

M.C. BUIA¹, M.C. GAMBI¹, M. DAPPIANO¹⁻²

¹Laboratorio di Ecologia del Benthos, Stazione Zoologica "A. Dohrn", Punta San Pietro - 80077 Ischia, Napoli, Italia.

²I.C.R.A.M., Via di Casalotti, 300 - 00166 Roma, Italia.

CAPITOLO 5

I SISTEMI A FANEROGAME MARINE

Indice

- 5.1 Introduzione
- 5.2 Fanerogame marine mediterranee
- 5.3 Caratterizzazione e valutazione delle praterie
 - 5.3.1 Descrittori fisici
 - 5.3.2 Descrittori fisiografici
 - 5.3.2.1 Tipologie di prateria
 - 5.3.2.2 Tipologie di limite
 - 5.3.3 Descrittori strutturali
 - 5.3.3.1 Densità
 - 5.3.3.2 Copertura
 - 5.3.4 Descrittori funzionali
 - 5.3.4.1 Fenologia e biomassa
 - 5.3.4.2 Crescita, produzione e produttività
- 5.4 Gli organismi associati
 - 5.4.1 Metodi diretti
 - 5.4.1.1 Epifiti e "borers"
 - 5.4.1.2 Fauna vagile
 - 5.4.1.3 Fauna associata allo strato dei rizomi ed al sedimento superficiale
 - 5.4.2 Metodi indiretti
 - 5.4.2.1 Fauna vagile
 - 5.4.2.2 Fauna associata allo strato dei rizomi ed al sedimento superficiale
- 5.5 Bibliografia

5.1 Introduzione

L'importanza che le fanerogame rivestono negli ambienti marini costieri è universalmente riconosciuta ormai da oltre 30 anni (Duarte, 2002). In questo breve arco temporale, le ricerche scientifiche sulle piante marine hanno avuto un forte sviluppo che, favorito dalla base sistematica rappresentata dalla monografia di Den Hartog (1970), ha permesso di passare da una fase iniziale, di tipo descrittivo e sistematico, a quella attuale, di taglio ecofisiologico, molecolare e sperimentale.

Il ruolo svolto dalle fanerogame nel sistema costiero giustifica l'organizzazione di *Workshops* dedicati; tra questi citiamo l' "*International Workshop on Posidonia oceanica Beds*" tenutosi in Francia e in Italia (Boudouresque *et al.*, 1984, 1989), e l' "*International Seagrass Biology Workshop*" (ISBW), giunto alla sua sesta edizione programmata nel 2004 (<http://www.tesag.jcu.edu.au/seagrass2004>). A questo proposito si ricorda che l'ISBW4 è stato l'unico svoltosi in Mediterraneo (Pergent *et al.*, 2000).

Recente è la pubblicazione di un manuale di metodologie dedicato alle fanerogame (Short e Coles, 2001) che aggiorna il panorama su questi sistemi rispetto alla

bibliografia precedente (McRoy e Helfferich, 1977; Phillips e McRoy, 1980, 1990; Larkum *et al.*, 1989; Phillips e McRoy, 1990; Pollard *et al.*, 1993; Duarte e Fortes, 1999; Hemminga e Duarte, 2000; Bortone, 2000). È datata 2002 la costituzione ufficiale della “*World Seagrass Association*” (WSA) (WSA@dpi.qld.gov.au), sorta con lo scopo di incrementare gli studi sulle fanerogame e la loro salvaguardia a livello mondiale. Uno degli strumenti di cui si avvale l’associazione è SeagNet, un *network* supportato dall’UNESCO/IOC per il monitoraggio, il *training* e la costituzione di banche dati sulle fanerogame a scala globale (http://erf.org/newletter/Sp01_gebseagrass.htm; http://ioc.unesco.org/goos/cst2/Cst2_7.htm).

È possibile discutere di tutti gli aspetti riguardanti le fanerogame entrando nella *mailing list* “*seagrassforum*”: http://www.science.murdoch.edu.au/centres/others/seagrass_forum/.

L’importanza delle fanerogame è, infine, supportata dall’emanazione di leggi atte alla loro protezione.

Tra i paesi che si affacciano sul Mediterraneo, soltanto tre hanno una legislazione “*ad hoc*” sulle fanerogame, purtroppo tra loro difformi. In Francia, solamente *Posidonia oceanica* è una specie protetta sin dal 1988. In questo paese vige la norma che se una qualsiasi prateria viene distrutta, un’equivalente superficie deve essere reimpiantata, anche in un sito distante da quello danneggiato. In Spagna, esiste una legislazione a livello regionale: *P. oceanica* è specie protetta per le coste della comunità Valenciana (1992), mentre la regione autonoma Catalana tutela tutte le fanerogame marine presenti sul suo territorio (1991). In Italia, infine, *P. oceanica* è l’unica fanerogama protetta secondo il recente decreto legge n. 93 del 23/3/2001.

Per la tutela dei sistemi a *P. oceanica* si sono costituite delle *network* operative che prevedono il monitoraggio delle praterie, simultaneo ed omogeneo, su ampia scala spaziale:

- in Francia è operativo dal 1984 il *Posidonia Monitoring Network* (Boudouresque *et al.*, 2000) la cui attività è coordinata dall’associazione GIS Posidonie (<http://www.com.univ-mrs.fr/gisposi/>);
- in Italia il Ministero dell’Ambiente e della Tutela del Territorio ha appaltato negli ultimi anni il monitoraggio di *P. oceanica* lungo le coste di alcune regioni (Sicilia, Sardegna e Campania) di cui mancava una cartografia dettagliata, per completare i dati già esistenti; inoltre, nel pianificare un “Programma di Monitoraggio per il controllo dell’ambiente marino costiero” (triennio 2001-2003), ha ritenuto opportuno elaborare dei metodi di riferimento con il supporto tecnico-scientifico dell’ICRAM (<http://www.icram.org/settori.html>). Tra questi, figura il protocollo da seguire per il monitoraggio dei limiti inferiori delle praterie a *P. oceanica*; questo protocollo, pur presentando alcune inesattezze ed essendo quindi bisognoso di rettifiche, rappresenta un passo importante per unificare a scala nazionale le tecniche di studio impiegate, ed acquisire alla stessa scala temporale conoscenze che permettano di salvaguardare questi importanti sistemi costieri;
- a livello di bacino, dopo la Convenzione di Barcellona del 1999 per la Protezione del Mediterraneo, varie nazioni che si affacciano su questo mare hanno concordato un Piano d’Azione (*Action Plan*) per la conservazione della vegetazione marina: tra le priorità figura la tutela di *P. oceanica*, *Zostera marina* e *Nanozostera noltii* in tutto il bacino (<http://www.rac-spa.org.tn/vegap.html>).

5.2 Fanerogame marine mediterranee

Nel Mar Mediterraneo sono presenti diverse fanerogame marine (Fig. 1): *Posidonia oceanica* (L.) Delile, *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson, *Zostera ma-*

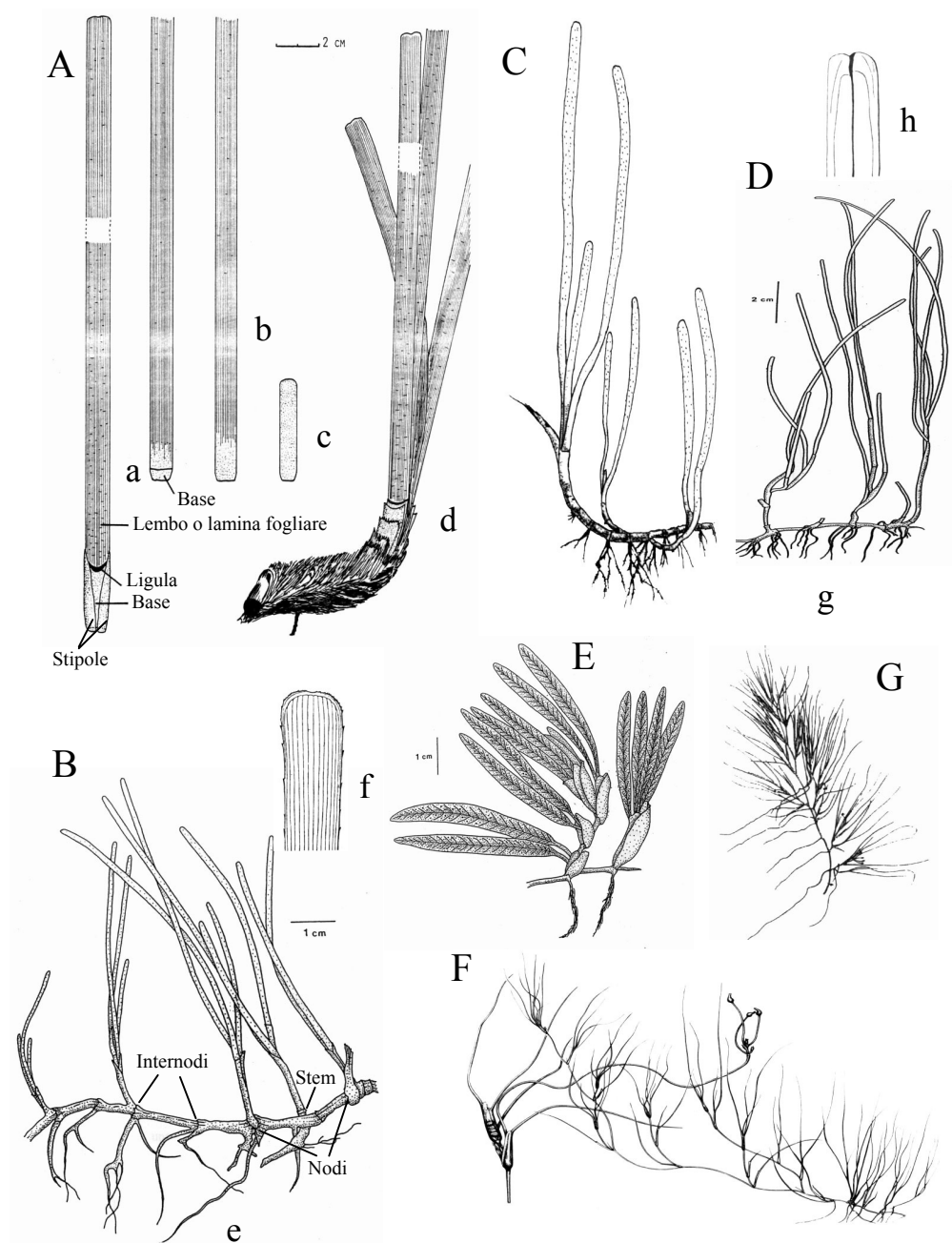


Fig. 1 - A) *Posidonia oceanica*, a) foglie adulte, b) foglia intermedia, c) foglia giovanile, d) rizoma ricoperto da scaglie e fascio fogliare, B) *Cymodocea nodosa*, e) pianta (notare i nodi, gli internodi ed i corti rizomi verticali detti *stem*), f) particolare dell'apice fogliare, C) *Zostera marina*, D) *Nanozostera noltii*, g) pianta, h) particolare dell'apice, E) *Halophila stipulacea*, F) *Ruppia cirrhosa*, G) *Ruppia maritima*.

rina L., *Nanozostera noltii* Hornemann (Tomlinson & Posluzny) (ex *Zostera noltii*) e *Halophila stipulacea* (Forsskål) Ascherson. A questo elenco si potrebbe aggiungere *Halodule uninervis* (Forsskål) Ascherson, rinvenuta recentemente lungo le coste egiziane (1999 - El Gazzar, com. pers.); poiché sino ad oggi mancano conferme “ufficiali” della sua presenza nel Mediterraneo, si preferisce omettere questa fanerogama dalla lista delle specie presenti nel nostro bacino.

Anche le specie *Ruppia cirrhosa* (Petagna) Grande e *Ruppia maritima* L. non verranno prese in considerazione in questa trattazione sulle fanerogame marine in quanto tipiche ed esclusive di ambienti salmastri lagunari.

Pur rimandando ai testi classici di sistematica per il riconoscimento delle moncotiledoni marine (Den Hartog, 1970; Tomlinson, 1982; Kuo e Mc Comb, 1998; Kuo e Den Hartog, 2001), in questa sede si vuole offrire una facile chiave dicotomica per l'identificazione delle specie presenti in Mediterraneo, formulata sulle principali caratteristiche morfologiche del rizoma e delle foglie.

1	Rizoma completamente coperto di “scaglie”	<i>Posidonia oceanica</i>
1a	Rizoma non coperto di “scaglie”	2
2	Foglie con picciolo	<i>Halophila stipulacea</i>
2a	Foglie senza picciolo	3
3	Rizoma orizzontale con corti rizomi verticali ai nodi	<i>Cymodocea nodosa</i>
3a	Rizoma orizzontale senza corti rizomi verticali ai nodi	4
4a	Basi delle foglie con stipole sovrapposte	<i>Zostera marina</i>
4b	Basi delle foglie con stipole non sovrapposte	<i>Nanozostera noltii</i>

Informazioni sulla distribuzione delle fanerogame nel nostro bacino sono riportate in Tab. 1. Presente lungo quasi tutte le coste del Mar Mediterraneo di cui è endemica, *P. oceanica* costituisce la specie più importante sia per la complessità e la persistenza del sistema che forma, sia per l'estensione delle sue praterie; è infatti l'unica fanerogama in grado di colonizzare in maniera continua la fascia costiera compresa tra la superficie e la batimetrica dei 40 metri circa.

C. nodosa e *N. noltii*, ugualmente diffuse, formano praterie più limitate per estensione e distribuzione. In aree riparate sottocosta, dove sia in atto una regressione delle praterie di *P. oceanica*, queste tre specie sono commiste o contigue.

Z. marina può essere considerata una specie relitta: la sua distribuzione è estremamente puntiforme e limitata a zone costiere con afflussi di acque dolci.

Halophila stipulacea è una specie di origine lessepsiana diffusa soprattutto nella porzione orientale del Mediterraneo e con copertura limitata.

Le fanerogame presenti nel nostro bacino sono caratterizzate da una notevole uniformità morfologica. Tuttavia, le relazioni inverse tra le dimensioni delle fanerogame ed i tassi di crescita (Tab. 2) spiegano l'importanza della loro architettura nel determinare la produzione del sistema, fornendo al contempo informazioni sul differente ruolo ecologico svolto da specie di piccole dimensioni o pioniere, in contrapposizione a quello svolto da specie di dimensioni consistenti, che formano sistemi più strutturati, complessi e stabili.

Per l'estensione e importanza che *P. oceanica* svolge nel sistema litorale costiero, la gran parte delle ricerche condotte sulle fanerogame marine in Mediterraneo è focalizzata su questa specie; ne consegue che le considerazioni metodologiche illustrate

Tab. 1 - Fanerogame presenti lungo le coste del Mediterraneo e principali caratteristiche distributive. (Bibliografia: (1) Pergent *et al.*, 1995; (2) Drew, 1978; (3) Buia e Marzocchi, 1995; (4) Procaccini *et al.*, 1999).

Specie	Distribuzione	Ambiente	Profondità a massima
<i>Posidonia oceanica</i>	Presente in tutto il Mediterraneo	Comune su fondali sabbiosi, si rinviene spesso su roccia e coralligeno.	50 m (1)
<i>Cymodocea nodosa</i>	Presente in tutto il Mediterraneo	Comune su fondali sabbiosi, predilige ambienti a moda calma.	40 m (2)
<i>Zostera marina</i>	Distribuzione limitata e puntiforme; segnalata in Italia lungo le coste marchigiane e veneto-friulane	Comune su fondali sabbiosi e fangosi, predilige acque salmastre e foci di fiumi	7 m (3)
<i>Nanozostera noltii</i>	Presente in tutto il Mediterraneo	Comune su fondali sabbiosi e fangosi, predilige acque salmastre e le foci dei fiumi.	6 m (3)
<i>Halophila stipulacea</i>	Presente in Mediterraneo orientale; segnalata in Italia lungo le coste siciliane e calabre.	Comune su fondali sabbiosi.	30 m (4)

Tab. 2 - Caratteristiche strutturali e dinamiche delle principali fanerogame (da Buia *et al.*, 2000, modificata; da Duarte, 1991, modificata) (m= valore minimo; x= valore medio; M= valore massimo).

	<i>Posidonia oceanica</i> Superficiale m x M			<i>Posidonia oceanica</i> Profonda m x M			<i>Cymodocea nodosa</i> m x M			<i>Halophila stipulacea</i> Superficiale m x M			<i>Halophila stipulacea</i> Profonda m x M			<i>Nanozostera noltii</i> m x M			<i>Zostera marina</i> m x M		
Diametro rizoma (mm)	10						2			1,3			-			1,3			3,5		
Nr. foglie/ciuffo	8			7			4			3			-			3			4		
Lunghezza massima foglie (cm)	75			69			40			3			7			40			60		
Larghezza massima foglie (cm)	1,25			1			0,36			0,4			0,7			0,10			0,6		
Persistenza foglie (mesi)	11			11			6			2			-						3		
Intervallo Plastocronico (giorni/foglia)	41			52			23			8			-			3,4			13		
Densità prateria (nr/m ²)	700			161			925 1925			19728			13000			269 1.246			216 1093		
Indice Superficie Fogliare (LAI) (m ² /m ²)	6,16 29			1,1 2,6			0,2 3,5			5			5,9			0,2 0,4			1,7 6,7		
Indice Biomassa Fogliare (LSC)(gdw/m ²)	175 670			52 94			17 159			157,8			-			13 79			45 775		
Biomassa ipogea (gdw/m ²)	6.526			324			300 750			-			-			31 62			21 161		
Produzione fogliare (gdw/y/m ²)	162 722			71,3 232			23,6 1,623			-			-			70 949			109 1299		
Allungamento rizoma (cm/y)	1,1 7,4			-			3,6 57,8			-			-			91 168			18 91		

in questo capitolo scaturiscono soprattutto da studi svolti su questa fanerogama. I sistemi colonizzati dalle piccole fanerogame (*Cymodocea*, *Nanozostera* e *Zostera*) vengono a volte studiati con le usuali tecniche utilizzate per gli habitat di fondo molle (vedi anche Cap. 4).

5.3 Caratterizzazione e valutazione delle praterie

Le fanerogame marine modificano profondamente gli ambienti che colonizzano, dando luogo a sistemi specifici, detti prati o praterie, tra i più diversificati, complessi e produttivi presenti lungo la fascia costiera di quasi tutti gli oceani ed i mari (Short e Coles, 2001).

Composizione, estensione e struttura di questi sistemi sono condizionate non solo dalle caratteristiche biologiche delle singole specie di fanerogame, ma anche dalle caratteristiche ambientali, quali tipo e natura del substrato, geomorfologia del fondo, idrodinamismo, profondità e luminosità, tasso di sedimentazione e torbidità.

Per caratterizzare e valutare lo stato di una prateria si ricorre a descrittori che possono essere distinti in fisici, fisiografici, strutturali e funzionali.

5.3.1 Descrittori fisici

Le proprietà dell'ambiente fisico dove le fanerogame sono insediate contribuiscono in modo importante a determinarne lo sviluppo. Lo studio delle praterie dovrebbe perciò prevedere l'analisi di alcuni aspetti quali:

- geomorfologia e profilo della costa;
- estensione batimetrica;
- geomorfologia del fondale;
- litologia e sedimentologia, sia all'interno della prateria che nelle zone di erosione e sui limiti;
- regime idrodinamico locale.

Per le metodologie di approccio all'analisi di alcune di queste caratteristiche si rimanda ai Cap. 1 e 11 di questo Manuale.

5.3.2 Descrittori fisiografici

5.2.2.1 Tipologie di praterie

A seconda delle caratteristiche dei siti colonizzati e delle specie strutturanti, le fanerogame marine possono dare origine a tipologie differenti di praterie.

Una prima tipologia è determinata dalla natura del substrato sul quale le fanerogame sono impiantate; si possono così distinguere:

- praterie su sabbia (tutte le fanerogame del Mediterraneo) (Molinier e Picard, 1952);
- praterie su roccia o coralligeno (solo *Posidonia*) (Boudouresque e Bianconi, 1986);
- praterie impiantate su strutture biogeniche "autocostruite", formate dall'intrico di rizomi, radici e sedimento: "matte" per *Posidonia* (Molinier e Picard, 1952), "turf" per *Cymodocea* e *Nanozostera* (Buia *et al.*, 1985).

Una seconda tipologia è connessa al numero di fanerogame che compongono un sistema: una prateria è detta "pura" quando formata da una sola specie (monospecifica), mentre è detta "mista" quando più specie concorrono alla sua formazione (plurispecifica) (Scarton *et al.*, 1995; Buia e Marzocchi, 1995). Nelle zone riparate

sottocosta, è più frequente osservare praterie miste; a maggiori profondità, le praterie sono generalmente pure.

Una terza tipologia è legata alla distribuzione della pianta sul fondo: è detta “omogenea” quando la distribuzione è uniforme su tutta la sua estensione mentre viene definita “disomogenea” quando è difforme.

La seconda e la terza tipologia, se integrate, permettono di distinguere 4 categorie: pura omogenea, pura disomogenea, mista omogenea, mista disomogenea (Caniglia *et al.*, 1990).

Una quarta tipologia spiega la distribuzione della pianta in relazione alla natura del fondo: è detta continua, discontinua e discreta, a seconda che il fondo sia interamente colonizzato dalla pianta, se sia interrotto dalla presenza di canali e radure, o infine se la distribuzione è a macchie. A partire da quest’ultima tipologia, ulteriori definizioni sono state utilizzate per descrivere la varietà strutturale che le praterie a *P. oceanica* possono raggiungere. In particolare:

- prateria piana e continua (“*herbier de plain*”): caratterizzata dalla presenza di una “matte” continua e omogenea (Pergent e Pergent-Martini, 1995);
- prateria a pan di zucchero (“*herbier en pain de sucre*”): caratterizzata da una “matte” continua ma disomogenea, con strutture che si elevano a formare delle ondulazioni (Molinier e Picard, 1953);
- prateria a terrazze (“*herbier en escalier*”): caratterizzata dalla presenza di una “matte” continua, a intervalli esposta, sino a formare dei terrazzamenti di diversa ampiezza a seconda della morfologia del fondale; tipica di siti a forti pendenze ed intenso idrodinamismo (Clairefond e Jeudy de Grissac, 1979);
- prateria a cordoni: caratterizzata da cordoni di prateria su “matte” con andamento perpendicolare alla costa, alternati a canali sabbiosi, lunghi da 5 a 100 m ed ampi alcuni metri (Vetere e Pessani, 1989);
- prateria tigrata (“*herbier tigré*”): si tratta ancora di praterie che si sviluppano su “matte” secondo ampi cordoni, paralleli alla costa ed alternati a zone sabbiose, ma con dimensioni maggiori di quelle che caratterizzano la prateria a cordoni; raggiungono infatti lunghezze anche di alcuni chilometri e larghezze di decine di metri (Blanpied *et al.*, 1979);
- prateria a macchie (su roccia) (Molinier e Picard, 1952);
- prateria a collina (“*herbier de colline*”): caratterizzata da macchie (“isolotti”) di “matte”, ricoperte da piante vive, che si elevano rispetto alle aree sabbiose circostanti prive di vegetazione (Boudouresque *et al.*, 1985a);
- prateria di barriera (“*récif barrière*”): formazione molto particolare presente solo in zone molto riparate e con basso fondale (Augier e Boudouresque, 1970; Boudouresque *et al.*, 1985b). L’azione congiunta della crescita della pianta e dell’apporto di sedimento fanno in modo che col tempo si elevi una struttura a barriera sino alla superficie, isolando una piccola laguna al suo interno. Il fronte esterno evolve spostandosi verso il largo mentre nell’area interna le condizioni ambientali provocano la sostituzione di *P. oceanica* con *Cymodocea nodosa* e *Nanozostera noltii*;
- prateria di frangente (“*récif-frangeant*”): stadio dinamicamente precedente alla prateria di barriera; non presuppone la forma di una laguna retrostante (Boudouresque e Meinesz, 1982);
- prateria ad atollo: strutture su “matte” dalla tipica forma ad anello, caratteristica di zone di basso fondale e molto riparate (Calvo e Fradà Orestano, 1984; Calvo *et al.*, 1996).

Metodi

Per praterie di estensione limitata, la tipologia può essere desunta da osservazioni dirette in immersione compiute da due o più subacquei che si muovono lungo transetti perpendicolari alla costa. Per indagini su scala più ampia, le ispezioni si avvalgono di *scooter* subacquei, di *sonar* a scansione laterale (*Side Scan Sonar*), di riprese aeree (o satellitari) e di sistemi video filoguidati, quali il R.O.V. La descrizione di queste metodologie, di vasto utilizzo anche in altri ambiti di indagine, viene presentata con maggiore dettaglio nel Cap. 11 di questo Manuale, relativo alla cartografia bentonica.

5.3.2.2 Tipologie di limiti

In considerazione dell'estensione delle praterie e del diffuso processo di regressione in atto in tutto il bacino mediterraneo, risulta di fondamentale importanza la caratterizzazione dei loro limiti di distribuzione. Generalmente, si indica con *limite superiore* la batimetria più superficiale a cui inizia la prateria e con *limite inferiore* quella più profonda a cui questa si spinge. Mentre il limite superiore dipende essenzialmente dalla pendenza del fondale e dall'idrodinamismo, il limite inferiore tiene conto anche della profondità di compensazione delle singole specie vegetali. Ne consegue che la posizione del limite inferiore delle praterie di fanerogame dipende essenzialmente, oltre che dalla specie, dalla trasparenza media dell'acqua.

Tra tutte le fanerogame mediterranee, *P. oceanica* è quella che si spinge a maggiori profondità ed è l'unica a presentare un limite inferiore di aspetto differente in relazione al variare delle condizioni ambientali.

Per questa specie, quindi, è stato necessario definire quattro tipologie di limite inferiore (Fig. 2) (Meinesz e Laurent, 1978; Pergent *et al.*, 1995):

(1) limite progressivo: caratterizzato da un'alta percentuale di rizomi plagiotropi disposti parallelamente secondo la direzione della pendenza, e dalla mancanza di "matte". Un limite di questo tipo indica che la progressione batimetrica della prateria è in atto e non è ostacolata dalla graduale diminuzione della luce (la luce non è un fattore limitante);

(2) limite netto: caratterizzato da un'interruzione brusca della prateria, dalla presenza di rizomi sia ortotropi che plagiotropi e dalla mancanza della "matte". La riduzione dell'intensità luminosa sembra essere il fattore condizionante;

(3) limite erosivo: caratterizzato dalla presenza di un netto gradino di "matte" esposta, con prevalenza di rizomi ortotropi. L'idrodinamismo (es. correnti di fondo) sembra essere il fattore che limita la progressione della prateria;

(4) limite regressivo: caratterizzato dalla presenza di "matte" morta, su cui persistono isolati ciuffi vivi. Un limite di questo tipo indica una regressione della prateria, dovuta ad un aumento della torbidità.

In relazione alla profondità del limite inferiore di una prateria di *P. oceanica*, Pergent *et al.* (1995) propongono una scala di valutazione della trasparenza dell'acqua, riportata in Tab. 3.

Non esistono per le altre fanerogame scale di valutazione analoghe.

Metodo

I limiti di una prateria possono essere determinati effettuando lungo i margini

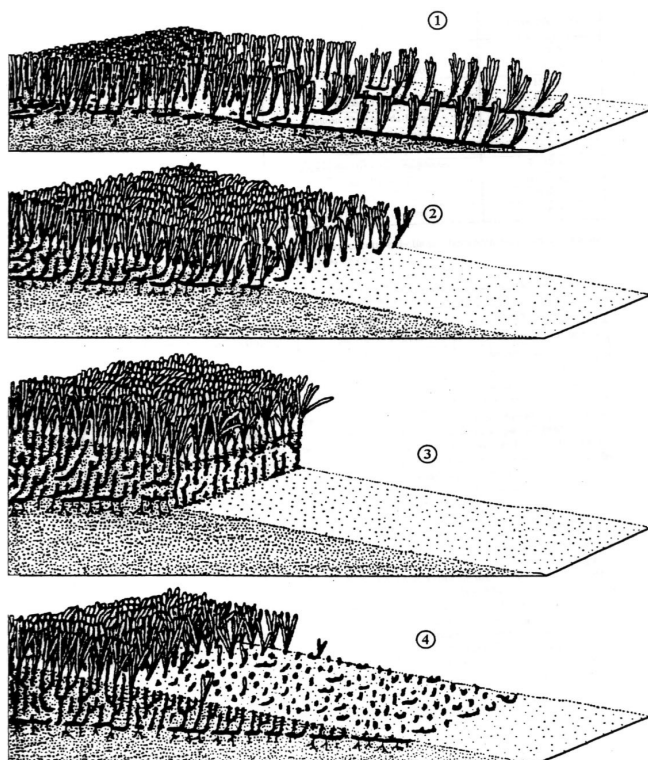


Fig. 2 - Tipologie di limiti inferiori per le praterie di *P. oceanica* (da Pergent et al., 1995)

Tab. 3 - Scala di valutazione della trasparenza dell'acqua in funzione della profondità media del limite inferiore di *P. Oceanica* (da Pergent et al., 1995).

Profondità limite inferiore	Valutazione
< 15 m	Acque torbide
> 15 m e < 25 m	Acque poco trasparenti
> 25 m e < 35 m	Acque trasparenti
> 35 m	Acque molto trasparenti

della prateria più misure batimetriche eseguite con un profondimetro, a distanza di qualche decina di metri le une dalle altre ed in numero sufficiente per ottenere una stima media.

Monitoraggio dei limiti: corpi fissi di riferimento

A causa di interventi antropici che provocano variazioni ambientali importanti sia in superficie sia in profondità, i limiti delle praterie possono variare. Per verificare la dinamica dei limiti (progressione/regressione), si ricorre al posizionamento sul fondo di corpi fissi di riferimento (“balisage”). Questa tecnica è stata applicata a *P. oceanica* per valutare (direttamente *in situ*), nel tempo, le variazioni del limite profondo delle praterie.

Il suo utilizzo su altre fanerogame, quali *C. nodosa*, *Z. marina* e *Nanozostera noltii*, è stato finalizzato a valutare variazioni dell'areale di estensione dei prati (Odorico e Bressan, 1992)

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Blocchi di cemento ("balises") o aste metalliche, galleggianti numerati e sagole, etichette bianche numerate, macchina fotografica e obiettivo grandangolare (15 mm o 28 mm), GPS, bussola, lavagna e matita.

Metodo

Gli esempi riportati in letteratura per monitorare il limite inferiore di praterie a *P. oceanica* (Harmelin, 1976; Boudouresque *et al.*, 1980; Bertrand *et al.*, 1986; Sandulli *et al.*, 1998) prevedono l'utilizzo di corpi di riferimento, quali blocchi di cemento o aste metalliche, che non abbiano la possibilità di essere spostati dall'azione idrodinamica.

Più utilizzati per questo tipo di indagine sono i blocchi di cemento. In Francia, dove questa tecnica è stata messa a punto (Meinesz e Bianconi, 1986; Boudouresque *et al.*, 1990), i blocchi sono di forma troncoconica (Ø medio 40 cm, h 20 cm, volume 24 litri, peso 50 kg) e dotati di tre fori dai quali passano delle barre metalliche che li ancorano al fondale. Ogni blocco, munito di un corto galleggiante numerato, porta lateralmente ed alla sua base delle etichette con i dati identificativi della stazione (Fig. 3).

Anche se la distanza tra ogni blocco deve essere fissa (5 m), con una bussola occorre registrare il posizionamento reciproco di blocchi contigui, per correggere eventuali spostamenti imprevisti dovuti ad ancoraggi o attrezzi da pesca. L'evoluzione del limite viene valutata annualmente attraverso il confronto di fotografie del corpo fisso effettuate da tre angolazioni diverse (frontale, laterale destra, laterale sinistra), prendendo come punto di riferimento un picchetto posto a 1,5 m di distanza dal blocco stesso e ad una altezza dal fondo di 50 cm. Il numero di blocchi di cemento che vengono posizionati è compreso tra 10 e 12.



Fig. 3 - Blocco di cemento (*balise*) posizionato sul limite inferiore di una prateria a *P. oceanica*.

Se si utilizzano le aste metalliche (Sandulli *et al.*, 1998), ne devono essere posizionate almeno 5, ad una distanza reciproca compresa tra 3 e 6 metri. Per essere individuate più facilmente nelle successive immersioni di controllo, le aste devono sporgere dal fondo di circa 50-60 cm e devono essere contrassegnate da targhette numerate. A volte si può inserire anche una piccola boa galleggiante legata con una sagola, ma tale accorgimento è sconsigliato perchè potrebbe favorire la loro accidentale rimozione dovuta ad attrezzi da pesca o ancoraggi.

Anche in questo caso, la valutazione della eventuale evoluzione viene documentata con riprese fotografiche effettuate a distanze fisse dall'asta di riferimento.

L'impiego dei blocchi di cemento applicato ad altre fanerogame è servito per effettuare da terra la mappatura dei prati (Oderico e Bressan, 1992). Si procede al posizionamento di blocchi di cemento attorno all'area da mappare; ogni blocco è fornito di galleggiante che ne segnala la posizione in superficie, delimitando il perimetro; dal rilevamento topografico dei galleggianti si delimita l'areale che viene così cartografato e monitorato nel tempo.

Problematiche e consigli pratici

Il monitoraggio a lungo termine del limite inferiore può prevedere delle osservazioni aggiuntive che possono rivelarsi utili per una migliore caratterizzazione del sito (Boudouresque e Pergent, 1992). Si possono prendere misure di luce e campioni di sedimento (le metodiche sono illustrate nel Cap. 1). Si può registrare il tipo di limite (vedi paragrafo precedente), misurare la densità della prateria, la percentuale dei rizomi plagiotropi e ortotropi, il ricoprimento della prateria e, ancora, si possono prelevare ciuffi per misure fenologiche e produttive (lunghezza internodale o lepidocronologia) (si rimanda ai paragrafi successivi).

In considerazione della profondità critica a cui si opera in immersione, occorre programmare la posa dei blocchi, le fotografie o le riprese video, nonché le osservazioni aggiuntive in giornate differenti. La prima giornata sarà dedicata a ispezionare il limite profondo per verificarne la localizzazione batimetrica; nei giorni seguenti potranno essere posizionati i blocchi, annotando dalla barca i relativi punti GPS. Una volta terminata questa fase, sarà effettuata la documentazione fotografica o video, evitando così che l'attività dei subacquei possa diminuire la visibilità necessaria per tali operazioni. Concluse le riprese, potrà iniziare la fase di campionamento aggiuntivo. La torbidità dell'acqua e la lunghezza delle foglie possono rappresentare fattori di disturbo per una corretta valutazione del limite profondo e delle osservazioni aggiuntive: si consiglia di effettuare tale misura nella stagione invernale, per una migliore trasparenza dell'acqua e le ridotte dimensioni dei lembi fogliari.

Sarebbe auspicabile che programmi di monitoraggio annuale del limite inferiore di *Posidonia* prevedano una cadenza triennale per la raccolta di fasci ortotropi necessari alla fenologia e alla datazione lepidocronologica, per evitare di acquisire dati ripetitivi e limitare l'impatto sulla prateria. Per facilitare il ritrovamento dei blocchi di cemento in epoche successive, si consiglia di pitturare i blocchi stessi con anti-vegetativo bianco; al momento del controllo, sostituire l'etichetta identificativa della stazione con una nuova.

I rilevamenti fotografici potrebbero essere effettuati anche al di sopra del blocco, per garantire una visione dall'alto dell'eventuale avanzamento o arretramento del limite.

5.3.3 Descrittori strutturali

5.3.3.1 Densità

Con il termine densità della prateria si indica il numero di fasci fogliari per unità di superficie (per convenzione pari a 1 m²). Questa variabile rappresenta uno dei descrittori più importanti per valutare lo stato di una prateria, soprattutto se misurato su scala temporale pluriannuale.

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Quadrati o carotatore, lavagnetta e matite, retini, sacchetti di plastica, etichette, GPS.

Metodo

La densità viene rilevata attraverso il conteggio dei fasci fogliari all'interno di una superficie nota e può essere misurata sia direttamente *in situ*, utilizzando un quadrato per delimitare l'area, sia in laboratorio, dopo aver asportato una zolla di prato con l'aiuto di un carotatore. In entrambi i casi, i fasci in divisione vengono conteggiati due volte.

Nonostante le ricerche sulle fanerogame del Mediterraneo siano documentate da centinaia di articoli, ad oggi per la stima della densità dei fasci non si è pervenuti ad un protocollo comune, adottato da tutti. Ne consegue che anche le modalità con cui questa variabile viene misurata sono molteplici, a cominciare dalle dimensioni dell'area da campionare per finire con la scelta della stessa ed il numero di repliche.

- Dimensioni della superficie da campionare

Di importanza fondamentale sono, nella valutazione della densità, la distribuzione spaziale delle fanerogame e la struttura delle praterie. La modalità di crescita vegetativa è essenzialmente la stessa per tutte le fanerogame: avviene per aggiunta di "moduli" ripetitivi, i ciuffi fogliari (Marbà e Duarte, 1998); in funzione della velocità di crescita e dei tassi di ramificazione del rizoma (differenti a seconda delle specie) nonché di fenomeni di competizione tra i moduli e del grado di disturbo ambientale, la struttura delle praterie può variare al variare della scala spaziale (da pochi centimetri a decine di metri) (Manzanera e Romero, 2000; Oliva, 2002).

Panayotidis *et al.* (1981) hanno evidenziato che in *Posidonia oceanica* la distribuzione dei fasci è irregolare di tipo aggregativo (contagioso) e il coefficiente di variazione è stabile tra 800 e 3600 cm², individuando nell'area di 1600 cm² (40 x 40 cm) quella minima ottimale per la stima della densità di questa fanerogama. Per *Cymodocea nodosa* l'area minima di campionamento è stata stimata tra 300 e 1200 cm² (Mazzella *et al.*, 1986a) (cilindro di 30 cm di diametro), mentre quella per *Nanozostera noltii* è di 256 cm² (16 x 16 cm) (Pérez-Lloréns, 1987).

Mancano studi analoghi sulle altre fanerogame presenti nel Mediterraneo: in letteratura si riportano aree di campionamento comprese tra 625 e 2500 cm² per *Zostera marina* (Rismondo *et al.*, 1997; Rigollet *et al.*, 1998; Curiel *et al.*, 1997), e tra 100 e 625 cm² per *Halophila stipulacea* (Procaccini *et al.*, 1999; Cancemi *et al.*, 1994).

- Posizionamento dell'area

Una volta scelte le dimensioni idonee, la densità può essere misurata o lungo un gradiente (es., transetto batimetrico) o in siti specifici in base alle finalità dello studio. L'area può essere determinata o dal lancio dell'operatore che lascia cadere casual-

mente, ad una altezza di 1 m dal fondale, il “quadrato” di riferimento (Pergent *et al.*, 1995), oppure può essere determinata seguendo tavole di numeri casuali. Alcuni Autori utilizzano quadrati fissi per la stima della densità a lungo termine. In questi casi, l'area va delimitata con boe e sagole per le conte successive.

- Numero di repliche

In letteratura il numero di repliche riportato varia da un minimo di 2 ad un massimo di 12. Pergent *et al.* (1995) ritengono che, in considerazione della distribuzione aggregativa di *P. oceanica*, il numero di repliche necessario per mantenere il limite fiduciale della media inferiore al 20% sia 10.

Trattamento dei dati e valutazione dei range di densità

I valori delle singole conte vanno mediati e sempre riportati alla superficie utilizzata per convenzione, il metro quadro. Il parametro ottenuto si esprime come n. ciuffi m⁻².

Per le praterie di *P. oceanica*, Giraud (1977) ha proposto una scala di valutazione in relazione alla loro densità, permettendo di distinguere 6 tipi di praterie. In seguito (Pergent *et al.*, 1995), questa classificazione è stata ridotta a 5 tipi (vedi Tab. 4), in considerazione del fatto che quando il numero dei fasci per metro quadrato è inferiore a 50, si ritiene che non sia sufficiente a definire una prateria.

Tab. 4 - Classificazione delle praterie di *Posidonia oceanica* secondo Giraud (1977) (da Pergent *et al.*, 1995, modificata).

Tipo	Densità (n. fasci /m ²)	Valutazione
Tipo I	> 700	Prateria molto densa Praterie insediate prevalentemente su “matte”, mai nei pressi del limite inferiore. Sviluppo principale sulla dimensione verticale con abbondanza di fasci ortotropi. Profondità solitamente comprese tra 0 e 25 m.
Tipo II	700-400	Prateria densa Praterie al termine della trasgressione orizzontale (fasci plagiotropi) tendenti allo sviluppo verticale (fasci ortotropi) o praterie in principio di degenerazione. Profondità solitamente comprese tra 0 e 25 m.
Tipo III	400-300	Prateria rada Praterie in equilibrio dinamico o con tendenza alla regressione. Si possono trovare a tutte le profondità e su tutti i substrati.
Tipo IV	300-150	Prateria molto rada Praterie in regressione (presenza di fasci morti) o rimaneggiate in seguito a erosione oppure praterie giovani in uno stadio di colonizzazione ed espansione (fasci plagiotropi). Si possono trovare a tutte le profondità e su tutti i substrati.
Tipo V	150-50	Semi prateria Praterie situate sul limite inferiore a profondità maggiori di 20 m su sabbia o fango, in condizioni ambientali estreme per la sopravvivenza della specie.

Più recentemente (Pergent *et al.*, 1995; Pergent-Martini e Pergent, 1996), sulla base di dati bibliografici è stata formulata una nuova classificazione delle praterie, in cui la densità è rapportata alla profondità e ad altri fattori ambientali, quali torbidità, disturbo antropico, ecc. (Tab. 5). Si distinguono così “praterie in equilibrio”, in cui

Tab. 5 - Classificazione delle praterie di *Posidonia oceanica* secondo Pergent *et al.* (1995, modificata).

Prateria molto disturbata		Prateria disturbata		Prateria in equilibrio			
Prof. (m)	DA		DB		DN		DE
1	←	822	↔	934	↔	1158	→
2	←	646	↔	758	↔	982	→
3	←	543	↔	655	↔	879	→
4	←	470	↔	582	↔	806	→
5	←	413	↔	525	↔	749	→
6	←	367	↔	479	↔	703	→
7	←	327	↔	439	↔	663	→
8	←	294	↔	406	↔	630	→
9	←	264	↔	376	↔	600	→
10	←	237	↔	349	↔	573	→
11	←	213	↔	325	↔	549	→
12	←	191	↔	303	↔	527	→
13	←	170	↔	282	↔	506	→
14	←	151	↔	263	↔	487	→
15	←	134	↔	246	↔	470	→
16	←	117	↔	229	↔	453	→
17	←	102	↔	214	↔	438	→
18	←	88	↔	200	↔	424	→
19	←	74	↔	186	↔	410	→
20	←	61	↔	173	↔	397	→
21	←	48	↔	160	↔	384	→
22	←	37	↔	149	↔	373	→
23	←	25	↔	137	↔	361	→
24	←	14	↔	126	↔	350	→
25	←	4	↔	116	↔	340	→
26			←	106	↔	330	→
27			←	96	↔	320	→
28			←	87	↔	311	→
29			←	78	↔	302	→
30			←	70	↔	294	→
31			←	61	↔	285	→
32			←	53	↔	277	→
33			←	46	↔	270	→
34			←	38	↔	262	→
35			←	31	↔	255	→
36			←	23	↔	247	→
37			←	16	↔	240	→
38			←	10	↔	234	→
39			←	3	↔	227	→
40			←		↔	221	→

la densità è nella norma (DN) o eccezionale (DE), da “praterie disturbate” o “praterie molto disturbate”, in cui la densità, limitata da più fattori, è bassa (DB) o anormale (DA).

Problematiche e consigli pratici

Per il numero delle repliche e la casualità del campionamento si rimanda al Cap. 13 di questo Manuale ed a Duarte e Kirkman (2001).

In considerazione delle caratteristiche biologiche delle fanerogame, è opportuno tenere nella dovuta considerazione la temporalità con cui questa misura viene effettuata: è sufficiente una frequenza annuale per *P. oceanica* mentre per tutte le altre fanerogame del bacino, a dinamica più elevata, la frequenza deve essere almeno stagionale.

Nel caso si osservino infiorescenze, se ne può stimare la densità e calcolare l'Indice di Fioritura o *Flowering Index* (F.I.= n. fasci fioriti/n. fasci analizzati x 100 (Pergent, 1985). Nel caso di *Zostera marina*, si può calcolare il numero di ripidi (peduncoli che portano le infiorescenze) per fascio, ed il numero di infiorescenze per ripidio (Curiel *et al.*, 1997).

5.3.3.2 Copertura

Una ulteriore variabile che integra le stime di densità nella descrizione strutturale di una prateria è rappresentata dalla copertura, espressa come percentuale di fondale ricoperto dalle piante rispetto a quello non coperto e costituito da sabbia, roccia, “matte” morta, ecc.

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Quadrati, lavagnette e matite, attrezzatura fotografica, videocamera o R.O.V., barra, cima metrata.

Metodi

La stima della percentuale di fondo ricoperto dalla pianta viene effettuata con “rilevamento diretto” o “derivato”.

- Per “rilevamento diretto” si intende la valutazione della copertura in immersione, ad opera di operatori subacquei.

Due operatori, indipendentemente, valutano la copertura del fondo descrivendo attorno ad un punto fisso una circonferenza di 5 m di raggio. La media tra le due stime visive fornisce il valore di copertura.

Un'altra stima visiva è quella ricavata dal metodo fitosociologico, esprimendo la copertura in classi: le 6 convenzionali (Grillas *et al.*, 2000) (classe 0: assenza; classe 1: <5%; classe 2: 5-25%; classe 3: 25-50%; classe 4: 50-75%; classe 5: >75%) o le 3 ridotte (Caniglia *et al.*, 1990) (classe 1: 1- 20%; classe 2: 20-80%; classe 3: 80-100%).

Una terza tecnica diretta è quella proposta da Boudouresque (com. pers.): ricavare la copertura dal rapporto percentuale di subquadrati con presenza di ciuffi rispetto a quelli privi, conteggiati all'interno di un quadrato 40 x 40 cm, suddiviso in 16 subquadrati.

- Per “rilevamento derivato” si intende la valutazione della copertura attraverso l'analisi di riprese fotografiche effettuate precedentemente *in situ* sia da operatori subacquei sia con R.O.V.

Romero (1985) utilizza immagini fotografiche scattate con un obiettivo 35 mm e ad una distanza fissa sopra le foglie, definita da una barra di 1,3 m. In questo modo il campo dell'immagine coperto da ogni fotografia è pari a 1,75 m² di fondo. Per ogni stazione vengono considerate 20 fotografie scattate in modo casuale. In laboratorio, su ogni foto viene proiettato un reticolo di 15 x 15 punti e si verifica in corrispondenza di quali punti sono presenti le piante. Il numero di punti in cui sono presenti le piante permette di determinare la percentuale di copertura. Cristiani (1980) propone di ricavare in modo analogo le stime di copertura, fotografando dall'alto un numero di aree di prateria variabile da 5 a 10, di estensione compresa tra 16 e 20 m².

Il R.O.V. può essere impiegato anche per le stime di copertura di praterie a *P. oceanica*; a tale proposito si rimanda al Cap. 11.

Trattamento dei dati

In genere le misure di densità e di copertura vengono indicate separatamente nella caratterizzazione di una prateria continua.

Nel caso di praterie discontinue di *P. oceanica*, Romero (1985) deriva la "densità globale" delle praterie, moltiplicando la densità (ricavata dalle misure nelle aree di riferimento) per i valori percentuali di copertura.

Problematiche e consigli pratici

Le stime di copertura di una prateria sono altamente variabili poiché la loro valutazione è strettamente legata alla dinamica stagionale delle piante, in particolare alla lunghezza delle foglie, il cui sviluppo massimo può comportare una sovrastima di questo descrittore. Un'errata valutazione può sorgere, inoltre, in presenza di prati misti, in cui sia difficile distinguere le percentuali ricoperte dalle singole specie. Le stime soggettive, poiché dipendono molto dall'esperienza dell'operatore subacqueo e dalle condizioni di visibilità, potrebbero essere sostituite da stime oggettive, effettuate su superfici standard che, a seconda degli obiettivi della ricerca, possono essere temporanee o permanenti e consentire, in questo caso, la valutazione della copertura su scale temporali a breve e medio termine. Anche per questo descrittore, il numero di repliche riportato in letteratura è variabile da 2 a 10. Qualora la densità venga rapportata alla copertura, seguendo il metodo di Romero (1985), si consiglia di riportare sempre anche i rispettivi valori assoluti.

Oltre alla percentuale di substrato colonizzata dalle fanerogame, possono essere prese in considerazione altre variabili espresse come percentuali ed indicative della struttura di questi sistemi. Queste, valide essenzialmente per *P. oceanica*, sono:

- la percentuale di fondo ricoperta da "matte morta";
- la percentuale di fondo occupata da canali "intermatte" e strutture di erosione (es., radure);
- il rapporto percentuale di rizomi ortotropi (a crescita verticale) e plagiotropi (a crescita orizzontale);
- la percentuale di fasci fioriti (vedi paragrafo precedente);
- il numero di ripidi per fascio e numero di infiorescenze per ripidio (per *Z. marina*).

5.3.4 Descrittori funzionali

5.3.4.1 Fenologia e biomassa

Il singolo fascio fogliare rappresenta l'unità funzionale più comoda per descrivere una prateria. Le variazioni della fenologia dei fasci o meglio la loro biometria sono frequentemente analizzate per questo scopo.

In generale, la struttura dei fasci è caratterizzata dalla disposizione distica e alterna delle foglie, con quelle più giovani al centro e quelle più vecchie all'esterno. Seguendo la classificazione proposta da Giraud (1977) per *P. oceanica* e applicata anche alle altre fanerogame del Mediterraneo, si riconoscono tre categorie di foglie (Fig. 1):

- foglie giovanili di lunghezza inferiore a 5 cm, senza base;
- foglie intermedie di lunghezza superiore a 5 cm, senza base;
- foglie adulte di lunghezza superiore a 5 cm, con base.

Il punto in cui finisce la base e inizia il lembo, prende il nome di ligula. Solamente in *P. oceanica*, tra le fanerogame mediterranee, la base persiste sul rizoma per molti anni dopo la caduta del lembo fogliare e prende il nome di "scaglia".

Cancemi *et al.* (2002) per *C. nodosa* propongono di ridurre a due le categorie di foglie: foglie differenziate (in lembo e base) e foglie non differenziate (solo lembo).

Sulla base di queste classificazioni, è possibile valutare dei descrittori funzionali della pianta, definiti sintetici, quali lunghezza, larghezza e biomassa, sia delle foglie in tutte le loro parti, sia dei rizomi e delle radici. Ad ogni ciuffo, infatti, corrisponde una porzione ipogea della pianta: rizoma e radici. La consistenza, espressa come biomassa, di ognuno di questi comparti, epigeo ed ipogeo, spiega il differente ruolo strutturale esercitato dalle fanerogame nel sistema.

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Retino da raccolta, carotatore, sacchetti di plastica, etichette prenumerate, contenitori termici per trasporto, pinzette, calibro, carta assorbente, righello, matite, schede prestampate per biometria e biomassa, carta stagnola, stufa, essiccatore, bilancia analitica, computer.

Metodo

Per la misura delle variabili sintetiche della pianta, dopo il prelievo i campioni devono essere mantenuti umidi e al buio, in contenitori termici, sino al loro arrivo in laboratorio dove devono venire sciacquati in acqua dolce (per togliere sale e sedimento) prima di essere analizzati.

Per la valutazione delle variabili fenologiche, il numero di ciuffi e rizomi da analizzare, in base a quanto riportato in letteratura, varia da un minimo di 3 (Abbate *et al.*, 2000) ad un massimo di 100 (Marbà *et al.*, 1996).

I ciuffi fogliari vengono aperti delicatamente con l'aiuto di una pinzetta, procedendo dalla foglia più esterna a quelle più interne, alternativamente a destra e a sinistra e disponendo le foglie in successione di classe decrescente sul banco di lavoro. Da questa prima operazione si ricava il numero di foglie, sia totale che per classe. Le radici vengono separate dai rizomi, tagliandole delicatamente. Foglie, rizomi e radici vengono quindi analizzati.

Le misure biometriche possono essere rilevate manualmente, con un righello o con un calibro digitale (Reyes *et al.*, 1995), o tramite un sistema di analisi di immagine (Abbate *et al.*, 2000):

- la lunghezza della base delle foglie adulte si misura dal suo punto di inserzione sul rizoma fino alla concavità della ligula;
- la lunghezza del lembo fogliare si misura dalla ligula (se c'è) o dall'inserzione sul rizoma sino all'apice. Il tessuto fogliare è distinto a sua volta in verde (fotosinteticamente attivo) e in bruno (fotosinteticamente inattivo); si distingue inoltre l'apice intero da quello spezzato;

- la larghezza della foglia si misura a metà circa del lembo;
- la lunghezza degli internodi (distanza tra i nodi) serve per calcolare la lunghezza totale dei rizomi (orizzontali e verticali);
- la lunghezza delle radici si misura a partire dal punto di attacco sul rizoma;
- la misura della larghezza dei rizomi e delle radici viene effettuata con l'aiuto di un calibro.

Per la valutazione della biomassa epigea ed ipogea, i carotatori utilizzati hanno dimensioni differenti in relazione alle dimensioni delle fanerogame, alla densità ed al numero di specie che formano la prateria. Cancemi *et al.* (2002) ad esempio, utilizzano un cilindro di 15 cm di diametro per *C. nodosa*; Sfriso e Ghetti (1998) un carotatore di 20 cm di diametro e 25 di altezza per campionare contemporaneamente su *N. noltii*, *C. nodosa* e *Z. marina*; Guidetti *et al.* (2001), infine, utilizzano un carotatore di 23,6 cm di diametro per *Z. marina* e *C. nodosa* mentre si avvalgono di una sega metallica per estrarre una "zolla" di 30 x 30 cm di *P. oceanica*. Generalmente, il carotatore dovrebbe penetrare nel sedimento almeno 10-15 cm per poter campionare la porzione ipogea di rizomi e radici. Il numero di repliche per sito riportato in letteratura è compreso tra 3 e 10.

In laboratorio, il materiale raccolto viene accuratamente sciacquato, separato per specie e per comparto: foglie, rizomi e radici.

Per valutare la distribuzione verticale nel sedimento di radici e rizomi di *C. nodosa* e *N. noltii*, Duarte *et al.* (1998) hanno effettuato varie sezioni, ognuna di 3-5 cm, su carote larghe 21 cm e alte 50 cm, separando per ogni sezione le differenti porzioni delle varie specie per valutarne quindi la biomassa.

Le misure di biomassa possono essere espresse sia come peso fresco sia come peso secco. Nel primo caso, il comparto da pesare viene posto tra due strati di carta assorbente, lasciato asciugare cambiando la carta un numero costante di volte e quindi pesato; nel secondo caso, il campione viene avvolto in carta stagnola e posto in stufa a 60-80 °C per almeno 24 h (a seconda della specie), sino al raggiungimento del peso costante. Successivamente viene pesato, previo raffreddamento in essiccatore.

Trattamento dei dati

Il numero totale delle foglie viene mediato per classe o per ciuffo.

La lunghezza e la larghezza delle foglie e delle basi vengono calcolate mediando per classe i valori misurati, espressi in mm o cm (es. lunghezza media foglie adulte = mm tot^{Adulte}⁻¹).

La biomassa delle foglie e delle basi è mediata sia per classe che per ciuffo. I valori medi sono espressi come mg peso fresco o come mg peso secco (es. Biomassa media foglie adulte = mg peso secco^{foglie Adulte} ciuffo⁻¹, oppure Biomassa media totale foglie adulte per ciuffo = mg peso secco^{totale foglie adulte} ciuffo⁻¹).

Dai descrittori sintetici possono derivare altri descrittori della pianta e del sistema che, essendo ricavati per calcolo dai primi, vengono definiti derivati. Essi sono:

- Superficie fogliare media per ciuffo (cm² ciuffo⁻¹): per ogni ciuffo si calcolano le superfici di tutti i lembi fogliari (viene considerata una sola faccia), quindi i valori ottenuti si sommano per avere la superficie totale del fascio e infine si mediano per il numero di ciuffi campionati. Allo stesso modo si calcolano le superfici medie del tessuto verde e del tessuto bruno.
- Biomassa fogliare media per ciuffo (mg ps ciuffo⁻¹): per ogni ciuffo si misura la biomassa di tutti i lembi fogliari (sia verdi che bruni), quindi il valore ottenuto è me-

diato per il numero di ciuffi campionati. Questo descrittore può essere riferito separatamente al tessuto bruno e a quello verde. Allo stesso modo si calcola la biomassa media delle basi per ciuffo.

- Indice di Superficie Fogliare (*Leaf Area Index*) ($\text{m}^2 \text{m}^{-2}$): si calcola moltiplicando la superficie fogliare media per ciuffo per la densità della prateria rapportata al metro quadro.
- Indice di Superficie Radicale (*Root Area Index*) ($\text{m}^2 \text{m}^{-2}$): corrisponde alla superficie radicale per unità di superficie di prateria (m^2); dalla correlazione tra il peso secco di un segmento di radice e la sua superficie, si ricava con una equazione di regressione la superficie radicale media corrispondente alla biomassa media radicale campionata (Francour e Semroud, 1992).
- Indice di Biomassa Fogliare (*Leaf Standing Crop*) (g ps m^{-2}): si calcola moltiplicando la biomassa fogliare media per ciuffo per la densità della prateria rapportata al metro quadro; (per la sola *P. oceanica*, nel computo della biomassa totale del ciuffo non va considerata la biomassa delle basi).
- Le biomasse dei comparti epigei ed ipogei (ottenuti dai carotaggi) possono essere espresse in funzione dell'area campionata; il peso secco (o fresco) del campione viene quindi rapportato al metro quadrato (g ps m^{-2} o g pf m^{-2}).
- Coefficienti di correlazione tra caratteristiche morfometriche della foglia (es., larghezza) e variabili ambientali (temperatura, torbidità, profondità, ecc.) (Wittmann, 1984; Abbate *et al.*, 2000).
- Coefficiente "A": percentuale di foglie adulte ed intermedie che hanno gli apici spezzati; si calcola dividendo il numero totale di foglie adulte e intermedie con apici rotti per il numero totale delle foglie osservate.

Il valore del coefficiente "A" è spesso il risultato di più fattori quali l'idrodinamismo, l'età delle foglie e il livello di presenza di erbivori. Dalle caratteristiche delle tracce (*bite marks*) presenti sull'apice dei lembi fogliari, è possibile riconoscere alcuni erbivori responsabili della rottura (vedi Fig. 5) e distinguere il danno biologico da quello meccanico.

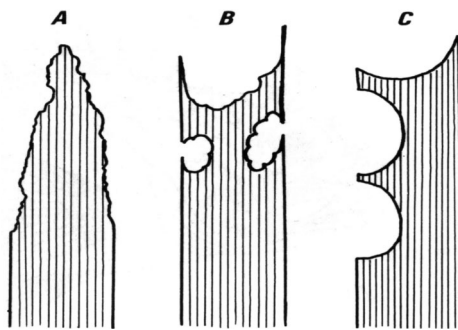


Fig. 5 - Tracce di erbivoria su foglie di *P. oceanica*

- A) *Paracentrotus lividus* e/o altri echinodermi;
- B) Peracaridi (Idopodi);
- C) *Sarpa salpa*.

Problematiche e consigli pratici

I prelievi per le misure fenologiche e di biomassa devono avere una frequenza almeno stagionale. Onde diminuire l'impatto sulle praterie provocato dalla rimozione di un volume di zolla, sarebbe auspicabile per quelle specie a lenta crescita come *P. oceanica*, non ripetere il ciclo di campionamenti prima che sia passato un anno dall'ultimo prelievo.

I campioni, se non vengono processati subito, possono essere conservati, previo lavaggio in acqua dolce, in congelatore a -20 °C. Si preferisce questa tecnica a quella della fissazione in formalina al 4% in quanto meno dannosa per il manipolatore e priva di effetti sui dati (che potrebbero avere necessità di correzione).

I campionamenti dovrebbero avvenire con l'accorgimento di evitare il prelievo sia di ciuffi terminali in divisione sia di quelli sullo stesso rizoma tracciante. Per *P. oceanica*, se lo studio prevede anche l'analisi lepidocronologica, risulta conveniente scegliere ciuffi ortotropi poiché su questi possono essere parallelamente svolte sia l'analisi fenologica che quella lepidocronologica, diminuendo così lo sforzo di campionamento e l'impatto sulla prateria.

In barca, è consigliabile eliminare il sedimento in eccesso, intrappolato dalle radici, sciacquando i campioni con l'aiuto di un setaccio.

In laboratorio, le misure di biomassa delle foglie prevedono l'esclusione degli epifiti, animali e vegetali: per facilitarne il distacco evitando di danneggiare le foglie, si consiglia di immergere i campioni in acido acetico al 2-4% per 30 min o fino a 2 ore se la colonizzazione è cospicua, quindi pulire le foglie con una garza (Mazzella e Ott, 1984; Cancemi *et al.*, 2002).

Per la stima del peso secco, è consigliabile non superare la temperatura di 60 °C, se la biomassa ottenuta deve subire ulteriori analisi, come ad esempio quelle per il contenuto in Carbonio e Azoto, per le quali temperature più alte sarebbero dannose.

Spesso, per abbreviare i tempi di analisi, i dati di biomassa sono espressi solo come peso fresco; questo può però limitare la comparazione dei dati ottenuti da autori diversi. Sarebbe auspicabile uniformare i dati o fornire delle tabelle di conversione.

Durante l'analisi dei campioni, si consiglia di mantenere i ciuffi immersi in acqua per evitare il loro disseccamento. Se si analizzano campioni fissati in formalina, i ciuffi devono essere abbondantemente sciacquati prima di essere maneggiati; se si utilizzano campioni congelati, si consiglia di estrarli dal congelatore la sera precedente e di porli comunque in frigorifero per permetterne uno scongelamento lento. Se il materiale è molto e le analisi sono laboriose, si consiglia di scongelare un numero limitato di fasci alla volta.

Nel caso in cui i fasci portino infiorescenze, si annota la loro presenza e lo stato di sviluppo degli eventuali fiori o frutti. Questi ultimi possono essere anche misurati con un calibro. Nel caso di ritrovamento di germogli, si possono effettuare le stesse misure morfo-cronologiche riportate per i fasci adulti (Buia *et al.*, 2002).

5.3.4.2 Crescita, Produzione, Produttività

I termini crescita (*growth*), produzione (*production*) e produttività (*productivity*) generano ancora confusione e spesso sono usati erroneamente. Prima di descrivere le metodiche impiegate in letteratura, è necessario riportare le corrette definizioni dei termini citati (Lipkin *et al.*, 1986; Hillman *et al.*, 1989).

Con crescita, si intende l'incremento di quantità (espresso in termini di numero, di peso, di lunghezza, di superficie) che un organismo registra in un preciso intervallo temporale (es., $\text{peso} = p_2 - p_1$).

Con produzione si intende il tasso dell'incremento, cioè la velocità con cui l'incremento avviene nel tempo (es: $= \Delta \text{peso} / \Delta t$).

Per produttività di una specie si intende il rapporto tra la produzione (riferita all'unità di tempo) e l'abbondanza al tempo iniziale (es: $\Delta \text{peso} / \Delta t / p_1$). Il termine di produttività è sinonimo di Tasso Specifico di Crescita (*Specific Growth Rate*) o tempo di rinnovamento (*turnover rate*).

La crescita di una fanerogama può essere stimata con tre differenti approcci: diretto, indiretto e derivato per simulazione. La tecnica diretta prevede misurazioni della crescita (espressa come lunghezza o biomassa) a intervalli di tempo noti, marcando porzioni delle piante (es. foglie e rizomi). La tecnica indiretta consiste nel dedurre la crescita di una pianta avvalendosi di caratteri morfologici permanenti, usati come traccianti.

Questa tecnica è essenzialmente una tecnica di ricostruzione della dinamica di crescita della specie, usando come traccianti le cicatrici lasciate dalle foglie o dalle guaine fogliari sul rizoma (metodo degli internodi) oppure le scaglie sui rizomi (metodo lepidocronologico).

L'approccio derivato prevede la formulazione di un modello matematico in cui compaiano delle forzanti ambientali e delle variabili di stato.

Tecnica diretta: marcatura delle piante

Tecniche di marcatura *in situ* per valutare la crescita nel tempo delle fanerogame marine vengono impiegate ormai da anni, a partire dal 1957 quando Odum (1957) le impiegò per la prima volta su specie d'acqua dolce (Short e Duarte, 2001).

Sono state messe a punto svariate modalità di marcatura delle foglie: impiego di graffe metalliche (Zieman, 1974); punzonatura di una porzione laterale delle foglie (Caye, 1980; Bédhomme *et al.*, 1983); foratura con aghi ipodermici (Ott, 1980; Romero, 1989; Van Lent *et al.*, 1991; Buia *et al.*, 1992; Marbà *et al.*, 1996; Curiel *et al.*, 1996; Cancemi *et al.*, 2002).

Al contrario, la tecnica di marcatura dei rizomi si limita all'impiego di fascette, posizionate in corrispondenza del penultimo-ultimo internodo di rizomi a crescita orizzontale (Terrados e Ros, 1992; Marbà e Duarte, 1998; Cancemi *et al.*, 2002).

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Aghi, tassello di plastica forato, fascette in plastica, sagole con boe, quadrati, sacchetti di plastica, contenitori termici, lavagna e matita, GPS, pinzette, righello, carta stagnola, scheda prestampata per dati di crescita, essiccatore, bilancia, stufa, computer.

Metodo

- Foglie

L'ago ipodermico è senz'altro il marcatore più utilizzato per calcolare la produzione fogliare delle fanerogame mediterranee, a foglie rinnovabili (Fig. 6a).

Pur non essendo ancora stata valutata la produzione di *H. stipulacea* nel Mediterraneo, Short e Duarte (2001) consigliano per questa specie a foglie non rinnovabili di procedere semplicemente con il taglio apicale della foglia più giovane (Fig. 6b).

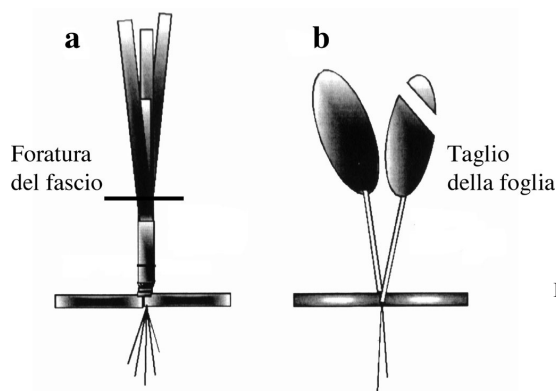


Fig. 6 - Marcatura delle foglie a seconda delle forme di crescita: (a) piante con foglie rinnovabili; (b) piante con foglie non rinnovabili (da Short e Duarte, 2001 modificato).

In immersione, la tecnica dell'ago prevede che al tempo T_0 si proceda alla foratura di tutti i fasci fogliari compresi all'interno di una superficie nota, contrassegnata con quadrati fissi e boe per il successivo ritrovamento. Questa operazione deve essere eseguita a 0,5-3 cm sopra la ligula della foglia più esterna, forando contemporaneamente tutte le foglie del fascio. Per consentire di operare sempre alla stessa distanza dalla ligula, Buia *et al.* (1992) utilizzano un tassello di plastica, della stessa larghezza della foglia, con un foro a 3 cm: l'ago viene fatto passare sistematicamente dal foro.

L'intervallo temporale che intercorre tra la foratura ed il prelievo al tempo T_1 è variabile a seconda della specie e della stagione di crescita: 7-28 giorni per *Cymodocea*, 15-30 giorni per *Posidonia*, 15 giorni per *Zostera* e 5-15 giorni per *Nanozostera*.

Interscorso l'intervallo di tempo desiderato, tutti i ciuffi marcati, mantenuti in ambiente umido e buio, vengono prelevati e portati in laboratorio, dove, prima di essere analizzati, devono essere sciacquati in acqua dolce.

Con l'aiuto di una pinza si apre poi il fascio e si dispongono le foglie sul banco rispettando l'ordine di inserzione, quindi si procede alla misura della Lunghezza del tessuto Prodotto (LP), identificato dallo spostamento del foro (Fig. 7). Seguendo la

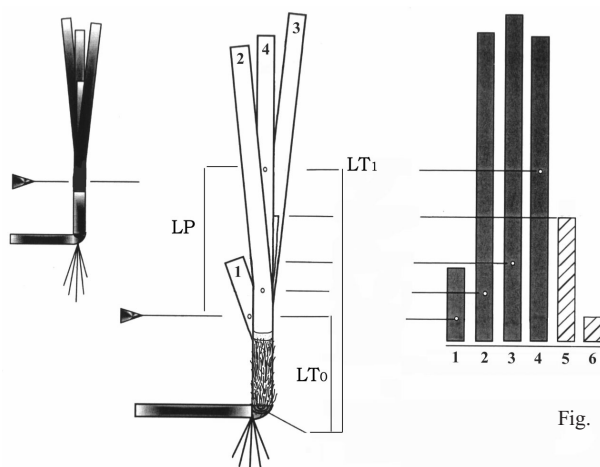


Fig. 7 - Valutazione della crescita fogliare tramite foratura dei fasci (da Short e Coles, 2001 modificato).

procedura di Romero (1985), viene presa come lunghezza di riferimento quella misurata dal foro al punto di inserzione della base sul rizoma della foglia adulta più esterna (LT_0); si ritiene infatti che l'ultima foglia, essendo la più vecchia del ciuffo, non sia cresciuta nell'intervallo T_1-T_0 . La crescita delle singole foglie viene perciò derivata dalla misura della posizione del foro al T_1 (LT_1) per differenza con quella di riferimento: $LP = LT_1 - LT_0$.

Le foglie di nuova produzione sono quelle che non portano il foro. Individuate le porzioni neo-formate, queste possono essere separate dal resto del ciuffo e pesate, come peso sia fresco che secco; per le modalità di pesatura si rimanda al paragrafo precedente.

- Rizomi

In immersione, viene scelta l'area in cui effettuare i campionamenti e viene delimitata anche in questo caso con quadrati e/o boe. È necessario liberare dal sedimento i rizomi, scoprendoli, ed individuare così gli apici. La marcatura avviene applicando una fascetta in plastica il più vicino possibile al meristema apicale (M_2 , Fig. 8) o all'internodo prima dell'ultimo-penultimo ciuffo (M_1 , Fig. 8). Dopo aver marcato gli apici, è necessario ricoprire i rizomi col sedimento per mantenere inalterato il loro stato. Anche per questo comparto della pianta, l'intervallo di tempo tra marcaggio e prelievo è variabile da specie a specie, ed è più lungo rispetto a quello richiesto dalle foglie: 60-90 giorni per *C. nodosa* (Terrados e Ros, 1992; Cancemi *et al.*, 2002), 15-30 giorni per *Z. marina* (Sfriso e Ghetti, 1998; Marbà *et al.*, 1996). Intercorso l'intervallo di tempo, tutti i rizomi marcati vengono prelevati e portati in laboratorio dove, prima di essere analizzati, vengono sciacquati in acqua dolce. Dalla posizione della fascetta si potrà riconoscere la parte neo-prodotta (Fig. 8). Si riporta il numero di ciuffi e di internodi nuovi sulla scheda; la lunghezza di ogni internodo e quella delle radici vengono misurate, quindi si procede alla determinazione della biomassa secondo le procedure già descritte.

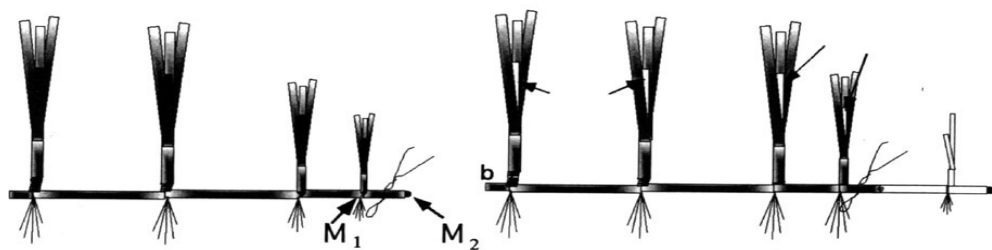


Fig. 8 - Marcatura dei rizomi (da Short e Duarte, 2001, modificato)

Trattamento dei dati

La comparsa di nuove foglie è espressa come media per ciuffo (n. nuove foglie-ciuffo⁻¹).

L'Intervallo Plastocronico Fogliare (IPF) (in giorni) è dato dal rapporto tra l'intervallo di tempo espresso in giorni ed il numero di foglie prodotte. Il Tasso giornaliero di formazione di Nuove Foglie (TNF) si calcola dividendo il numero medio di nuove foglie prodotte per ciuffo per l'intervallo di tempo espresso in giorni (n. foglie ciuffo⁻¹ giorno⁻¹). Un altro tasso, quello delle foglie cadute (TFC), può essere desunto

dal numero di foglie presenti ai tempi T_0 e T_1 e dal numero di nuove foglie prodotte (Alcoverro *et al.*, 1995): $TFC = (F_{T_0} + NF_{T_1} - F_{T_1}) / (T_1 - T_0)$.

Il Tasso giornaliero di allungamento Fogliare (TLF) si calcola sommando per ogni ciuffo la lunghezza del tessuto nuovo, si media sul numero dei ciuffi e si divide per l'intervallo di tempo espresso in giorni ($\text{cm ciuffo}^{-1} \text{giorno}^{-1}$).

Il Tasso giornaliero di allungamento del Rizoma (TLRi) si calcola dividendo la lunghezza media neoformata dei rizomi per l'intervallo di tempo espresso in giorni ($\text{cm apice}^{-1} \text{giorno}^{-1}$).

In modo analogo si calcolano i tassi giornalieri di incremento della biomassa, sostituendo alle misure di lunghezza dei nuovi tessuti le misure di biomassa: Produzione giornaliera delle Foglie (PF), dei Rizomi (PRi), delle Radici (PRa).

Altre stime indirette di produzione sono: la Produzione annuale Fogliare, la Produzione annuale dei Rizomi e quella delle Radici ($\text{g peso secco m}^{-2} \text{anno}^{-1}$) (Short e Duarte, 2001). Il rapporto tra la produzione e la Biomassa iniziale permette di calcolare la produttività o Tasso Specifico di Crescita (giorni^{-1}). Il reciproco del TSC fornisce il tempo di rinnovo (*turnover time*) di una porzione della pianta (sia foglie, radici e rizoma) nell'unità di tempo (TRF, TRRa, TRRi).

Problematiche e consigli pratici

Il problema principale della marcatura è dovuto all'interferenza della tecnica sulla pianta. La marcatura delle foglie può rallentare la crescita di circa il 20-40% (Bay, 1984; Caye, 1979) e contribuire all'invecchiamento precoce della foglia, accelerandone la necrosi. La punzonatura laterale proposta da Caye (1980) ad esempio, se troppo profonda, può produrre la rottura della foglia lungo la larghezza, accelerando la sua scissione dalla base.

Sia in *P. oceanica* che in *C. nodosa* è stato dimostrato che la foratura non produce significative differenze nella fenologia della pianta (Buia *et al.*, 1992; Cancemi *et al.*, 2002). A questo proposito si sottolinea l'importanza di utilizzare aghi a punta diversa in relazione alla larghezza della foglia: in specie di piccole dimensioni come *Cymodocea* la foratura effettuata con aghi troppo grossi può determinare la rottura del lembo lungo una direttrice verticale, con conseguente necrosi e caduta precoce della foglia. Durante la foratura del fascio, si consiglia di mantenere unito il ciuffo, per consentire alle foglie di trovarsi il più possibile parallele le une alle altre e quindi effettuare il foro il più possibile al centro in tutte le foglie.

Tecnica indiretta: analisi di caratteri permanenti

- Lunghezza degli internodi

Questa tecnica (Jacobs, 1979) si basa sull'analisi di cicatrici circolari permanenti (lasciate dalle foglie sul rizoma), la cui posizione identifica un nodo; la porzione tra due nodi è detta internodo (Fig. 1). Gli internodi possono essere lunghi o corti, con cicatrici distanti parecchi centimetri le une dalle altre, o molto ravvicinate, distanti pochi millimetri.

Generalmente, la lunghezza dell'internodo è la risposta della pianta a ritmi interni stagionali di crescita o a fattori di disturbo (Caye e Meinesz, 1985; Terrados *et al.*, 1997; Peralta *et al.*, 2002). In *C. nodosa*, ad esempio, gli internodi corti sono caratteristici dell'autunno-inverno, mentre quelli lunghi, della primavera-estate (Reyes *et al.*, 1995). La tecnica valuta l'alternanza di gruppi di internodi corti a gruppi di internodi lunghi che, insieme, identificano un ciclo annuale. Ne deriva che, partendo da un apice terminale, si possono dedurre l'età del rizoma nonché tutti i parametri

di crescita, produzione e intervallo plastocronico precedentemente citati, relativi ad un determinato anno, sia per il rizoma che per le radici ed i ciuffi (Duarte e Sand-Jensen, 1990).

Materiali

Retini, sacchetti di plastica, contenitori termici, pinzette, righello, calibro, limetta, schede, carta stagnola, stufa, schede prestampate per misure morfometriche e ponderali.

Metodo

In situ occorre evidenziare i rizomi terminali, scalzando il sedimento. Una volta individuati, con molta delicatezza si procede allo sradicamento del rizoma cercando di non rompere le radici. Non sempre la raccolta casuale di rizomi permette di individuare rizomi terminali; per ovviare si ricorre al conteggio delle cicatrici fogliari presenti sui rizomi a crescita verticale, e su ciuffi all'interno di superfici di riferimento.

I campioni prelevati vanno, come già riferito precedentemente, lavati in acqua dolce e quindi analizzati. Sui rizomi in cui sia evidente l'apice si individuano i gruppi di internodi corti e quelli lunghi, previa misurazione; il ciclo annuale sarà compreso tra due gruppi internodali analoghi successivi. Il numero di cicatrici compreso nel ciclo individuato fornirà il numero di foglie che si sono formate in quell'anno. Sui rizomi verticali, verranno contate le cicatrici prodotte dalle foglie cadute e il numero di foglie presenti ancora sul ciuffo. Di ogni ciuffo viene inoltre presa in considerazione la lunghezza e la biomassa (60 °C fino al raggiungimento del peso costante) delle foglie più vecchie e lunghe, considerate rappresentative dell'intero ciuffo.

Trattamento dei dati

Per ogni ciclo individuato sul rizoma orizzontale, si potrà calcolare la produzione sia del rizoma che delle foglie dal numero di internodi, dalla loro lunghezza e dal numero di ciuffi prodotti.

La produzione fogliare annuale viene calcolata moltiplicando il numero di foglie prodotte annualmente per la biomassa media delle foglie (Duarte *et al.*, 1994). Dal rapporto tra il numero delle cicatrici ed il numero medio di foglie prodotte per anno si può ricavare l'età del rizoma verticale e quindi del ciuffo (Perez e Romero, 1994; Duarte, 1991).

Problemi e consigli pratici

La tecnica della lunghezza internodale impiegata su rizomi integri con apice terminale può risultare impossibile da praticare quando la densità sia elevata e la prateria sia di vecchia formazione. Il metodo dell'analisi dei rizomi verticali può essere applicato solamente a quelle specie in grado di crescere anche in senso verticale, come *Cymodocea* e *Posidonia*.

Per ovviare a queste difficoltà, la tecnica dell'internodo spesso si accompagna a quella della marcatura (sia del rizoma che delle foglie) in modo da seguire la dinamica di crescita di più comparti in un determinato intervallo temporale.

È una tecnica applicata a tutte le fanerogame del Mediterraneo (Marbà *et al.*, 1996; Hemminga e Duarte, 2000); il suo utilizzo risulta più complesso per *P. oceanica*, per la quale occorre "denudare" i rizomi per poter evidenziare le cicatrici fogliari e misurare le loro distanze con l'aiuto di uno stereo microscopio munito di apparato micrometrico.

Peirano (2002), applicando la tecnica su *P. oceanica*, procede alla misura degli internodi dopo averli essiccati in stufa a 80 °C. L'autore identifica come ciclo quello compreso tra due massime lunghezze internodali, evidenziando la loro corrispondenza con i minimi di spessore delle scaglie; al contrario, Marbà e Duarte (1997) identificano la massima lunghezza internodale alla fine dell'estate e quella più corta con l'inverno.

- *Lepidocronologia*

Questa tecnica (Pergent e Pergent-Martini, 1991; Pergent-Martini e Pergent, 1994; Guidetti *et al.*, 2000) è applicabile solamente a *P. oceanica*, perché è l'unica fanerogama del Mediterraneo in cui le basi delle foglie persistono sul rizoma anche dopo che il lembo fogliare è caduto.

Anche se impropriamente, le basi che rimangono sul rizoma vengono chiamate "scaglie" per distinguerle da quelle di foglie integre e vive. In questa fanerogama, lo spessore delle scaglie varia ciclicamente tra un massimo estivo-autunnale ed un minimo invernale-primaverile. Analogamente alle variazioni internodali, le variazioni di spessore sono probabilmente legate a fattori endogeni modulati da fattori esogeni.

L'individuazione di due minimi successivi identifica un ciclo annuale detto "anno lepidocronologico". Partendo dalla data di campionamento, è possibile retrodatare il rizoma e quindi valutare la sua produzione per gli anni lepidocronologici identificati.

È una tecnica che, pur essendo applicabile su entrambi i tipi di rizomi, viene utilizzata solo sui rizomi ortotropi, essenzialmente per due motivi:

- la lepidocronologia dipende dall'integrità delle scaglie; poiché queste possono permanere sul rizoma tempi molto lunghi (diverse decadi), vanno incontro a sfaldamento, riducendosi a fibre di cui non è più possibile valutare lo spessore. L'integrità delle scaglie si mantiene più a lungo su rizomi ortotropi rispetto a quelli plagiotropi, che a contatto col sedimento sono più soggetti a danno meccanico;
- la relazione tra la lunghezza delle basi e quella del lembo fogliare dell'ultima foglia adulta, utilizzata per derivare la produzione fogliare, è stata dimostrata solamente sui rizomi ortotropi.

Materiali

Retini, sacchetti di plastica, contenitori termici, pinzette, righello, calibro, limetta, schede, carta stagnola, stufa, congelatore a -20 °C, schede prestampate per lepidocronologia.

Metodo

I fasci da campionare per la lepidocronologia devono soddisfare alcune condizioni:

- devono essere verticali;
- non devono essere fasci terminali;
- devono essere sufficientemente lunghi;
- devono essere in buone condizioni;
- non devono appartenere allo stesso rizoma tracciante: quest'ultima condizione può essere soddisfatta mantenendo una distanza minima di raccolta tra un campione e l'altro che può essere quantificata in alcuni metri;
- l'ultima foglia adulta dovrebbe essere integra.

In laboratorio i campioni vengono sciacquati con acqua dolce e quindi analizzati. Se la loro analisi viene rimandata, possono essere fissati in formalina al 4% tampo-

nata, in alcool a 95° oppure congelati a -20 °C; se si segue questa procedura (che gli autori consigliano) è preferibile conservarli in sacchetti di plastica, separati in gruppi di 5, in modo da facilitare le operazioni successive.

La tecnica è quella descritta da Pergent (1990) e da Pergent-Martini *et al.* (1994). Partendo dalla base del rizoma verticale (quella di attacco al plagiotropo), si procede in direzione del ciuffo, staccando con delicatezza le scaglie e ordinandole secondo la loro disposizione distica: sul banco verranno appoggiate in successione le scaglie opposte come è possibile osservare nelle figure 9 e 10.

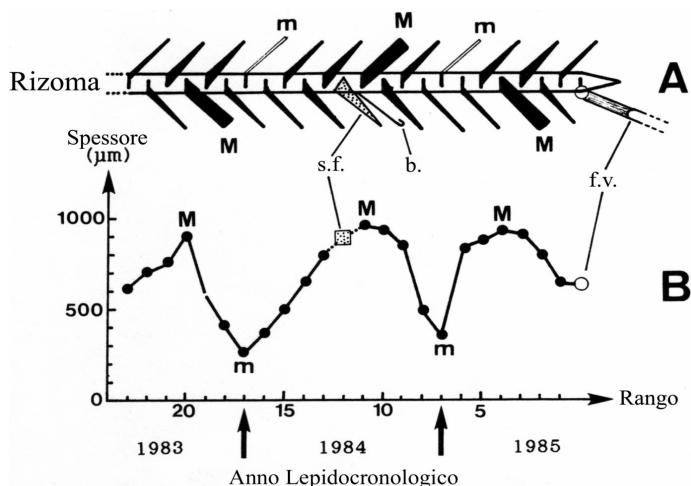


Fig. 9 - A) schema di un rizoma di *Posidonia oceanica* con scaglie alternate di diverso spessore. s.f.= stelo o peduncolo florale; b= brattea; f.v.= foglia viva; m= minimo spessore; M= massimo spessore. B) rappresentazione grafica dell'andamento dello spessore delle scaglie: m= minimo spessore; M= massimo spessore; la distanza tra due minimi rappresenta un anno lepidocronologico (da Pergent, 1990, modificato).

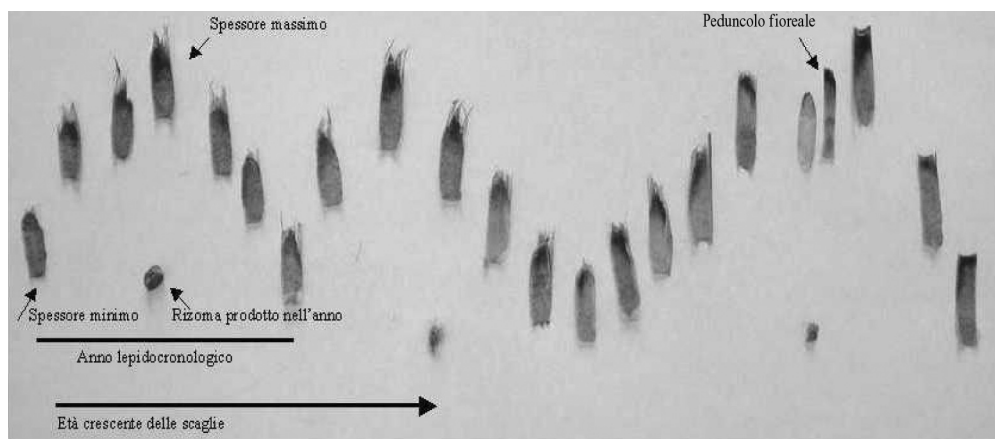


Fig. 10 - Esempio di disposizione delle scaglie per l'analisi lepidocronologica. Si riconoscono tre massimi, riconducibili a tre anni lepidocronologici. Nel terzo anno si distingue il peduncolo (stelo) florale.

Misurandone lo spessore vengono individuate le scaglie con spessore minimo, in corrispondenza del quale si taglia il rizoma, lo si misura e lo si lascia in vicinanza del ciclo individuato. Di ogni scaglia integra si rileva anche la lunghezza, mentre delle foglie presenti sul ciuffo terminale si rilevano le variabili descritte per la fenologia e la biomassa, avendo cura di conservare separatamente le foglie adulte più vecchie di ogni ciuffo.

Dopo aver tolto tutte le scaglie, sarà possibile contare gli anni lepidocronologici individuati e, partendo dall'anno di studio, risalire all'età di ogni porzione di rizoma; contando le scaglie comprese negli anni individuati, si otterrà il numero di foglie prodotte nei rispettivi anni. Le porzioni datate di rizoma possono quindi essere avvolte nella carta stagnola e messe in stufa a 60 °C sino al raggiungimento del peso costante, per la valutazione della biomassa.

Trattamento dei dati

Il Tasso di formazione delle Foglie (TF) (n. foglie ciuffo⁻¹ anno⁻¹) è calcolato come media del numero di scaglie prodotte per ogni anno lepidocronologico. Da questo parametro è possibile derivarne altri già descritti in questo stesso paragrafo, l'Intervallo Plastocronico (IP) e il tasso di rinnovamento delle foglie (TRF).

Il Tasso di allungamento del Rizoma (TR) (cm ciuffo⁻¹ anno⁻¹) è calcolato come media della lunghezza di ogni pezzo di rizoma per ogni anno lepidocronologico.

La produzione del rizoma (PR) (g ps ciuffo⁻¹ anno⁻¹) è calcolata come media dei pesi di ogni pezzo di rizoma per ogni anno lepidocronologico.

La produzione fogliare (PF) secondo Pergent e Pergent-Martini (1991) viene desunta:

- grazie alla correlazione positiva tra basi e lembi delle ultime foglie adulte, che permette di calcolare la lunghezza dei lembi fogliari caduti (LF) ricavandola dalla lunghezza delle scaglie;
- grazie al Tasso di formazione delle Foglie (TF);
- grazie alla densità delle foglie cadute (DF) ricavata dal peso medio delle ultime foglie adulte secondo la formula $PF = TF \times LF \times DF$;

Problematiche e consigli pratici

La lepidocronologia ha numerosi vantaggi:

- grazie ad un unico campionamento è possibile stimare la produzione (senza necessità di marcare le piante e quindi riducendo il lavoro in immersione);
- grazie ad un unico campionamento è possibile avere a disposizione un *set* di dati su scala temporale a medio e lungo termine (5-20 anni);
- è possibile individuare fioriture pregresse, e quindi calcolare l'Indice di Fioritura di Pergent (1985) per ogni anno lepidocronologico (vedi paragrafo 5.3.3.1);
- è possibile stimare variazioni nella produzione del sistema in relazione a impatti antropici o cambiamenti ambientali (Guidetti e Fabiano, 2000; Guidetti, 2001; Butini, 2000; Gravina, Peirano e Buia, dati inediti).

Vi sono, tuttavia, alcune forti limitazioni dovute alla tipologia dei rizomi (esclusivamente ortotropi), ed alla conservazione delle scaglie.

Si ricorda, inoltre, che la correlazione tra le basi ed i lembi fogliari dell'ultima foglia adulta, necessaria per il calcolo della produzione fogliare in termini di peso, può non risultare sempre significativa. Infatti, secondo gli ideatori di questo modello, è necessaria almeno una serie di campionamenti stagionali per avere uno spettro completo della dinamica fogliare.

Guidetti (2000a) e Peirano (2002) hanno confrontato le due tecniche di retrodatazione precedentemente illustrate.

Entrambi, pur evidenziando l'uguaglianza dei risultati, indicano come la lepidocronologia permetta di ottenere risultati più accurati a discapito di un intervallo temporale minore. Peirano (2002) segnala la corrispondenza tra i minimi lepidocronologici ed i massimi internodali ed avverte che le due tecniche danno risultati che possono essere confrontati solamente a partire dal 3 anno dopo la data di prelievo, a causa della lunga e continua crescita del rizoma. Proprio per questo motivo, può risultare inutile e ridondante effettuare l'analisi lepidocronologica o quella internodale nello stesso sito prima che siano passati almeno tre anni dal precedente campionamento.

Una procedura semplificata della tecnica lepidocronologica consiste nel determinare l'anno lepidocronologico sulla base dell'individuazione dei soli minimi di spessore, rilevando comunque il numero di scaglie prodotto.

Qualora la finalità dello studio lo preveda, si può misurare anche la necromassa (*dead biomass*, peso secco/anno) delle scaglie relative a ciascun anno lepidocronologico (Guidetti, 2000b).

Modelli di simulazione

I fattori principali che controllano la distribuzione e la crescita delle fanerogame marine sono essenzialmente l'irradianza, la temperatura dell'acqua e la concentrazione dei nutrienti (Hillman *et al.*, 1989).

Pochi sono ad oggi i tentativi di sviluppare dei modelli matematici per simulare la crescita delle fanerogame (Short, 1980); per lo più sono riferiti a *Z. marina*, in ambienti extramediterranei (Wetzel e Neckles, 1986; Dennison, 1987; Zimmerman *et al.*, 1987; Zimmerman *et al.*, 1994).

Per il Mediterraneo, Perez e Romero (1992) hanno elaborato un modello per la stima della produzione di *C. nodosa* in g peso secco m⁻², che tiene conto dell'irradianza, della temperatura dell'acqua e della biomassa della pianta.

Maggiore è il numero di lavori riguardanti *P. oceanica*; ne citiamo solamente alcuni:

- Lorenti *et al.* (1995) hanno simulato la produzione annuale, espressa come g C m⁻² giorno⁻¹, combinando produzione e respirazione con la durata di Hsat nelle quattro stagioni;
- il modello elaborato da Zupo *et al.* (1997) si basa sul regime termico del sito studiato: partendo dalla T dell'acqua, attraverso una serie di equazioni differenziali, si ricavano successivamente diversi parametri di produzione del ciuffo;
- utilizzando come forzanti irradianza e temperatura, Elkalay *et al.* (2000) hanno creato un modello di simulazione in cui le variabili messe in gioco sono la biomassa della pianta (porzione epigea ed ipogea), la biomassa degli epifiti e la concentrazione di azoto;
- Pergent e Pergent-Martini (1991) hanno elaborato un modello che anche se non può essere considerato di simulazione, in rapporto alla relazione tra la lunghezza della base e quella del lembo fogliare, permette di retrostimare la produzione partendo dalla correlazione tra la lunghezza delle basi e dei lembi fogliari (vedi paragrafo precedente);
- un ultimo esempio di modello matematico è quello proposto da Molenaar *et al.* (2000) e che prende in considerazione la dinamica delle praterie in relazione alla modalità di crescita e ramificazione dei rizomi.

Altri metodi per la stima della produzione

Altri metodi oltre a quelli sopra citati per la stima della produzione delle fanerogame prevedono un approccio più specificatamente ecofisiologico, basato essenzialmente sulla misura dei tassi di fotosintesi delle singole specie, nonostante non sia semplice stabilire una correlazione quantitativa tra il processo fotosintetico e la crescita di una pianta (Beer *et al.*, 2001). Tra i vantaggi offerti dalle tecniche metaboliche vi è la possibilità di correlare con precisione i tassi di produzione alle variabili ambientali (Zieman e Wetzels, 1980): un esempio è fornito dalla costruzione di curve fotosintesi-irradianza (P-I), nelle quali ad ogni livello di luce corrisponde un tasso, riferito o meno (come avviene nelle misure di ETR) a un'unità di biomassa o di contenuto in pigmenti.

Classicamente, la misura *in situ* dei tassi di fotosintesi implica la misura degli scambi tra la pianta e il mezzo di prodotti e substrati della fotosintesi stessa, quali O₂ e composti del carbonio (Plante-Cuny e Libes, 1984; Beer *et al.*, 2001). Allo scopo, vengono generalmente utilizzati dei sistemi chiusi (camere di incubazione, cilindri trasparenti alla luce, *bell-jars*) di dimensioni adeguate, nei quali viene confinata la porzione vegetale in studio (Ott, 1980; Libes e Boudouresque, 1987; Peduzzi e Vukovic, 1990).

Nel caso dei metodi basati sull'evoluzione di ossigeno, la concentrazione di O₂ all'interno della camera viene misurata mediante elettrodi polarografici in essa inseriti (vedi Cap. 1 per una descrizione di questo tipo di strumenti), o mediante il prelievo periodico di aliquote d'acqua in cui la concentrazione di O₂ viene quantificata con il metodo di "Winkler" (vedi Cap. 1); i tassi vengono espressi in termini di milligrammi o di micromoli di O₂ prodotto o consumato per unità di tempo e per unità di peso o di contenuto in clorofilla. Mediante opportune conversioni, i tassi possono essere riportati in termini di equivalenti di carbonio (Peduzzi e Vukovic, 1990).

Le misure basate sull'assimilazione di carbonio implicano l'utilizzo di isotopi radioattivi (¹⁴C) che vengono iniettati all'interno della camera di incubazione e di cui, trascorso un tempo stabilito, viene quantificata l'incorporazione nei tessuti della fanerogama (Libes e Boudouresque, 1987; Modigh *et al.*, 1998). A differenza del metodo basato sull'evoluzione di ossigeno, questa tecnica non permette di distinguere tra fotosintesi netta e respirazione; ulteriori svantaggi sono la complessità e il costo delle procedure necessarie per il dosaggio del carbonio marcato incorporato e il rischio legato alla manipolazione di materiale radioattivo e alla sua introduzione nell'ambiente. Tra i vantaggi principali vi è la possibilità offerta da questa metodica di individuare con precisione la sede di assorbimento e di seguire eventualmente il trasporto dei metaboliti nella pianta (Libes e Boudouresque, 1987).

Una tecnica introdotta relativamente di recente nel campo della ricerca *in situ* sulla fotosintesi delle fanerogame è basata sulla misura della fluorescenza della clorofilla (Schreiber *et al.*, 1994; Beer *et al.*, 2001). Il metodo è fondato sulle variazioni del segnale di fluorescenza in seguito a una rapida transizione tra uno stato basale dell'apparato fotosintetico e uno stato di massima ossidazione indotto da un impulso di luce molto forte. Il risultato, sotto forma di rapporto, esprime la resa quantica (Y), cioè la frazione di fotoni assorbiti che viene utilizzata nel trasporto elettronico fotosintetico, ed è funzione del livello di irradianza cui la pianta è sottoposta al momento della misura. È quindi possibile calcolare un tasso di fotosintesi sotto forma di trasporto di elettroni (ETR, *Electron Transport Rate*) pari a $I \times Y$, dove I è il flusso di fotoni a cui il tessuto vegetale è esposto (in termini di irradianza quantica), ed espresso in micromoli di elettroni per metro quadro al secondo. Sono disponibili in commercio

strumenti portatili (ad esempio il modello Diving-PAM della ditta Walz, Effeltrich, Germania) che permettono la misura dell'ETR *in situ* in maniera non invasiva su piante sottoposte a minima manipolazione e in tempi molto brevi. La presenza di una fonte di luce attinica inserita nel Diving-PAM, la cui intensità è programmabile via *software*, consente di generare curve P-I *in situ* (Ralph *et al.*, 1998). Un limite fondamentale del metodo è la difficoltà di riportare a un'unità di biomassa o di superficie della pianta gli ETR ottenuti con la fluorimetria *in situ*; un campo di indagine è il confronto tra i tassi di evoluzione di ossigeno e gli ETR misurati contemporaneamente (Beer *et al.*, 1998).

5.4 Gli organismi associati

I numerosi studi svolti sulla flora e la fauna associate alle fanerogame marine in Mediterraneo hanno messo in evidenza la complessità di questi ecosistemi in termini sia di ricchezza specifica che di interazioni biotiche (vedi Buia *et al.*, 2000 per una revisione sull'argomento). L'analisi delle tecniche di campionamento impiegate nei sistemi a fanerogame marine necessita di una trattazione particolarmente approfondita, poiché questi sistemi rappresentano habitat preferenziale per molte specie adattate ai differenti microambienti che la complessità strutturale delle piante stesse determina. In questi sistemi, ed in particolar modo in *P. oceanica*, alcuni Autori (Molinier, 1960) tendono a distinguere la comunità associata allo strato fogliare (*Posidonietum oceanicae*) da quella dei rizomi, ritenuta affine alle comunità infralitorali sciafile di fondo duro (*Udoteo-Peyssonnelietum*), quindi meno caratteristica per la prateria, e considerano del tutto a se stante quella ipogea della *matte* (Harmelin, 1964). La visione più adeguata a nostro avviso è però quella che considera il sistema a *P. oceanica* come una unica ed integrata "stratocenosi" (Kerneis, 1960; Boudouresque *et al.*, 1977; Ballesteros *et al.*, 1984; Mazzella *et al.*, 1992) comprendente tutte le comunità, da quella peculiare delle foglie a quella dei rizomi, e riprende il concetto proposto da Picard (1985) di "entità polibiocenotica" vista come "mesoecosistema complesso climatico" dato dalla composizione di diverse coppie biotopo/biocenosi intersecate tra loro. Il popolamento faunistico associato a *P. oceanica* secondo Bianchi *et al.* (1989) rappresenta il frutto della sovrapposizione di popolamenti diversi sia per origine che per struttura. L'assunto classico di ecosistema come insieme di un biotopo con la sua biocenosi, risulta quindi riduttivo se applicato alle praterie a *Posidonia* per cui, questi Autori, propongono di applicare al sistema la definizione di "*carrefour éco-éthologique*" (crocevia eco-etologico), mutuandola da Laubier (1966) che per primo l'aveva utilizzata a proposito delle biocenosi del Coralligeno.

Nell'economia di questo capitolo, la trattazione delle metodiche di campionamento ideate per essere utilizzate su *P. oceanica* occupano una parte preponderante data sia l'importanza di questi sistemi per il Mediterraneo, sia la maggiore quantità di studi effettuata e la relativa unicità delle tecniche impiegate.

5.4.1 Metodi diretti

All'interno dei sistemi a fanerogame la maggior parte delle metodologie sviluppate per il prelievo della flora e fauna associata sono di tipo diretto, in immersione. Questo è dovuto al fatto che *P. oceanica* costituendo sia la "*matte*", il complesso e persistente "terrazzo" formato da radici, sedimento e rizomi morti, che uno spesso strato fogliare, rende difficile l'utilizzo di draghe, benne o *box corer* manovrati da un natante appoggio. La complessità del sistema ha inoltre imposto la messa a punto e lo sviluppo di diverse tecniche di prelievo a seconda del comparto della prateria studia-

to, e dei gruppi floro-faunistici e ecologico-funzionali che si intendevano investigare. La varietà di metodologie si è quindi resa necessaria poiché non è possibile raccogliere, con una singola tecnica di prelievo, dati esaurienti sull'intero sistema. Osservando la trattazione delle singole tecniche, si potrà notare come, in ambito Mediterraneo, se ne siano affermate diverse di tipo soprattutto qualitativo e semi-quantitativo.

Per quanto riguarda le altre fanerogame presenti nel Mediterraneo, caratterizzate da dimensioni più limitate e strutture meno complesse rispetto a *P. oceanica*, le metodologie sono spesso simili, ed in molti casi sono applicabili anche le strumentazioni standard usate per i fondi molli (vedi Cap. 4). I metodi diretti sono tuttavia anche in questo caso quelli maggiormente utilizzati sia per la poca profondità alla quale si possono trovare questi sistemi, sia perché la maggior parte degli studi sono successivi alla diffusione delle tecniche in immersione.

5.4.1.1 Epifiti e perforatori (*borers*)

Il campionamento finalizzato allo studio degli organismi epifiti e dei perforatori delle scaglie (*borers*), rappresentati da alcuni isopodi e policheti, richiede l'asporto di un certo numero di fasci in quanto queste forme sono intimamente legate alla pianta.

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Retino da raccolta, contenitori termici, fissativi (alcool, formalina al 4% tamponata, gluteraldeide al 4%), congelatore a -20 °C, frigorifero, pinzette, righello, schede prestampate, microscopio ottico ed elettronico a scansione, stereomicropio, stufa, essiccatore.

Metodo

Epifiti

- prelievo di un numero variabile di fasci (da 2 a 50, da dati riportati in letteratura) (*fauna*: Fresi *et al.*, 1982; Balduzzi *et al.*, 1984; Relini Orsi *et al.*, 1977; Matricardi *et al.*, 1991; Templado, 1984; *fauna e flora*: Scardi *et al.*, 1986; Casola *et al.*, 1987; *flora*: Mazzella *et al.*, 1989; Cebrian *et al.*, 1999; Piazzzi *et al.*, 2002; Buia *et al.*, 1996); prevede che la raccolta avvenga all'interno di aree della prateria con caratteristiche omogenee (profondità, idrodinamismo, caratteri fisiografici, ecc.);
- prelievo di tutti fasci all'interno di quadrati standard di dimensioni variabili (da 20 x 20 cm a 30 x 30 cm) (*fauna*: Eugene, 1978; Pronzato e Belloni, 1981; Pansini e Pronzato, 1982 e 1985; *flora e fauna*: Guidetti *et al.*, 2001; *flora*: Boudouresque *et al.*, 1979; Thelin e Bedhomme, 1983; Alongi *et al.*, 1992; Curiel *et al.*, 1996; Cancemi *et al.*, 2002);
- prelievo parziale all'interno di superfici di riferimento: in cinque quadrati contigui, di 1 m² ciascuno, tutte le piante di *P. oceanica* vengono esaminate per poi raccogliere esclusivamente quelle con gli epifiti di interesse, o comunque un numero di fasci minimo, pari al 10% di quelli presenti all'interno di ogni singolo quadrato (*fauna*: Boero, 1981; Balduzzi *et al.*, 1981; Pansini e Pronzato, 1982 e 1985; Boero *et al.*, 1985).
- prelievo selettivo e indipendente dalla superficie: consiste nel riconoscere la specie epifita e raccogliere il ciuffo su cui è insediata (*fauna*: Piraino e Morri, 1990); una variante è il metodo proposto da Morri (1991) che prevede il riconoscimento delle specie cospicue, con prelievo o meno del fascio.

Il numero minimo dei fasci da esaminare è estremamente variabile a seconda delle caratteristiche della pianta ospite e delle specie epifite, della loro distribuzione spaziale e temporale e, naturalmente dipende da quelli che sono gli obiettivi della ricerca nonché dai problemi di impatto sulla prateria. Gli studi riportati in letteratura per l'analisi tassonomica della componente macroalgale associata a *P. oceanica* (per quella microalgale si rimanda al Cap. 8 di questo Manuale) hanno messo in evidenza una similitudine qualitativa tra i ciuffi, indipendentemente dalla loro distanza relativa e, al contrario, differenze significative a livello quantitativo sia in relazione al numero dei ciuffi che alla loro distanza (Panayotidis e Boudouresque, 1981; Ballesteros, 1987).

In generale, la finalità dello studio determina l'accuratezza dall'analisi: ad esempio la frequenza delle specie può essere esaminata su:

- foglie intere (*flora*: Cinelli *et al.*, 1984; Mazzella *et al.*, 1989; Buia *et al.*, 1989, 1996; Cebrian *et al.*, 1999; Blundo *et al.*, 1999);
- porzioni limitate di foglie (*fauna e flora*: Van der Ben, 1971; Casola *et al.*, 1987; *flora*: Mazzella *et al.*, 1981; Scardi *et al.*, 1986);
- foglie suddivise in settori (base, centro, apice) (*flora*: Mazzella e Russo, 1989; Mazzella *et al.*, 1995) o secondo ranghi di età (*flora*: ultima foglia adulta: Reyes e Sanson, 1997; Orlando e Bressan, 1998; foglia più lunga: Ulisse, Esposito e Buia (dati inediti); età della foglia: Wittmann *et al.*, 1981; Mazzella *et al.*, 1981).

Il ricoprimento delle singole specie o di gruppi di specie viene valutato in termini di superficie fogliare ricoperta dalla proiezione ortogonale dell'alga sulla foglia (Boudouresque, 1971; Chessa *et al.*, 1982; Relini Orsi *et al.*, 1977) o sul rizoma (Piazzi *et al.*, 2002).

Un accenno a parte meritano le tecniche di rilevamento della biomassa degli epifiti algali: la rimozione degli epifiti può essere effettuata con una lametta (Thelin e Bedhomme, 1983), oppure previo bagno in acido acetico al 2% per 1 ora per favorire il distacco delle forme incrostanti (Mazzella e Ott, 1984), utilizzando infine delle garze prepesate per non danneggiare le foglie (Buia *et al.*, 1992; Cancemi *et al.*, 2002).

Il metodo della stima visiva proposto da Morri (1991) prevede di riunire idealmente gli epifiti, secondo specie, taxa superiori o altro gruppo omogeneo, sino a coprire dei settori della foglia, di larghezza pari alla larghezza della foglia e di lunghezza pari a quella degli epifiti allineati. La lunghezza di un settore completamente epifitato rappresenta la misura standardizzata di abbondanza degli epifiti.

Perforatori (*borers*)

Per lo studio dei perforatori (*borers*), cioè di alcune specie di policheti e isopodi che vivono all'interno delle scaglie di *P. oceanica*, devono essere raccolti fasci ortotropi che andranno poi esaminati attentamente per rilevare la presenza degli animali all'interno delle singole scaglie (Gambi *et al.*, 1997; Guidetti *et al.*, 1997; Gambi e Cafiero, 2001). Per limitare al massimo l'impatto del prelievo, la raccolta dei fasci non dovrebbe essere concentrata in un'unica area. In genere si prelevano 5-6 fasci in un'area di circa 40 x 40 cm e poi ci si sposta di alcuni metri e si ripete l'operazione fino al raggiungimento del numero prestabilito. In alcuni casi tuttavia (Guidetti, 2000b) sono stati prelevati tutti i fasci siti all'interno di una superficie fissa (20 x 20 cm). In base ai dati di letteratura, analisi sui *borers* sono state fatte considerando un numero di fasci da 20 a 80 (Gambi, 2000, 2002) per singola stazione. Si consiglia

inoltre di utilizzare per la raccolta retini a maglia fine o sacchetti di plastica per evitare la perdita degli isopodi perforatori, forme alquanto mobili. In laboratorio, prima dell'analisi dei fasci o del loro fissaggio, il contenuto dei sacchetti andrebbe raccolto in un setaccio (0,4 mm di maglia) e unito al campione per non perdere gli eventuali esemplari di isopodi usciti dalle scaglie. I fasci prelevati per l'analisi dei *borers* (spesso eseguita contestualmente all'analisi lepidocronologica) possono essere congelati o fissati in formalina al 4%.

Analisi dei dati

Le frequenze delle singole specie o dei gruppi di specie possono essere mediate per ciuffo, o per foglia, ecc.

I dati di ricoprimento, sia di singole specie sia della comunità epifita, possono essere espressi come valori assoluti (mm²) oppure come percentuali, e riferite alla superficie delle foglie o dei rizomi. Si ricorda che in letteratura il ricoprimento delle specie algali viene riferito alle due facce della foglia, quindi al valore doppio di superficie calcolato per le foglie.

Nel calcolo dell'Indice di Epifitismo (IE) (mm/mm) (Morri, 1991), si devono sommare i settori ideali individuati e rapportarli alla lunghezza della foglia o del fascio.

Per i perforatori, per ogni fascio viene annotata la presenza (specie rinvenute) ed il numero di individui, ma anche la sola presenza di tracce e gallerie di colonizzazione pregressa. Se l'analisi di questi organismi viene fatta contestualmente all'analisi lepidocronologica, viene acquisito anche lo spessore delle scaglie colonizzate ed il loro rango (età in anni lepidocronologici). La presenza di animali perforatori all'interno delle scaglie di *P. oceanica* può essere espressa in ciascun rilievo attraverso alcuni indici che quantificano la loro frequenza (Gambi, 2000; Zupo *et al.*, 2001):

- indice dei perforatori o dei "*borers*" (IB): % dei rizomi in cui sono presenti animali perforatori sul totale dei rizomi esaminati; può essere calcolato anche per le singole specie;
- indice delle tracce (IT): % dei rizomi in cui sono presenti gallerie o tracce di perforazione sul totale dei rizomi esaminati; può essere calcolato anche per i singoli gruppi (isopodi e policheti) le cui tipologie di traccia si distinguono facilmente (Gambi *et al.*, 2000);
- indice di colonizzazione (IC): % dei rizomi in cui sono presenti sia animali che tracce (IT+IB) sul totale dei rizomi esaminati;
- indice di erbivoria (IE): % dei rizomi in cui sono presenti tracce di perforazione sui tessuti vivi (basi di foglie vive o foglie stesse, meristema del rizoma), sul totale dei rizomi esaminati.

Problematiche e consigli pratici

Il prelievo a vista su aree di riferimento richiede che ogni campionamento sia limitato ad un gruppo sistematico e che sia necessariamente svolto da uno specialista di tale gruppo. A fronte di uno sforzo di campionamento non eccessivo, i dati ottenuti sono soddisfacenti per quanto riguarda la descrizione di composizione e struttura del popolamento, poiché la superficie esaminata è probabilmente abbastanza estesa da compensare i fenomeni di concentrazione e dispersione della comunità epifita. La raccolta a vista non prevede particolari standard operativi e si dimostra utile quando si ricercano dati relativi ad una specie o ad un gruppo tassonomico, facilmente individuabile da un operatore subacqueo esperto. Le applicazioni di questo metodo

sono limitate ad organismi macroscopici quali echinodermi, poriferi, tunicati, grandi colonie di idrozoi e briozoi sui quali possono essere focalizzati il prelievo e l'osservazione delle condizioni ecologiche. Il prelievo selettivo è legato essenzialmente alla biologia della specie che si intende studiare ed alla sua facilità di riconoscimento. La tecnica, come quella precedente, essendo mirata alla raccolta di specie definite, potrebbe escludere la raccolta dell'intero ciuffo, limitando il prelievo alla sola foglia o rizoma epifitata/o. Ancora, durante il campionamento occorre verificare l'integrità della foglia, selezionando possibilmente foglie intere, per ridurre la disomogeneità dei dati.

5.4.1.2 Fauna vagile

Il campionamento della fauna vagile associata alle praterie di *P. oceanica* è senza dubbio quello che presenta le maggiori difficoltà. I problemi sono dovuti alla difficoltà operativa di campionare, attraverso l'intrico dello strato fogliare (*canopy*) e su porzioni definite di substrato riuscendo a catturare alcune forme a forte mobilità (es., decapodi, crostacei peracaridi). Gli strumenti generalmente utilizzati sono:

- il retino a mano (Ledoyer, 1962, 1966; Russo *et al.*, 1985, 1991a, 1991b; Mazzella *et al.*, 1989; Gambi *et al.*, 1995; Russo e Terlizzi, 1998, Ballesteros, 1987)
- l'aspiratore ad aria o sorbona (De Metrio *et al.*, 1978, 1980; Vaccarella *et al.*, 1981; Russo *et al.*, 1986; Gambi *et al.*, 1995; Russo e Terlizzi, 1998)

Per lo studio della comunità ittica e per gli invertebrati di maggiori dimensioni, la tecnica del censimento visivo (*visual census*) o stima visiva (su superfici di riferimento) si è rivelata particolarmente efficace (es., Harmelin-Vivien *et al.*, 1985, 1992; Guidetti e Bussotti, 1997; Bussotti e Guidetti 1996, 1999). Per una trattazione esauriente di tali metodi si rimanda ai Capitoli 6 (fondi duri) e 12 (ittiofauna bentonica).

Il retino

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Retino a mano, sacchetti di nylon di ricambio.

Metodo

Lo strumento è strettamente derivato da quello analogo utilizzato dagli entomologi in ambiente terrestre. Il metodo è efficace esclusivamente per la raccolta di fauna vagile presente a livello dello strato fogliare, o *canopy*. Il suo utilizzo prevede che l'operatore subacqueo nuoti al di sopra della prateria impugnando saldamente con una mano il manico e con l'altra il bordo del retino, tenendolo proteso in avanti oltre il proprio corpo per non interferire con il campionamento (Fig. 11). Le prime ricerche che videro l'applicazione del retino a mano in *P. oceanica* furono svolte da Ledoyer (1962, 1966); una più attuale standardizzazione della metodica di prelievo viene fornita da Russo *et al.* (1985).

La standardizzazione prevede un numero fisso di 60 colpi distribuiti lungo una traiettoria continua che l'operatore sceglie in base alle esigenze della ricerca o alle caratteristiche della prateria (in caso di aree di colonizzazione discontinue o a macchie). Di solito si opera nell'ambito di una stessa profondità. Ogni colpo deve essere condotto alla base dei rizomi con un'inclinazione di circa 45° rispetto al fondale e trascinato per una lunghezza di circa 80 cm in avanti (Russo *et al.*, 1985).



Fig. 11 - Operatore subacqueo che campiona sul *canopy* fogliare di *P. oceanica* con il retino.

Problematiche e consigli pratici

Utilizzando il retino, al termine della raccolta spesso diversi animali rimangono impigliati tra le maglie della rete; per farli cadere all'interno della sacca terminale, è quindi consigliabile percorrere alcuni metri in acqua libera scuotendo la rete e mantenendo il retino perpendicolare alla propria direzione di nuoto. Compiuta questa operazione si può procedere a chiudere con un laccio il sacco di raccolta rendendo possibile, grazie alla sua sostituzione, un nuovo prelievo. Analoga attenzione andrà poi posta successivamente, in laboratorio, nello svuotamento del sacco per evitare la mancata rimozione di individui rimasti impigliati nella rete o tra le cuciture.

Svolgere un campionamento di questo tipo può essere particolarmente faticoso per l'operatore che può andare incontro a problemi di affanno, soprattutto in immersione su praterie profonde o con densità dei fasci elevate; è quindi consigliabile, a parte la irrinunciabile immersione in coppia, l'utilizzo di personale con buona operatività subacquea ed in ottima forma fisica. Proprio per l'impegno fisico e tecnico che comporta, questo tipo di campionamento può risentire delle variazioni individuali degli operatori; sarebbe quindi auspicabile che nell'ambito di uno studio fosse sempre lo stesso operatore ad effettuare i prelievi, onde diminuire i fattori di variazione nella raccolta e rendere i dati più comparabili.

Gli standard menzionati sono indipendenti dalla densità della prateria e dalla profondità alla quale si opera, anche se in alcuni casi si può differenziare il numero di colpi a seconda della densità dei fasci (Ledoyer, 1962, 1966).

Il metodo, messo a punto per le praterie a *P. oceanica*, è applicabile anche ad altre fanerogame e permette campionamenti soddisfacenti sempre limitatamente alla componente vagile associata allo strato fogliare (Lanera e Gambi, 1993; Scipione *et al.*, 1996; Gambi *et al.*, 1998; Terlizzi e Russo, 1998). In particolare la massima efficacia si ha nella raccolta delle specie dotate di "riflesso di caduta" che si lasciano cioè cadere quando sono disturbate o in pericolo (gasteropodi, isopodi, paguri).

I campioni ottenibili con questo metodo forniscono informazioni di tipo qualitativo su diversi gruppi sistematici (Mazzella *et al.*, 1989) ma, proprio perchè la tecnica è standardizzata, permettono anche di poter effettuare considerazioni di tipo semi-quantitativo e di comparare popolazioni provenienti da campionamenti diversi (Russo *et al.*, 1991a, 1991b).

L'utilizzo del retino, inoltre, permette la cattura di un maggior numero di esemplari rispetto ad altre tecniche, dal momento che si sviluppa su porzioni di praterie relativamente estese. Esso pertanto si rivela particolarmente adatto in studi di dinamica di popolazione che necessitino di un numero cospicuo di individui della specie in esame (Russo *et al.*, 2002). Il numero di prelievi da effettuarsi dipenderà comunque dalla finalità dello studio; in letteratura sono riportati 3 (Scipione *et al.*, 1983) o 2 prelievi a stazione (Russo *et al.*, 1991a) in cui composizione e struttura della comunità associata sono piuttosto comparabili e sufficienti comunque a mettere in evidenza differenze tra profondità e tra periodi di campionamento diversi. Essendo inoltre la metodologia a basso impatto sul sistema, in quanto il retino non scalza i ciuffi, ma al più si limita all'asporto delle sole foglie più vecchie e senescenti, il numero di repliche dovrà tenere conto dello sforzo logistico e di analisi dei campioni, in rapporto alle ipotesi dello studio.

Un'approssimazione dell'area di campionamento coperta da questo metodo è stata effettuata per la componente a molluschi. L'area complessiva campionata con il retino (60 colpi) è stata valutata in ca. 23 m² (Russo e Vinci, 1991); stime quantitative della fauna riportate al m² sono state utilizzate da Gambi *et al.* (1992), Scipione *et al.* (1996).

Un metodo quantitativo con il quale è possibile delimitare superfici e volumi, spesso utilizzato fuori dal Mediterraneo ed impiegato da Connolly e Butler (1996) su *Cymodocea nodosa*, consiste nell'utilizzare un retino (maglia 150 µm, imboccatura 25 x 25 cm) con cui iglobare, con un rapido movimento sopra una porzione del *canopy* fogliare, una porzione di substrato. Il retino è costruito in modo tale che una volta applicato sulla zona si può richiudere l'imboccatura ed asportare, dopo aver tagliato la base delle foglie, la porzione di *canopy* così delimitata. Questo metodo, applicabile a superfici relativamente piccole, richiede un numero più elevato di repliche, inoltre, implicando il taglio del *canopy*, ha un impatto diretto sul sistema di cui si dovrebbe tenere conto, assieme alle altre considerazioni logistiche, in fase di programmazione del disegno di campionamento.

La sorbona

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Sorbona, bombola, tubo a pressione di alcuni metri e primo stadio di erogatore, quadrati di dimensioni prescelte, retini di ricambio.

Metodo

L'aspiratore ad aria o sorbona, utilizzata inizialmente per il prelievo di campioni biologici in ambienti di fondo molle (Massé, 1970), è uno strumento che trova la sua applicazione principale per il prelievo della fauna vagile di *P. oceanica* associata anche allo strato dei rizomi, al sedimento di impianto delle praterie ed anche alla "matte" sia viva che morta (De Metrio *et al.*, 1978, 1980; Vaccarella *et al.*, 1981). Con questo strumento è possibile comunque catturare la fauna associata allo strato fogliare, anche se in modo meno efficiente (Russo *et al.*, 1986). Inoltre, operando su

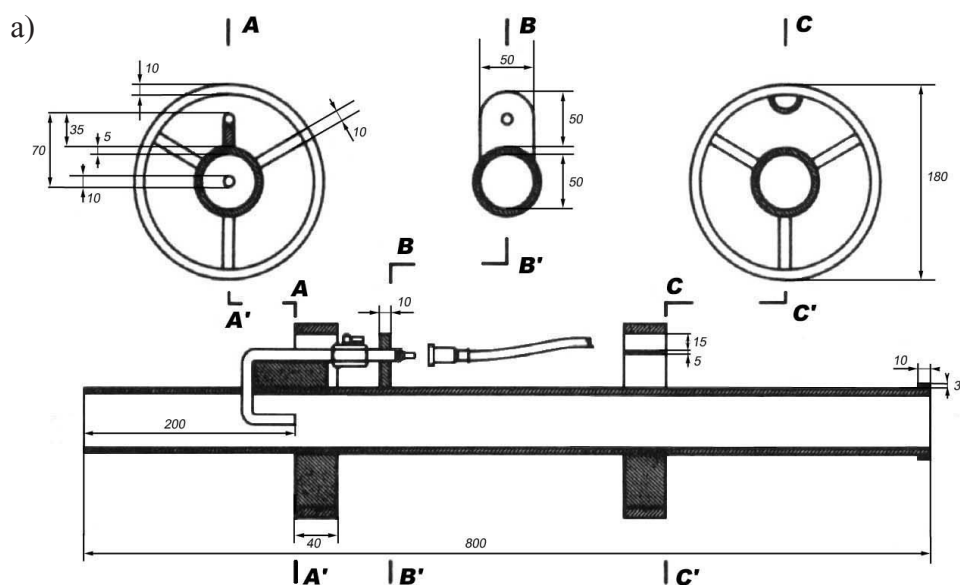


Fig. 12 - a) Schema di sorbona usata per fondi duri e fanerogame (da Giangrande *et al.*, 1986, modificato). b) Operatore subacqueo che utilizza la sorbona su *P. oceanica*.

superfici standard prefissate, la sorbona permette il prelievo di campioni quantitativi. Dal punto di vista tecnico, lo strumento utilizzato su *Posidonia* è riportato da Russo *et al.* (1986), ma sui sistemi a fanerogame è stato utilizzato con successo anche il modello descritto in Giangrande *et al.* (1986) (Fig. 12), proposto da questi AA per il campionamento della fauna vagile associata a macroalghe fotofile (*Cystoseira* spp.) nei fondi duri (vedi anche Cap. 6). Questo modello di sorbona, avendo la manopola di apertura/chiusura dell'aria direttamente sul cilindro di aspirazione, consente una

più facile manovrabilità dello strumento da parte di un singolo operatore. Si può infatti tenere la bombola a cui è attaccata la sorbona aperta e manovrare il flusso d'aria direttamente dalla manopola.

Così come detto prima, la sorbona viene utilizzata su superfici standard delimitate da una cornice quadrata di metallo o PVC. Una volta sistemata la cornice sulla zona prescelta per il prelievo, lo strumento viene impiegato aspirando sistematicamente tutta la superficie di riferimento con movimenti ritmici verso l'alto per liberare la bocca di aspirazione dalle foglie sulle quali ha già svolto la sua azione. Durante una singola immersione possono essere svolte più repliche su uno stesso sito, se la profondità di operatività e l'autonomia della bombola dedicata alla sorbona stessa lo consentono. I dati ad oggi disponibili per la fauna vagile si riferiscono a superfici di 1 metro quadro (Russo *et al.*, 1986; Giangrande, 1985). Tuttavia, aree di campionamento più ridotte (es., 40 x 40 cm) possono rendere il campionamento ugualmente efficace e consentire un aumento del numero di repliche. Anche in questo caso, dato il carattere non distruttivo del metodo per le piante ed il sistema (al massimo si possono asportare le foglie più vecchie, ma non i fasci), il numero di prelievi potrà essere deciso in rapporto alla finalità dello studio e a limitazioni solo di ordine logistico e di analisi dei campioni.

Problematiche e consigli pratici

Dal punto di vista operativo, la sorbona può essere utilizzata efficacemente da una singola persona, soprattutto se la sorbona è munita di manopola di apertura/chiusura direttamente sulla canna di aspirazione, come il modello di Giangrande *et al.* (1986); dovendo tuttavia provvedere a cambi del retino o ad altre manovre sul materiale raccolto, e considerando le regole generali di sicurezza subacquea, è comunque consigliata l'immersione in coppia.

Alcuni studi (Russo *et al.*, 1986) hanno affrontato il problema del confronto tra i campioni raccolti con questo metodo e con quello del retino; i risultati hanno dimostrato che entrambi i metodi danno risposte comparabili nel descrivere la struttura della comunità, almeno per quanto riguarda la componente a molluschi. Tendenzialmente i prelievi con retino presentano valori di abbondanza maggiori rispetto a quelli con sorbona che, nonostante la minor superficie oggetto di campionamento riportano maggiori ricchezze specifiche. Per studi finalizzati allo studio della distribuzione spaziale di un determinato gruppo sistematico lungo gradienti di variabili ambientali, sono state efficacemente utilizzate le due tecniche in modo integrato (Gambi *et al.*, 1995; Russo e Terlizzi, 1998).

5.4.1.3 Fauna associata allo strato dei rizomi ed al sedimento superficiale

Prelievo di porzioni di prateria (zolle o carote)

Materiali ed equipaggiamenti necessari

Strumenti di prelievo (es., *box corers*, carotarori cilindrici, zappe e pale), martello o mazzuola, coltello subacqueo, robuste palette da giardiniere, cornice di riferimento, sacchi o retini per la raccolta del materiale.

Metodo

Il prelievo di fauna è stato realizzato nei sistemi a fanerogame anche tramite l'asporto di intere porzioni di "matte" o di carote di piante e sedimento, attraverso l'uso di vari tipi di *box corer*. I *box corer* sono strumenti di prelievo, largamente

utilizzati per lo studio dell'infauna sia su fondi molli che su numerosi sistemi a fanerogame marine extra-mediterranee (Raz-Guzman e Grizzle, 2001). Questo tipo di strumento permette di prelevare campioni quantitativi su superfici o volumi ben definiti. Tuttavia, non si deve dimenticare il carattere altamente distruttivo di questi metodi e l'elevato impatto che può avere su una determinata prateria un campionamento di questo tipo se effettuato in modo esteso e frequente. Inoltre, questo approccio, prelevando tutta la gamma di organismi associati alle diverse stratocenosi presenti nei sistemi a fanerogame, non permette facilmente di distinguere gli organismi associati ai diversi comparti del sistema.

Il prelievo di porzioni di prateria in presenza di una "matte" compatta può risultare operativamente impegnativo, data la consistenza dell'intreccio di sedimento, radici e rizomi morti. Tale gamma di metodologie è invece ampiamente impiegata per il prelievo nei sistemi a piccole fanerogame (*Cymodocea*, *Zostera* e *Nanozostera*) finalizzata anche alla misura di altre variabili (es. biomassa, ecc.) (vedi paragrafi precedenti).

Per questo tipo di prelievi sono state proposte in *P. oceanica* diverse soluzioni strumentali ed operative, quali:

- *box corers* quadrati e cilindrici di varia grandezza (Vaccarella *et al.*, 1981; Willsie, 1983; Abada-Guerroui e Willsie, 1984, Borg *et al.*, 2002);
- zappe e pale (Bedulli *et al.*, 1986; Bianchi *et al.*, 1989);
- cornice, coltello e sorbona (Somaschini *et al.*, 1994).

Tra i *box corers* utilizzati su *P. oceanica* ricordiamo quello descritto da Vaccarella *et al.* (1981) di dimensione 15 x 15 x 10 cm, e quello di Willsie (Willsie, 1983; Abada-Guerroui e Willsie, 1984) che consiste in un carotatore in acciaio inossidabile a sezione quadrata (superficie, 15,2 x 15,2 cm; altezza, 17,8 cm; volume, 4,11 dm³). Una placca trasversale può permettere di chiudere la parte inferiore del carotatore per non perdere materiale durante la sua estrazione. Per inserire la placca, tuttavia, potrebbe essere necessario liberare uno dei lati del *box corer* stesso, con ulteriore impatto sulla prateria. Per questo motivo a *box corer* quadrati si preferisce l'uso di *corer* cilindrici. I *corer* cilindrici (Cancemi *et al.*, 2002; Gambi *et al.*, 1998; Borg *et al.*, 2002), invece, possono avere dimensioni variabili tra 10 e 35 cm di diametro, in funzione del tipo di studio e dei taxa sui quali si intende focalizzare l'attenzione (Fig. 13). In genere sono più maneggevoli, ma devono essere dotati di impugnature per essere inseriti nel substrato. Nella parte superiore può essere applicata una rete con maglia 400 µm per evitare la fuoriuscita del materiale. In presenza di "matte" o "turf" è necessario che il margine da inserire nel sedimento sia seghettato e ben affilato per facilitare il taglio dell'intrico di radici e rizomi. Sul margine superiore del carotatore si può operare invece con l'aiuto di un martello o mazzuolo.

Nonostante questi problemi di operatività ed impatto, i *box corers* possono essere utilizzati a qualunque profondità ed in ogni tipo di "matte", e permettono anche lo studio della stratificazione della fauna all'interno del substrato poiché la zolla, una volta estratta, rimane circoscritta e può essere facilmente tagliata ed osservata in campo o in laboratorio. Willsie (1983), infatti, studiando la distribuzione verticale degli organismi bentonici all'interno della "matte", ha campionato con un *box corer* suddividendo ogni campione in strati: 0-4 cm, 4-8 cm, 8-12 cm di profondità. I risultati, sia su "matte" viva che su "matte" morta, mostrano che la fauna (per la maggior parte costituita da Policheti) presenta una stratificazione spiccata, concentrandosi soprattutto nei 4 cm più superficiali, probabilmente in relazione a condizioni di minore compattazione del substrato e quindi di maggiore ossigenazione. La stratificazione è

stata studiata anche nell'infauna associata a *Cymodocea*, osservando campioni prelevati con piccoli *corer* e suddivisi in strati di 5 cm (Gambi *et al.*, 1998).

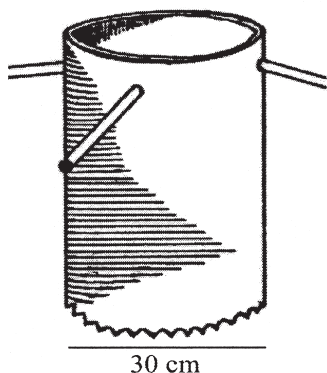


Fig. 13 - Schema di un tipico *corer* cilindrico di 30 cm di diametro, con bordo seghettato e impugnature, idoneo per il prelievo di zolle di *P. oceanica* ed altre piccole fanerogame (da Mazzella *et al.*, 1986)

Quando non è necessario mantenere la “matte” ed i sedimenti nella loro posizione naturale, per rendere i prelievi più semplici possono essere impiegate delle zappe metalliche piantate nel substrato per una profondità di circa 15 cm con un grosso martello e poi utilizzate come leve per isolare porzioni di “matte” su superfici della dimensione di 10 x 10 cm (Bedulli *et al.*, 1986; Bianchi *et al.*, 1989). Questo metodo tuttavia non campiona volumi precisi di materiale.

Una tecnica che rappresenta un compromesso tra esigenza di campionamento ed impatto sul sistema, è quella descritta da Somaschini *et al.* (1994) che prevede il prelievo di volumi standard di “matte” individuati all’interno di un’area di 20 x 20 cm. Questi autori, particolarmente interessati al prelievo della fauna associata alla “matte”, hanno adottato la tecnica di tagliare il *canopy* fogliare nella zona destinata al prelievo, e di posizionare nell’area così delimitata una cornice quadrata 20 x 20 cm in cui è inserito un retino con maglia di 450 µm. Con un coltello subacqueo o una paletta metallica si ritaglia la “matte” intorno alla cornice e per una profondità di 15 cm, e si asporta il volume desiderato introducendolo all’interno del retino.

Problemi e consigli pratici

Tutti i sistemi menzionati operano un relativo impatto sul sistema. Dovendo comunque scegliere un attrezzo, si sconsigliano i *box corer* rettangolari, e si suggerisce l’uso dei *corer* cilindrici, tipo quello proposto da Borg *et al.*, (2002); o meglio ancora la tecnica di Somaschini *et al.* (1994). Una variante a quest’ultima tecnica, che ridurrebbe le difficoltà operative, l’impatto sul sistema e la perdita di materiale nel caso di praterie su fondo molle con sviluppo limitato o nullo della “matte”, potrebbe essere costituito dall’uso di una sorbona, per aspirare la porzione di sedimento delimitata dal taglio entro una cornice e fino ad una profondità prestabilita all’interno della “matte” o del sedimento stesso (es., 15-20 cm). La sorbona potrebbe essere particolarmente efficace anche per le piccole fanerogame, dove il volume da aspirare sarebbe facilmente delimitabile anche con un *corer* di lunghezza prefissata. Nel caso in cui si voglia operare utilizzando questa tecnica, in rapporto al tipo di sedimento ed al volume da aspirare, si dovrà prevedere una grandezza adeguata del retino da apporre sulla sorbona stessa per la raccolta del materiale.

Analisi dei dati

I campioni raccolti con i metodi diretti sopra descritti (retino, sorbona e carotatori), vengono portati in laboratorio e fissati (in genere in formalina al 4-5%) o smistati a fresco. Lo smistamento (*sorting*), a fresco o su materiale conservato, la conservazione e l'identificazione delle specie avviene con le procedure consuete, ampiamente descritte nei Capitoli 4 e 6 di questo Manuale.

La presenza di molto detrito fogliare e biogenico, e di sedimento grossolano, rilevata spesso nei campioni di sorbona e dei carotatori, non consente di effettuare le operazioni di scrematura del campione con soluzioni zuccherine (vedi Cap. 4). Dopo l'identificazione delle specie e il conteggio degli individui, si possono applicare le tecniche di analisi dei dati più appropriate, in rapporto al disegno di campionamento effettuato, e gli indici ecologici più comunemente utilizzati (vedi Capitoli 13 e 17 di questo Manuale).

5.4.2 Metodi indiretti

Utilizzato prima dello sviluppo delle tecniche di immersione subacquea, l'approccio di tipo indiretto ai campionamenti per lo studio dei sistemi a fanerogame è stato quasi del tutto abbandonato per i già citati problemi di elevato impatto e scarsa accuratezza nel riferire il campione ad un volume preciso ed alle condizioni locali del sistema di studio. Fanno eccezione alcuni metodi mutuati dalla piccola pesca per il prelievo di organismi vagili cospicui, quali echinodermi, grossi decapodi e pesci demersali.

5.4.2.1 Fauna vagile

Alcuni autori per il campionamento della fauna associata alle praterie (principalmente ittiofauna demersale e macroinvertebrati vagili) hanno utilizzato piccole draghe epibentiche e piccole reti a strascico (Kerneis, 1960; Zei, 1962; Massuti, 1965; Chessa, 1980; Harmelin-Vivien, 1981, 1983, Cap. 10 di questo Manuale). Le caratteristiche ed i nomi dati a questi strumenti sono variabili perché solitamente si è fatto riferimento agli strumenti tradizionali da pesca utilizzati dalle marinerie locali nelle zone di lavoro.

Harmelin-Vivien (1981) ha proposto una rete a strascico modificata (il “*gangui*”, corrispondente al nostro gangamo), di dimensioni ridotte rispetto a quelle utilizzate sui fondi mobili, per non produrre troppo impatto sul sistema studiato e poter essere trainata agevolmente anche da piccole imbarcazioni.

5.4.2.2 Fauna associata allo strato dei rizomi e al sedimento superficiale

Benne e draghe sono gli strumenti che sono stati più utilizzati agli albori delle ricerche negli ambienti caratterizzati da fanerogame marine per raccogliere campioni. Oggigiorno sono impiegati molto raramente e tra le varie tipologie di attrezzature utilizzate vale la pena citare solo il tentativo di messa punto di una benna adattata per il prelievo su fanerogame, la benna “Riedl” (Ott e Losert, 1979). Questo strumento non è considerato particolarmente efficace per il campionamento su *P. oceanica* poiché risulta distruttivo sia per le praterie che per i campioni e non riesce a raccogliere in modo soddisfacente la fauna presente all'interno della “*matte*” per il dilavamento a cui va incontro il materiale durante la risalita dell'attrezzo. Il metodo potrebbe essere indicato per il prelievo di ciuffi in caso di mancanza di personale operativo subacqueo.

5.5 Bibliografia

- ABADA-GUERROU H., WILLSIE A. (1984) - Resultats preliminaires de l'étude des constituants chimiques et faunistiques d'une matte morte d'herbier a *Posidonia oceanica*, a Fos et sur la Côte Bleue (Bouche-du-Rhone, France). In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. (eds), *1st International Workshop on Posidonia oceanica beds. GIS Posidonie publ. Fr.* **1**: 389-398.
- ABBATE M., PEIRANO A., UGOLINI U. (2000) - Structural changes in *Posidonia oceanica* leaves along the coast of Liguria (Italy): response to environmental stress? In: Pergent G., Pergent-Martini C., Buia M.C., Gambi M.C. (eds), *Proceedings 4th International Seagrass Biology Workshop. Biol. Mar. Medit.*, **7** (2): 320-323.
- ALCOVERRO T., DUARTE C.M., ROMERO J. (1995) - Annual growth dynamics of *Posidonia oceanica*: contribution of large-scale versus local factors to seasonality. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **120**: 203-210.
- ALONGI G., CORMACI M., PIZZUTO F. (1992) - La macroflora epifita delle foglie di *Halophila stipulacea* (Forssk.) Aschers, del porto di Catania. *Biol. Mar. Medit.*, **1**: 287-288.
- AUGIER H., BOUDOURESQUE C.F. (1970) - Végétation marine de l'île de Port-Cros. Le récif barrière de posidonies. *Bull. Mus. Hist. Nat. Marseille*, **30**: 221-228.
- BALDUZZI A., BOERO F., PANSINI M., PRONZATO R. (1981) - A method for semiquantitative samplings of the sessile epifauna of the *Posidonia oceanica* beds. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **27** (9): 247-248.
- BALLESTEROS E. (1987) - Estructura i dinamica del poblament algal de les fulles de *Posidonia oceanica* (L.) Delile als herbeis de Tossa de Mar (Girona). *Bulleti Institutio Catalana Historia Natural*, **54** (sec. Botanica) **6**: 19-30.
- BALLESTEROS E., GARCIA A., LOBO A., ROMERO J. (1984) - L'alguer de *Posidonia oceanica* de les illes Medes. In: Ros J.D., Gili J.M. Olivella (eds), *Els sistemes naturals de les illes Medes*. Institut d'Estudis Catalans, Barcelona: 739-760.
- BAY D. (1984) - A field study of the growth dynamics and productivity of *Posidonia oceanica* (L.) Delile in Calvi Bay, Corsica. *Aquat. Bot.*, **20**: 43-64.
- BEDHOMME A.L., THELIN I., BOUDOURESQUE C.F. (1983) - Mesure de la production primaire des feuilles de *Posidonia oceanica*: modification de la methode de Zieman. *Bot. Mar.*, **26**: 35-43.
- BEDULLI D., BIANCHI C.N., ZURLINI G., MORRI C. (1986) - Caratterizzazione biocenotica e strutturale del macrobenthos delle coste pugliesi. Indagine ambientale del sistema marino costiero della regione Puglia, ENEA edit., La Spezia: 227-255.
- BEER S., VILENKIN B., WEIL A., VESTE M., SUSEL L., ESHEL A. (1998) - Measuring photosynthetic rates in seagrasses by pulse amplitude modulated (PAM) fluorometry. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **174**: 293-300.
- BEER S., BJÖRK M., GADEMANN R., RALPH P. (2001) - Measurements of photosynthetic rates in seagrasses. In: Short F.T., Coles R.G. (eds), *Global seagrass research methods*. Elsevier Science Amsterdam: 183-198.
- BERTRANDY M.C., BOUDOURESQUE C.F., FORET P., LEFEVRE J.R., MEINESZ A. (1986) - Réseau de surveillance Posidonies. Rapport 1985. Conseil Reg. PACA, GIS Posidonie CI-PALM, CAPVAR, CELCOP, *GIS Posidonie ed.*, Marseille, Fr.: 1-61.
- BIANCHI C.N., BEDULLI D., MORRI C., OCCHIPINTI AMBROGI A. (1989) - L'herbier de posidonies: ecosystème ou carrefour eco-etologique? In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. (eds), *1st International Workshop on Posidonia Beds, GIS Posidonie publ. Fr.* **1**: 257-272.
- BLANPIED C., BUROLLET P.F., CLAIREFOND P., SHIMI M.D. (1979) - La mer pélagienne. III. Sediments actuels et holocenes. *Ann. Univ. Prov.*, **6** (1): 61-82.
- BLUNDO M.C., DI MARTINO V., GIACCONE G. (1999) - Flora epifita e struttura della prateria a *Posidonia oceanica* (L.) Delile nell'area protetta dell'isola di Vendicari (Siracusa; Sicilia sud orientale). *Boll. Acc. Gioenia Sci. Nat.*, **31** (354): 175-187.

- BOERO F. (1981) - Systematics and ecology of the hydroid population of two *Posidonia oceanica* meadows. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **2** (3): 181-197.
- BOERO F., CHESSA L., CHIMENZ C., FRESI E. (1985) - The zonation of epiphytic hydroids on the leaves of some *Posidonia oceanica* (L.) Delile beds in the central Mediterranean. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **6** (1): 27-33.
- BORG J.A., ATTRILL M.J., ROWDEM A.A., SCHEMBRI P.J., JONES M.B. (2002) - A quantitative techniques for sampling motile macroinvertebrates in beds of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Sci. Mar.*, **66**: 53-58.
- BORTONE S.A. (2000) - *Seagrasses: monitoring, ecology, physiology, and management*. CRC Press LLC: 318 pp.
- BOUDOURESQUE C.F. (1971) - Méthodes d'étude qualitative et quantitative du benthos (en particulier du phytobenthos). *Tethys*, **3**: 79-104.
- BOUDOURESQUE C.F., GIRAUD G., PERRET M. (1977) - *Posidonia oceanica*. Bibliographie. C.N.E.X.O. et Univ. Aix-Marseille: 191 pp.
- BOUDOURESQUE C.F., CINELLI F., FRESI E., MAZZELLA L., RICHARD M. (1979) - La sous strate algale de l'herbier a *Posidonia oceanica* (Linnaeus) Delile: etude de courbe aire-especes. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **25-26**: 205-207.
- BOUDOURESQUE C.F., GIRAUD G., PANAYIOTIDIS P. (1980) - Végétation marine de l'île de Port-Cros (Parc National), XIX. mise en place d'un transect permanent. *Trav. sci. Parc nation. Port-Cros*, **6**: 207-221.
- BOUDOURESQUE C.F., MEINESZ A. (1982) - Découverte de l'herbier de Posidonies. *Cahier Parc nation. Port-Cros*, **4**: 80 pp.
- BOUDOURESQUE C.F., JEUDY DE GRISSAC A., OLIVIER J. (1984) - Ist International Workshop on *Posidonia oceanica* beds. *G.I.S. Posidonie publ.*, Fr. **1**: 454 pp.
- BOUDOURESQUE C.F., JEUDY DE GRISSAC A., MEINESZ A. (1985a) - Un nouveau type d'erbier à *Posidonia oceanica*: l'erbier de colline. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **29** (5): 173-175.
- BOUDOURESQUE C.F., MEINESZ A., LEFEVRE J.R. (1985b) - Cartographie des peuplements benthiques marins de Corse: I. La formation récifale a *Posidonia oceanica* de Saint-Florent. *Ann. Inst. océanogr.*, **61** (1): 27-38.
- BOUDOURESQUE C.F., BIANCONI C.H. (1986) - Posidonies profondes dans le coralligène de Sulana. *Trav. Sci. Parc nat. Rég. Rés. nat. Corse*, **2**: 36-39.
- BOUDOURESQUE C.F., MEINESZ A., FRESI E., GRAVEZ V. (1989) - II International Workshop on *Posidonia oceanica* beds. *G.I.S. Posidonie publ.*, Fr. **2**: 321 pp.
- BOUDOURESQUE C.F., BERTRANDY M.C., BOULADIER E., FORET P., MEINESZ A., PERGENT G., VITIELLO P. (1990) - Le Réseau de Surveillance des herbiers de posidonies mise en place en Region Provence-Alpes-Côte d'Azur (France). *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **32** (1): 11.
- BOUDOURESQUE C.F., PERGENT G. (1992) - The *Posidonia* Programme. In : B.F. Keegan (ed), COST 647 - Coastal Benthic Ecology - Activity report 1988-1991. report EUR 13984 EN, Environmental Research programme of the Commission of the European Communities, Directorate-General for Science, research and Development publ., Brussels: 352-360.
- BOUDOURESQUE C.F., CHARBONEL E., MEINESZ A., PERGENT G., PERGENT-MARTINI C., CADIOU G., BERTRANDY M.C., FORET P., RAGAZZI M., RICO-RAIMONDINO V. (2000) - A monitoring network based on the seagrass *Posidonia oceanica* in the northwestern mediterranean sea. In: Pergent G., Pergent-Martini C., Buia M.C., Gambi M.C. (eds), Proceedings 4th International Seagrass Biology Workshop. *Biol. Mar. Medit.*, **7** (2): 328-331.
- BUIA M.C., RUSSO G.F., MAZZELLA L. (1985) - Interrelazioni tra *Cymodocea nodosa* e *Zostera noltii* in un prato misto superficiale dell'isola d'Ischia. *Nova Thalassia*, **7**: 406-408.
- BUIA M.C., CORMACI M., FURNARI G., MAZZELLA L. (1989) - *Posidonia oceanica* of Capo

- Passero (Sicily, Italy): leaf phenology and leaf algal epiphyte community. In: Boudouresque C.F., Meinesz A., Fresi E., Gravez V. (eds), *2nd International Workshop on Posidonia oceanica beds, GIS Posidonie*, Fr. **2**: 127-144.
- BUIA M.C., MAZZELLA L. (1991) - Reproductive strategies of the Mediterranean seagrasses: *Posidonia oceanica* (L.) Delile, *Cymodocea nodosa* (Ucria) Aschers., and *Zostera noltii* Hoernem. *Aquat. Bot.*, **40**: 343-362.
- BUIA M.C., ZUPO V., MAZZELLA L. (1992) - Primary production and growth dynamics in *Posidonia oceanica*. *P.S.Z.N.I.: Mar. Ecol.*, **13** (1): 2-16.
- BUIA M.C., MARZOCCHI M. (1995) - Dinamica dei sistemi a *Cymodocea nodosa*, *Zostera marina* e *Zostera noltii* nel Mediterraneo. *Giorn. Bot. It.*, **129** (1): 319-326.
- BUIA M.C., DI LEVA G., MAZZELLA L. (1996) - Biodiversità della comunità epifita delle foglie di *Cymodocea nodosa* di un prato antistante l'Isola d'Ischia (Golfo di Napoli). *Biol. Mar. Medit.*, **3** (1): 136-142.
- BUIA M.C., GAMBI M.C., ZUPO V. (2000) - Structure and functioning of Mediterranean seagrass ecosystems: an overview. In: Pergent G., Pergent-Martini C., Buia M.C., Gambi M.C. (eds), *Proceedings 4th International Seagrass Biology Workshop*. *Biol. Mar. Medit.*, **7** (2): 167-190.
- BUIA M.C., GAMBI M.C., BADALAMENTI F. (2002) - Morpho-chronological observations on seedlings and juvenile shoots of *Posidonia oceanica* (L.) Delile collected *in situ* in various coastal areas. *Biol. Mar. Medit.*, **9** (1): 600-604.
- BUSSOTTI S., GUIDETTI P. (1996) - Preliminary data on the fish fauna associated to a *Cymodocea nodosa* (Ucria) Aschers. and *Zostera noltii* Hornem. mixed meadow in the gulf of Olbia (Sardinia-Tyrrhenian Sea). *Mésogée*, **55**: 9-14.
- BUSSOTTI S., GUIDETTI P. (1999) - Fish communities associated with different seagrass systems in the Mediterranean Sea. *Naturalista siciliano*, **23** (Suppl.):245-259.
- BUTINI A. (1999-2000) - Analisi storica della contaminazione da metalli pesanti in *Posidonia oceanica* (L.) Delile mediante lepidocronologia. Tesi di laurea, Scienze Ambientali. Univ. di Siena: 89 pp.
- CALVO S., FRADÀ ORESTANO C. (1984) - L'herbier a *Posidonia oceanica* des cotes siciliennes: les formations recifales du Stagnone. In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. (eds). *1st International Workshop Posidonia oceanica Beds, GIS Posidonie publ.*, Fr. **1**: 29-37.
- CALVO S., CIRAOLO G., LA LOGGIA G., MALTHUS T.J., SAVONA E., TOMASELLO A. (1996) - Monitoring *Posidonia oceanica* meadows in Mediterranean Sea by means of airborne and satellite remote sensing. *Second International Airborne Remote Sensing Conference and Exhibition*, San Francisco, California, 24-27 June 1996, **3**: 659-668.
- CANCEMI G., TERLIZZI A., SCIPIONE M.B., MAZZELLA L. (1994) - Il prato ad *Halophila stipulacea* (Forssk.) Aschers. di Giardini Naxos (Sicilia): caratteristiche della pianta e del popolamento a fauna vagile. *Biol. Mar. Medit.*, **1** (1): 401-402.
- CANCEMI G., BUIA M.C., MAZZELLA L. (2002) - Structure and growth dynamics of *Cymodocea nodosa* meadow. *Sci. Mar.*, **66** (4):365-373.
- CANIGLIA G., BORELLA S., CURIEL D., NASCIMBENI P., PALOSCHI F., RISMONDO A., SCARTON F., TAGLIAPIETRA D., ZANELLA L. (1990) - Cartografia della distribuzione delle fanerogame marine nella laguna di venezia. *Giorn. Bot. Ital.*, **124** (1): 212.
- CASOLA E., SCARDI M., MAZZELLA L., FRESI E. (1987) - Structure of the epiphytic community of *Posidonia oceanica* leaves in a shallow meadow. *P.S.Z.N.I.: Mar. Ecol.*, **8** (4): 285-296.
- CAYE G. (1979) - Technique de marquage pour l'étude *in-situ* de la croissance et du développement de *Posidonia oceanica* (L.) delile. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **25/26** (4): 291-292.
- CAYE G. (1980) - Sur la morphogenèse et le cycle végétatif de *Posidonia oceanica* (L.) Delile. Thèse doctorat 3e cycle, Univ. Aix-Marseille II, Fr.: 121 pp.
- CAYE G., MEINESZ A. (1985) - Observations on the vegetative development, flowering, and see-

- dling of *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson on the Mediterranean coasts of France. *Aquat. Bot.*, **22**: 277-289.
- CEBRIAN J., MARBÀ N., DUARTE C.M. (1994) - Estimating leaf age of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile using the plastochrone interval index. *Aquat. Bot.*, **49**: 59-65.
- CEBRIAN J., ENRIQUEZ S., FORTES M., AGAWIN N., VERMAAT J.E., DUARTE C.M. (1999) - Epiphyte accrual on *Posidonia oceanica* (L.) Delile leaves: implications for light absorption. *Bot. Mar.*, **42**: 123-128.
- CHESSA L.A. (1980) - Macrofauna catturabile col gangamo in due praterie di *Posidonia oceanica* (L.) Delile del litorale di Alghero. *Mem. Biol. Marina e Oceanogr.*, Suppl. **10**: 383-384.
- CHESSA L.A., FRESI E., WITTMANN K.J., FRESI A. (1982) - La comunità epifitica delle foglie di *Posidonia oceanica* (L.) Delile: analisi del ricoprimento lungo un gradiente batimetrico. *Natur. Siciliano*, S. 4, **6**: 523-530.
- CINELLI F., CORMACI M., FURNARI F., MAZZELLA L. (1984) - Epiphytic macroflora of *Posidonia oceanica* leaves around the island of Ischia (Gulf of Naples). In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J (eds), *1st International Workshop on Posidonia oceanica beds. GIS Posidonie publ.*, Fr., **1**: 91-99.
- CLAIREFOND P., JEUDY DE GRISSAC A. (1979) - Description et analyse de structures sedimentaires en milieu marin: recensement de quelques exemples dans l'herbier de Posidonies autour de l'île de Port-Cros (parc National). *Trav. Sci. Parc nation. Port-Cros*, **5**: 79-104.
- CONNOLLY R.M., BUTLER A.J. (1996) - The effects of altering seagrass canopy height on small, motile invertebrates of shallow mediterranean embayements. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **17** (4): 637-652.
- CRISTIANI G. (1980) - Biomasse et répartition de l'herbier de *Posidonia oceanica* de la Côte Bleue et pollution marine par les métaux lourds. Thèse 3 cycle, Univ. Aix-Marseille III: 150 pp.
- CURIEL D., MARZOCCHI M., SOLAZZI A., BELLATO A. (1995-96) - Vegetazione algale epifita di fanerogame marine nella Laguna di Venezia (bacino di Malamocco). *Boll. Mus. Civ. St. Nat. Venezia*, **46**: 27-38.
- CURIEL D., BELLATO A., RISMONDO A., MARZOCCHI M. (1996) - Sexual reproduction of *Zostera noltii* Hornemann in the lagoon of Venice (Italy, north Adriatic). *Aquat. Bot.*, **52**: 313-318.
- CURIEL D., RISMONDO A., SCARTON F., MARZOCCHI M. (1997) - Flowering of *Zostera marina* in the lagoon of Venice (North Adriatic, Italy). *Bot. Mar.*, **40**: 101-105.
- DE METRIO G., VACCARELLA R., BELLO G., TERIO E. (1978) - Stima dell'area minima nelle "mattes" di *Posidonia oceanica* Delile (Zoobenthos). *Atti Soc. Pelorit. Sc. Fis. Mat. e Nat.*, **24** (2): 249-263.
- DE METRIO G., BELLO G., VACCARELLA R., TERIO E. (1980) - Malacofauna di "mattes" morte di *Posidonia*. *Atti Soc. Pelorit. Sc. Fis. Mat. e Nat.*, **26**: 3-8.
- DEN HARTOG C. (1970) - *The seagrasses of the world*. Amsterdam, Verh. Kon. Ned. Akad. Wet., Afd. Natuurk.: 275 pp.
- DENNISON W.C. (1987) - Effects of light on seagrass photosynthesis, growth and depth distribution. *Aquat. Bot.*, **27**: 15-26.
- DREW E.A. (1978) - Factors affecting photosynthesis and its seasonal variation in the seagrasses *Cymodocea nodosa* (Ucria) Aschers. and *Posidonia oceanica* (L.) Delile in the Mediterranean. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **31**: 173-194.
- DUARTE C.M. (1991) - Allometric scaling of seagrass form and productivity. *Mar Ecol. Prog. Ser.*, **77**: 289-300.
- DUARTE C.M. (2002) - The future of seagrass meadow. *Environ. Conserv.*, **29** (2): 192-206.
- DUARTE C.M., SAND-JENSEN K. (1990) - Seagrass colonization: biomass development and shoot demography in *Cymodocea nodosa* patches. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **67**: 97-103.
- DUARTE C.M., MARBÀ N., AGAWIN N.S.R., CEBRIAN J., ENRIQUEZ S., FORTES M.D., GALLEGOS M.E., MERINO M., OLESEN B., SAND-JENSEN K., URI J., VERMMT J. (1994)

- Reconstruction of seagrass dynamics: age determinations and associated tools for the seagrass ecologist. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **107**: 195-209.
- DUARTE C.M., MERINO M., AGAWIN N.S.R., URI J., FORTES M.D., GALLEGOS M.E., MARBA N., HEMMINGA M.A. (1998) - Root production and belowground seagrass biomass. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **171**: 97-108.
- DUARTE C.M., FORTES M. (1999) - Frontiers in seagrass research: A challenge of the new millennium in honor of Professor C. Den Hartog, founder editor of Aquatic Botany. *Aquat. Bot.*, **65**: 1-350.
- DUARTE C.M., KIRKMAN H. (2001) - Methods for the measurement of seagrass abundance and depth distribution. In: Short F.T., Coles R.G. (eds), *Global seagrass research methods*, Elsevier, Amsterdam: 141-153.
- ELKALAY K., SKLIRIS N., FRANGOULIS A., GOBERT S., LEPOINT G., HECQ J.H. (2000) - A model describing the *Posidonia oceanica* growth. In: Pergent G., Pergent-Martini C., Buia M.C., Gambi M.C. (eds), *Proceedings 4th International Seagrass Biology Workshop. Biol. Mar. Medit.*, **7** (2): 47-50.
- EUGENE C. (1978) - Note préliminaire sur l'épifaune de la phanerogame marine *Posidonia oceanica* a l'île de Port-Cros: méthodes et stations. *Trav. sci. Parc nation. Port-Cros*, **4**: 275-280.
- FRANCOUR P., SEMROUD R. (1992) - Calculation of the root area index in *Posidonia oceanica* in the western Mediterranean. *Aquat. Bot.*, **42**: 281-286.
- FRESI E., CHIMENZ C., MARCHIO G. (1982) - Zonazione di briozoi ed idroidi epifiti in una prateria di *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Naturalista sicil.*, S. 4, 6 (Suppl.), **3**: 499-508.
- GAMBI M.C. (2000) - Polychaete borers of *Posidonia oceanica* scales: distribution pattern and ecological role. *Biol. Mar. Medit.*, **7** (2): 215-219.
- GAMBI M.C. (2002) - Spatio-temporal distribution and ecological role of polychaete borers of *Posidonia oceanica* (L.) Delile scales. *Bull. Mar. Sci.*, **71** (3): 1323-1331.
- GAMBI M.C., LORENTI M., RUSSO G.F., SCIPIONE M.B., ZUPOV. (1992) - Depth and seasonal distribution of some groups of the vagile fauna of the *Posidonia oceanica* leaf stratum: structural and trophic analyses." *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **13** (1): 17-39.
- GAMBI M.C., GIANGRANDE A., MARTINELLI M., CHESSA L.A. (1995) - Polychaetes of a *Posidonia oceanica* bed off Sardinia (Italy): Spatio-temporal distribution and feeding guild analysis. *Sci. Mar.*, **59** (2): 129-141.
- GAMBI M.C., LORENTI M., BUSSOTTI S., GUIDETTI P. (1997) - Borers in *Posidonia oceanica* scales: taxonomical composition and occurrence. *Biol. Mar. Medit.*, **4**: 384-387.
- GAMBI M.C., CONTI G., BREMEC C.S. (1998) - Polychaete distribution, diversity and seasonality related to seagrass cover in shallow soft bottoms of the Tyrrhenian Sea (Italy). *Sci. Mar.*, **62** (1-2): 1-17.
- GAMBI M.C., ZUPO V., LORENTI M. (2000) - Borer organisms of the *Posidonia oceanica* scales: trophic role and ecological implications for the ecosystem. *Biol. Mar. Medit.*, **7** (1): 253-261.
- GAMBI M.C., CAFIERO G. (2001) - Functional diversity in the *Posidonia oceanica* ecosystem: an example with polychaete borers of the scales. In: F.M. Faranda, L. Guglielmo G. Spezie (eds), *Mediterranean Ecosystems: Structures and Processes*. Springer-Verlag Italia: 399-405.
- GIANGRANDE A. (1985) - Policheti dei rizomi di *Posidonia oceanica* (L.) Delile (Helobiae, Potamogetonaceae) di una prateria dell'Isola di Ischia (Napoli). *Atti Società Toscana Scienze Naturali Memorie, Serie B*, **92**: 195-206.
- GIANGRANDE A., MANCONI R., PRONZATO R. (1986) - A selective sampling method for the bottom vagile fauna. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **30** (2): 265.
- GIRAUD G. (1977) - Contribution à la description et à la phénologie quantitative des herbiers à *Posidonia oceanica* (L.) Delile. Thèse doctorat 3eme cycle, univ. Aix-Marseille II, France:150 pp.
- GRILLAS P., CHARPENTIER A., AUBY I., LESCUYER F., COULET E. (2000) - Spatial dynamics of *Zostera noltii* over a 5-year period of fluctuating salinity in the Vaccarès Lagoon, France.

- In: Pergent G., Pergent-Martini C., Buia M.C., Gambi M.C. (eds), Proceedings 4th International Seagrass Biology Workshop. *Biol. Mar. Medit.*, **7** (2): 377-380.
- GUIDETTI P. (2000a) - Leaf primary production in *Posidonia oceanica*: two reconstructive aging techniques give similar results. *Aquat. Bot.*, **68**: 337-343.
- GUIDETTI P. (2000b) - Invertebrate borers in the Mediterranean sea grass *Posidonia oceanica*: biological impact and ecological implications. *J. Mar. Biol. Ass. U.K.*, **80**: 725-730.
- GUIDETTI P. (2001) - Detecting the environmental impact on the Mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*: the use of reconstructive methods in combination with 'beyond BACI designs'. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **260**: 27-39.
- GUIDETTI P., BUSSOTTI S. (1997) - La fauna ittica associata in un prato misto superficiale di *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson e *Zostera noltii* Hornem. (Potamogetonaceae) nel Golfo di Olbia (Sardegna-Italia). *Boll. Soc. Sarda Sci. Nat.*, **31**: 61-74.
- GUIDETTI P., BUSSOTTI S., GAMBI M.C., LORENTI M. (1997) - Invertebrate borers in *Posidonia oceanica* scales: relationship between their distribution and lepidochronological parameters. *Aquat. Bot.*, **58**: 151-164.
- GUIDETTI P., FABIANO M. (2000) - The use of lepidochronology to assess the impact of terrigenous discharges on the primary leaf production of the mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*. *Mar. Poll. Bull.*, **40** (5): 449-453.
- GUIDETTI P., BUIA M.C., MAZZELLA L. (2000) - The use of lepidochronology as a tool of a analysis of dynamics in the seagrass *Posidonia oceanica* of the Adriatic Sea. *Bot. Mar.*, **43**: 1-9.
- GUIDETTI P., BUIA M.C., LORENTI M., SCIPIONE M.B., ZUPO V., MAZZELLA L. (2001) - Seasonal trends in the adriatic seagrass communities of *Posidonia oceanica* (L.) Delile, *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson, *Zostera marina* L.: plant phenology, biomass partitioning, elemental composition and faunal features. In: Faranda F., Guglielmo L., Spezie G.C. (eds), *Mediterranean Ecosystems: Structures and Processes*, Springer-Verlag Italia: 289-295.
- HARME LIN J.G. (1964) - Etude de l'endofaune des «mattes» d'herbiers de *Posidonia oceanica* Delile. *Rec. Trav. Stat. Mar. Endoume*, **35** (51): 43-105.
- HARME LIN J.G. (1976) - L'herbier de Posidonies de Port-Cros régresse-t-il? Mise en place de jalons témoins. *Trav. Sci. Parc nat. Port-Cros*, **2**: 189-190.
- HARME LIN J.G., CHAUVET C., DUVAL C., GALZIN R., LEJUNE P., BARNABE G., BLANC F., CHEVALIER R., DUCLERC J., LASSERRE. (1985) - Evaluation visuelle des peuplements et populations de poissons. Méthodes et problèmes. *Rev. Ecol. (Terre Vie)*, **40**: 467-539.
- HARME LIN-VIVIEN M.L. (1981) - Description d'un petit chalut à perche pour récolter la faune vagile des herbiers de Posidonies. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **27**: 199-200.
- HARME LIN-VIVIEN M.L. (1983) - Ichtyofaune des herbiers de Posidonies des côtes provençales françaises. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **28** (3): 161-163.
- HARME LIN-VIVIEN M.L., FRANCOUR P. (1992) - Trawling or visual censuses? Methodological bias in the assesment of fish populations in seagrass beds. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **13** (1): 41-51.
- HEMMINGA M.A., DUARTE C.M. (2000) - *Seagrass Ecology*. Cambridge University press, Cambridge: 298 pp.
- HILLMAN K., WALKER D.I., LARKUM A.W.D., McCOMB A.J (1989) - Productivity and nutrient limitation. In: Larkum A.W.D., McComb A.J., Shepherd S.A. (eds), *Biology of Seagrasses*, Elsevier, Amsterdam: 635-685.
- JACOBS R.P.W.M. (1979) - Distribution and aspects of the production and biomass of eelgrass, *Zostera marina* L. at Roscoff, France. *Aquat. Bot.*, **7**: 151-172.
- KERNEIS A. (1960) - Contribution à l'étude faunistique et écologique des herbiers de posidonies de la region de Banyuls. *Vie et Milieu*, **11** (2): 145-187.
- KUO J., McCOMB (1989) - Seagrass taxonomy, structure and development. In: Larkum A.W.D., McComb A.J., Shepherd S.A. (eds), *Biology of Seagrasses*. Elsevier, Amsterdam: 6-73.

- KUO J., DEN HARTOG C. (2001) - Seagrass taxonomy and identification key. In: Short F., Coles R. (eds), *Global Seagrass Research Methods*, Elsevier, Amsterdam: 31-58.
- LANERA P., GAMBI M.C. (1993) - Polychaete distribution in some *Cymodocea nodosa* meadows around the island of Ischia (Gulf of Naples, Italy). *Oebalia*, **19**: 89-103
- LARKUM A.W.D., MCCOMB A.J., SHEPHERD S.A. (1989) - *Biology of Seagrasses*. Elsevier, Amsterdam: 841 pp.
- LAUBIER L. (1966) - Le coralligène des Albères. Monographie biocénétique. *Ann. Inst. Océanogr.*, **43** (2): 137-317.
- LEDOYER M. (1962) - Etude de la faune vagile des herbiers superficiels de Zostéracées et de quelques biotopes d'algues littorales. *Rec. Trav. Stat. Mar. Endoume*, **25** (39): 173-216.
- LEDOYER M. (1966) - Ecologie de la faune vagile des biotopes méditerranéens accessibles en scaphandre autonome. II. Données analytiques sur les herbiers de phanerogames. *Rec. Trav. Stat. Mar. Endoume*, **41** (57): 135-164.
- LIBES M., BOUDOURESQUE C.-F. (1987) - Uptake and long-distance transport of carbon in the marine phanerogam *Posidonia oceanica*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **38**: 177-186.
- LIPKIN Y., BEER S., BEST E.P.H., KAIRESALO T., SALONEN K. (1986) - Primary production of macrophytes: terminology, approaches and a comparison of methods. *Aquat. Bot.*, **26**: 129-142.
- LORENTI M., MAZZELLA L., BUIA M.C. (1995) - Light limitation of *Posidonia oceanica* (L.) Delile growth at different depths. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **34**: 34.
- MANZANERA M., ROMERO J. (2000) - Multifractal structure in *Posidonia oceanica* meadows. In: Pergent G., Pergent-Martini C., Buia M.C., Gambi M.C. (eds). Proceedings 4th International Seagrass Biology Workshop. *Biol. Mar. Médit.*, **7** (2): 389-392.
- MARBÀ N., CEBRIAN J., ENRIQUEZ S., DUARTE C.M. (1996) - Growth patterns of Western Mediterranean seagrasses: species-specific responses to seasonal forces. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **133**: 203-215
- MARBÀ N., DUARTE C.M. (1997) - Interannual changes in seagrass (*Posidonia oceanica*) growth and environmental change in the spanish mediterranean littoral zone. *Limnol. Oceanogr.*, **42** (5): 800-810.
- MARBÀ N., DUARTE C.M. (1998) - Rhizome elongation and seagrass clonal growth. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **174**: 269-280.
- MASSÉ H. (1970) - La suceuse hydraulique, bilan de quatre années d'emploi, sa manipulation, ses avantages et inconvénients. *Thetys*, **2** (2): 547-556.
- MASSUTI M. (1965) - Estudio de los fondos de pesca de Baleares. 1: Ciclo anual de los pescos de las praderas de *Caulerpa* y *Posidonia* capturados por un pequeño arte de arrastre en la Bahía de Palma de Mallorca. *Bol. Inst. Esp. Oceanogr.*, **119**: 1-57.
- MATRICARDI G., MONTAGNA P., PISANO E. (1991) - Settlement and growth strategies of *Electra posidoniae* Gautier on *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Bull. Soc. Sci. Nat. Ouest Fr. Mém. HS1*: 255-262.
- MAZZELLA L., WITTMANN K.J., FRESI E. (1981) - La comunità epifita e suo ruolo nella dinamica dell'ecosistema *Posidonia*. *Atti del Convegno progetto finalizzato: Oceanografia e fondi marini: risorse biologiche ed inquinamento*, CNR Roma: 215-224.
- MAZZELLA L., OTT J.A. (1984) - Seasonal changes in some features of *Posidonia oceanica* (L.) Delile leaves and epiphytes at different depths. In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. (eds), *1st International Workshop Posidonia oceanica beds, GIS Posidonie publ. Fr.* **1**: 119-127.
- MAZZELLA L., SCIPIONE M.B., BUIA M.C., RUSSO G.F. (1986) - *In situ* measurements and sampling techniques on *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson prairies. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **30** (2): 265.
- MAZZELLA L., RUSSO G.F. (1989) - Grazing effect of two *Gibbula* species (Mollusca, Archaeogastropoda) on the epiphytic community of *Posidonia oceanica*. *Acquat. Bot.*, **35**: 357-373.

- MAZZELLA L., SCIPIONE M.B., BUIA, M.C. (1989) - Spatio-temporal distribution of algal and animal communities in a *Posidonia oceanica* (L.) Delile meadow. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **10** (2): 107-129.
- MAZZELLA L., BUIA M.C., GAMBI M.C., LORENTI M., RUSSO G.F., SCIPIONE M.B., ZUPO V. (1992) - Plant-animal trophic relationships in the *Posidonia oceanica* ecosystem of the Mediterranean Sea: a review. In: John D.M. (ed), *Plant-Animal Interactions in the Marine Benthos*, Systematics Association, Clarendon Press, Oxford, England, Special Volume **46** (1): 165-187.
- MAZZELLA L., BUIA M.C., SPINOCCHIA L. (1995) - Biodiversity of the epiphytic diatom community on leaves of *Posidonia oceanica*. In: Marino D., Montresor M. (eds). *Proceedings of the 13th Diatom Symposium*. Biopress Limited, Bristol: 241-251.
- MCROY C.P., HELFFERICH C. (1977) - *Seagrass ecosystems: a scientific perspective*. Marcel Dekker Inc., New York and Basel: 314 pp.
- MEINESZ A., LAURENT R. (1978) - Cartographie et état de la limite inférieure de l'herbier de *Posidonia oceanica* dans les Alpes-maritimes (France). Campagne Poséidon 1976. *Bot. Mar.*, **21** (8): 513-526.
- MEINESZ A., BIANCONI C.H. (1986) - Suivi du balisage de la limite inférieure de l'herbier de posidonies dans la baie d'Elbu. *Trav. sci. parc. nat. reg. res. nat. Corse*, **2**: 3-36.
- MODIGH M., LORENTI M., MAZZELLA L. (1998) - Carbon assimilation in *Posidonia oceanica*: biotic determinants. *Bot. Mar.*, **41**: 249-256.
- MOLenaar H., BARTHELEMY D., DE REFFYE P., MEINESZ A., MIALET I. (2000) - Modeling architecture and growth patterns of *Posidonia oceanica*. *Aquat. Bot.*, **66**: 85-99.
- MOLINIER R. (1960) - Etude des biocénoses marines du Cap Corse. *Vegetatio*, **9** (3-4-5): 121-312.
- MOLINIER R., PICARD J. (1952) - Recherches sur les herbiers de phanerogames marines du littoral méditerranéen français. *Ann. Inst. Oceanogr. Paris*, **27** (3): 127-324.
- MOLINIER R., PICARD J. (1953) - Notes biologiques à propos d'un voyage d'étude sur les côtes de Sicile. *Ann. Inst. Océan. Paris*, **28**: 164-187.
- MORRI C. (1991) - Presentation d'un indice synthétique pour l'évaluation de l'épiphytisme foliaire chez *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Posidonia Newsletter*, **4** (1): 33-37.
- ODORICO R., BRESSAN G. (1992) - Variazioni nella fisionomia di aree a fanerogame marine (Riserva Marina di Miramare - Trieste). *Boll. Soc. Adriatica Scienze*, **73**: 1-61.
- ODUM H.T. (1957) - Trophic structure and productivity of Silver Springs, Florida. *Ecol. Monogr.*, **27**: 55-112.
- OLIVA S. (2002) - *Analisi spazio-temporale di variabili strutturali e funzionali in una prateria di Posidonia oceanica attraverso l'utilizzo della tecnica del kriging*. Tesi di laurea Scienze Ambientali, Università Partenope Napoli: 89 pp.
- ORLANDO M., BRESSAN G. (1998) - Colonizzazione di macroepifiti algali su *Posidonia oceanica* (L.) Delile lungo il litorale sloveno (Golfo di Trieste- Nord Adriatico). *Annali di studi Istriani e Mediterranei*, **13**: 109-120.
- OTT J.A. (1980) - Growth and production in *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **1**: 47-64.
- OTT J., LOSERT A. (1979) - A new quantitative sampler for submerged macrophytes, especially seagrass. *Senckenbergiana marit.*, **11** (1-2): 39-45.
- PANAYOTIDIS P., BOUDOURESQUE C.F. (1981) - Vegetation marine de l'île de Port-Cros (Parc National) XXI. Aire minimale et patchiness de la flore épiphyte des feuilles de *Posidonia oceanica*. *Trav. Sci. Parc nation. Port-Cros, Fr.*, **7**: 71-84.
- PANAYOTIDIS P., BOUDOURESQUE C.F., MARCOT-COQUEUGNIOL J. (1981) - Microstructure de l'herbier de *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Bot. Mar.*, **24**: 115-124.
- PANSINI M., PRONZATO R. (1982) - Distribuzione dell'epifauna di una prateria di *Posidonia* dell'isola d'Ischia (Napoli): Poriferi. *Naturalista sicil.*, S. 4, 6 (suppl.), **3**: 517-522.

- PANSINI M., PRONZATO R. (1985) - Distribution and ecology of epiphytic Porifera in two *Posidonia oceanica* (L.) Delile meadows of the Ligurian and Tyrrhenian Sea. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **6** (1): 1-11.
- PEDUZZI P., VUKOVIC A. (1990) - Primary production of *Cymodocea nodosa* in the Gulf of Trieste (Northern Adriatic Sea): a comparison of methods. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **64**: 197-207.
- PEIRANO A. (2002) - Lepidochronology and internodal length methods for studying *Posidonia oceanica* growth: are they compatible? *Aquat. Bot.*, **74**: 175-180.
- PERALTA G., PÉREZ-LLORENS J.L., HERNANDEZ I., VERGARA J.J. (2002) - Effects of light availability on growth, architecture and nutrient content of the seagrass *Zostera noltii* Hornem. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **269**: 9-26.
- PEREZ M., ROMERO J. (1992) - Photosynthetic response to light and temperature of the seagrass *Cymodocea nodosa* and the prediction of its seasonality. *Aquat. Bot.*, **43**: 51-62.
- PEREZ M., ROMERO J. (1994) - Growth dynamics, production and nutrient status of seagrass *Cymodocea nodosa* in a mediterranean semi-estuarine environment. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **15**: 51-64.
- PÉREZ-LLORENS J.L. (1987) - Estudios sobre el metabolismo del fosforo en *Zostera noltii* Hornem. MS Thesis, University of Malaga: 157 pp.
- PERGENT G. (1985) - Floraisons des herbiers à *Posidonia oceanica* dans la région d'Izmir (Turquie). *Posidonia Newsletter*, **1** (1): 15-21.
- PERGENT G. (1990) - Lepidochronological analysis of the seagrass *Posidonia oceanica* (L.) Delile: a standardized approach. *Aquat. Bot.*, **37**: 39-54.
- PERGENT G., PERGENT-MARTINI C. (1991) - Leaf renewal cycle and primary production of *Posidonia oceanica* in the Bay of Lacco Ameno (Ischia, Italy) using lepidochronological analysis. *Aquat. Bot.*, **42**: 49-66.
- PERGENT G., PERGENT-MARTINI C. (1995) - Dynamique et évolution de l'herbier à *Posidonia oceanica* in Méditerranée. *Giorn. Bot. It.*, **129**: 303-317.
- PERGENT G., PERGENT-MARTINI C., BOUDOURESQUE C.F. (1995) - Utilisation de l'herbier à *Posidonia oceanica* comme indicateur biologique de la qualité du milieu littoral en Méditerranée: état des connaissances. *Mésogée*, **54**: 3-27.
- PERGENT G., PERGENT-MARTINI C., BUIA M.C., GAMBI M.C. (Eds) (2000) - Proceedings Fourth International Seagrass Biology Workshop, *Biol. Mar. Medit.*, **7** (2): 1-443.
- PERGENT-MARTINI C., PERGENT G. (1994) - Lepidochronological analysis in the mediterranean seagrass *Posidonia oceanica*: state of the art and future developments. *Oceanol. Acta*, **17** (6): 673-681.
- PERGENT-MARTINI C., RICO-RAIMONDINO V., PERGENT G. (1994) - Primary production of *Posidonia oceanica* in the Mediterranean basin. *Mar. Biol.*, **120**: 9-15.
- PERGENT-MARTINI C., PERGENT G. (1996) - Spatio-temporal dynamics of *Posidonia oceanica* beds near a sewage outfall (Mediterranean - France). In: Kuo J., Phillips R.C., Walker D.I., Kirkman H. (eds), *Seagrass Biology*. Proceedings of an International Workshop, Rottnest Island, Western Australia, 25-29 January 1996: 299-306.
- PHILLIPS R.C., McROY C.P. (1980) - *Handbook of Seagrass Biology: an Ecosystem Perspective*. Garland STPM Press, New York, London: 353 pp.
- PHILLIPS R.C., McROY C.P. (1990) - *Seagrass Research Methods*. Unesco, Paris: 210 pp.
- PIAZZI L., BALATA D., CINELLI F. (2002) - Epiphytic macroalgal assemblages of *Posidonia oceanica* rhizomes in the western Mediterranean. *Eur. J. Phycol.*, **37**: 69-76.
- PICARD J. (1985) - Réflexions sur les écosystèmes marins benthiques: hiérarchisation, dynamique spatio-temporelle. *Téthys*, **11** (3-4): 230-242.
- PIRAINO S., MORRI C. (1990) - Zonation and ecology of epiphytic hydroids in a Mediterranean coastal lagoon: the "Stagnone" of Marsala (North-West Sicily). *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **11** (1): 43-60.

- PLANTE-CUNY M., LIBES M. (1984) - Revue critique des différentes approches méthodologiques de l'estimation de la production primaire des herbiers a *Posidonia oceanica*. In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. (eds), *1st International Workshop on Posidonia oceanica beds*, GIS Posidonie publ. Fr. **1**: 235-243.
- POLLARD P.C., KOIKE I., MUKAI H., ROBERTSON A.I. (1993) - *Tropical seagrass ecosystems: structure and dynamics in the Indo-West Pacific*. CSIRO, Australia: 233 pp.
- PROCACCINI G., ACUNTO S., FAMÀ P., MALTAGLIATI F. (1999) - Structural, morphological and genetic variability in *Halophila stipulacea* (Hydrocharitaceae) populations in the Western Mediterranean. *Mar. Biol.*, **135**: 181-189.
- PRONZATO R., BELLONI S. (1981) - Insediamenti zoobentonici su rizomi di *Posidonia* a diverse profondità. *Boll. Mus. Ist. Biol. Univ. Genova*, **48-49**: 47-54.
- RALPH P.J., GADEMANN R., DENNISON W.C. (1998) - *In situ* seagrass photosynthesis measured using a submersible, pulse-amplitude modulated fluorometer. *Mar. Biol.*, **132**: 367-373.
- RAZ-GUZMAN A., GRIZZLE R.E. (2001) - The technique for quantitative sampling of infauna and epifauna in seagrass. In: Short F.T., Coles R.C. (eds), *Global Seagrass Research Methods*. Elsevier, Amsterdam: 237-254.
- RELINI-ORSI L., ZOTTI A., RELINI G. (1977) - Epifauna sessile di *Posidonia oceanica* in una prateria del Mar Ligure. In: Cinelli F., Fresi E., Mazzella L. (eds), *Atti del IX congresso della Società Italiana di Biologia Marina, Lacco Ameno d'Ischia 19-22 maggio 1977*: 399-413.
- REYES J., SANSON M., AFONSO-CARRILLO J. (1995) - Leaf phenology, growth and production of the seagrass *Cymodocea nodosa* at El Médano (South of Tenerife, Canary Islands). *Bot. Mar.*, **38**: 457-465.
- REYES J., SANSON M. (1997) - Temporal distribution and reproductive phenology of the epiphytes on *Cymodocea nodosa* leaves in the Canary Islands. *Bot. Mar.*, **40**: 193-201.
- RIGOLLET V., LAUGIER T., CASABIANCA M.L., SFRISO A., MARCOMINI A. (1998) - Seasonal biomass and nutrient dynamics of *Zostera marina* L. in two Mediterranean lagoons: Thau (France), and Venice (Italy). *Bot. Mar.*, **41**: 167-179.
- RISMONDO A., GUIDETTI P., CURIEL D. (1997) - Presenza delle fanerogame marine nel Golfo di Venezia: un aggiornamento. *Boll. Mus. civ. St. nat. Venezia*, **47**: 317-328.
- ROMERO J. (1985) - Estudio ecologico de las fanerogamas marinas de la costa catalana: produccion primaria de *Posidonia oceanica* (L.) Delile en las islas Medes. Tesis Doct. Facultad Biol. Univ. Barcelona, Spain: 121 pp.
- ROMERO J. (1989) - Seasonal pattern of *Posidonia oceanica* production: growth, age and renewal of leaves. In: Boudouresque C.F., Meinesz A., Fresi E., Gravez V. (eds), *2nd International Workshop Posidonia oceanica beds*, GIS Posidonie publ. Fr. **2**: 63-67.
- RUSSO G.F., FRESI E., VINCI D. (1985) - The hand-towed net method for direct sampling in *Posidonia oceanica* beds. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **29** (6): 175-177.
- RUSSO G.F., FRESI E., VINCI D., SCARDI M. (1986) - Problemi e proposte sul campionamento della malacofauna di strato fogliare nelle praterie di *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Lavori S.I.M.*, **22**: 15-28.
- RUSSO G.F., VINCI D. (1991) - The hand-towed net method in *Posidonia oceanica* beds: 1. A preliminary study on the sample size for gastropod taxocene in a shallow stand. *Posidonia Newsletter*, **4** (1): 27-31.
- RUSSO G.F., VINCI D., SCARDI M., FRESI E. (1991a) - Mollusk syntaxon of foliar stratum along a depth gradient in a *Posidonia oceanica* bed: 3. A year's cycle at Ischia Island. *Posidonia Newsletter*, **4** (1): 15-25.
- RUSSO G.F., CHESSA L.A., VINCI D., FRESI E. (1991b) - Molluscs of *Posidonia oceanica* beds in the bay of Porto Conte (North-Western Sardinia): Zonation pattern, seasonal variability and geographical comparison. *Posidonia Newsletter*, **4** (1): 5-14.

- RUSSO G.F., TERLIZZI A. (1998) - Structural patterns in the mollusc assemblages of *Posidonia oceanica* beds: methodological, edaphic or biogeographical product? *Boll. Malacol.*, Roma, **33** (5-8): 89-94.
- RUSSO G.F., FRASCHETTI S., TERLIZZI A. (2002) - Population ecology and production of *Bitium latreillii* (Gastropoda, Cerithidae) in a *Posidonia oceanica* seagrass bed. *It. J. of Zoology*, **69**: 215-222.
- SANDULLI R., BIANCHI C.N., COCITO S., MORRI C., PEIRANO A., SGORBINI S. (1998) - An experience of "balisage" in monitoring the effects of the "Haven" oil spill on some ligurian *Posidonia oceanica* meadows. *Oebalia*, **24**: 3-15.
- SCARDI M., CASOLA E., FRESI E., MAZZELLA L. (1986) - Mappa strutturale della comunità epifita di *Posidonia oceanica* (L.) Delile: interpretazione evolucionistica. *Nova Thalassia*, **8** (3): 477-485.
- SCARTON F., CURIEL D., RIMONDO A. (1995) - Aspetti della dinamica temporale di praterie a fanerogame marine in laguna di Venezia. *Lavori Soc. Ven. Sc. Nat.*, **20**: 95-102.
- SCHREIBER U., BILGER W., NEUBAUER C. (1994) - Chlorophyll fluorescence as a nonintrusive indicator for rapid assessment of *in vivo* photosynthesis. In: Schulze E.D., Caldwell M.M. (eds), *Ecophysiology of Photosynthesis*. Springer-Verlag, Berlin: 49-70.
- SCIPIONE M.B., FRESI E., WITTMANN K.J. (1983) - The vagile fauna of *Posidonia oceanica* (L.) Delile foliar stratum: a community approach. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **28**: 141-142.
- SCIPIONE M.B., GAMBI M.C., LORENTI M., RUSSO G.F., ZUPO V. (1996) - Vagile fauna of the leaf stratum of *Posidonia oceanica* and *Cymodocea nodosa* in the Mediterranean Sea. In: Kuo J., Phillips R.C., Walker D.I., Kirkman H. (eds), *Seagrass Biology*, Proceedings of an International Workshop, Rottneest Island, Western Australia, 25-29 January 1996: 249-260.
- SFRISO A., GHETTI P.F. (1998) - Seasonal variation in biomass, morphometric parameters and production of seagrasses in the lagoon of Venice. *Aquat. Bot.*, **61**: 207-223.
- SHORT F.T. (1980) - A simulation model of the seagrass production system. In: Phillips R.C., McRoy C.P. (eds), *Handbook of seagrass Biology: an ecosystem perspective*, Garland STPM press, New York: 353 pp.
- SHORT F.T., COLES R.G. (2001) - Methods for the measurements of seagrass growth and production. In: Short F.T., Coles R.G. (eds), *Global Seagrass Research Methods*, Elsevier, Amsterdam: 473 pp.
- SHORT F.T., DUARTE C.M. (2001) - Methods for the measurement of seagrass growth and production. In: Short F.T., Coles R.G. (eds), *Global Seagrass Research Methods*, Elsevier, Amsterdam: 155-182.
- SOMASCHINI A., GRAVINA M.F., ARDIZZONE G.D. (1994) - Polychaete depth distribution in a *Posidonia oceanica* bed (rhizome and matte strata) and neighbouring soft and hard bottoms. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **15** (2): 133-151.
- TEMPLADO J. (1984) - Las praderas de *Posidonia oceanica* en el sureste español y su biocenosis. In: Boudouresque C.F., Jeudy de Grissac A., Olivier J. (eds), *1st International Workshop Posidonia oceanica beds*, GIS Posidonie publ., Fr. **1**: 159-172.
- TERLIZZI A., RUSSO G.F. (1998) - The molluscan taxocoene of differently-exposed *Cymodocea nodosa* beds: year-long structural patterns and sampling methods. *Boll. Malacol.*, Roma, **33** (5-8): 77-82.
- TERRADOS J., ROS J.D. (1992) - Growth and primary production of *Cymodocea nodosa* (Ucria) Ascherson in a Mediterranean coastal lagoon: the Mar Menor (SE Spain). *Aquat. Bot.*, **43**: 63-74.
- TERRADOS J., DUARTE C.M., KENWORTHY W.J. (1997) - Experimental evidence for apical dominance in the seagrass *Cymodocea nodosa*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **148**: 263-268.
- THELIN I., BEDHOMME A.L. (1983) - Biomasse des épiphytes des feuilles de *Posidonia oceanica* dans un herbier superficiel. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **28** (3): 125-126.
- TOMLINSON P.B. (1982) - *Anatomy of the Monocotyledons. VII. Helobiae (Alismatidae)*. Clarendon press, Oxford: 559 pp.

- VACCARELLA R., PASTORELLI A.M., DE ZIO V. (1981) - Metodologie di prelievo: Popolamenti a policheti in "mattes" di *Posidonia*. *Thalassia Salent.*, **11**: 109-119.
- VAN DER BEN D. (1971) - Les epiphytes des feuilles de *Posidonia oceanica* Delile sur les côtes francaises de la Mediterranee. *Mem. Inst. Roy. nat. Belg.*, **168**: 1-101.
- VAN LENT F., NIENHUIS P.H., VERSCHUURE J.M. (1991) - Production and biomass of the seagrass *Zostera noltii* Hornem., a perennial intertidal seagrass. *Aquat. Bot.*, **2**: 287-299.
- VETERE M., PESSANI D. (1989) - La prateria di *Posidonia oceanica* di Diano Marina (Liguria): la struttura "a cordoni". *Oebalia*, **15**: 345-350.
- WETZEL R.L., NECKLES H.A. (1986) - A model of *Zostera marina* L. photosynthesis and growth: simulated effects of selected physical-chemical variables and biological interactions. *Aquat. Bot.*, **26**: 307-323.
- WILLSIE A. (1983) - Zonation de la macrofaune endogée de la matre d'herbier de *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **28** (3): 165-168.
- WITTMANN K.J. (1984) - Temporal and morphological variations of growth in a natural stand of *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *P.S.Z.N.I: Mar. Ecol.*, **5** (4): 301-316.
- WITTMANN K.J., MAZZELLA L., FRESI E. (1981) - Age specific pattern of leaf growth: their determination and importance for epiphytic colonization in *Posidonia oceanica* (L.) Delile. *Rapp. Comm. int. Mer Médit.*, **27**: 189-191.
- ZEI M. (1962) - Preliminary observations on the life in *Posidonia* beds. *Pubbl. Staz. Zool. Napoli*, **32**: 86-90.
- ZIEMAN J.C. (1974) - Methods for the study of growth and production of the turtle grass, *Thalassia testudinum* König. *Aquaculture*, **4**: 139-143.
- ZIEMAN J.C., WETZEL R.G. (1980) - Productivity in seagrasses: methods and rates. In: Phillips R.C., McRoy C.P. (eds), *Handbook of seagrass biology: an ecosystem perspective*. Garland STPM Press, New York: 87-117.
- ZIMMERMAN R.C., SMITH R.D., ALBERTE R.S. (1987) - Is growth of eelgrass nitrogen limited? A numerical simulation of the effects of light and nitrogen on the growth dynamics of *Zostera marina*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **41**: 167-176.
- ZIMMERMAN R.C., CABELLO-PANSINI A., ALBERTE R.S. (1994) - Modeling daily production of aquatic macrophytes from irradiance measurements: a comparative analysis. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **114**: 185-196.
- ZUPO V., BUIA M.C., MAZZELLA L., (1997) - A production model for *Posidonia oceanica* based on temperature. *Est. Coast. Shelf sci.*, **44**: 483-492.
- ZUPO V., NELSON W., GAMBI M.C. (2001) - Measuring invertebrate grazing on seagrass and epiphytes. In: Short F.T., Coles R.G. (eds), *Global Seagrass Research Methods*. Elsevier, Amsterdam: 371-382.