowych wskazówkach. W morzu występuje makroplankton – od centymetrowych ślimaków czy skorupiaków, po parometrowe meduzy, który trzeba zbierać dużymi włokami, siatkami osadzonymi na kiju albo po prostu wyjmując z wody czym się da. Zarówno w morzu, jak i w wodach słodkich występuje plankton drobnych lub wręcz mikroskopijnych rozmiarów. Podstawowym przyrządem do jego zbierania jest siatka planktonowa (ryc. 4). Może być cylindryczna (ryc. 4.1) albo stożkowa (ryc. 4.4). Lina za pośrednictwem uzdy łączy się z pierścieniem wlotowym o średnicy najczęściej 30–45 cm. Do pierścienia umocowana jest sama siatka – wykonana tradycyjnie z jedwabnej gazy młynarskiej, a obecnie raczej ze specjalnej nylonowej tkaniny – w postaci cylindrycznego lub stożkowego rękawa, w dalszej części zwężającego się stożkowato, do połączenia z lejkiem (ryc. 4.2). Na drugi koniec lejka nasunięty jest plastikowy wężyk z zaciskiem (ryc. 4.1) – tędy zlewa się zebrany plankton. W siatkach lepszej klasy lejek jest metalowy, z kranem i bocznymi powierzchniami filtrującymi (ryc. 4.3). Jeżeli łowimy plankton wśród roślin, to wlot siatki powinien być zabezpieczony drucianą siatką, w postaci nasadki stożkowej (ryc. 4.4 i 5) lub płaskiego cedzidła (ryc. 4.5).



Ryc. 4. Siatki planktonowe: 1 – cylindryczna siatka Langhansa (z *Žadina* 1966), 2 – lejki do siatek planktonowych (po lewej z mocowaniem siatki za pomocą opaski z grubej nici, po prawej z mocowaniem siatki za pomocą opaski metalowej; ze *Starmacha* 1955), 3 – lejek z kranem i bocznymi płaszczyznami filtrującymi z gazy młynarskiej (ze *Starmacha* 1955), 4 – siatka planktonowa Birge'a z drucianą siatką we wlocie i naczynkiem zbiorczym na końcu (z *Žadina* 1966), 5 – nasadka stożkowa (po lewej), oprawa siatki przystosowana do mocowania nasadek (w środku) i nasadka płaska (cedzidło) do połowu planktonu i innej drobnej fauny wśród roślin wodnych (ze *Starmacha* 1955)



Ryc. 5. Batometry do pobierania ilościowych prób planktonu z określonej głębokości: 1 – Patalasa (widoczne uchylne wieczka górne i dolne, zatrask sprężynowy wieczka górnego, okienko, zaczep liny i umieszczony w środku termometr; z Żadina 1966), 2–4 – Nansena: 2 – opuszczany na zadaną głębokość, 3 – po osiągnięciu zadanej głębokości spuszcza się po linie postać, który odłącza górne mocowanie batometru, zamykając ćwierćobrotowe kurki na obu jego końcach; batometr odwraca się pod własnym ciężarem o 180°, 4 – batometr odwrócony i napełniony wodą z zadanej głębokości, z którą wyciągnięty zostanie na powierzchnię (z Żadina 1966)

W zooplanktonie spotykamy organizmy tak drobne, jak pierwotniaki czy wrotki, ale też osiągające milimetr, a nawet więcej, aktywnie pływające, jak skorupaki. Stąd ważny jest dobór gęstości siatki, bowiem nie ma siatki uniwersalnej. Im bardziej gęsta, o drobniejszych okach, tym drobniejsze organizmy można nią łowić. Zarazem jednak tym szybciej jej oka się zatkają, a nawet niezatkanie, tym mniej wody przepuszczają. Tak więc czym drobniejsza siatka, tym wolniej trzeba ją ciągnąć, toteż tym więcej przedstawicieli planktonu zdoła z niej uciec. Istnieje

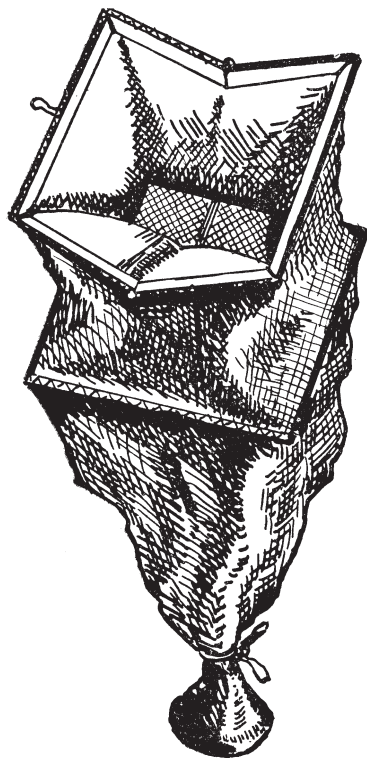
wiele systemów numeracji gazy młynarskiej (patrz choćby Starmach 1955). Najprościej stosować liczbę nici na centymetr. Najmniej gęsta to 10 nici na centymetr, najbardziej gęsta – 240 nici na centymetr. Gęstość siatki dobieramy do wielkości zwierząt, które chcemy łowić. Zwykle należy mieć więcej niż jedną siatkę, aby zapewnić dostateczną różnorodność łowionych zwierząt. Siatkę planktonową możemy oczywiście ciągnąć pod samą powierzchnią, albo na zadanej głębokości, przyczepiając ją odpowiednio do liny, obciążonej na tyle, aby przy prędkości holowania siatki zwisała niemal pionowo. Siatkę planktonową, gdy jest niewielka, można też zarzucać i przyciągać.

Połów siatką planktonową zwykle prowadzimy z prędkością 1–2 węzłów, czyli 0,5–1,0 m/sekundę. Przy większej prędkości następowałoby wypłukiwanie zawartości z siatki o przeciętnej gęstości nici. Wykazano, że nawet jeśli pierścień wlotowy ma 2 m średnicy przy takiej prędkości większe i szybciej pływające zwierzęta planktonowe są w stanie uciec. Stosuje się więc siatki z prostokątnym wlotem, o przekątnej 3 m, które są obszyte gęściejszą gazą tylko na samym końcu, a w przedniej części gazą o wielkich okach, aby zmniejszyć opór przepływającej wody. Ponadto przed wlotem umieszczona jest V-kształtna owiewka. Taką sieć można holować z prędkością 4–5 węzłów.

Inna technika zbierania planktonu to przelewanie wody, pobieranej np. kubłem, przez siatkę. Znakając objętość kubła, można określać objętość przelanej wody – będzie to więc metoda ilościowa. Ilościowo można też pobierać materiał holowaną siatką, gdy znamy odległość jej holowania. Oczywiście prędkość holowania powinna być nie za duża i zawsze taka sama – inaczej źródłem dużego błędu będzie, że przez siatkę przepuścimy tylko część – w dodatku za każdym razem różną – wody teoretycznie zagarnianej przez pierścień wlotowy. Istnieją rozmaite, mniej lub bardziej złożone systemy zamykania siatek po pokonaniu określonej odległości. Próby ilościowe można pobierać, holując siatkę na odległość, powiedzmy, 100 m, określaną przez odbiornik GPS. Do pobierania próbek wody – wraz z planktonem – z określonej głębokości służą różnego rodzaju batometry, jak batometr Patalasa (ryc. 5.1) lub batometr Nansena (ryc. 5.2–4). Problemem jest to, że objętość batometrów jest zwykle za mała, aby pobrane nimi ilościowe próbki planktonu były wiarygodne. Dobry batometr do pobierania planktonu powinien mieć pojemność 10, a przynajmniej 5 litrów, tymczasem wiele batometrów ma pojemność mniejszą. Wówczas pozostaje pobieranie wielu małych prób. Dobrze też, aby zamykając się batometr nie płoszył planktonu. Najlepiej, gdy zamyka się płynnie, jak batometr Patalasa.

2.4. Fauna glebowa

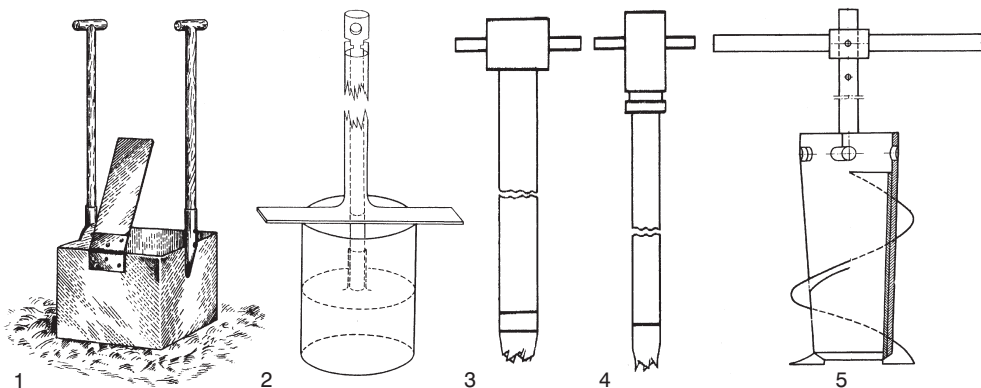
Jako faunę glebową rozumiemy oczywiście zwierzęta zamieszkujące różnego rodzaju gleby, także uprawne, lecz również faunę ściółki. Fauna glebowa obejmuje więc największe bogactwo zwierząt lądowych, przynajmniej bezkręgowców. Większych zwierząt możemy po prostu wypatrywać w terenie. Warto przewracać kamienie, opadłe kawałki kory, czy pnie (później umieszczając je w pozycji wyjściowej). Należy przeszukiwać zagłębienia w rejonie szyi korzeniowych drzew i inne miejsca



Ryc. 6. Składane sito entomologiczne do przesiewania ściółki
(z Simma 1924)

gromadzenia pokładów ściółki. Można też użyć czerpaka entomologicznego – płóciennego worka rozpiętego na obręczy osadzonej na kiju. Czerpakiem przesuwamy wahadłowo po roślinach, niezbyt mocno, starając się wykonywać ruchy zagarniające ku górze. Z worka wybieramy złowione zwierzęta – to szybka metoda złowienia większych ilości zwierząt, zamieszkujących np. dolne powierzchnie liści runa leśnego. Pożyteczne jest sito entomologiczne (ryc. 6). Pozwala ono szybko odsiać liście, patyki i inne większe obiekty od drobniejszej ściółki, którą następnie zabieramy do pracowni, najlepiej w płóciennym worku. Nie należy używać worków foliowych, ani też uszytych z lnianej surówki, bowiem ta ostatnia po nawilżeniu nie przepuszcza powietrza. Sito entomologiczne bardzo przyspiesza przebieranie ściółki, lecz nie należy go używać do prób ilościowych, bowiem w górnej, odrzucanej frakcji zawsze mogą pozostać zwierzęta.

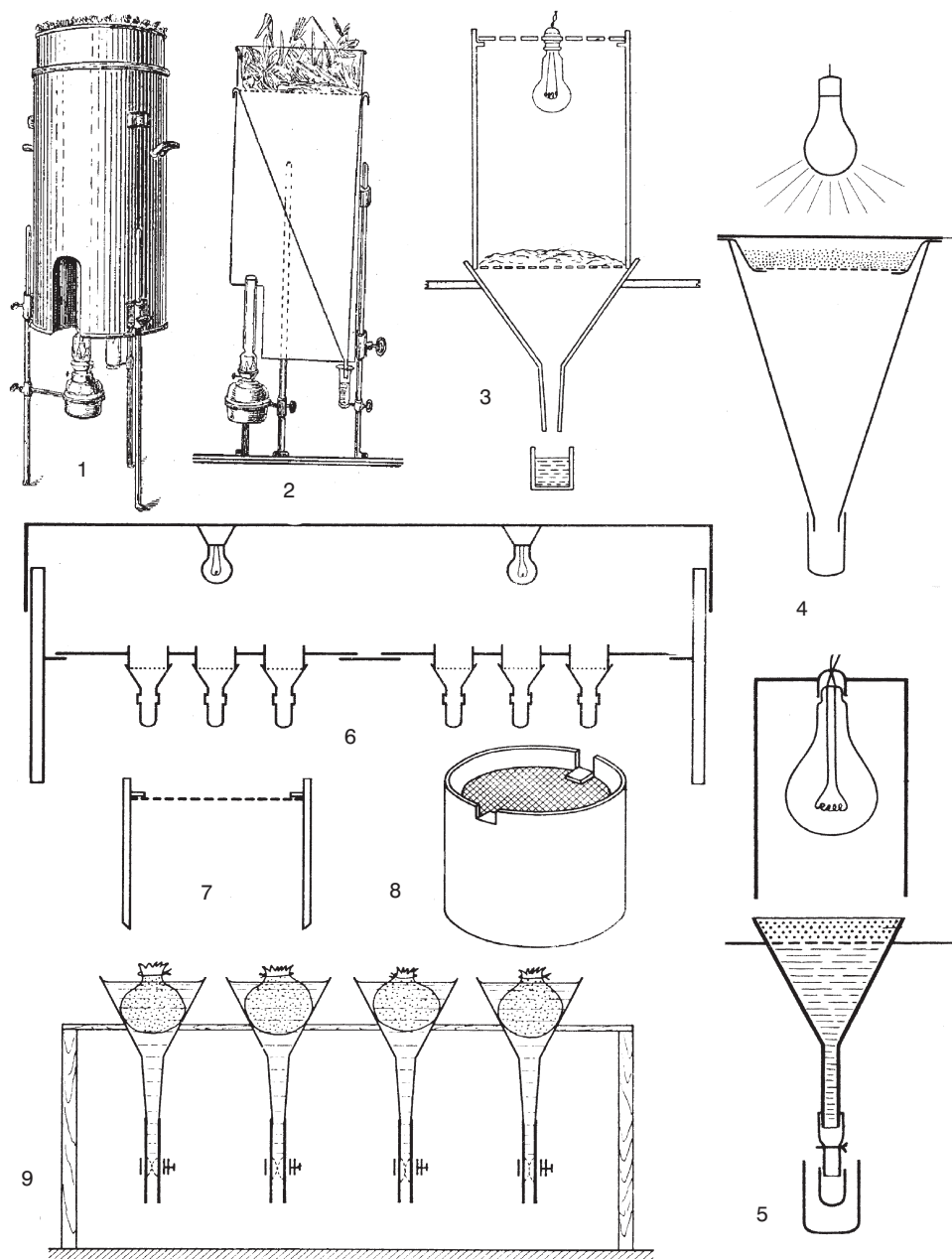
Faunę glebową łowić też można w pułapki Barbera. Są to słoiki lub puszki wko-pane w ziemię, niekiedy u góry zabezpieczone przed drapieżnikami czy padlinożer-cami przez częściowe przykrycie lejkiem lub specjalną pokrywką, umożliwiającą wpadanie drobnych zwierząt do pułapki. Można do pułapki wlać nieco 0,5% forma-liny, jeżeli odwiedzamy pułapki co parę dni. W pułapkach można też umieszczać przynęty, odpowiednie dla łapanych zwierząt. Dla niektórych bezkręgowców, jak śli-maki, można porozkładać kawałki kory z drzew liściastych lub kawałki tektury i od czasu do czasu zbierać zwierzęta z ich dolnych powierzchni.



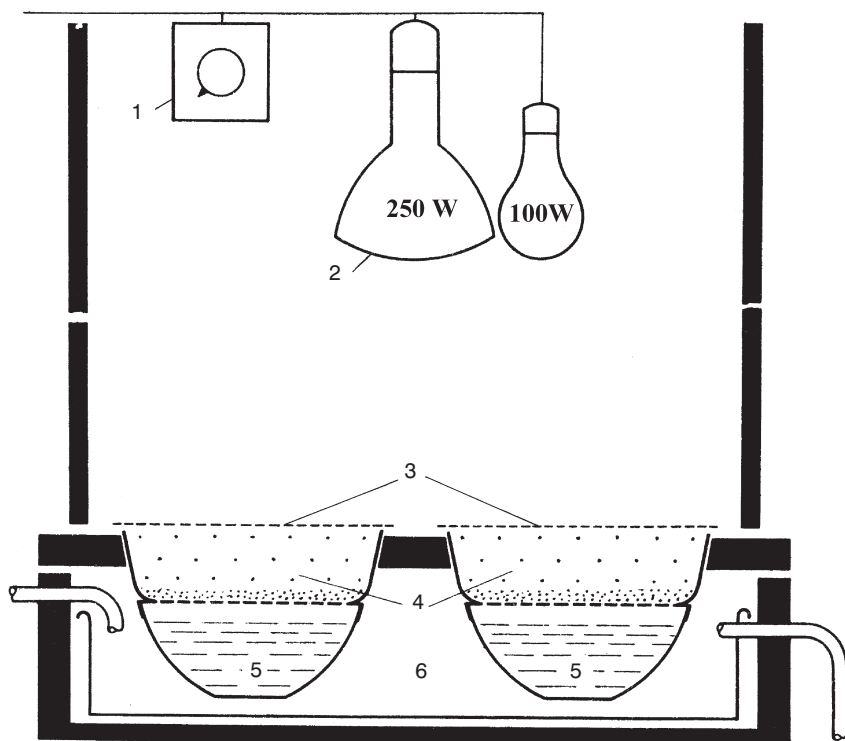
Ryc. 7. Przyrządy do pobierania ilościowych prób gleby: 1 – rama wbijana w ściółkę lub glebę, 2 – cylinder z tłokiem, do pobierania prób z miękkiej gleby bądź ściółki, 3–4 – rury do pobierania prób z miękkiej gleby, 5 – świder do pobierania prób z twardej gleby (z Kaczmarek 1981)

Faunę glebową ilościowo zbiera się, pobierając odpowiednio głęboko glebę (ściółkę) ze znanej powierzchni. Można wbić w ziemię ramę (ryc. 7.1) i wybrać z niej wszystko do głębokości kilku centymetrów. Taka rama jest najlepszym rozwiązaniem, gdy badamy liczebności zwierząt o większych rozmiarach. Dla najdrobniejszej fauny wystarczają próby z mniejszej powierzchni. Pobiera się je czerpakami rurowymi różnej konstrukcji, niekiedy zbliżonymi do stosowanych dla bentosu. Może to być czerpak zamykany od góry (ryc. 7.2), do pobierania miękkiej gleby lub ściółki. Do miękkiej gleby używa się też prostych czerpaków rurowych (ryc. 7.3 i 7.4), a do twardej świdra (ryc. 7.5), który wkręca się w glebę, po czym wykręca wraz z rdzeniem pobranym w środku rury. Przyrządy do pobierania prób ilościowych i ekstrakcji fauny glebowej omawia szczegółowo Kaczmarek (1981).

Glebę pobraną jakościowo bądź ilościowo zabieramy do pracowni. Tam przystępujemy do ekstrakcji zamieszkującej ją fauny. Istnieje wiele technik wypłaszania zwierząt z próbek gleby. Zwykle ogrzewanie zwiększa ich aktywność, a wysychanie powoduje przemieszczanie w warstwy nadal wilgotne, aż zwierzęta wypadają ze ściółki i po ścianach lejka zsuwają się do naczynia z utrwalaczem. Zapewne najstarsze urządzenie tego typu to lejek Tullgrena lub Berlesego (ryc. 8.1–3): klasycznie był to metalowy baniak, w środku podzielony skośną ścianą. Na górze była siatka, na której leżała próbka ściółki, na dole rurka wchodząca do epruwetki z utrwalaczem. Całość ogrzewała lampa naftowa (ryc. 8.1 i 2). Współcześnie metalowy lub plastikowy lejek u góry przykrywa siatka, na której stoi metalowy cylinder z próbką (ryc. 8.3). Od góry świeci żarówka, zwierzęta w miarę wysychania schodzą coraz niżej, aż wpadają do lejka i z niego do epruwetki napełnionej etanolem. Takich lejków ustawia się na najczęściej drewnianym statywie kilka–kilkadziesiąt. Proces wypłaszania zwykle zajmuje 1–2 dni. Podobnie działa abażur uszyty z bisiu (ryc. 8.4), jak też aparat Tanaki (ryc. 8.6–8). Dla odmiany lejek O’Connora (ryc. 8.5), używany do ekstrakcji wazonkowców (Enchytraeidae) jest wypełniony wodą: ciepło żarówki powo-



Ryc. 8. Różne typy urządzeń do ekstrakcji drobnych zwierząt z gleby: 1–3 – lejki Berlesego: 1 – widok zewnętrzny klasycznego, metalowego aparatu ogrzewanego od dołu lampą naftową, 2 – ten sam aparat w przekroju (z Simma 1924), 3 – współczesna wersja, ogrzewana od góry żarówką (z Mahoneya 1971); 4 – abażur (lejek) z bisiurow do ekstrakcji makrofauny glebowej (z Kaczmarek 1981); 5 – lejek O'Connora (O'Connor 1962); 6–8 – aparat Tanaki (za Kaczmarek 1981): 6 – statyw z lejkami z glebą ogrzewanymi od góry przez żarówki, 7 – przekrój pojedynczego lejka z siatką, 8 – pojedynczy lejek z siatką; 9 – lejki Baermanna do ekstrakcji nicieni z gleby lub materiału roślinnego (z Mahoneya 1971)



Ryc. 9. Aparat Kempsona i Lloyda z podczerwienią: 1 – termoregulator, 2 – promiennik podczerwieni 250 W włączany przemiennie ze zwykłą żarówką 100 W, 3 – siatka, 4 – próbki gleby w naczyniach o dnach z rzadkiej kraty plastikowej, pokrytych dwiema warstwami tiulu bawełnianego; 5 – naczynia z roztworem kwasu pikrynowego; 6 – kąpiel wodna (wg Kempson, Lloyd i Ghelardi 1963, za Kaczmarek 1981)

duże przechodzenie skąposzczetów głębiej, aż wpadają do lejka; zwalniając zacisk na rurce, zlewamy zgromadzone tam zwierzęta do epruwetki. Lejki Baermann z kolei (ryc. 8.9) służą do wydobywania nicieni z gleby lub materiału roślinnego. Tutaj materiał umieszczamy w muślinowych woreczkach, a te z kolei w lejkach napełnionych wodą i grzanych od góry.

Wiele aparatów do ekstrakcji fauny glebowej osiąga znaczny stopień komplikacji, jak aparat Kempsona i Lloyda (ryc. 9). Choć wymyślono wiele metod wypłaszania fauny z gleby, nie zawsze są one wystarczające. Zwykle choćby mięczaki pozostają w większości w ściółce. Istnieją też rozmaite metody wypłukiwania czy flotacji, działające lepiej lub gorzej. Dopóki nie planujemy szerzej zakrojonych, ilościowych badań nad rzeczywiście drobną fauną glebową (powiedzmy wielkości od roztoczy w dół), zwykle najpewniejszą i dostateczną metodą jest zwykle ręczne przebranie ściółki czy gleby. Można to robić na białej płachcie, lepiej na białej kuwecie fotograficznej. Przebieraną glebę należy dobrze oświetlić, najlepiej lampą halogenową. Kuweta powinna też być ogrzewana od spodu, można ją umieścić choćby na poduszce elektrycznej, aby zwierzęta były aktywne, przez co łatwiejsze do zauważenia. Glebę