



**SNAP**  
Sistema Nacional  
de Áreas Protegidas



*Al servicio  
de las personas  
y las naciones*



# PROTOCOLO PARA EL MONITOREO DE LOS PASTOS MARINOS



## Proyecto GEF/PNUD

Aplicación de un enfoque regional al manejo de las áreas marino-costeras protegidas en la Región Archipiélagos del Sur de Cuba

ISBN: 978-959-287-041-3



9 789592 870413

**Dra.** Beatriz Martínez Daranas  
**M.Sc.** Danay Macías Reyes  
**Dra.** Mercedes Cano Mallo

**La Habana, 2013**



# PROTOCOLO PARA EL MONITOREO DE LOS PASTOS MARINOS

## **Proyecto GEF/PNUD**

Aplicación de un enfoque regional al manejo de las áreas marino-costeras protegidas en la Región Archipiélagos del Sur de Cuba

**Autores:** Dra. Beatriz Martínez Daranas,<sup>1</sup> M.Sc. Danay Macías Reyes,<sup>2</sup>  
Dra. Mercedes Cano Mallo<sup>2</sup>

<sup>1</sup> Centro de Investigaciones Marinas (UH) (MES)

<sup>2</sup> Instituto de Oceanología (CITMA)

La Habana, 2013

Cubierta: Ángel Fernández Medina

Ilustraciones 1, 3, 6, 10, 11, 23, 25, 27, 29, 31, 33: Beatriz Martínez Daranas.

Ilustraciones 2, 7 y 8: Leonor Hernández Martínez

Edición: Beatriz Rodríguez

Diseño interior y de cubierta: Eduardo Bourzac

© Beatriz Martínez Daranas, Danay Macías Reyes y Mercedes Cano Mallo, 2013

© Sobre la presente edición:

Centro Nacional de Áreas Protegidas, 2013

ISBN: 978-959-287-041-3

Centro Nacional de Áreas Protegidas

Calle 18A no. 4114 entre 41 y 47, Miramar

La Habana, Cuba

# TABLA DE CONTENIDOS

- **PRÓLOGO /5**
- **INTRODUCCIÓN /7**
  - I. OBJETIVOS DEL PROTOCOLO DE MONITOREO DE PASTOS MARINOS /8
  - II. SELECCIÓN Y PREPARACIÓN DE LOS PUNTOS DE MUESTREO /11
    - *Algunas recomendaciones prácticas /14*
  - III. MUESTREO /16
    - *Muestreo de variables abióticas /16*
    - *Muestreo de variables bióticas /18*
  - IV. FRECUENCIA DE MUESTREO /27
  - V. MANEJO DE DATOS /27
  - VI. EQUIPAMIENTO NECESARIO /28
- **ANEXOS /29**
  - **ANEXO I. CLAVE DICOTÓMICA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES DE ANGIOSPERMAS MARINAS HALLADAS EN CUBA /29**
  - **ANEXO II. EJEMPLO DE PLANILLA PARA LA TOMA DE LOS DATOS EN EL CAMPO /33**
  - **ANEXO III. GLOSARIO /34**
- **BIBLIOGRAFÍA /38**





## PRÓLOGO

El Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Cuba (SNAP) ha estado desarrollando un proyecto internacional financiado por el Fondo Mundial para el Medio Ambiente (GEF), implementado por el Programa de Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD) y ejecutado por el Centro Nacional de Áreas Protegidas de Cuba, de conjunto con un grupo de instituciones científicas y entidades que trabajan vinculadas a las áreas protegidas. El Proyecto GEF/PNUD *Aplicación de un enfoque regional al manejo de las áreas marino-costeras protegidas en la Región Archipiélagos del Sur de Cuba (2010-2014)*, tiene como meta contribuir a la conservación de biodiversidad marina en Cuba, considerada de importancia global. Para alcanzar esta meta, el Proyecto se propuso incrementar la cobertura de ecosistemas prioritarios, mediante su inclusión en el Sistema Nacional de Áreas Protegidas.

El área de influencia del Proyecto abarca desde la Reserva Ecológica Los Pretiles, al norte de Pinar del Río, hasta el Refugio de Fauna El Macío al sur de Granma, e incluye un total de 26 áreas marinas protegidas (AMPs). Teniendo en cuenta la alta biodiversidad que ocupa el área de estudio, se definieron como ECOSISTEMAS PRIORITARIOS: los manglares, los pastos marinos y los arrecifes coralinos y como GRUPOS Y ESPECIES CLAVES, la vegetación de costa arenosa, las aves acuáticas y marinas, las tortugas marinas, el manatí, los cocodrilos y la iguana.

Estos ecosistemas y especies, están siendo monitoreados, a través de nueve programas, que, en su conjunto, constituyen el Sistema de Monitoreo de la Biodiversidad, diseñado e implementado con la colaboración de las instituciones y centros de investigación que participan en estudios marinos-costeros en Cuba.

Cada programa cuenta con un protocolo de monitoreo propio, elaborado y estandarizado, a partir de metodologías establecidas y de experiencias previas del trabajo de investigadores y técnicos, aplicadas en las áreas marinas protegidas. Los Protocolos han sido el resultado del trabajo de un colectivo de autores, que ha permitido que el SNAP pueda contar con metodologías homogéneas para aplicar en todas las áreas y poder comparar resultados, posibilitando un mejor manejo de los recursos naturales presentes en cada una de nuestras áreas.

M.SC. AYLEM HERNÁNDEZ AVILA  
COORDINADORA DEL SISTEMA DE MONITOREO DE LA BIODIVERSIDAD



# INTRODUCCIÓN

Los pastos marinos (conocidos también como praderas submarinas o seibadales) forman un ecosistema donde predominan las angiospermas o fanerógamas marinas, plantas que han evolucionado para adaptarse al medio marino.

Existen alrededor de 60 especies de estas plantas en todo el mundo, incluyendo zonas cercanas a los círculos polares Ártico y Antártico, zonas templadas y tropicales.

La apreciación actual de la importancia de los pastos marinos concierne, no tanto al valor de uso directo, sino a los servicios que provee al funcionamiento de los sistemas costeros y a la humanidad, ya que proporcionan numerosos recursos naturales y brindan servicios de incalculable valor. Entre estos se destacan: promueven la productividad y la diversidad biológica; absorben dióxido de carbono y producen oxígeno, por lo que intervienen en la regulación del clima global; sirven de zonas de cría, hábitat o alimento para muchas especies, algunas de ellas de uso comercial (langosta espinosa, cobo, peces, camarones) o conservacionista (manatí, tortuga verde); mejoran la calidad del medio marino ya que amortiguan la energía del oleaje y retienen partículas suspendidas en el agua, aumentando su transparencia, y absorben los nutrientes del agua y los sedimentos, actuando como filtros; participan en la formación y protección de la zona costera, pues favorecen la estabilización de los sedimentos y reducen su resuspensión, protegiendo a las costas contra la erosión y a los arrecifes coralinos contra la sedimentación excesiva; son fuente de sedimentos como consecuencia de los esqueletos carbonatados de los organismos que viven en ellos.

Los pastos marinos están siendo afectados por cambios ambientales en todo el mundo. Desde la década de los años '80, el número de

praderas marinas del planeta que han disminuido su extensión parcial o completamente, ha aumentado. Las causas del declive de los pastos marinos son múltiples y, a menudo, ocurren simultáneamente.

Entre las principales causas del declive de los pastos marinos destacan las perturbaciones climáticas, geológicas, biológicas, y el deterioro de la zona costera derivado de la actividad humana.

Algunos eventos geológicos y meteorológicos pueden impactar severamente los pastos marinos, entre los cuales se documentan: terremotos y erupciones volcánicas, movimientos de la corteza terrestre, erosión debido al oleaje provocado por tormentas o huracanes, así como inundaciones que producen arrastre de agua dulce con gran carga de sedimentos que provocan cambios bruscos de salinidad y disminución de la disponibilidad de luz.

Las observaciones a escala de tiempo larga en los pastos marinos son bastante escasas, y por ello, los efectos del cambio climático no están bien documentados. No obstante, se han realizado algunas predicciones y observaciones que plantean la degradación de los pastos marinos relacionada con el cambio climático, debido al incremento de la temperatura superficial, del nivel medio del mar y de la acidificación del agua de mar.

Entre las causas antropogénicas de la declinación de los pastos se destacan la eutrofización, la contaminación química, procesos de erosión o sedimentación, daños mecánicos y cambios en el régimen hidrológico.

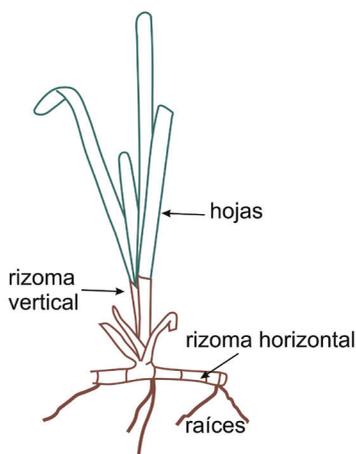
## **I. OBJETIVOS DEL PROTOCOLO DE MONITOREO DE LOS PASTOS MARINOS**

El *objetivo* del presente protocolo es detectar cambios en los pastos marinos en el transcurso del tiempo, de modo tal que se pueda

documentar, en las áreas que se aplique, el deterioro de los pastos, o su recuperación ante acciones de protección o restauración de ecosistemas.

La primera herramienta básica para un sistema de monitoreo es realizar un inventario que incluya la localización y una caracterización de las praderas. Los mapas brindan una perspectiva de los hábitats al público y para la gestión. La generación de mapas sucesivos permite detectar cambios a gran escala y la localización de impactos conspicuos, vinculándolos con los datos sobre las características ambientales, así como realizar pronósticos de la distribución de las praderas en futuros escenarios ambientales. Para detectar cambios en una escala menor, es necesario realizar muestreos in situ, observando un mismo espacio en el tiempo, y utilizando un tamaño de muestra adecuado, que permita detectar las variaciones temporales, evitando que la variabilidad espacial natural produzca consideraciones erradas sobre las mismas.

Las angiospermas marinas son plantas clonales, y sus poblaciones están, por lo tanto, compuestas por una serie de elementos similares (*ramets*) que se repiten vegetativamente. Cada *ramet* consta de un vástago (figura 1) con una unidad de rizoma con raíces. Los *vástagos* son las unidades básicas de las praderas y, por tanto, su abundancia numérica es una herramienta fundamental para describir la abundancia de la pradera. De hecho la *densidad* de vástagos es una variable importante incluida en cualquier programa de monitorización o en una valoración del estado de la pradera. Otro indicador de la abundancia de los distintos elementos que conforman las praderas marinas, es la *abundancia relativa*, la que se puede medir de forma cuantitativa en porcentaje. La *composición específica* puede sufrir cambios en el tiempo, lo que puede indicar, también, perturbaciones en el ecosistema.



**Fig. 1.** Un *ramet* es la unidad básica de una pradera de pastos marinos.

Otros elementos de interés en los pastos marinos por su interferencia con el paso de la luz hasta las plantas, son la *altura* de la vegetación, la *composición* y la *abundancia* de las macroalgas asociadas (*epifitas* o no). Los elementos que se evaluarán en este protocolo serán los *grupos morfofuncionales* de las macroalgas asociadas e invertebrados *sésiles* que aparezcan.

También, se medirá un grupo de *variables abióticas* que permitirán comprender algunas de las posibles causas de los cambios que se produzcan en la comunidad biológica, con el paso del tiempo. Cualquier observación sobre la condición del ambiente que se anote contribuirá a dicha interpretación.

*Los indicadores o variables a evaluar en el presente protocolo son:*

- Abundancia relativa de angiospermas por especie.
- Abundancia relativa de macroalgas marinas por grupo morfofuncional.
- Densidad de las angiospermas marinas por especie.
- Altura de la vegetación.

- Abundancia relativa y grupo predominante de epifitas sobre las angiospermas marinas.

En cada área se podrán realizar las adecuaciones necesarias para adaptarse a las condiciones objetivas de cada localidad. En caso de que se requiera realizar cambios de mayor envergadura en el monitoreo (e.g., un cambio de sitio de muestreo) deberán ser consultados con una autoridad científica del área o del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP).

## II. SELECCIÓN Y PREPARACIÓN DE LOS PUNTOS DE MUESTREO

Uno de los pasos principales dentro del monitoreo es la selección y preparación de los puntos de muestreo. El tiempo que se dedique a este paso, será retribuido, posteriormente, al lograr una mejor optimización del trabajo durante el muestreo.

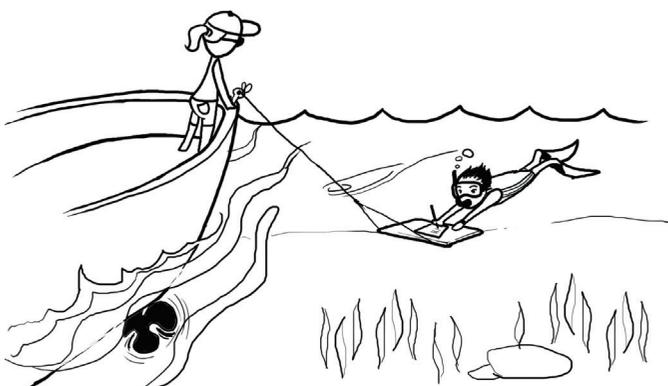
Una buena selección debe incluir praderas que sean representativas y/o peculiares por su composición, abundancia y diversidad de especies, o por las condiciones geográficas, sociales o económicas que presente. Además, se debe tener en cuenta la logística (que sean sitios de fácil acceso y localización), para garantizar la adecuada organización, una buena eficiencia y que el muestreo sea sistemático.

1. Una vez realizada la caracterización del área marina protegida (AMP), en dependencia de los intereses y los conflictos identificados en la misma, y de las condiciones logísticas, se seleccionarán los *sitios*, donde se realizarán los monitoreos de los pastos marinos.

*Para seleccionar los sitios se deben tener en cuenta criterios como:*

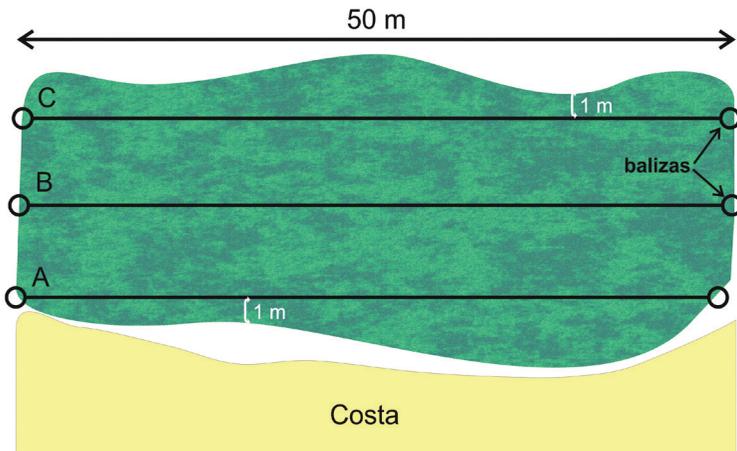
- Que haya buen desarrollo de los pastos marinos.

- Cercanía o sospecha de alguna fuente de estrés (vertido de aguas residuales, acciones de dragado, empleo de artes de pesca dañinos, erosión en la zona costera, etc.).
  - Que haya en la zona sitios de cría o alimentación de especies de interés comercial o conservacionista (e.g., camarón, cobo, pepino de mar, manatí, quelonios).
  - Para evaluar el efecto de alguna acción de protección o recuperación del hábitat (e.g., forestación, alimentación de playa arenosa, AP).
2. Las personas que vayan a planificar el monitoreo de los pastos marinos deben realizar una prospección para conocer las generalidades de su zona de estudio. No hay mejor herramienta que una observación crítica del medio y familiarizarse con las características del medio y las comunidades biológicas que habitan. Esta prospección se puede realizar con el método de *"manta tow"* (figura 2), que consiste en una persona remolcada por una embarcación, que va anotando los cambios en el medio, o los va dictando a otra persona, que se encuentra en la embarcación. También se puede realizar a nado desde la costa, mediante buceo en apnea o buceo libre. Es muy útil en estos casos tomar las coordenadas con *GPS* de los objetos o puntos que sean necesarios.



**Fig. 2.** Prospección mediante el método de *"manta tow"*.

3. En cada sitio se ubicarán tres transectos paralelos a la costa (figura 3). Cada transecto tendrá un largo de 50 m, que serán medidos con una cinta métrica o una cuerda (marcada a cada metro). Cada uno de los extremos de cada transecto será marcado con señales permanentes o balizas que serán geo-referenciadas con GPS, que servirán como referencia para regresar siempre al mismo *punto de muestreo*. Cada baliza puede tener una boya en la superficie o a media profundidad, para poder encontrarlas al volver. Al extender los transectos, es útil contar con una brújula para poder mantener el sentido paralelo a la costa.
- El primero será ubicado en el entorno de 1 m del *límite superior* de la pradera, más cercano a la línea de costa (A);
  - Se colocará otro transecto aproximadamente a 1 m del *límite inferior* de la misma, en la zona más profunda de la pradera (C);
  - Otro transecto se colocará en la zona central de la pradera, aproximadamente en el medio entre los dos transectos anteriores (B) (figura 3).



**Fig. 3.** Ubicación de los transectos en una pradera continua cercana a la costa.

4. La distancia entre los transectos dependerá de la distancia entre el nivel superior y el inferior de la pradera (perpendicularmente a la costa).
5. En cada transecto se extenderá una cinta métrica o cuerda marcada cada 1 m (figura 4), la que se fija en el fondo por ambos extremos. Esta sirve de guía para colocar los 12 marcos que se emplearán en el muestreo.



**Fig. 4.** Ubicación de los marcos en los transectos paralelos a la costa.  
Foto: Beatriz Martínez Daranas.

### ***Algunas recomendaciones prácticas***

- Si la pradera fuera muy extensa, de modo que el límite inferior estuviera a más de 500 m de la costa, se ubicará el transecto final a criterio de los especialistas que participen en la preparación de los puntos de muestreo, teniendo en cuenta las posibilidades objetivas que permitan volver siempre al mismo transecto.
- Si la pradera fuera estrecha (menos de 50 m de ancho en sentido perpendicular a la costa), como sucede en algunas zonas fangosas bajas, en canales entre manglares, etc., se extenderá un solo transecto en el centro de la pradera y se ubicarán 12 marcos.

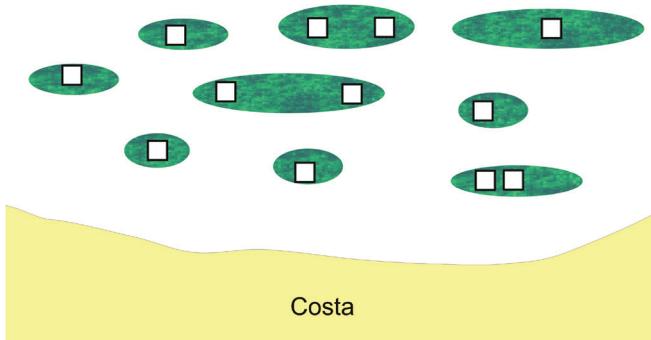
- Si la estación estuviera alejada de la costa, se marcará solamente una baliza que servirá como punto central para ubicar dos transectos de 30 m de largo, perpendiculares entre sí, para lo cual puede emplearse una brújula (figura 5).



**Fig. 5.** Dos transectos se cruzan perpendicularmente, con la ayuda de una brújula. Foto: Beatriz Martínez Daranas.

*Ubicación de los marcos en dos transectos perpendiculares entre sí, en una pradera alejada de la costa.*

- En caso de que la zona de trabajo sea de aguas turbias, se puede utilizar el ancla de la embarcación, como punto guía para colocar la cinta métrica o cuerda que indique el transecto.
- Deben trabajar dos personas como mínimo, y se deberán seguir las normas de seguridad para cualquier trabajo realizado con buceo libre (en apnea) o autónomo (con aire comprimido).
- Si las angiospermas estuvieran concentradas en parches aislados se colocarán 2-3 marcos fijos en varios parches seleccionados con anterioridad, a una misma profundidad, hasta alcanzar los 12 marcos (figura 6).



**Fig. 6.** Ubicación de los marcos en pastos marinos parcheados.

### III. MUESTREO

Una vez ubicados los sitios y los transectos, se procede a realizar el muestreo de las variables *bióticas* y *abióticas*.

#### ***Muestreo de variables abióticas***

En cada sitio, antes de realizar el muestreo en los pastos para no ocasionar resuspensión de los sedimentos, en el límite inferior de la pradera (zona más profunda), se medirán variables abióticas como:

- i. transparencia (con el disco Secchi en porcentaje);
- ii. visibilidad horizontal;
- iii. salinidad;
- iv. profundidad.

#### *Transparencia:*

La extinción de la luz o la transparencia del agua dependen de las sustancias disueltas y de las partículas en suspensión, por lo que la tasa de extinción suele aumentar en dirección a la costa. Existen varios equipos que miden la intensidad de la luz. En este caso vamos a utilizar un método de aproximación muy sencillo que nos permite obtener una estima de la transparencia del agua, que es el disco Secchi.

- a) Desde la embarcación sumergir en el agua el disco Secchi unido a la cuerda hasta que deje de ser visible desde la superficie, observando siempre por el lado de la embarcación que no dé la luz del sol (figura 7).



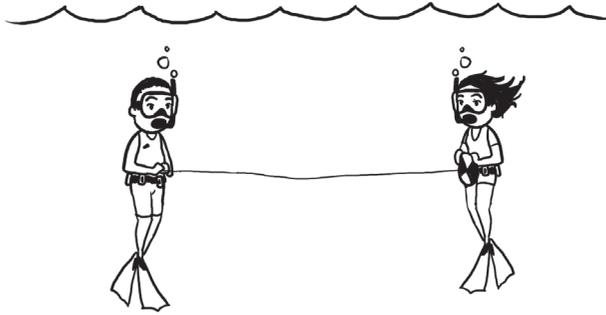
**Fig. 7.** Medición de la transparencia del agua con el disco Secchi desde un bote.

- b) Se toma nota de la distancia de la cuerda, que nos marca la profundidad a la que deja de verse el disco que se anotará, aproximando al metro más cercano. Posteriormente, se calcula el porcentaje que representa este valor de la profundidad total.

#### *Visibilidad horizontal:*

La visibilidad horizontal es útil para detectar problemas con la transparencia del agua cuando la profundidad es baja (entre 1 y 5 m), y la transparencia es total (100 %).

- a) Dos personas en el agua extienden horizontalmente la cuerda del disco Secchi de modo que la luz del sol les dé de lado, nunca de frente (figura 8). Una sostiene el disco y la otra con el carrete de cuerda se aleja hasta que deje de ver el disco.



**Fig. 8.** Medición de la visibilidad horizontal del agua.

- b) Se toma nota de la distancia de la cuerda a la que se dejó de ver el disco y se acota el valor en metros.

*Salinidad:*

Se puede medir con un salinómetro portátil o un refractómetro, previamente calibrado con agua destilada. Si se cuenta con un laboratorio para realizar este análisis, se tomará una muestra de agua de mar para ser procesada en el mismo.

*Profundidad:*

Se puede medir con los batímetros de buceo, y se anotará en valores negativos en la hoja de cálculo.

**Muestreo de variables bióticas**

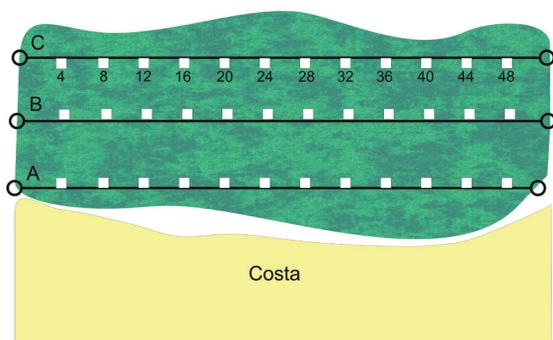
Una vez definida la ubicación de los transectos, y realizado el muestreo de variables abióticas, se pasa a muestrear las variables biológicas en los marcos (figura 9).

1. En cada transecto de 50 m se irá colocando un marco de 25 x 25 cm doce veces a lo largo del mismo. Los marcos se van colo-

cando en el fondo de forma equidistante siguiendo las marcas de 4, 8, 12, 16, 20, 24, 28, 32, 36, 40, 44 y 48 m (figura 10). Es posible también dejar marcos fijos para lograr mayor exactitud en la toma de datos anuales y facilidad de localización de las posiciones seleccionadas.

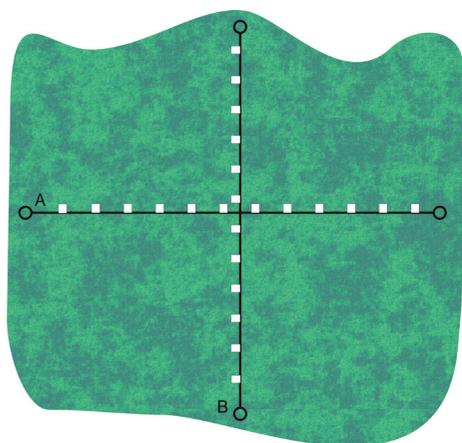


**Fig. 9.** Toma de datos en uno de los marcos de un transecto.  
Foto: Beatriz Martínez Daranas.



**Fig. 10.** Ubicación de los marcos en los transectos paralelos a la costa.

**Nota:** Cuando la estación está alejada de la costa, y se empleen dos transectos perpendiculares entre sí, se ubicarán 12 marcos equidistantes.



**Fig. 11.** Ubicación de los marcos en dos transectos perpendiculares entre sí, en una pradera alejada de la costa.

2. En primer lugar, para realizar bien el cálculo de la abundancia relativa y de la densidad de vástagos, se deben organizar un poco las plantas "peinándolas" con las manos, de modo que queden, dentro del marco, solo aquellas que realmente pertenecen al mismo.
3. Para cada uno de los marcos se anotará en la tablilla:
  - a) **Especies de angiospermas presentes** (emplear el código que aparece en la tabla 1). Ver Anexo I para identificar las especies de angiospermas y el Anexo II como ejemplo de organización de datos en una tablilla.

**Tabla 1.** Códigos para la composición en especies del pasto y otros organismos.

Especies o grupos	Código
<i>Halophila decipiens</i>	HD
<i>Halophila engelmannii</i>	HE
<i>Halodule wrightii</i>	HW

## Continuación...

<i>Ruppia maritima</i>	RM
<i>Syringodium filiforme</i>	SF
<i>Thalassia testudinum</i>	TT
Zoo	Invertebrado

- b) Abundancia relativa (porcentaje del fondo cubierto por cada grupo, dentro del marco) por cada especie de angiosperma, grupo morfo-funcional de las especies de macroalgas dominantes (tabla 2) o invertebrados sésiles (esponjas, gorgonias, anémonas, etc.) adheridos al fondo o sueltos dentro del marco.

**Tabla 2.** Grupos morfo-funcionales (GMF) para las macroalgas dominantes (epifitas o asociadas) y su código:

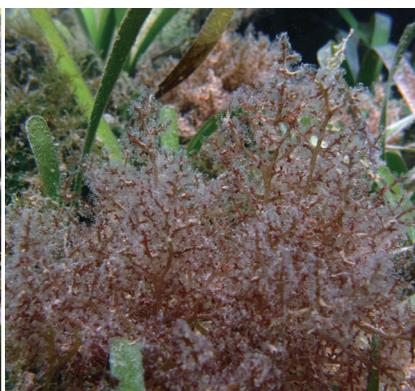
Código	GMF	Ejemplos
Fil	Filamentosas (Fig. 12)	<i>Cladophora</i> , <i>Hincksia</i> , <i>Ectocarpus</i> , <i>Polysiphonia</i> , <i>Ceramium</i>
Fol	Foliosas	<i>Ulva</i> (Fig. 13), <i>Anadyomene</i> , <i>Microdyction</i> , <i>Dictyota</i>
Car	Carnosas	<i>Codium</i> , <i>Laurencia</i> (Fig. 14), <i>Gigartina</i> , <i>Gracilaria</i> , <i>Caulerpa</i>
Cor	Correasas	<i>Sargassum</i> , <i>Turbinaria</i> , <i>Penicillus</i> , <i>Udotea</i> (Fig. 15)
Cal	Calcáreas	<i>Halimeda</i> (Fig. 15), <i>Amphiroa</i> , <i>Jania</i>
Cos	Costrosas (Fig. 16)	<i>Hydrolithon</i> , <i>Neogoniolithon</i>
Zoo	Invertebrados epifitos	Hidrozoos (Fig. 17), tunicados, serpúlidos, briozoos, etc.



**Fig. 12.** Algas epifitas filamentosas sobre una hoja de *Thalassia testudinum*. Foto: Ángel Fernández Medina.



**Fig. 13.** *Ulva fasciata*, un ejemplo de alga foliosa. Foto: Ángel Fernández Medina.



**Fig. 14.** Un alga roja carnosa del género *Laurencia*. Foto: Ángel Fernández Medina.



**Fig. 15.** *Halimeda incrassata* y *Udotea flabellum*, dos especies de algas calcárea y correosa, respectivamente. Foto: Ángel Fernández Medina.



**Fig. 16.** Hojas de *T. testudinum* con abundantes algas coralinas costrosas como epifitas.  
Foto: Ángel Fernández Medina.



**Fig. 17.** Hidrozoos epifitando las hojas de *T. testudinum*.  
Foto: Ángel Fernández Medina.

- c) **Estimar la densidad** (conteo del número de vástagos) por especie de angiosperma presente en cada marco.
- d) **La altura promedio de la vegetación.** Para esto se realizan 3 mediciones con una regla graduada en centímetros, que se coloca perpendicularmente al sustrato de la altura de la especie dominante de angiosperma y de las macroalgas (no costrosas), en conjunto dentro de cada marco, y se promedia mentalmente, aproximando al centímetro. En un lado de la tablilla o del marco se puede copiar una escala en cm con rotulador indeleble para realizar las mediciones.
- e) **Una apreciación del grado de epifitismo sobre las fanerógamas.** Para realizar esta estima se deben observar las hojas más viejas de varios vástagos y se anotará la abundancia de epifitas como Ausentes (0), Presentes (1) (si fuera menor del 50 % de cobertura en las hojas) o Abundantes (2) (si fuera mayor del 50 % de cobertura en las hojas, así como el grupo morfo-funcional de algas epifitas que predomina (tabla 2).
- f) **Cantidad de flores** (figura 18), frutos o plántulas recién germinadas de las diferentes especies de angiospermas.
- g) **Tipo de sustrato** (arena gruesa, arena, fango-arenoso, fangoso).



**Fig. 18.** Flor de *T. testudinum*. Foto: José Espinosa Sáez.

4. También se puede anotar en Observaciones, otras características generales como:
  - a) **Presencia de amenazas como:** erosión, turbidez, contaminación, desechos sólidos, presencia de especies de interés (pez león, tortugas, manatíes, delfines, etc.).
  - b) **Olor desagradable** del sedimento.
  - c) **Anomalías en las hojas de los pastos,** tales como una coloración no usual (pardas, blanquecinas, etc.), manchas, daños, cortes, muchas mordeduras de herbívoros (figura 19).



**Fig. 19.** Hojas de *T. testudinum* con huellas de las mordidas de herbívoros. Foto: Beatriz Martínez Daranas.

- d) **Otras anomalías:** plantas enterradas o con las raíces expuestas, fragilidad en los vástagos.



**Fig. 20.** Evidencias de la erosión ocasionada por el oleaje en una pradera de *T. testudinum*, mostrando las raíces y rizomas expuestos. Foto: Beatriz Martínez Daranas.

- e) Abundancia de fauna asociada, principalmente, invertebrados bentónicos de poca movilidad (equinodermos [figura 21], corales, esponjas, etc.).



**Fig. 21.** Erizos en una pradera de *T. testudinum*. Foto: Beatriz Martínez Daranas.

- f) **Un recorrido general en la pradera** permitirá observar si existe alguna anomalía fuera de los puntos marcados. Si se realiza un recorrido por la orilla de la playa, se podrá observar si hay acumulaciones de hojarasca (figura 22), semillas o plántulas germinadas.



**Fig. 22.** Hojarasca de pastos marinos acumulada en la orilla de una playa. Foto: Beatriz Martínez Daranas.

5. Si cuando se regrese a realizar el muestreo se observa que ha habido una regresión en los límites de la pradera, ello indica un problema en la zona. Si el límite superior (más cercano a la costa) ha aumentado en profundidad, es un indicador de erosión en la zona costera o de un problema de turbidez en el agua. Si el límite inferior (más profundo) ha disminuido en profundidad, o sea, se ha acercado a la costa, entonces puede haber ocurrido un incremento de la turbidez del agua u otra perturbación. Para medir esto, debe buscarse con el GPS o con otro tipo de marcas (balizas, etc.) la ubicación original de los transectos, lo que permitirá medir si ha ocurrido dicho cambio. En Observaciones se anotará entonces una estimación de la distancia que ha perdido el límite de la pradera, y se reubicará el transecto en la nueva posición (ver Anexo II).

**Notas:**

- Si hubiera duda con la clasificación de un organismo, se puede guardar en un frasco o bolsa de plástico debidamente etique-

tados, para su posterior identificación. Pueden aparecer especies invasoras y debe comprobarse bien cualquier duda de un registro. Las algas y angiospermas pueden conservarse herborizadas (secas, presionadas entre hojas de papel) o fijadas con formol al 5 % (pH previamente neutralizado con tetraborato de sodio o hidróxido de sodio) o alcohol al 90-95 %. La mayor parte de los invertebrados se conservan mejor en alcohol al 95 % para poder identificarlos.

- En caso de existir condiciones para ello, se pueden realizar fotografías submarinas de cada marco, debidamente identificadas con etiquetas, las que permitirán comprobar, comparar o documentar los resultados.

## IV. FRECUENCIA DE MUESTREO

La frecuencia de muestreo de los pastos marinos debe ser anual como mínimo, entre los meses de abril y junio (que suele ser la época de mayor abundancia de *T. testudinum*), así como después del paso de eventos extremos como huracanes o inundaciones u otros sucesos de interés para la zona marina. En el caso de las praderas de *H. wrightii* o de otra especie, si hubiera posibilidad se puede hacer primero un estudio mensual o bimensual, durante un año al menos, para identificar la época de mayor abundancia.

Las variables abióticas (salinidad, transparencia y visibilidad) se deben medir con mayor frecuencia, si fuera posible (mensual).

## V. MANEJO DE DATOS

Todos los datos generados en el monitoreo serán guardados en una Hoja de Cálculo en Microsoft Office Excel que será suministrada junto con este protocolo. La Hoja de Datos se copia y se pega en otra página para continuar colocando los mismos. Al terminar, se guarda con otro nombre que indique el nombre del sitio, estación

y fecha (e.g., PretilesMayo2011.xls). Si hay más de una especie de angiosperma marina por marco se inserta otra fila. Se puede emplear una hoja para cada estación.

La Hoja de Cálculo en Excel con los datos obtenidos en el muestreo será enviada al coordinador del monitoreo de los pastos marinos y al Centro Nacional de Áreas Protegidas.

## **VI. EQUIPAMIENTO NECESARIO**

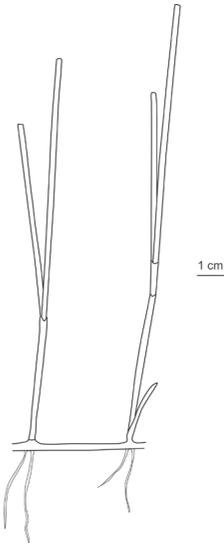
- GPS.
- Equipo de buceo libre.
- Embarcación ligera con motor fuera de borda o remos.
- Cinta métrica plástica o cuerda con nudos cada 1 m, de 50 m de largo.
- Marcos plásticos o metálicos de 25 x 25 cm.
- Tablillas plásticas y lápices.
- Boyas y balizas.
- Bolsas de plástico.
- Formol al 5 % con pH neutro.
- Alcohol etílico al 90-95 %.
- Refractómetro para salinidad o salinómetro portátil.
- Brújula manual.
- Disco Secchi con cuerda de 20 m, marcada cada metro.
- Cámara fotográfica submarina.

## ANEXO I. CLAVE DICOTÓMICA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE LAS ESPECIES DE ANGIOSPERMAS MARINAS HALLADAS EN CUBA

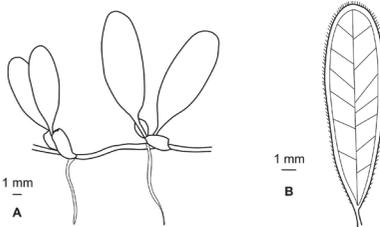
1. Hojas cilíndricas en sección transversal.	<i>Syringodium filiforme</i> (Figs. 23 y 24)
1a. Hojas lineales, acintadas u ovaladas, no cilíndricas.	2
2. Hojas ovaladas o elípticas, opuestas o en verticilos, con la hoja diferenciada en pecíolo y lámina, sin vaina basal.	3
2a. Hojas lineares o acintadas, sin pecíolo, con vaina basal.	4
3. Vástagos laterales erectos con dos escamas en la base y un par de hojas en el extremo. Hojas ampliamente ovoides, 3-6 mm de ancho, 10-25 mm de largo; márgenes con dientes muy pequeños.	<i>Halophila decipiens</i> (Figs. 25 y 26)
3a. Vástagos laterales erectos con dos escamas en la base, dos escamas a la mitad del vástago, y 4-8 hojas formando un seudoverticilo en el extremo del mismo. Hojas con pecíolo muy corto (cuando más 2 mm de largo), con 6-9 pares de nervios cruzados.	<i>Halophila engelmannii</i> (Figs. 27 y 28)
4. Largos tallos ahorquillados con varias hojas que terminan en un ápice agudo, una sola nervadura central. Presente generalmente en aguas dulces o de baja salinidad, aunque se le puede encontrar en zonas marinas.	<i>Ruppia maritima</i> (Figs. 29 y 30)

**Continuación...**

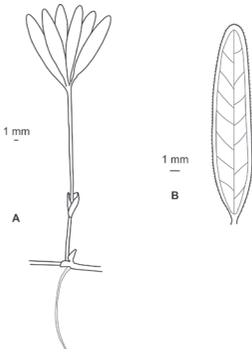
4a. Hojas paralelas, no afinan hacia el ápice.	5
5. Hojas de 4-12 (-15) mm de ancho, ápice redondeado con espinas pequeñas.	<i>Thalassia testudinum</i> (Figs. 31 y 32)
5a. Hojas con menos de 4 mm de ancho, ápice con dos a tres dientes.	<i>Halodule wrightii</i> (Figs. 33 y 34)



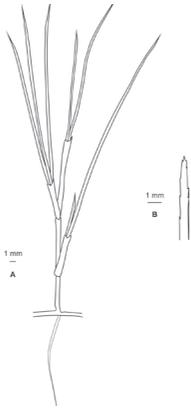
**Figs. 23-24.** *Syringodium filiforme*. Foto: José Espinosa Sáez.



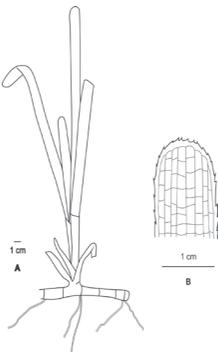
**Figs. 25-26.** *Halophila decipiens*. Foto: Brigit van Tussenbroek.



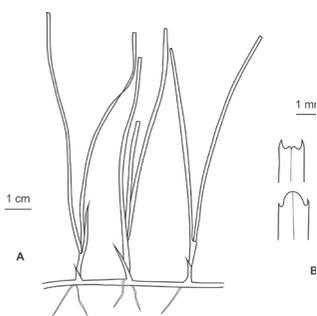
**Figs. 27-28.** *Halophila engelmannii*. Foto: Brigit van Tussenbroek.



**Figs. 29-30.** *Ruppia maritima*. Foto: Brigit van Tussenbroek.



**Figs. 31-32.** *T. testudinum*. Foto: Beatriz Martínez Daranas.



**Figs. 33-34.** *Halodule wrightii*. Foto: Beatriz Martínez Daranas.

**Nota:** Otras especies del género *Halophila* han sido halladas en la región del Caribe, aunque hasta la fecha no han aparecido en Cuba. La especie *Halophila stipulacea* (Figs. 35 y 36) es originaria de la costa Este de África, India y el Mar Rojo. Después de la apertura del canal de Suez es común en el Mediterráneo, donde se sospecha que fue introducida por embarcaciones de turismo. Es una especie de nuevo registro en el Atlántico tropical oeste. Fue encontrada en Grenada en 2002 y en Dominica en 2007. Esta especie se asemeja a *H. decipiens*, pues las hojas crecen en pares, pero estas son alargadas (3-4,8 cm de largo y 2,5-8 mm de ancho), con un pecíolo corto de 0,5-1,5 cm de largo, el ápice obtuso y la base cuneada. Es importante conocerla para poder vigilar su presencia en nuestras aguas.



**Figs. 35-36.** *Halophila stipulacea*. Fotos: Shai Oron y Soha H. Shabaka, respectivamente.

## ANEXO II. EJEMPLO DE PLANILLA PARA LA TOMA DE LOS DATOS EN EL CAMPO

Sitio: XXXXX	Fecha: 15/Feb/2011		Prof. (m): -1,5	Salin. (ups): 36	Transp. (%): 100	Visib. (m): 4	Sedimento: fango-arenoso Nota: regresión de 10 m aprox. del límite superior.	
	Spp. o GMF	AR (%)					GMF	Observaciones
Trans: A	TT	50	24	15	1 fruto	0	Cos	Agua turbia
	Fil	5	-	30				
Marco 1	SF	30	65	20	2 flores	A	Cos	
	Cal	10	-	7				
Marco 2	TT	75	30	14	1 flor	P	Fil	Muchas huellas de mordidas por herbívoros, erizo blanco abundante
	HW	15	20	10	0	P	Fil	
Marco 3	Aneim	5	2					
Etc.								

## ANEXO III. GLOSARIO

**Abundancia relativa:** Forma de cuantificar la abundancia de una especie o un grupo de organismos en función de la unidad de área.

**Angiosperma:** Planta con flores, cuyos carpelos forman una cavidad cerrada u ovario, dentro de la cual están los óvulos. Tipo, división o subdivisión del reino vegetal, según diferentes autores que comprende tales plantas.

**Antrópico:** Relativo al ser humano.

**Antropogénica:** De origen antrópico.

**Biocenosis = comunidad:** Conjunto de organismos que coexisten en un espacio definido (biotopo) que ofrece las condiciones necesarias para su existencia.

**Biotopo:** Espacio físico, natural y limitado donde se desarrolla la biocenosis o comunidad.

**Calidad del agua:** Es un término relativo, en dependencia del uso que se le dé, y se refiere la composición del agua en la medida en que esta es afectada por procesos naturales y por la actividad humana. Existen criterios o normas para evaluar la pertinencia de la calidad de un cuerpo de aguas marinas para garantizar la preservación de la flora y la fauna.

**Composición específica:** Composición por especies de una comunidad o asociación.

**Contaminación:** La contaminación es la introducción en un medio cualquiera de cualquier sustancia o forma de energía con potencial para ocasionar daños, irreversibles o no, en el medio inicial.

**Densidad:** Número de habitantes por unidad de área.

**Diversidad biológica (o biodiversidad):** Hace referencia a la amplia variedad de vida que hay sobre la tierra, e incluye todos los niveles en que se organiza: genética, de especies y de ecosistemas.

**Epifito:** Animal o planta que vive sobre un vegetal usándolo solamente como soporte, no lo parasita.

**Erosión:** Proceso de sustracción o desgaste de roca o suelo por acción de procesos físicos exógenos; en este caso nos referimos a la sustracción de sedimento debido al oleaje y a las corrientes marinas.

**Especie:** Unidad básica en la clasificación biológica: Grupo de organismos muy semejantes entre sí, y que son capaces de reproducirse y dejar descendencia fértil.

**Eutrofización:** Enriquecimiento de nutrientes (fundamentalmente nitrógeno y fósforo) en un ecosistema, que puede derivar en una proliferación excesiva de fitoplancton, falta de luz y anoxia en los fondos. Puede ser provocada por contaminación por desechos urbanos, agropecuarios y atmosféricos, entre otros.

**Fanerógama:** Planta con flores.

**Fotosíntesis:** Proceso mediante el cual, plantas, algas y algunas bacterias captan y utilizan la energía de la luz solar para transformar la materia inorgánica del medio en orgánica, que utilizarán para su crecimiento y desarrollo.

**GPS (Global Positioning System):** Sistema de posicionamiento global basado en la localización por satélites.

**Grupos morfo-funcionales de macroalgas:** Diversos autores han agrupado las macroalgas en grupos, según la semejanza en su morfología y algunas de sus funciones en el ecosistema, tales como las tasas de producción primaria, crecimiento, y de asimilación de nutrientes del medio, y su resistencia al daño por herbívoros u otros factores físicos, etc. Estos grupos son independientes de las relaciones filogenéticas que existan entre ellas, por ejemplo, de la familia, clase o división a la que pertenecen. Esta clasificación las agrupa fundamentalmente en: filamentosas, foliosas, corticadas, correosas, calcáreas articuladas y costrosas.

**Hábitat:** Espacio físico que ocupa una especie determinada.

**Pecíolo:** Tallito o rabillo que une la lámina de la hoja al tallo.

**Plantas clonales:** Aquellas que tienen un crecimiento clonal, o sea, aquellas que, a partir de un *genet* (que tiene la misma composición genética), producen por división vegetativa o asexual una serie de elementos (*ramets*) que se repiten, hasta colonizar un área.

**Punto de muestreo:** De acuerdo con las normas ISO-6107, es la posición precisa dentro del lugar o área de muestreo, donde las muestras serán tomadas.

**Ramet:** Unidad básica de un organismo de crecimiento clonal, que se repite por reproducción vegetativa. En el caso de las angiospermas marinas, el *ramet* está formado por un vástago (un fragmento de rizoma vertical o tallo con un haz de hojas) y un fragmento de rizoma con raíces.

**Rizoma:** Tallo subterráneo.

**Sésil:** Organismo que carece de pedúnculo, que viven sentados sobre el sustrato, sin movimiento.

**Sitio de muestreo:** De acuerdo con las normas ISO-6107, es el área general dentro de un cuerpo de agua donde las muestras serán tomadas.

**Variables:** Magnitud que puede tener un valor cualquiera de los comprendidos en un conjunto.

**Variable abiótica:** Variable que mide algún fenómeno o componente no vivo en el medio ambiente.

**Variable biótica:** Variable que mide algún componente vivo de un ecosistema o fenómeno biológico.

**Vástago:** Cada uno de los tallos (o rizomas) verticales con un haz de hojas en un extremo.



# BIBLIOGRAFÍA

- BORUM, J., C. M. DUARTE, D. KRAUSE-JENSEN Y T. M. GREVE (2004). *EUROPEAN SEAGRASSES: AN INTRODUCTION TO MONITORING AND MANAGEMENT*. THE M&MS PROJECT, COPENHAGEN. [HTTP://WWW.SEAGRASSES.ORG/](http://www.seagrasses.org/).
- DAWES, C. J. Y A. C. MATHIESON (2008). *THE SEAWEEDS OF FLORIDA*. UNIVERSITY PRESS OF FLORIDA, GAINESVILLE.
- HEMMINGA, M. A. Y C. M. DUARTE (2000). *SEAGRASS ECOLOGY*. UNIVERSITY OF CAMBRIDGE, CAMBRIDGE.
- HOGARTH, P. F. (2007). *THE BIOLOGY OF MANGROVES AND SEAGRASSES*. OXFORD UNIVERSITY PRESS.
- LARKUM, A. W. D., R. J. ORTH Y C. M. DUARTE (EDS.) (2006). *SEAGRASS: BIOLOGY, ECOLOGY AND CONSERVATION*. SPRINGER, DORDRECHT, THE NETHERLANDS.
- LITTLER, D. S. Y M. M. LITTLER (2000). *CARIBBEAN REEF PLANTS*. OFFSHORE GRAPHICS, INC., WASHINGTON, D.C.
- LITTLER, D. S., M. M. LITTLER Y M. D. HANISAK (2008). *SUBMERSED PLANTS OF THE INDIAN RIVER LAGOON*. OFFSHORE GRAPHICS, WASHINGTON, D.C.
- MARTÍNEZ-DARANAS, B., M. CANO Y L. CLERO (2009). LOS PASTOS MARINOS DE CUBA: ESTADO DE CONSERVACIÓN Y MANEJO. *SERIE OCEANOLÓGICA*, 5: 1-21.
- NELLEMANN, C., E. CORCORAN, C. M. DUARTE, L. VALDÉS, C. DEYOUNG, L. FONSECA Y G. GRIMSDITCH (2009). *BLUE CARBON. A RAPID RESPONSE ASSESSMENT*. BIRKELAND TRYKKERI AS, NORWAY.

PHILLIPS, R. C. Y C. P. McROY (1990). *SEAGRASS RESEARCH METHODS*. UNESCO, PARIS.

SHORT, F. T. Y R. G. COLES (2001). *GLOBAL SEAGRASS RESEARCH METHODS*. ELSEVIER SCIENCE B. V., AMSTERDAM.

SHORT, F. T., L. J. MCKENZIE, R. G. COLES, K. P. VIDLER Y J. L. GAECKLE (2008). *SEAGRASSNET MANUAL FOR SCIENTIFIC MONITORING OF SEAGRASS HABITAT*, SPANISH EDITION. UNIVERSITY OF NEW HAMPSHIRE PUBLICATION.

