

## 7.3 Alghe marine

Giacomo Tripodi<sup>1</sup> e Cecilia Totti<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Dipartimento di Scienze Botaniche, Università di Messina, Salita Sperone 31, 98166 Messina

<sup>2</sup>Dipartimento di Scienze del mare, Università Politecnica delle Marche, via Brecce Bianche, 60131 Ancona

### Introduzione

Le alghe sono un insieme artificiale di numerosi *phyla* con filogenesi e caratteristiche molto diverse tra loro. Molto in generale si può dire che le alghe sono organismi autotrofi che hanno svolto tutta la loro storia evolutiva in ambienti acquatici, e dunque sono prive di tessuti di conduzione dell'acqua su lunghe distanze e non possiedono un involucro di cellule sterili attorno a quelle riproduttive. Le alghe comprendono organismi procarioti ed eucarioti con diversi livelli di organizzazione morfologica, da semplici organismi unicellulari ad altri con talli parenchimatosi di grosse dimensioni, con un elevato grado di differenziazione (Van den Hoek *et al.*, 1995; Sze, 1997; Lee, 1999).

Le alghe vivono in molti ambienti per lo più acquatici (mare, acque dolci, aree salmastre, sorgenti calde), ove conducono vita planctonica (fitoplancton) o bentonica (fitobenthos), ma possono essere presenti anche nel suolo o nelle rocce.

Il fitoplancton comprende le alghe microscopiche, unicellulari o coloniali, che vivono sospese nella colonna d'acqua ove, benché molte possano compiere movimenti attivi, non sono in grado di contrastare il moto delle masse d'acqua e le correnti. La distribuzione delle comunità fitoplanctoniche è controllata dalla disponibilità di luce e nutrienti, oltre che dal *grazing* da parte degli erbivori. La permanenza nella zona eufotica è di vitale importanza per gli organismi fitoplanctonici, che a questo scopo esprimono numerosi adattamenti per regolare il galleggiamento. Molte classi algali fanno parte del fitoplancton marino, la cui importanza relativa varia con la latitudine. Nelle aree temperate le diatomee (Bacillariophyceae) sono una delle classi dominanti per abbondanza e diversità di specie; la loro importanza è maggiore nelle acque costiere, più ricche di nutrienti. Le dinoflagellate (Dinophyceae) sono presenti con abbondanze spesso inferiori a quelle delle diatomee; esse presentano il loro massimo annuale in estate, durante il regime di stratificazione delle acque. Nel fitoplancton sono inoltre presenti molte altre classi di alghe unicellulari flagellate, per lo più di piccole dimensioni (spesso identificabili al microscopio ottico solo al rango di classe), quali Cryptophyceae, Chrysophyceae, Euglenophyceae, Haptophyceae (incluse le Coccolitoforidee) e Prasinophyceae; benché siano presenti con abbondanze elevate

anche nelle acque costiere, l'importanza relativa di questi organismi aumenta nelle acque oligotrofiche lontane dalla costa.

Le alghe bentoniche (fitobenthos) vivono associate al fondo marino. Dal punto di vista dimensionale, fra queste alghe possiamo trovare organismi microscopici (microfitobenthos), costituiti principalmente da diatomee e cianobatteri, e anche macrofite, che includono le alghe rosse (Rhodophyta), brune (Phaeophyta) e verdi (Chlorophyta).

Le macroalghe possono vivere su diversi substrati: rocce e substrati artificiali (alghe litofile), fondi sabbiosi o fangosi (alghe psammofile), altri vegetali (alghe epifite); alcune possono anche vegetare staccate dal substrato originario. Nei mari temperati, la frazione più importante della vegetazione algale bentonica è rappresentata da macroalghe associate ai fondi duri; i fondi molli sono spesso caratterizzati dalle angiosperme marine, che possono formare praterie più o meno estese.

La vegetazione marina bentonica presenta una tipica zonazione verticale (piani di vegetazione), caratterizzati da associazioni vegetali stabili, la cui composizione floristica dipende da numerosi fattori, (ampiezza di marea, trasparenza, temperatura e salinità dell'acqua, regime di corrente, intensità del moto ondoso, carico trofico, etc.). Un'esauriente trattazione delle associazioni vegetali del Mediterraneo è consultabile al sito [http://www.dipbot.unict.it/vegetazio\\_marina/index.html](http://www.dipbot.unict.it/vegetazio_marina/index.html). Furnari *et al.* (2003) hanno realizzato un catalogo completo del macrofitobenthos dei mari italiani, con la distribuzione dei diversi *taxa* lungo le coste italiane e la bibliografia relativa.

### **Preparazione di erbari di macroalghe**

La preparazione di macroalghe da collezionare in forma di *exiccata* si articola in poche fasi:

- raccolta del materiale;
- montaggio dei campioni;
- essiccazione;
- archiviazione.

### ***La raccolta e la scelta del materiale***

Gli esemplari di alghe da montare in erbario possono essere raccolti direttamente nella zona di crescita, in immersione o durante la bassa marea, dragaggio, o anche da materiale spiaggiato in seguito a mareggiate. Per quanto possibile, vanno scelti organismi con talli completi, perché le porzioni basali talvolta hanno valore come carattere tassonomico. È opportuno che venga fatta subito una selezione degli esemplari suscettibili di conservazione, portando in laboratorio solo quanto necessario, eliminando quelli che sono danneggiati o che non hanno un evidente motivo di

interesse. È anche utile conservare i talli immaturi che andranno montati assieme sullo stesso foglio, al fine di documentare compiutamente la morfologia dell'organismo anche nelle fasi giovanili.

Per il trasporto in laboratorio, è opportuno che le alghe siano conservate in reticelle, piuttosto che sommerse in acqua: la mancanza di ossigeno danneggia rapidamente alcune specie; alcune Rhodophyta rilasciano le ficobiline nell'acqua del recipiente e le Laminariales risentono sia di una leggera disidratazione che dell'anossia discolorandosi immediatamente. Se si raccolgono esemplari di *Desmarestia*, è opportuno conservarli separatamente, perché l'acido che liberano dal loro succo vacuolare danneggia irrimediabilmente gli altri talli.

Può accadere che il materiale non possa essere montato nella stessa giornata: in tal caso le singole raccolte, isolate in diverse borse a rete, saranno conservate in recipienti a collo largo ben chiudibili, che contengano 50-100 ml di formalina al 3% in acqua di mare, i cui vapori sono sufficienti a preservare le alghe per qualche giorno.

Se vengono effettuate raccolte in diversi ambienti, il materiale dovrà essere accompagnato da cartellini di carta pesante ruvida, compilati con una matita tenera.

Per una trattazione particolareggiata delle metodologie di campionamento delle macroalghe bentoniche si rimanda a Cormaci *et al.* (2003).

### ***Il montaggio dei campioni***

La preparazione dei campioni da montare in fogli da erbario va fatta preferibilmente su un lavabo che disponga di un serbatoio con acqua di mare, munito di un rubinetto. In alternativa è opportuno disporre di una tanica di acqua di mare e di alcune bacinelle, nelle quali effettuare la cernita delle specie e infine il posizionamento dei campioni sui fogli da erbario.

È utile per prima cosa esaminare gli esemplari al microscopio da dissezione, al fine di individuare le strutture fertili che consentiranno di completare l'etichettatura con i dati relativi alla fase del ciclo vitale. Piccoli frammenti del tallo con tali strutture (gametangi, sporangi, cistocarpi, propaguli) vanno prelevati e conservati in formalina al 3% in acqua di mare, entro fiale con tappo a vite, in frigorifero (+4°C) e vanno archiviati separatamente.

Prima del montaggio degli esemplari sui fogli da erbario, occorre rimuovere le epifite più evidenti con l'ausilio di un bisturi o di una lametta, asportando le parti danneggiate o superflue.

Il foglio per allestire un erbario di alghe dovrà essere un cartoncino pesante e a superficie ruvida, al fine di consentire una buona adesione; è opportuno saggiare il comportamento di tale materiale in acqua, perché non dovrà mostrare segni di imbibizione per almeno cinque minuti. Per piccoli talli delicati anche una carta pesante è adatta. Ciascun esemplare va sistemato sul foglio in modo che siano visibili tutte le caratteristiche del tallo (Figura 1). Questa disposizione ottimale si raggiunge agevolmente, immergendo il foglio da erbario nella bacinella con acqua di mare al di sotto

dell'esemplare, sistemando opportunamente il tallo con l'aiuto di pinzette e di un pennellino morbido, in modo che risulti ben evidente la disposizione degli assi. Si solleva quindi delicatamente il foglio con l'alga fino a portarlo fuori dall'acqua. Se qualche lembo del tallo si fosse ripiegato o le appendici più sottili si fossero aggrovigliate, si cercherà di distenderle e riposizionarle correttamente facendovi sgocciolare acqua, mediante un contagocce o una spruzzetta, aiutandosi con un pennellino.

Considerando che diventa sempre più probabile che un esemplare d'erbario sia utilizzato per una ricerca di biologia molecolare (dai talli essiccati, purché non siano stati trattati con formalina, si può estrarre il DNA da amplificare), è opportuno che una porzione del tallo sia accuratamente lavata in acqua di mare sterile prima del suo montaggio sul foglio, per annullare o ridurre al minimo la contaminazione del campione da parte di organismi epifiti. In un laboratorio dove tale tipo di indagine è frequente, un frammento del tallo, ripetutamente lavato con acqua sterile, potrà essere conservato con abbondante gel di silice anidro, in un piccolo flacone ben chiudibile.

Una volta ottenuto il posizionamento dell'esemplare sul foglio da erbario e drenata l'acqua in eccesso, sul campione va disteso uno strato di tessuto che, durante il periodo di essiccazione sotto pressa, impedisca la sua adesione ai fogli assorbenti sovrastanti. Tale tessuto dovrà avere una trama fine, dato che, in una certa misura, dopo la sua rimozione, il segno della trama resterà impresso sul campione: il nylon di un collant tagliato in quadrati è l'ideale, ma anche un tessuto molto sottile va bene. Di particolare utilità sono i dischi di tulle usati per le bomboniere, purché siano a fine tessitura.

### ***L'essiccazione***

Durante l'essiccazione, i fogli con le alghe coperte dal tessuto sono inseriti fra numerosi strati di quotidiani ben asciutti e di cartoni ondulati; questi facilitano la circolazione dell'aria tra i fogli e la manualità delle operazioni. I plichi costituiti dai fogli d'erbario con i campioni da essiccare coperti di tessuto, dai fogli di carta assorbente e dai cartoni di separazione sono sistemati in una pressa d'erbario e sottoposti a una pressione moderata (Figura 2); l'eccesso di pressione rende infatti difficile il distacco del tessuto e lascia evidenti tracce della trama nei talli.

L'essiccazione è una fase critica del processo e dovrà essere rapida: ciò si ottiene facendo attenzione a non disporre sui fogli talli troppo aggrovigliati, sgocciolando i fogli accuratamente e sostituendo frequentemente i giornali (almeno due volte nelle prime 24 ore). Gli inconvenienti di una essiccazione troppo lenta consistono essenzialmente nella diffusione dei pigmenti idrosolubili nella carta del foglio d'erbario, o in profonde alterazioni della pigmentazione, oppure, nei casi peggiori, nella marcescenza del campione, che diventa inutilizzabile.

Ad essiccazione avvenuta si procede alla rimozione del tessuto, operando con attenzione: se l'essiccazione non è completa, il tessuto potrebbe aderire ancora al tallo, rendendo necessario un ulteriore periodo di essiccazione.

L'adesione dei talli al foglio è di solito buona; ove questo non avvenisse, come per le alghe che hanno consistenza cornea o con tallo calcificato, il fissaggio potrà avvenire con il metodo tradizionale (spilli inossidabili e striscioline di carta; si raccomanda di non usare mai alcun tipo di colla).

Dovendo provvedere ad estemporanee preparazioni di campioni in situazioni non canoniche, i fogli A4 per fotocopie, un elenco telefonico o un libro (non in carta patinata!), e uno strato di pellicola per uso domestico, serviranno ottimamente a non perdere un campione importante, che a volte salta fuori quando meno lo si aspetta.

Se gli esemplari sono stati montati su fogli di carta di formato diverso da quelli standard dell'erbario, si potrà procedere al loro successivo montaggio sui fogli definitivi e all'applicazione dell'etichetta, secondo le norme generali.

### ***L'archiviazione***

Ad essiccazione terminata, il foglio da erbario dovrà essere etichettato con i seguenti dati: nome scientifico dell'alga (genere e specie, autori), località di raccolta, data, profondità, nome del raccogliitore, preceduto dalla sigla *lg.*(=*legit*, raccolse) e il nome di chi l'ha determinata, qualora questo non coincida con il raccogliitore, preceduta dalla sigla *det.* (= *determinavit*, determinò). Se si conosce la fase del ciclo raccolta, si aggiungerà una nota esplicitiva (sporofito, gametofito femm., etc.). Alcuni esempi di fogli da erbario completi sono mostrati nelle Figure 3- 6.

Gli esemplari di alghe essiccate sono molto igroscopici, sia per la natura del tallo, di solito ricco di polisaccaridi idrofili, sia per il contenuto salino della loro superficie; ciò comporta la necessità di tenere i fogli d'erbario montati in cartelle pressate, e di ridurre al minimo il tempo di esposizione all'aria dei campioni, durante le osservazioni. L'eccessivo essiccamento in ambienti riscaldati porta alla deformazione dei fogli, che sarebbero poi difficilmente riportati alla forma iniziale. L'esposizione prolungata alla luce porta alla decolorazione degli esemplari. Da queste premesse deriva la necessità che i fogli d'erbario, etichettati come indicato, siano raccolti in cartelle fra due cartoni rigidi stretti da una cintura di tessuto. Le cartelle dovranno avere una etichetta posta all'esterno che indichi il genere delle alghe che contengono, leggibile senza che il plico sia aperto; i plichi saranno poi archiviati con un numero d'ordine.

Le condizioni di conservazione dell'erbario sono quelle generali descritte nel capitolo 5.

Importanti collezioni di erbari algologici si trovano nelle Università di Firenze, Napoli, Messina, Catania e, all'estero, presso il Laboratoire de Cryptogamie del Museo di Storia Naturale di Parigi, il British Museum (Natural History) a Londra, il Martin Rayan Institute di Galway, Ireland.

### *Casi particolari*

Le alghe che hanno tallo calcareo particolarmente fragile vanno essiccate all'ombra e conservate in scatoline di cartone rigido, opportunamente etichettate.

Per motivi didattici, potrà essere utile preparare alcune specie in maniera che i talli conservino in maniera soddisfacente il loro aspetto naturale e possano essere maneggiati dagli studenti, o esposti in recipienti di vetro. A questo scopo le alghe vengono immerse per circa un mese in una miscela composta di 60 parti di formalina al 4 % in acqua di mare e di 40 parti di glicerina, alla quale si aggiunge qualche grammo di fenolo. Le alghe vanno poi trasferite in un recipiente che abbia una simile miscela, ma col rapporto invertito tra le quantità di formalina e di glicerina. In questa seconda miscela restano un mese o più: quindi le alghe sono lasciate sgocciolare e poi conservate in buste di plastica. Il materiale così trattato conserva un aspetto molto simile a quello dei campioni freschi.

## **Preparazione di erbari diatomologici**

Le diatomee (Bacillariophyceae) sono microalghe unicellulari che costituiscono una delle classi più importanti del fitoplancton e del microfitobenthos marino. Esse sono dotate di una parete silicea (frustulo), formata da due metà (teche) organizzate a mo' di scatola con coperchio, sulle cui caratteristiche morfologiche e ultrastrutturali si basa tutta la tassonomia di questa classe.

Gli erbari di diatomee tradizionali sono rappresentati da collezioni di vetrini permanenti, ciascuno contenente uno o più esemplari di una singola specie. La preparazione di un erbario diatomologico può avvenire a partire da campioni naturali o da ceppi in coltura. Nel primo caso, la procedura da seguire consta di diverse fasi

- raccolta dei campioni;
- pulitura dei frustuli;
- isolamento del materiale;
- preparazione di vetrini permanenti e archiviazione.

Nel caso si utilizzino diatomee in coltura, la procedura è molto più semplice, in quanto essendo il campione omogeneo, e i campioni dovranno essere sottoposti soltanto alla metodica di pulitura di frustuli, prima dell'allestimento dei vetrini permanenti

## ***Raccolta***

### *Fitoplancton*

La raccolta delle diatomee planctoniche può essere effettuata in vario modo: per i campioni di superficie si può usare semplicemente un secchio, mentre per il campionamento a quote prestabilite si utilizzano bottiglie tipo Niskin a chiusura comandata tramite messaggero o collegate a sistemi di campionatura automatica (Rosette Multisampler). Per raccogliere campioni più concentrati è consigliato l'uso del retino da fitoplancton. Esistono diversi modelli di retini da fitoplancton: il più semplice consiste in un cono di tessuto fissato anteriormente ad un anello metallico e provvisto nella parte posteriore di un recipiente collettore nel quale si concentra il materiale raccolto. I tessuti utilizzati per i retini sono garze di nylon o materiali sintetici con maglia da 20 a 10 µm, a seconda dell'intervallo dimensionale degli organismi che si vuole campionare. I campioni raccolti vengono fissati con formalina neutralizzata e conservati in bottiglie di vetro scuro. Per una descrizione dettagliata dei metodi di campionamento del fitoplancton si rimanda a Sournia (1978) e Zingone *et al.* (1990).

### *Microfitobenthos*

Il microfitobenthos comprende tutte le microalghe unicellulari che vivono in ambiente bentonico, ovvero associate a un substrato che può essere sabbia, roccia, substrati artificiali, legno, o organismi

viventi (macrofite e animali). Le diatomee, assieme ai cianobatteri, rappresentano la classe dominante nelle comunità microfitobentoniche.

La metodologia per la raccolta delle diatomee bentoniche dipende dal substrato da cui si intende campionare. Per la raccolta di diatomee associate a fondali sabbiosi (epipeliche ed epipsammiche), il campionatore più semplice è rappresentato da un cilindro di plastica ottenuto tagliando via il fondo a una siringa monouso; il cilindro viene inserito verticalmente nel sedimento e poi rimosso con delicatezza, al fine di ottenere un campione indisturbato. Utilizzando lo stantuffo della siringa, viene poi estruso lo strato di sedimento desiderato, che viene separato in strati orizzontali con l'aiuto di una lametta. Per il campionamento a profondità elevate è necessario utilizzare strumenti adeguati come un carotatore multiplo. Per la raccolta di diatomee associate a substrati duri (rocce o substrati artificiali, legno, macrofite, animali) si procede alla rimozione della copertura microalgale grattando delicatamente la superficie del substrato con un bisturi o una lametta, e raccogliendo il materiale in una capsula Petri.

I campioni di diatomee vengono poi conservati in acqua di mare filtrata e formalina al 4%, meglio se entro bottiglie di vetro scuro. Per una descrizione più dettagliata dei metodi di campionamento del microfitobenthos marino si rimanda a Totti *et al.* (2003).

### ***Pulitura dei frustuli***

Le metodiche di pulitura consistono in un'applicazione sequenziale di miscele di acidi (o acqua ossigenata) al fine di ossidare ed eliminare la componente organica del frustulo, consentendo l'osservazione di tutti i dettagli strutturali, sui quali si basa la determinazione tassonomica delle diatomee.

Prima di procedere alla pulitura, i campioni devono essere sottoposti a diversi lavaggi (da 4 a 6), al fine di rimuovere il sale e l'eccesso di fissativo. L'operazione di lavaggio si effettua mediante successive centrifugazioni del campione (10 min a 3000 rpm) con acqua bidistillata (DDW), rimuovendo, dopo ognuna di esse, il supernatante con una pipetta; al termine del lavaggio si aggiunge al pellet 1 ml di DDW, al fine di evitare che i frustuli restino aggregati tra loro.

Esistono numerose varianti alle metodiche di pulitura, in funzione della necessità di preservare o meno l'integrità strutturale del frustulo, e del grado di silicizzazione delle specie. Un metodo di pulitura leggera (Hasle e Syvertsen, 1997) consiste nell'incubazione dei campioni a temperatura ambiente e per diversi giorni in H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> (36 vol.), diluita in DDW secondo differenti proporzioni (da 2 a 16 volte il volume del campione), in funzione del grado di silicizzazione del frustulo. Per aumentare l'efficacia del trattamento, può essere utile l'applicazione di raggi UV. Utilizzando questo metodo si riesce a mantenere l'integrità strutturale del frustulo.



Con i metodi di pulitura drastica si ottiene la completa dissociazione delle diverse componenti del frustulo; il più comunemente usato è quello di von Stosch (Hasle e Syvertsen, 1997): il campione viene trattato con acido nitrico (64%) e acido solforico (97%) aggiunti al volume del campione nei rispettivi rapporti 1:1 e 3:1. Quindi si agita e si riscalda per ca. 3 min con una lampada ad alcool, finché la sospensione non sia limpida. Una volta raffreddato, il campione viene centrifugato e poi privato del supernatante con una pipetta; si procede quindi al lavaggio come sopra indicato.

Al termine della pulitura, il materiale ottenuto, simile a una polverina biancastra, viene generalmente conservato in DDW cui è stata aggiunta qualche goccia di acido acetico e formalina, per impedire la parziale dissoluzione della silice e la crescita di batteri e funghi.

### ***Isolamento delle specie***

Il materiale ottenuto attraverso la pulitura di un campione naturale può contenere un elevato numero di specie diverse di diatomee. Prima di procedere alla preparazione dei vetrini permanenti destinati all'erbario diatomologico, è necessario isolare frustuli della stessa specie.

A questo scopo, si pone una goccia di materiale su un vetrino o entro una camera Utermöhl e, utilizzando una micropipetta (Figura 7), si cerca di isolare la specie desiderata, cercando di prelevare una cellula alla volta. Se il campione appare molto concentrato, è opportuno diluirlo prima di tentare l'isolamento. Spesso tuttavia, nonostante ogni accortezza, si prelevano specie diverse. Il materiale prelevato con la micropipetta viene quindi trasferito su un altro vetrino, e controllato. L'operazione va ripetuta finché non si ottiene un vetrino con alcuni esemplari della stessa specie. Questo sarà il campione che verrà utilizzato per l'allestimento dei vetrini permanenti.

### ***Preparazione dei vetrini permanenti***

Una goccia del campione pulito e contenente i frustuli (o le singole teche) della specie isolata viene lasciata asciugare all'aria su un vetrino coprioggetto. Una o poche teche della stessa specie sono necessarie per l'allestimento di un vetrino da erbario. Ove possibile, è preferibile ottenere un vetrino in cui si ottengano diverse prospettive del frustulo (vista valvare e vista commessurale).

Al materiale disidratato si aggiunge quindi una goccia di resina, preparata secondo le relative istruzioni. La resina deve avere un indice di rifrazione (RI) più elevato di quello dei frustuli delle diatomee (1.15), per permetterne una chiara visione al microscopio. Tra le resine più usate troviamo: Hyrax (RI: 1.7), Naphrax (RI: 1.72) Clearax (R.I: 1.67) o Pleurax (RI: 1.74).

Dopo l'aggiunta della resina, il coprioggetto viene capovolto e posizionato sul vetrino portaoggetto con delicatezza, al fine di minimizzare la formazione di bolle. Quindi il vetrino viene lasciato su una piastra termostata, sotto cappa a 40°C per 5 min (e comunque non oltre il momento in cui il

vetrino comincerà a scurirsi), al fine di ottenere, con l'indurimento della resina, il montaggio permanente del materiale.

Il vetrino così preparato deve essere infine etichettato con tutti i dati del campione come specificato nel precedente paragrafo. Alcuni esempi sono mostrati nelle Figure 8-11.

In Italia le più importanti collezioni diatomologiche si trovano a Padova presso l'Orto Botanico e a Roma presso l'Università La Sapienza. Una sintesi delle più importanti raccolte del mondo è consultabile al sito <http://home.planet.nl/~wolf0334/>.

## **Bibliografia**

- CORMACI M., FURNARI G. GIACCONE G., 2003. Il microfitobenthos. In: Gambi M.C., Dappiano M. (eds) *Manuale di metodologie di campionamento e studio del benthos marino mediterraneo. Biol. Mar. Medit.*, 10 (Suppl.): 233-262.
- FURNARI G., GIACCONE G., CORMACI m., ALONGI G., SERIO D., 2003. Biodiversità marina delle coste italiane. Catalogo del macrofitobenthos. *Biol. Mar. Medit.*, 10(1): 1-481.
- HASLE, G.R. & SYVERTSEN, E.E., 1997. Marine Diatoms. In: Tomas, C.R. (ed), *Identifying Marine Phytoplankton*. Academic Press, San Diego, pp. 5-385.
- LEE R.E., 1999. *Phycology*. 3<sup>rd</sup> edition. Cambridge University Press, 614 pp.
- SOURNIA A., 1978. *Phytoplankton manual. Monographs on Oceanographic Methodology* 6, UNESCO, Paris.
- SZE P., 1997. *A biology of the algae*. 3<sup>rd</sup> edition Wm. C. Brown Publishers, Dubuque, Iowa, 278 pp.
- TOTTI C., DE STEFANO M., FACCA C., GHIRARDELLI L.A., 2003. Il microfitobenthos. In: Gambi M.C., Dappiano M. (eds) *Manuale di metodologie di campionamento e studio del benthos marino mediterraneo. Biol. Mar. Medit.*, 10 (Suppl.): 263-284.
- VAN DEN HOEK C, MANN D.G., JAHNS H.M., 1995. *Algae. An introduction to phycology*. Cambridge University Press, 627 pp.
- ZINGONE A., HONSELL G., MARINO D., MONTRESOR M., SOCAL G., 1990. Fitoplancton. *Nova Thalassia*, 11: 183-198.

## **Didascalie per le figure:**

Figura 1. Fasi della preparazione di un erbario algologico: sono visibili alcuni esemplari posizionati sui fogli da erbario prima dell'essiccazione.

Figura 2. Fasi della preparazione di un erbario algologico: panoramica di un laboratorio in cui è visibile uno dei tipi di pressa da erbario.

Figure 3, 4, 5, 6. Alcuni esemplari dall'Erbario algologico dell'Università di Messina.

Figura 7. Micropipetta utilizzata per l'isolamento delle diatomee.

Figure 8, 9, 10, 11. Vetrini originali e rispettive denominazioni dell'erbario Forti di Padova, una delle più importanti collezioni diatomologiche d'Italia: fig. 8, *Craspedodiscus coscinodiscus*; fig. 9, *Grammatophora* sp. in vista commesurale (sopra) e valvare (sotto); fig. 10, *Triceratium favus*; fig. 11, *Eunotia diadema*.

