



Analisi delle comunità bentoniche di fondi mobili in ambiente marino

→ INTRODUZIONE

L'analisi delle comunità bentoniche di fondi mobili è parte integrante della valutazione delle caratteristiche dell'ambiente marino. La composizione e la struttura delle comunità bentoniche di fondi mobili può essere utilizzata per caratterizzare le condizioni ambientali di aree da indagare e classificare l'estensione di eventuali impatti ambientali.

La caratterizzazione delle condizioni ambientali generalmente è basata su metodi quantitativi, mettendo in relazione il numero di specie e di individui prelevati con un'area di fondale conosciuta.

Per una precisa interpretazione dei dati è fondamentale, anche, avere a disposizione informazioni sulle caratteristiche fisico-chimiche della colonna d'acqua e sulla composizione del sedimento del fondale indagato.

È, inoltre, essenziale, per ottenere dati qualitativamente utilizzabili, che le operazioni di campionamento e di analisi siano comparabili temporalmente, spazialmente e tra diversi operatori.

→ SCOPO DEL PRESENTE DOCUMENTO

Il presente documento fornisce le linee guida per l'esecuzione di indagini quantitative sulle biocenosi di fondi mobili sublitorali costieri e lungo la piattaforma continentale. A tal proposito, i fondi mobili vengono definiti come quelle aree di fondale marino dove è possibile campionare il sedimento mediante benne o box-corer.

Il presente documento riguarda solo il campionamento e l'analisi della macrofauna, cioè di quegli organismi che vengono trattenuti da setacci con maglie di diametro maggiore o uguale a 0,5 mm.

Il presente documento affronta i seguenti punti:

- scelta delle stazioni di campionamento;
- strumentazione per il campionamento;
- campionamento e trattamento dei campioni sul campo;
- smistamento ed identificazione delle specie;
- conservazione del materiale analizzato.

→ STAZIONI DI CAMPIONAMENTO

Le stazioni di campionamento dovrebbero essere posizionate in aree di fondale omogenee.

→ IMBARCAZIONE DI APPOGGIO

L'imbarcazione, per effettuare i campionamenti di sedimento, deve avere un'ampia area di lavoro a poppa e il seguente equipaggiamento:

- verricello con braccio meccanico o archetto sufficientemente elevato da consentire l'utilizzo di strumenti campionatori;
- cavo di acciaio di diametro variabile tra 5 e 8 mm;
- verricello elettrico che consenta di variare la velocità di discesa e risalita a seconda delle operazioni da effettuare;
- ecoscandaglio;
- DGPS (GPS differenziale) per una precisa localizzazione dei punti di campionamento. La posizione delle stazioni deve essere fornita in coordinate geografiche con sistema di riferimento UTM fuso 32 o 33.

→ STRUMENTAZIONE PER IL CAMPIONAMENTO

Il campionamento deve essere eseguito utilizzando una benna, preferibilmente Van Veen (vedi SEDI-MENTI, Scheda 1: Campionamento).

È necessario assicurarsi che lo strumento sia chiuso completamente quando inizia la risalita verso la superficie affinché non ci sia perdita di materiale lungo la colonna d'acqua e conseguente disturbo del campione.

Dovrà essere utilizzata una benna con una superficie di presa di circa 0,1 m².

→ PROCEDURE DI CAMPIONAMENTO

Dovranno essere eseguite 3 repliche per ogni stazione di campionamento, ognuna con un volume di 18 litri.

È necessario prestare attenzione che l'imbarcazione sia ferma nella posizione della stazione di campionamento e che il cavo sia sempre disposto perpendicolare rispetto alla superficie del mare. La benna deve essere calata verticalmente sul fondale ad una velocità variabile tra 1m/s e 1,5 m/s. Quando la benna si trova a distanza di circa 5-10 m dal fondo, la velocità di calata deve essere ridotta, per minimizzare la turbolenza dell'acqua in prossimità dello strumento.

Dopo il contatto con il fondo, lo strumento deve essere lentamente richiamato fino a circa 10 m dal fondo stesso e poi portato in superficie a velocità superiore (circa 1,5 m/s).

Una volta che lo strumento è a bordo, deve essere compilata la scheda di campionamento con la denominazione della stazione e le sue coordinate, la campagna di indagine e la descrizione visiva del sedimento campionato.

→ SETACCIATURA DEL SEDIMENTO IN CAMPO

I campioni prelevati devono essere sottoposti a setacciatura per eliminare il sedimento e raccogliere gli organismi.

Dovranno essere utilizzati setacci con maglie da 0,5 mm.

I campioni dovranno essere setacciati e lavati con acqua di mare.

Durante la setacciatura, il setaccio deve essere agitato lentamente, avendo cura di toccare il meno possibile gli organismi.

Il materiale che rimane dopo la setacciatura deve essere trasferito in appropriati contenitori (plastici) opportunamente contrassegnati con le informazioni del campionamento (nome della campagna, codice della stazione, numero della replica ecc.).

Gli organismi più fragili devono essere lavati con molta attenzione e prelevati con pinzette per evitare eventuali danneggiamenti.

Il setaccio deve essere lavato accuratamente tra un campione e l'altro per evitare il trasferimento di organismi tra campioni diversi.

→ PREPARAZIONE DEI CAMPIONI IN CAMPO

I campioni devono essere fissati in una soluzione al 5% di formaldeide e acqua di mare.

In caso di campioni con elevata presenza di materia organica (ad esempio resti di vegetali), la concentrazione di formalina deve essere aumentata fino al 30%.

I campioni possono essere sottoposti a colorazione per incrementare l'efficienza del successivo smistamento (sorting), ma talvolta tale operazione può alterare il materiale da sottoporre a riconoscimento tassonomico. Si raccomanda nell'eventualità l'utilizzo del rosa bengala: un cucchiaino del prodotto in polvere in 10 litri di formalina concentrata.

→ SMISTAMENTO (SORTING) DEI CAMPIONI IN LABORATORIO

Il campione deve essere lavato con acqua corrente per eliminare la formalina. Il lavaggio deve essere effettuato su un setaccio di maglia uguale o inferiore a quella utilizzata in campo (0,5 mm). Per campioni contenenti una grande quantità di organismi con scheletri calcarei o conchiglie, la formalina deve essere asportata il più presto possibile ed il materiale conservato in etanolo al 75-80%.

Anche i campioni che devono essere conservati per più di uno o due mesi prima di effettuare il sorting devono essere lavati e conservati in etanolo al 75-80%.

Il materiale deve essere smistato allo stereomicroscopio, che deve avere un ingrandimento da 3 a 6 volte.

Gli organismi devono essere divisi nei principali taxa animali, separandoli in differenti contenitori. Ogni contenitore deve essere contrassegnato da un'etichetta con le seguenti specifiche:



- stazione di campionamento;
- numero della replica;
- data del campionamento;
- taxa animale.

→ IDENTIFICAZIONE DEI TAXA

La fauna bentonica deve essere identificata a livello di specie, quando possibile. La nomenclatura delle specie dovrebbe essere in accordo con le recenti edizioni di cataloghi aggiornati per il riconoscimento delle specie. Per la nomenclatura specifica si può far riferimento ai volumi pubblicati da Minelli *et al.* (1995) e in particolare ai fascicoli: 2, 3, 4, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 25, 26, 27, 28, 29, 30, 31, 108, 109.

Nel caso in cui alcuni laboratori non fossero in grado di riconoscere gli organismi sarà necessario inviare i campioni a degli specialisti.

Per ogni specie dovrà essere indicata l'appartenenza alle biocenosi-tipo mediterranee in base alla standardizzazione di Pérès e Picard (1964).

→ QUANTIFICAZIONE

Per ogni campione deve essere determinato il numero delle specie ed il numero degli individui. Nel caso di organismi frammentati, possono essere inclusi nel conteggio solo quelli che hanno parti del corpo identificabili con certezza (ad esempio il capo).

→ COLLEZIONE DI RIFERIMENTO

Possono essere create collezioni delle specie identificate. Almeno un individuo di ogni specie deve essere posto in un contenitore e conservato in etanolo al 75-80%.

La collezione dovrebbe avere almeno le seguenti informazioni:

- nome della specie ed autore;
- luogo di campionamento e nome della stazione;
- data;
- nome dello specialista che ha classificato l'organismo.

La collezione dovrà essere integrata continuamente.

→ TRATTAMENTO DEI DATI

Per ogni campione analizzato dovrà essere fornita la lista specie completa.

Le forme coloniali (poriferi, cnidari e briozoi), i foraminiferi, i platelminti, i nemertini, i nematodi, gli oligocheti e gli emicordati possono non essere quantitativamente rappresentati nel campione; sono comunque riportati nella lista specie ma esclusi dall'analisi statistica.

È necessario fornire un inquadramento biocenotico, in altre parole esplicitare, quando è possibile, la presenza di biocenosi-tipo (Pérès e Picard, 1964) nelle aree indagate.

Dovrà essere elaborata la matrice quantitativa dei dati su cui calcolare, per ogni stazione, i seguenti parametri strutturali della comunità:

- numero di specie
- numero di individui
- indice di diversità specifica (Shannon e Weaver, 1949)
- indice di ricchezza specifica (Margalef, 1958)
- indice di equiripartizione o "evenness" (Pielou, 1966)
- indice di dominanza (Simpson, 1949)

Si tratta di parametri indicatori del grado di complessità delle biocenosi studiate, che prescindono, però, dalle caratteristiche e dalle esigenze delle singole specie che le compongono.

L'indice di diversità specifica risulta compreso tra 0 e, teoricamente, + ∞ e tiene conto sia del numero di specie presenti che del modo in cui gli individui sono distribuiti fra le diverse specie.

Viene calcolato con la seguente formula:

$$H^{\circ} = - \sum_{i=1}^N n_i \log_2 n_i$$



dove N è il numero di specie ed n_i rappresenta il rapporto tra il numero di individui della specie e il numero di individui totali del campione.

L'indice di ricchezza specifica prende in considerazione il rapporto tra il numero di specie totali e il numero totale di individui in una comunità. Quante più specie sono presenti nel campione, tanto più alto sarà tale indice. Viene calcolato con la seguente formula:

$$D = (S-1) / \log N$$

dove S è il numero totale di specie della comunità ed N il numero totale di individui.

L'indice di "evenness" risulta compreso tra 0 e 1 e prende in considerazione la distribuzione degli individui nell'ambito delle varie specie che compongono una comunità. Tale indice presenta il valore massimo nel caso teorico in cui tutte le specie siano presenti con la stessa abbondanza, mentre presenta un valore basso nel caso in cui ci sia una sola specie abbondante e numerose specie rare. Viene calcolato con la seguente formula:

$$J = H' / \log_2 S$$

dove H' è il valore dell'indice di Shannon-Weaver per quella comunità ed S il numero delle specie.

L'indice di dominanza misura la prevalenza di poche specie nella comunità ed ha un andamento inverso rispetto all'indice di "evenness". Un'elevata dominanza significa che una o poche specie hanno il monopolio delle risorse. Viene calcolato con la seguente formula:

$$c = \sum_{i=1}^S (n_i / N)^2$$

dove n_i è il valore di importanza di ogni specie ed N il numero totale dei valori di importanza (individui).

BIBLIOGRAFIA

- Holme N.A., Mc Intyre A.D., (1984) *Methods for the study of marine benthos*. Blackwell Scientific Publications, ISBN 0-623-00894-6.
- ISO/NP 16665 (2001) *Water quality - Guidelines for quantitative investigations of marine soft-bottom benthic fauna in the marine environment NS9423*. (CD febbraio 2001).
- Margalef R. (1958) *Information theory in ecology*. Gen. Syst., 3, 36-71.
- Minelli A., Ruffo S., La Posta S. (Eds.) (1995) *Checklist delle specie della fauna italiana*. Calderini, Bologna.
- Pérès J.M., Picard J. (1964) *Nouveau manuel de bionomie benthique de la Mer Méditerranée*. Rec. Trav. Stat. Mar. Endoume, 31 (47), 5-137.
- Pielou E.C. (1966) *The measurement of diversity in different types of biological collections*. J. Theor. Biol., 13, 131-144.
- Shannon C.E., Weaver W. (1949) *The mathematical theory of communication*. Urbana, Univ. Illinois Press.
- Simpson E.H. (1949) *Measurement of diversity*. Nature, 163, 688.

a cura di

Claudia VIRNO LAMBERTI, David PELLEGRINI, Marina PULCINI (ICRAM, Roma)

Andrea VALENTINI (Università di Modena e Reggio Emilia)



Monitoraggio del limite inferiore delle praterie di *Posidonia oceanica*

→ INTRODUZIONE

La *Posidonia oceanica*, per la sua sensibilità alle variazioni delle condizioni ambientali, è considerata un buon indicatore biologico della qualità delle acque e, attraverso lo studio delle praterie, è possibile ottenere un quadro della situazione ecologica dell'area costiera. Lo studio delle variazioni spazio-temporali della struttura delle praterie permette di diagnosticarne le tendenze evolutive e di predirne eventuali cambiamenti futuri. A tale scopo è necessario sottoporre a sorveglianza siti prescelti, fissando punti di riferimento permanenti, sulla base dei quali seguire, nel tempo, la dinamica della prateria e contemporaneamente l'evoluzione della sua vitalità. Generalmente viene sottoposto a monitoraggio il limite inferiore della prateria, il quale, essendo ecologicamente più fragile di quello superiore, testimonia sinteticamente la dinamica dell'intera prateria. La tecnica usata, comunemente definita "balisage", prevede l'utilizzo di corpi morti da collocare sul fondo e la rilevazione di una serie di descrittori.

La densità e il ricoprimento

La densità della vegetazione, intesa come numero di fasci fogliari per m² (Giraud, 1977a), rappresenta uno dei principali descrittori sintetici dello stato di salute delle praterie.

La stima della densità si effettua mediante la conta diretta, in immersione, dei fasci fogliari in cinque quadrati (40x40 cm) per ogni stazione; i risultati della conta si estrapolano al metro quadro e si mediano. In immersione si effettua anche una valutazione percentuale della superficie del fondo marino ricoperta dalla prateria come media dei valori attribuiti da due operatori distinti. La densità relativa viene stimata correggendo la densità assoluta misurata nei quadrati per il fattore percentuale di ricoprimento del substrato.

A seconda del risultato la prateria si inserisce in una delle 5 classi di densità proposte da Giraud (1977a) (v. tabella a fianco).

Classe	Numero fasci	Stima di densità
I	oltre 700 fasci/m ²	Prateria molto densa
II	da 400 a 700 fasci/m ²	Prateria densa
III	da 300 a 400 fasci/m ²	Prateria rada
IV	da 150 a 300 fasci/m ²	Prateria molto rada
V	da 50 a 150 fasci/m ²	Semiprateria

La fenologia (Giraud, 1977b; 1979)

Lo studio delle caratteristiche fenologiche della pianta permette di calcolare un certo numero di parametri: *il numero medio di foglie per ciuffo*, *l'indice fogliare* e *il coefficiente "A"*. Tali parametri permettono di descrivere lo stato di vitalità delle piante che costituiscono la prateria.

In immersione vengono prelevati 14 fasci fogliari (di cui ne vengono analizzati 10) ad una distanza di circa 50-100 cm l'uno dall'altro, evitando i fasci dicotomici; i fasci vengono conservati in formalina al 4 %.

In laboratorio ciascun fascio viene scomposto nelle singole foglie, rispettando l'ordine distico di inserzione. Le foglie vengono numerate dal centro del fascio verso l'esterno con numerazione progressiva e vengono separate in *giovani* (le più interne, lunghe meno di 50 mm), *intermedie* (lunghe più di 50 mm e senza ligula) ed *adulte* (le più esterne, provviste di ligula).

Per ciascuna foglia giovanile vengono misurate:

- larghezza, misurata al punto medio della foglia;
- lunghezza, misurata dal punto d'inserzione della base sul rizoma all'apice del lembo.

Per ciascuna foglia intermedia vengono misurate:

- larghezza, misurata al punto medio della foglia;



- lunghezza totale, misurata dal punto d'inserzione della base sul rizoma all'apice del lembo;
- lunghezza del tessuto verde, misurata dalla base della concavità della ligula fino alla fine del tessuto verde;
- lunghezza del tessuto bruno, quando presente;
- lunghezza del tessuto bianco, quando presente;
- stato dell'apice.

Per ciascuna foglia adulta vengono misurate le stesse grandezze viste per le foglie intermedie, con in più:

- lunghezza della base, misura che va dal punto d'inserzione sul rizoma al centro della concavità della ligula.

Queste misure permettono la stima dei seguenti *parametri fenologici* relativi alle sole foglie adulte e intermedie.

- *Numero medio di foglie per ciuffo*: si ricava dalle misurazioni dirette effettuate sull'apparato fogliare.
- *Indice fogliare (L.A.I.)*: superficie di lembo fogliare per fascio e per m², considerando una sola faccia per convenzione secondo il seguente calcolo:

L.A.I. adulte = lunghezza media adulte x larghezza media adulte x numero medio adulte

L.A.I. interm. = lunghezza media interm. x larghezza media interm. x numero medio interm.

L.A.I. totale = L.A.I. adulte + L.A.I. interm.

L'indice fogliare per metro quadro si ottiene moltiplicando l'indice totale per il valore di densità media (fasci/m²).

- *Coefficiente "A"*: percentuale di apici rotti sul numero totale di foglie. Questo parametro può essere usato come indice dell'impatto dell'ambiente naturale sulle foglie più lunghe; il risultato è funzione dello stress idrodinamico e del grazing a cui la pianta è sottoposta. Il calcolo per il parametro è il seguente:

Coef. "A" adulte = numero adulte con apice eroso/numero totale adulte

Coef. "A" interm. = numero interm. con apice eroso/numero totale interm.

Coef. "A" totale = Coef. "A" adulte + Coef. "A" interm.

La lepidocronologia (Pergent et al., 1982; Pergent, 1987)

La produzione di una prateria può essere valutata in maniera indiretta, determinando l'età delle parti terminali dei rizomi. I punti di inserimento delle foglie sul rizoma, infatti, sono riconoscibili dalle scaglie che permangono sul rizoma dopo che il lembo fogliare è caduto. È stato dimostrato che lo spessore delle scaglie procedendo lungo un rizoma, a partire dall'ultima foglia vivente, presenta variazioni cicliche approssimativamente riconducibili al ciclo pluriennale di crescita della pianta. Dall'esame dello spessore delle scaglie di *Posidonia*, è possibile stimare la biomassa prodotta, e quindi è possibile valutare la produzione di una prateria sia come misura integrata su un intervallo temporale standardizzato sia su base annuale. Una ricostruzione pluriennale di un numero significativo di rizomi in una prateria può darci conto delle variazioni prodotte da stress ambientali a cui l'ecosistema è andato incontro nel corso degli anni.

I rizomi vengono prelevati in immersione, scegliendo quelli ortotropi (a crescita verticale) e distanti tra loro almeno 50-100 cm, in modo da raccogliere rizomi ortotropi appartenenti ad individui differenti. Successivamente tali rizomi vengono conservati immediatamente in alcool a 95°; tale metodo di fissazione permette di reidratarli in laboratorio e di lavorare su materiale molto simile al fresco. Dopo la reidratazione, le scaglie vengono staccate a partire da quella più distante dall'ultima foglia viva e successivamente numerate; quando le scaglie sono complete si prende la misura della loro lunghezza dal punto di inserzione sul rizoma al punto mediano dell'apice (ligula). Lo spessore delle scaglie viene misurato su sezioni delle medesime (al centro di ogni scaglia, vicino al fascio cribro-legnoso) e ogni volta che raggiunge un minimo, il rizoma viene tagliato a livello dell'inserzione della scaglia con minimo di spessore. Si ottengono così una serie di segmenti corrispondenti ai vari anni, delimitati dai punti di inserzione di due scaglie con spessore minimo, per i quali si misura la lunghezza. Questi segmenti annuali vengono poi messi in stufa (70°C per 72 ore) e quindi pesati per determinarne il peso secco. Vengono, inoltre, prese le misure biometriche della foglia adulta più vecchia e quindi viene messa in stufa per calcolare il peso secco (base e lembo separatamente) dopo averla ripulita dagli epifiti.

La presenza di correlazioni morfometriche tra la lunghezza della scaglia e la lunghezza totale della foglia permette di stimare la lunghezza media delle foglie che hanno vissuto in un dato ciclo annuale. Calcolando la retta di regressione tra la lunghezza della scaglia e la lunghezza totale della foglia adulta più vecchia con apice ancora integro si può stimare la lunghezza media delle foglie per anno e quindi la produzione fogliare di una prateria.



La produzione primaria fogliare per fascio (P) viene calcolata con la seguente formula:

$$P = N \cdot L \cdot D$$

dove:

N = numero medio di foglie per fascio e per anno, stimato mediante il calcolo della media del numero di scaglie presenti per ciclo annuale

L = lunghezza media annuale delle foglie, stimata mediante la retta di regressione tra la lunghezza media della foglia più vecchia (con apice integro) e la lunghezza media della sua scaglia. Questo valore viene moltiplicato per il fattore di conversione ($C = 1.6$) che tiene conto della profondità della prateria e permette di estrapolare il dato su scala annuale

D = densità media annuale delle foglie più vecchie (mg/cm), corrispondente al rapporto del peso secco della foglia più vecchia per la sua lunghezza.

La produzione fogliare è espressa in mg/fascio all'anno, moltiplicando poi questo valore per la densità media della prateria (numero fasci/m²) si ottiene la produzione espressa in mg/m² all'anno.

La produzione del rizoma, espressa in mg/fascio/anno, è data dalla media dei valori di produzione dei segmenti annuali di rizoma.

Il balisage (Bertrand et al., 1986)

Dopo la selezione dei siti da sottoporre a sorveglianza, è necessario impiantare dei punti di riferimento permanenti sulla base dei quali seguire nel tempo la dinamica del limite inferiore della prateria, il quale, essendo ecologicamente più fragile rispetto a quello superiore, testimonia sinteticamente la dinamica dell'intera prateria.

Per tali fini si utilizza come modello il protocollo adottato dal *Reseau de Surveillance Posidonies* (Bertrand *et al.*, 1986). Questo protocollo prevede l'uso di corpi morti (*balises*) da collocare sul fondo.

Ciascun corpo morto (di forma tronco-conica e con caratteristiche standard) è munito di un anello centrale per l'installazione di un galleggiante numerato e di tre fori che ne permettono il fissaggio al fondo, e reca alla sommità un'etichetta con il relativo numero e data di impianto.

In ciascun sito vengono installati 10 corpi morti, secondo la procedura di seguito descritta:

- identificazione del limite inferiore della prateria;
- marcatura con un picchetto del punto centrale scelto;
- posizionamento geografico del punto centrale con la migliore precisione possibile.

I corpi morti vengono disposti a 5 metri di distanza l'uno dall'altro e a stretto contatto con il limite inferiore. A circa 1,5 metri da ciascun corpo morto, a valle rispetto al limite della prateria, viene installato un picchetto testimone che servirà da appoggio per le riprese fotografiche successive. Queste ultime si realizzano in tre fasi, una centrata sul corpo morto e altre due rispettivamente a destra e a sinistra di questo. Le riprese si effettuano in orizzontale, ad un'altezza di 0,5 metri rispetto al fondo con obiettivo da 35 mm.

In ogni sito, in una banda di 10 metri di larghezza a monte del limite lungo la linea dei corpi morti, vengono rilevati i seguenti dati:

- profondità;
- tipo di limite (netto, progressivo, erosivo, regressivo);
- verifica dello stato di continuità della prateria a monte del limite;
- stima del ricoprimento della prateria;
- stima della densità dei fasci fogliari;
- portamento predominante dei rizomi (% rizomi plagiotropi);
- stima della percentuale di scalzamento della prateria;
- valutazione litologica della natura del fondale a valle dei corpi morti (roccia, ghiaia, sabbia, fango);
- prelievo dei campioni di *Posidonia* per le analisi biologiche.

In corrispondenza di uno o due corpi morti si esegue poi il prelievo di sedimento per le analisi granulometriche.

Su ciascun sito vengono compiute osservazioni annuali.

Sulla scheda di campo verranno riportate le indicazioni relative allo stato del litorale prospiciente la prateria studiata (presenza di opere portuali, insediamenti urbani e/o agricoli, foci di fiumi, presenza di banquette ecc.).



BIBLIOGRAFIA

- Bertrand M.C., Boudouresque C.F., Foret P., Lefevre J.R., Meinesz A. (1986) *Réseau de surveillance Posidonies*. Rapport. 1985. Conseil Reg. PACA, GIS Posidonie. CIPALM, CAPVAR, CELCOP, GIS Posidonie Edit., Marseille, Fr., 1-61.
- Giraud G. (1977a) *Essai de classement des herbiers de Posidonia oceanica (Linné) Delile*. Botanica Marina, 20 (8), 487-491.
- Giraud G. (1977b) *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.
- Giraud G. (1979) *Sur une methode de mesure et de comptage des structures foliaires de Posidonia oceanica (Linnaeus) Delile*. Bull. Mus. Hist. nat. Marseille, 39, 33-39.
- Pergent G. (1987) *Recherches lépidochronologiques chez Posidonia oceanica (Potamogetonaceae). Fluctuations des paramètres anatomiques et morphologiques des écailles des rhizomes*. Thèse Doct. Océanol., Univ. Aix-Marseille II, Fr.
- Pergent G., Boudouresque C.F., Crouzet A. (1982) *Mise en évidence de variations cycliques dans les écailles de Posidonia oceanica*. Lab. Ecol. Benthos, Fac. Sci. Marseille-Luminy et Parc National Port-Cros édit.