

Jamochłony (Coelenterata)

Należą tu wyłącznie zwierzęta wodne, osiadłe lub swobodnie przemieszczające się, o symetrii promienistej, mające już wykształcone tkanki, z zaznaczającą się ekto- i endodermą oraz wypełniającą przestrzeń między nimi mezogleą. Otwór gębowy, zwykle otoczony wieńcem czułków, prowadzi do jamy chłono-trawiącej. Można wyróżnić kilka układów, jak nerwowy z pierwszymi oznakami koncentracji.

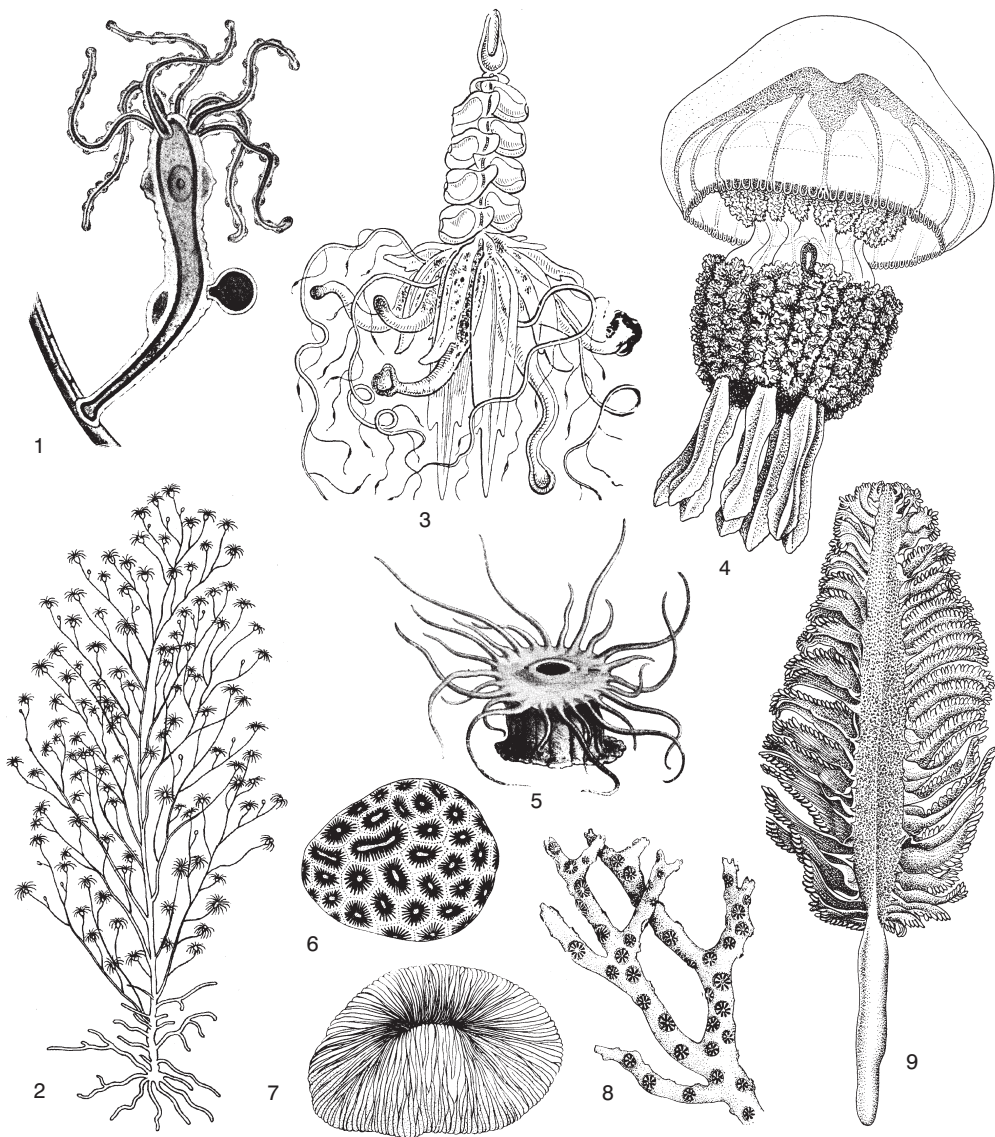
2

Parzydełkowce (Cnidaria)

Jamochłony mające komórki parzydełkowe (nematocysty) i poruszające się za pomocą skurczów mięśni, morskie i słodkowodne (ryc. 14). Osiadłe przytwierdzone są stopą, czyli biegunem ciała przeciwnym do otoczonego wieńcem czułków otworu gębowego, skierowanego ku górze. Ten typ budowy określamy mianem polipa. Polip przez pączkowanie niedoprowadzone do końca tworzyć może kolonie złożone z setek i tysięcy osobników. Osobniki w kolonii mogą być jednakowe (kolonia monomorficzna) lub zróżnicowane budową i funkcją (kolonia polimorficzna). Charakterystyczna przemiana pokoleń zaznacza się w podziale polipa (strobilacji) na stos meduz (u *Cubomedusae* polip przekształca się w pojedynczą meduzę), składających jaja, z których po zapłodnieniu rozwijają się polipy. Meduza to postać swobodnie pływająca w toni wodnej: otwór gębowy, otoczony często kilku wielkimi ramionami, skierowany jest w dół, a dyskowato spłaszczone zwierzę przemieszcza się dzięki skurczom parasolowatego ciała. Zależnie od gromady dominuje pokolenie polipa, bądź meduzy. Około 9000 gatunków. Są na tyle zróżnicowane, że musimy omówić każdą gromadę oddzielnie.

2.1. Stułbiopławy (Hydrozoa)

Żyjące pojedynczo lub kolonijne parzydełkowce, dla których typowa jest przemiana pokoleń, z następstwem: rozmnażający się bezpłciowo polip – rozmnażająca się płciowo meduza, ale któreś z pokoleń może być zredukowane. Polipy są bez mezenteriów, a meduzy opatrzone *velum* (mięśniowym płatem służącym do pływania) i z gonadami rozwiniętymi z ektodermy. Morskie i słodkowodne, około 2700 gatunków. Rząd Hydroida – dominacja stadium polipa, u słodkowodnej *Hydra* (stułbii)



Ryc. 14. Zróżnicowanie morfologii parzydełkowców: 1 – *Hydra viridis*, stulbia (z Hertwiga 1912); 2 – *Eudendrium*, kolonijny stulbiopław (z Henniga 1979); 3 – *Natalia loligo*, rurkoplław (z Hertwiga 1912); 4 – *Rhizostoma*, krążkoplław (z Lincolna i Shealsa 1979); 5 – *Antheomorpha elegans*, ukwiał (z Hertwiga 1912); 6–8 – koralowce rafotwórcze (z Henniga 1979): 6 – *Favia*, 7 – *Fungia*, 8 – *Oculina*; 9 – *Pennatula phosphorea*, pióro morskie (z Lincolna i Shealsa 1979)

brak meduzy; liczne formy słodkowodne, słonawowodne i morskie. Rząd Trachylida – wyłącznie morskie meduzy, bez fazy polipa. Rząd Milleporina – często mylone z koralowcami, podobne do nich i współtworzące wraz z nimi i pewnymi mszywiolami rafy koralowe; polipy na powierzchni masywnego, porowatego szkieletu zbudowanego

wanego z węglanu wapnia, meduzy rozwijają się w zagłębieniach, uwolnione nie mają otworu gębowego, czułków ani jamy chłonąco-trawiącej; w pełnosłonych morzach tropikalnych, płytko. Rząd Siphonophora (rurkopławy) – złożone, polimorficzne kolonie wolno pływające w toni wodnej lub unoszące się na powierzchni wody (ryc. 14.3); kilka rodzajów polipowatych lub meduzowatych osobników przyczepionych do pnia (pień może przekraczać długością metr) lub dysku (*Velella*, *Porpita*), od góry może być jeden lub dwa pneumatofory (pęcherze pławne) zapewniające pływalność (*Physalia*); niektóre tak silnie jadowite, że mogą być niebezpieczne dla człowieka.

Słodkowodne stułbie (*Hydra*, ryc. 14.1) zamieszkują wody słodkie od Grenlandii i Ziemi Ognistej po Zanzibar i Jezioro Wiktorii. W górskich jeziorach osiągają wysokość 2400 m n.p.m. (Krzysik 1926b), w Jeziorze Genewskim głębokość 300 m (Krzysik 1926b). Najliczniej jednak występują płytko. Unikają wód szybko płynących. Zamieszkują stawy, jeziora, rowy, kanały, czasem kałuże, nie unikają wód słonawych. Masowo mogą występować na wypływach ze stawów, w których dokarmia się ryby, liczne są na łożyskach i liściach roślin tuż pod powierzchnią wody – w korzystnych warunkach szybko zwiększają liczebność. Zaobserwowano w hodowli, że w ciągu 12 dni 225 osobników z 62 pączkami rozmnożyło się do 1172 polipów z 1044 pączkami, a więc liczba osobników wzrosła niemal ośmiokrotnie (Krzysik 1926b). Stułbie przyczepiają się do wszelkich zanurzonych przedmiotów: roślin wodnych, pni, pali, kłód, korzeni, muszli ślimaków i małży, pustych i zamieszkałych domków chruścików. Jeden z gatunków – *Hydra circumcincta* – unika światła i zamieszkuje muł lub pod kamieniami. Stułbie często towarzyszą gąbkom lub mszywiolom. Stułbie kroczą po dnie, przeciągając ciało zaczepionym jak najdalej czułkiem; na zimę schodzą w głąb zbiornika.

Morskie stułbiopławy najliczniej zamieszkują wody płytkie, przyczepione do skał, roślinności i innych zanurzonych przedmiotów. Rurkopławy występują we Wszechoceanie, przeważnie są kosmopolityczne, unoszą się płytko w toni wodnej lub na powierzchni morza.

Stułbia w stanie skurczonym to kula o średnicy poniżej milimetra – można ją wypatrzeć przy dobrym świetle na powierzchni przedmiotów wyjętych z wody, lecz wymaga to doświadczenia i wprawy. Najlepiej więc zaopatrzyć się w niewielkie akwarium szklane. Nalewamy doń wody, po czym wkładamy partiami rośliny i inne przedmioty wyciągnięte z wody. Po chwili stułbie prostują się i wyciągają i w dobrym oświetleniu – najlepiej w godzinach południowych – łatwo je wypatrzeć. Przenosimy je delikatnie, najlepiej małą pipetką lub szklaną rurką, którą nasuwamy na stułbię, po czym zatykamy z drugiej strony palcem, zapobiegając wylaniu wody ze złowioną stułbią.

Morskie stułbiopławy można zbierać drągą, ale lepiej nurkując. Warto mieć dłuto i młotek do odkuwania kawałków podłoża wraz z przyczepionymi do nich polipami. Przedstawiciele Milleporina odkuwamy – jako odpowiedniej wielkości fragment rafy koralowej – podczas odpływu albo nurkując. Rurkopławy łowić trzeba w sieci planktonowe o dużej średnicy i dużych okach, holowanymi z prędkością 0,5–1 węzła (0,25–0,5 m/sekundę: Petersen 1976). Pojedyncze można też wyławiać drapaczem albo zbierać świeżo wyrzucone na brzeg. Należy zachować ostrożność, bo wiele gatunków ma parzydełka zawierające jady, które mogą być nawet śmiertelne dla człowieka, a zawsze poparzenie jest bardzo bolesne.

Stułbie można zbierać przez cały rok, lecz najlepiej latem, gdy są liczne płytko wśród roślin wodnych, nieskurczone, i gdy w świetle słonecznym najłatwiej je wypatrzyć. Morskie stułbiopławy można zbierać o każdej porze roku.

Hodowla stułbi nie nastręcza trudności, jeśli zapewnimy zwierzętom dostatek tlenu i pożywienia. Akwarium – może być niewielkie, choć w większym warunkach będzie bardziej stabilne – napełniamy wodą pochodzącą z tego samego zbiornika co stułbie, a w każdym razie nie może to być woda wodociągowa. Akwarium stawiamy w miejscu nie wystawionym na bezpośrednie promienie słoneczne i przykrywamy szybą, aby zapobiec opadaniu pyłu, powodującego pojawianie się na powierzchni wody warstwy bakterii. Akwarium obsadzamy moczarką (*Elodea canadensis*), aby zapewnić dostateczne natlenienie, można też zainstalować napowietrzanie. Najlepiej moczarkę posadzić w doniczkach i nie dawać podłoża, można też dać gruby żwir; w każdym razie podłoże musi zapewniać możliwość usuwania wszelkiego gromadzącego się detrytus. Temperatura wody powinna być 20°C, zimą 10°C. Wodę zmieniamy średnio co 8 dni – tym częściej, im wyższa temperatura i intensywniejsze karmienie polipów. Stułbie należy karmić codziennie, najlepiej drobnymi planktonowymi skorupiakami jak *Daphnia*. Jeżeli plankton jest niedostępny, można stułbie karmić bardzo drobno posiekanym, chudym mięsem (najlepiej polędwicą wołową); kawałki mięsa należy delikatnie podawać polipom między czułki i czekać, aż go zjedzą; wszelkie nie zjedzone resztki natychmiast usuwamy z akwarium. Pojedyncze polipy można przetrzymać w niewielkiej ilości wody na szkiełku zegarkowym czy szalce Petriego; wodę zmieniamy im co 1–2 dni. Można je barwić przyżyciowo czerwienią obojętną i błękitem metylenowym, bardzo silnie rozcieńczonymi; po paru godzinach są one wybarwione najżywiej, choć bywa różnie.

Stułbie trzeba narkotyzować, zwykle kilku kryształkami mentolu, lub umieszczając nieco mieszaniny Graya na powierzchni wody. Czas narkotyzacji jest różny, konieczne badanie reakcji. Zamiennie stosuje się siarczan magnezu, chlorek magnezu, hydrat chloralu, 3-fenoksypopropanol lub stowainę (amylochlorohydrynę). 3-Fenoksypopropanol jest szczególnie polecany, bowiem działa szybko na polipy i drobne meduzy, jeżeli jest dodawany dostatecznie wolno, by nie wywołać kurczu czułków. Meduzy znieczulamy mieszaniną Graya, siarczanem magnezu lub stowainą. Ostatecznie można znieczulać bardzo wolno dodawaną formaliną 40%. Podobnie znieczulamy Trachylida i Milleporina – te ostatnie wymagają narkotyzacji tylko wówczas, gdy materiał przeznaczony jest do badań anatomicznych czy histologicznych. Rurkopławów nie trzeba narkotyzować; co więcej, skuteczna narkotyzacja – co rzadko się zdarza – powoduje, że bardzo długie czułki różnych osobników pływają się ze sobą, dając prawdziwy węzeł gordyjski (Petersen 1976).

Utrwalanie stułbi można przeprowadzić ciepłym (50°C) płynem Bouina: po narkotyzacji odpipetowujemy delikatnie wodę i pipetą wlewamy ciepły płyn Bouina, najpierw utrwalając stopę i powoli dodając utrwalacza, na końcu pogrążamy czułki. Po kilku minutach zmienia się płyn Bouina na świeży, po 24 godzinach przenosi do 70% etanolu, w którym przechowuje. Zamiennie użyć można płynu Heidenheina–Susa (Mahoney 1971). Do celów histologicznych dobry jest płyn Flemminga, jak też płyn Hermanna, w których utrwała się okaz po okazy, najwyżej po 5 minut, po czym in-

tensywnie płucze się wodą. Uwydatniają one dokładnie błony komórkowe i mięśnie, lecz powodują eksplozję parzydełek, przez co materiał nie nadaje się do oznaczenia. Do celów faunistycznych najlepiej użyć 4% zbuforowanej formaliny. Morskie stułbiopławy utrwalamy w 8% formalinie, po czym przenosimy do 4% formaliny lub 70% etanolu (Lincoln i Sheals 1979). Można też stopniowo dodawać formalinę aż do stężenia 2%, po czym umieścić okaz w 4% etanolu. Meduzy lepiej utrwalac płynem Lo Bianco, przez 12–24 godziny, po czym stopniowo odwadniając do etanolu 95%. Meduzy wymagają etanolu co najmniej 75%, w mniejszych stężeniach lub w formalinie ulegają maceracji (Mueller 1972). Milleporina traktujemy jak koralowce.

Rurkopławy utrwalą się skomplikowanymi i zróżnicowanymi technikami (Wagstaffe i Fidler 1957). Calycophorae (mające dzwony pływne bez komory powietrznej i długi pień, na którym osadzone są takie same grupy osobników): utrwalac w nasyconym roztworze wodnym kwasu pikrynowego, następnie przenieść do formaliny 2%, po czym stopniowo zwiększac stężenie formaliny do 4%. Physophorae (z pneumatoforem na aboralnym końcu pnia; tu należy *Physalia*): delikatnie (i unikając poparzenia) umieścić w nasyconym wodnym roztworze sublimatu (chlorku rtęciowego), gdy zwierzę martwe, dodać podobną ilość płynu Flemminga i pozostawić na 24 godziny; następnie stopniowo dodawać etanol 95%, aż stężenie etanolu w mieszaninie osiągnie 70% – w tym płynie przechowywać okaz. Disconnectae (kolonia w kształcie tarczy, której aboralna powierzchnia złożona jest z chitynowych, współśrodkowych przewodów wypełnionych powietrzem, a środek powierzchni oralnej zajmuje jeden wielki trofozoid otoczony szeregiem blastozoidów i 1–9 wieńcami czułków – tu należą *Veella* i *Porpita*): utrwalanie nasyconym wodnym roztworem sublimatu lub kwasu pikrynowego, gdy martwe, dodać małą ilość kwasu chromowego i pozostawić na pół godziny; jeżeli użyto kwasu pikrynowego, to przenieść na 2 godziny do 30% etanolu, na godzinę do 50% etanolu, po czym przechowywać w 70% etanolu; jeżeli zaś utrwalano w sublimacie, to wypłukać dokładnie w bieżącej wodzie, po czym przenieść przez etanol 30% i 50% do 70%, w którym przechowywać. Cystonectae: utrwalac w mieszaninie 95 części nasyconego roztworu wodnego sublimatu i 5 części kwasu octowego lodowatego; po śmierci przenieść na półtorej godziny do 0,5% wodnego roztworu kwasu chromowego, następnie na pół godziny do etanolu 30%, godzinę do etanolu 50% i przechowywać w etanolu 70%.

2.2. Krążkopławy (Scyphozoa)

Żyjące pojedynczo swobodnie pływające, nieliczne przyłączone stylikiem po stronie aboralnej, wyłącznie morskie, pozbawione *velum* meduzy o gonadach rozwiniętych z endodermy. Stadium polipa często brak, gdy jest, to polip ulega strobilacji, czyli poprzecznemu podziałowi na liczne meduzy. Około 200 kosmopolitycznych gatunków w makroplanktonie Wszechocanu, nieliczne w wodach słonawych. Istnieją formy głębinowe, jednak większość zamieszkuje wody płytkie. W polskim Bałtyku chełbia *Aurelia aurita*.

Krążkopławy (ryc. 14.4) zbiera się za pomocą dużych siatek planktonowych, ciągniętych wolno (do 1 węzła, czyli około 0,5 m/sekundę). Można je też łowić siatką

na kiju czy drapaczem, albo zbierać świeżo wyrzucone na brzeg. Należy zachować ostrożność, bowiem liczne parzą boleśnie, a nawet niebezpiecznie. Osiadłe Stauro-medusae zbiera się wraz z kawałkami roślin lub oddziela nożem od litoralnych skał. W związku z przemianą pokoleń, w strefie umiarkowanej czy chłodnej zbierać je trzeba o odpowiedniej porze roku – np. meduzy chełbi giną w polskim Bałtyku późnym latem.

Stadium polipa chełbi można hodować w płytkich miskach, napełnionych dobrze natlenioną morską wodą, o temperaturze 10°C. Karmić można przydatnymi krewetkami lub kawałkami mięsa, po karmieniu wodę zmieniać na świeżą.

Krążkopławów nie trzeba narkotyzować, można ewentualnie użyć mentolu, mieszaniny Graya lub siarczanu magnezu. Do utrwalania meduzę najlepiej ułożyć otworem gębowym do góry w naczyniu zawierającym 2% formalinę w wodzie morskiej. Po 10 minutach, jeżeli okaz ma być wystawiany, dodajemy 5% kwasu pikrynowego do uzyskania zabarwienia formaliny. Od czasu do czasu mieszamy w ciągu 24 godzin, podczas których stopniowo dodajemy formaliny aż do uzyskania stężenia 4%, w którym okaz przechowujemy. Zamiennie utrwalamy 8% zbuforowaną formaliną, po czym przechowujemy w 10% zbuforowanej formalinie (Lincoln i Sheals 1979). Buforowanie formaliny jest konieczne, gdy chcemy zachować mineralne konkretacje w statocystach: formalina powinna być zbuforowana α -glicerofosforanem sodowym, nie boraksem, aby zwierzę nie przykleiło się do osadu wytrącającego się na dnie naczynia (Petersen 1976). Zdaniem Muellera (1972) zabicie i utrwalanie krążkopławów można przeprowadzić formaliną 5%, ale lepiej płynem Lo Bianco, natomiast po utrwaleniu należy stopniowo przeprowadzić materiał do etanolu 95% i w nim przechowywać, bowiem przechowywanie w utrwalaczach z dużą zawartością wody powoduje macerację meduz.

2.3. Korallowce (Anthozoa)

Wyłącznie polipy, stadium meduzy brak. Wykazują symetrię sześć-, ośmio- lub wielopromienną. Okolica oralna wyciągnięta w tarczę gębową, jama chłono-trawiąca rozdzielona przegrodami (septami) zawierającymi nematocysty. Gonady rozwinięte z endodermy. Wyłącznie morskie, żyjące pojedynczo lub kolonijnie. Około 6000 gatunków. Podgromada korallowce ośmiopromienne (Alcyonaria, Octocorallia) obejmuje korallowce o ośmiu czułkach i ośmiu septach zupełnych, wyłącznie kolonijne, o szkielecie wewnętrznym złożonym ze spikul. Należą tu Alcyonacea (miękkie koralce), Coenothecalia, Gorgonacea (koralce rogowe) i Pennatulacea (piórówki, ryc. 14.9), zamieszkujące głębiej niż korallowce rafotwórcze. Podgromada korallowce sześciopromienne (Zoantharia, Hexacorallia) mają czułki rozmieszczone wielokrotnościami sześciu, żyją pojedynczo lub kolonijnie, szkielet – jeśli obecny – nie jest zbudowany z luźnych spikul. Należą tu cztery rzędy. Rząd Actiniaria – ukwiały (ryc. 14.5) – pojedyncze, nieraz wielkie polipy (niektóre tropikalne ukwiały osiągają średnicę tarczy gębowej metr i więcej, choć większość mierzy 10–40 mm), pozbawione szkieletu. Rząd Madreporaria – koralce właściwe, madreporowe, rafotwórcze (ryc. 14.6–8), mają wapienne szkielety i są głównym składnikiem raf koralowych;

związane z symbiotycznymi zooxantellami, zamieszkują litoral (do kilkunastu metrów poniżej strefy pływów) tropików. Rząd Antipataria – czarne koral – szkielet, jeśli obecny, jest czarny. Rząd Ceriantharia – żyjące pojedynczo, wydłużone, przypominające ukwiały zwierzęta bez stopy z licznymi czułkami ułożonymi w dwóch zwojach i wielu septami.

Koralowce spotykamy w pełnosłonych morzach i oceanach, od strefy pływów po większe głębokości. Choć niektóre spotykamy w wodach strefy umiarkowanej, a nawet polarnych, najwięcej zamieszkuje wody ciepłe, zwłaszcza krainy indo-pacyficznej. Przeważają gatunki występujące w płytkich wodach przybrzeżnych, choć niektóre Gorgonacea i Alcyonacea łowiono na głębokościach ponad 3000 m. Ukwiały osiągają największe bogactwo jakościowe i ilościowe w morzach ciepłych. Niektóre występują na znacznych głębokościach, lecz najwięcej spotyka się w litoralu i górnym sublitoralu na dnie skalistym, gdzie tworzą skupienia w zagłębieniach i szczelinach skalnych. Wiele ryje w piasku, inne są komensalami przytwierdzonymi do muszli, niesionych przez raki pustelniki. Koral właściwe znaleźć można we wszystkich morzach i oceanach, lecz najliczniej w ciepłych morzach. Rafotwórcze wymagają płytkich, ciepłych (powyżej 20°C) wód, toteż występują wzdłuż niektórych wybrzeży kontynentów, wysp i podmorskich kraterów w wodach tropikalnych i subtropikalnych.

Z większych głębokości koralowce zbiera się drągą bądź chwytaczem dna, choć zebrane w ten sposób okazy są zwykle mniej czy bardziej uszkodzone. Koralowce rafotwórcze zbiera się nurkując lub podczas odpływu, używając dłuta, młotka i mocnego, tępego skalpela. Koralowce żyjące pojedynczo oddzielamy od podłoża tępym skalpelem lub łopatką, a ryjące ukwiały wykopujemy niewielkim szpadlem. Nawet u koralowców o masywnych szkieletach oznaczenie wymaga badania części miękkich, toteż z koralowcami postępować należy delikatnie, chronić przed uszkodzeniami mechanicznymi i niepotrzebnie nie przetrzymywać poza wodą. Koralowce rafotwórcze boleśnie kaleczą, a spowodowane przez nie rany goją się trudno. Zbierać można przez cały rok.

Hodowla koralowców jest trudna, wymaga rozbudowanego zaplecza technicznego i doświadczonego akwarysty (Dakin 1997). Akwaria są podobne jak dla gąbek, koralowce rafotwórcze wymagają też intensywnego oświetlenia. Jeżeli chcemy tylko przez pewien czas utrzymać zwierzę przy życiu, jest to stosunkowo proste dla wielu gatunków ukwiałów. Opisywano przetrzymywanie ukwiałów przywiezionych w butelce z morską wodą i umieszczonych w niewielkim słoiku. Normalnie jednak należy użyć jak największego akwarium wypełnionego dobrze natlenioną morską wodą i przykrytego szybą. Powinno być ustawione w zacienionym miejscu i temperatura nie powinna przekraczać 10°C; wymaga to więc zwykle obiegu wody przez chłodnicę. Ubytki wody powstałe w wyniku parowania uzupełniać należy wodą demineralizowaną lub podwójnie destylowaną – po dłuższym czasie (paru miesiącach, gdy wody jest dużo a zwierząt niewiele) wodę należy jednak stopniowo zastąpić nową. Zwierzęta karmimy raz w tygodniu drobnymi kawałkami świeżej wątroby, serca, małża omułka (*Mytilus*) lub wyczyszczonej z ziemi i śluzu dżdżownicy. Karmić należy bezpośrednio na czułki, a niezjedzone resztki usuwać. W żadnym wypadku nie wolno pokarmu wpychać wprost do jamy chłono-trawiennej.

Jeżeli pominąć zbieranie koralowców rafotwórczych w celu pozyskania samego szkieletu, wszystkie koralowce trzeba narkotyzować. Mentol jest uniwersalnym, wolno działającym środkiem. Można też użyć chlorku magnezu lub siarczany magnezu. Alcyonaria znieczulamy mentolem. Kurczliwe i wolno ulegające narkotyzacji ukwiały wymagają specjalnej uwagi. Najpierw muszą w pełni rozprostować czułki, co łatwiej uzyskać, dodając do wody nieco emulsji z rozartego małża (choćby omułka *Mytilus*). Naczynie z pojedynczym ukwiałem umieszczamy w chłodnym miejscu, w miarę możliwości w ciemności. Przez wiele godzin, co pół godziny, dodajemy do naczynia nieco kryształków siarczany magnezu; gdy zwierzę przestaje reagować, natychmiast je utrwalamy, aby zapobiec maceracji tkanek. Zamiennie zwierzę umieszczamy na noc w izotonicznym roztworze chlorku magnezu. Można też małe ilości mieszaniny Graya lub olejku goździkowego dodawać co parę godzin, po czym pozostawić przed utwaleniem na noc. Kolejna metoda to dodanie powoli kryształków mentolu i pozostawienie na 12 godzin; mentol może jednak działać słabo, a nawet powodować macerację tkanek. Ostatnia technika to schłodzenie w lodówce naczynia z rozprostowanym ukwiałem, a następnie zamrożenie w zamrażarce. Z bloku lodu odłupujemy ile się da, nie uszkadzając okazu, po czym blok umieszczamy w 10% formalinie; po rozmarznieniu utwralacz zastępujemy świeżym.

Znieczulone Alcyonaria utrwalamy ciepłym (50°C) nasyconym roztworem wodnym sublimatu, płuczemy etanolem z dodatkiem jodyny (płynu Lugola) i umieszczamy w 75% etanolu. Znieczulone ukwiały utrwalamy ciepłym (50–60°C) płynem Gilsona lub Bouina, pipetą wlewając utwralacz także do wnętrza jamy chłono-trawiącej (Mueller 1972). Do przechowywania, a także utrwalania do badań zgrubnej morfologii, nadaje się formalina 10%. Odpipetowujemy wodę bez odsłaniania zwierzęcia, wlewamy formalinę – także pipetą do wnętrza jamy chłono-trawiącej – i po paru godzinach zastępujemy płyn świeżą formaliną 10%. Koralowce o szkieletach wapiennych można utrvalać formaliną 10% lub 20%, lecz do przechowywania wymagają formaliny zbuforowanej, a lepiej etanolu 75%. Aby uzyskać szkielet *Antipatharia* lub *Gorgonaria*, suszymy okazy po prostu na słońcu (jak pamiętamy, na ogół suszy się w cieniu, koralowce są tu wyjątkiem). Szkielet *Madreporaria* (a także stułbiopławów *Milleporina*) można też wysuszyć na słońcu, choć nie będzie wyglądał ładnie, bowiem miękkie tkanki przekształcą się w brunatny, brudno wyglądający osad. Tak wysuszone szkielety, albo od razu zebrane świeże okazy, poddajemy bieleniu. W tym celu okazy zanurzamy w 50% wodnym roztworze któregoś z wybielaczy (jak Clorox) na kilka dni, po czym intensywnie płuczemy strumieniem wody i w końcu suszymy na słońcu. Jeżeli chcemy szkieletów użyć np. do zmontowania dioramy, to możemy je podbarwić, najlepiej wodnymi bejcami do drewna – tak barwione wyglądają dobrze, a barwnik można zawsze usunąć.