



# PROYECTO PARA EL SISTEMA ARRECIFAL MESOAMERICANO (SAM)



## MANUAL DE METODOS PARA EL PROGRAMA DE MONITOREO SINOPTICO DEL SAM

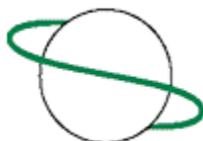
**Métodos Seleccionados para el Monitoreo de Parámetros Físicos y  
Biológicos  
para Utilizarse en la Región Mesoamericana**



**P.C. Almada-Villela, P.F. Sale, G. Gold-Bouchot y B. Kjerfve**

*(Revisado para Publicación en la Web)*

*Abril 2003*



Unidad Coordinadora del Proyecto  
Coastal Resources Multi-Complex Building  
Princess Margaret Drive  
P.O. Box 93

Belize City Belice

Tel: (501) 223-3895; 223-4561

Fax: (501) 223-4513

Correo electrónico: [mbrs@btl.net](mailto:mbrs@btl.net)

Sitio Web: <http://www.mbrs.org.bz>

**PROYECTO PARA LA CONSERVACION Y USO SOSTENIBLE  
DEL  
SISTEMA ARRECIFAL MESOAMERICANO  
(SAM)**

**Belice – Guatemala – Honduras – México**



**MANUAL DE METODOS  
PARA EL  
PROGRAMA DE MONITOREO SINOPTICO DEL SAM**

**Métodos Seleccionados para el Monitoreo de Parámetros Físicos y Biológicos  
para Utilizarse en la Región Mesoamericana**

**P.C. Almada-Villela, P.F. Sale, G. Gold-Bouchot y B. Kjerfve**

**Proyecto para el Sistema Arrecifal Mesoamericano  
Unidad Coordinadora del Proyecto  
Coastal Resources Multi-complex Building  
Princess Margaret Drive  
Belice City  
Belice**

**Abril 2003**

## LISTA DE ACRONIMOS Y ABREVIATURAS UTILIZADAS

ADCP	Trazador Doppler Acústico de Perfiles de Corrientes
AGRRA	Atlantic and Gulf Rapid Reef Assessment
AIMS	Australian Institute of Marine Science, Australia
AMP	Area Marina Protegida
AP	Area Protegida
ASK	Amigos de Sian Ka'an, México
BFD	Belize Fisheries Department, Belice
BICA	Bay Island Conservation Foundation, Honduras
CARICOMP	Caribbean Coastal and Marine Productivity
CCAD	Comisión Centroamericana de Ambiente y Desarrollo
CCO	Cuerpos de Conservación Omoa, Honduras
CEMA	Centro de Estudios del Mar y Acuicultura, Guatemala
CICESE	Centro de Investigación Científica y de Estudios Superiores de Ensenada, México
CINVESTAV	Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del IPN, México
CONANP	Comisión Nacional de Areas Naturales Protegidas, México
CONAP	Comisión Nacional de Areas Protegidas, Guatemala
CPACC	Caribbean Planning for Adaptation to Climate Change
CTD	Conductividad-Temperatura-Profundidad
CZMA/I	Coastal Zone Management Authority y Institute, Belice
Dbh	Diameter at breast height
DiBio	Dirección de Biodiversidad, Honduras
ECOSUR	El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Chetumal, México
FHAC	Fundación Hondureña para los Arrecifes Coralinos, Honduras
FUNDAECO	Fundación para el Desarrollo y la Conservación, Guatemala
GMT	Greenwich Mean Time
GPS	Sistema Posicionador Geográfico
GR	Green Reef, Belice
GTT	Grupos Técnicos de Trabajo
HCMR	Hol Chan Marine Reserve, Belice
IAEA	International Atomic Energy Agency, Mónaco
INWEH	International Network for Water, Environment and Health
JD	Julian Date
MAFC	Ministry of Agriculture, Fisheries and Cooperatives, Belice

MARN	Ministerio de Ambiente y Recursos Naturales, Guatemala
MBRS	Mesoamerican Barrier Reef Systems Project
NCORE	National Center for Caribbean Coral Reef Research, EUA
NMP	Nivel del Mar Promedio
NMS	National Meteorological Service, Belice
NOAA	National Oceanographic and Atmospheric Administration, EUA
OBS	Optical Back-scatter System
OCC	Oficina de Cambio Climático, SERNA, Honduras
ONG	Organización No Gubernamental
PCQM	Point-Centered Quarter Method for Mangroves
PMS	Programa de Monitoreo Sinóptico
PROARCA	Proyecto Ambiental Regional para Centroamérica
REEF	Reef Environmental Education Foundation, EUA
RSMAS	Rosenstiel School of Marine and Atmospheric Sciences, EUA
SE	Sitio Estratégico
SEMARNAT	Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, México
SERNA	Secretaría de Recursos Naturales, Honduras
SICA	Sistema de la Integración Centroamericana
SM	Secretaría de Marina, México
SRIA	Sistema Regional de Información Ambiental
SWCMR	Southwater Caye Marine Reserve, Belice
ST	Sitio Transfronterizo
UB	University of Belice, Belice
UCP	Unidad Coordinadora del Proyecto
UCR	Universidad de Costa Rica, Costa Rica
UCSC	University of California at Santa Cruz, EUA
UGAMPC	Unidad de Gestión Ambiental Municipalidad de Puerto Cortés, Honduras
UNIPESCA	Unidad de Manejo de la Pesca y Acuicultura, Guatemala
UNU	United Nations University
UQROO	Universidad de Quintana Roo, México
USAC	Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala
USC	University of South Carolina, EUA
USGS	United States Geological Survey, EUA
WB	World Bank
WCS	Wildlife Conservation Society
WWF	World Wildlife Fund

## TABLA DE CONTENIDO

<b>LISTA DE ACRONIMOS Y ABREVIATURAS UTILIZADAS</b>	i
<b>PREFACIO</b>	v
<b>AGRADECIMIENTOS</b>	vi
<b>1. INTRODUCCION</b>	1
1.1    Objetivos del Programa de Monitoreo Sinóptico	4
1.2    El Papel de las Agencias de Apoyo del PMS	4
1.3    Desarrollo de la Metodología del PMS	5
1.4    Categorías de Monitoreo del PMS	6
1.5    Aplicaciones al Manejo	7
<b>2. EL PROGRAMA DE MONITOREO SINOPTICO DEL SAM</b>	8
2.1    Parámetros de Monitoreo	8
2.2    Selección de las Localidades de Monitoreo Prioritarias para el PMS	11
2.3    Colecta, Procesamiento y Registro de Datos en el SRIA	18
2.4    Arrecifes Coralinos y Ecosistemas Asociados en el SAM	19
<b>3. METODOLOGIA PARA COMUNIDADES DE ARRECIFES CORALINOS</b>	20
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 1</b>	26
3.1    Prospecciones de Corales, Algas y otros Organismos Sésiles	26
3.2    Peces Arrecifales y Erizos de Mar <i>Diadema</i>	29
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 2</b>	34
3.3    Reclutamiento de Organismos Benticos	34
3.4    Metodología para Evaluar la Deposición de Sedimentos	35
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 3</b>	37
3.5    Procesamiento de Datos y Reportes	37
<b>4. METODOLOGIA PARA COMUNIDADES DE PASTOS MARINOS</b>	45
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 1</b>	46
4.1    Biomasa y Composición Comunitaria de Lechos de Pastos Marinos a partir de Muestras Núcleo	46
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 2</b>	50
4.2    Medición del Crecimiento de <i>Thalassia testudinum</i>	50
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 3</b>	53
4.3    Indice del Area de Hoja y Composición Química de la Hoja	53

<b>5. METODOLOGIA PARA COMUNIDADES DE MANGLARES</b>	<b>58</b>
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 1</b>	<b>59</b>
5.1    Caracterización de Hábitats de Manglar	59
5.2    Reconocimiento del Estrés en Manglares	60
5.3    Composición de la Comunidad	61
5.4    Agua Intersticial	64
5.5    Biomasa	65
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 2</b>	<b>66</b>
<b>MONITOREO DE CATEGORIA 3</b>	<b>66</b>
5.6    Productividad	66
<b>6. METODOLOGIA PARA CONTAMINACION Y CALIDAD DE AGUA</b>	<b>76</b>
6.1    Monitoreo de Contaminación	77
6.2    Estrategia de Muestreo	77
6.3    Análisis de Muestras	79
6.4    Métodos Analíticos	80
6.5    Metabolitos de PAHs en Bilis	82
6.6    Determinación de Colinesterasas	83
6.7    Procesamiento de Datos y Análisis de Resultados	86
6.8    Calidad de Agua	86
6.9    Amonio	87
6.10   Fosfatos	89
6.11   Nitritos	90
6.12   Nitratos	91
6.13   Coliformes Totales	93
6.14   Coliformes Fecales	94
<b>7. METODOLOGIA PARA OCEANOGRAFIA FISICA / MODELOS</b>	<b>97</b>
7.1    Generalidades	97
7.2    Estrategia de Muestreo	97
7.3    Parámetros Básicos	98
7.4    Instrumentos	101
7.5    Instrucciones sobre el Uso de Instrumentos	103
7.6    Análisis de Datos	110
7.7    Programas de Cómputo	112
<b>8. REFERENCIAS</b>	<b>113</b>
<b>9. APENDICES</b>	<b>117</b>
Apéndice 1    Técnica de Arrastre por Manta	117
Apéndice 2    Estandarización y Calibrado de las Evaluaciones Visuales para Comunidades Coralinas	127
Apéndice 3    Prácticas Recomendadas para el Monitoreo Seguro y Eficiente en el PMS-SAM	135
Apéndice 4    Glosario de Términos	144

## PREFACIO

El Sistema Arrecifal Mesoamericano (SAM) es un ecosistema extenso y complejo, con alta biodiversidad, que se extiende entre los países de Belice, Guatemala, Honduras y México. Aproximadamente 1 millón de personas de múltiples orígenes sociales y étnicos se benefician de estos valiosos recursos a través de actividades relacionadas con la pesca, el turismo y el desarrollo costero, entre otras. Dichas actividades continúan aumentando en la región, poniendo diversos niveles de presión en los ecosistemas naturales en el SAM, que incluyen: arrecifes de coral y sus ecosistemas asociados. Ejemplos de estos últimos comprenden: lechos de pastos marinos, manglares, lagunas costeras y ríos.

Debido a la importancia de los arrecifes coralinos y los ecosistemas costeros, es necesario evaluar su salud con el propósito de mejorar el manejo de estos recursos costeros y marinos a través de la región.

El diseñar un programa de monitoreo apropiado, el cual pueda dar cabida a los diferentes niveles de complejidad encontrados en la Región del SAM, en términos de sus necesidades técnicas, sociales y culturales, es un reto enorme, no sólo por el tamaño del área del proyecto, sino porque a la fecha existen en la región valiosos esfuerzos de monitoreo en diferentes niveles. Sin embargo, no ha sido fácil comparar los resultados entre programas o entre los países, ya que muchos de estos programas están siendo llevados a cabo utilizando una diversidad de metodologías.

Por esta razón, el Programa Regional de Monitoreo Sinóptico (PMS) del SAM fue diseñado como una metodología regional de múltiples niveles para monitorear cambios en la salud del ecosistema con fines de manejo. Sin embargo, algunas de las respuestas requeridas para el manejo requieren información en diferentes períodos de tiempo: corto, mediano y largo plazo. El PMS está, por lo tanto, intentando proporcionar asesoría consistente con estos líneas de tiempo.

Reconocemos además que ya existen diversos protocolos de utilidad para la región, tales como CARICOMP y AGRRRA, los cuales han sido específicamente diseñados para esta región. Con el interés de evitar la duplicación de esfuerzos y a fin de optimizar recursos, hemos revisado meticulosamente estos protocolos, así como muchos otros existentes dentro y fuera de la región, con la intención de seleccionar los mejores métodos disponibles a la fecha para cubrir aquellos atributos de la salud del ecosistema para el SAM identificados durante las diferentes consultas técnicas del PMS. El utilizar aspectos de metodologías existentes también nos da la oportunidad de una colaboración más cercana entre los programas y grupos que están trabajando actualmente en el SAM.

Las principales Consultas Técnicas del PMS incluyen la Primera Reunión del Grupo Técnico de Trabajo del PMS-SAM en Tegucigalpa, Honduras (Agosto, 2001); la Reunión de Expertos del PMS en Cancún, México (Mayo, 2002), al cual asistieron más de 35 científicos nacionales y regionales, cubriendo las áreas de ecología de arrecifes de coral y ecosistemas asociados, contaminación marina y oceanografía física / modelos; y finalmente, la Segunda Reunión del Grupo Técnico de Trabajo del PMS-SAM en Flores, Petén, Guatemala (Junio, 2002).

Esperamos que este **Manual de Métodos para el Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM** resulte valioso para aquellos que lo usarán. Agradeceremos que nos mantengan informados de cualquier problema relacionado con su uso, así como el hacernos llegar sus sugerencias de cómo mejorarlo. Por favor envíe sus comentarios al Coordinador Regional del PMS, en la Unidad Coordinadora del Proyecto para el SAM (UCP).

## AGRADECIMIENTOS

Este *Manual de Métodos para el Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM* fue compilado y editado por Patricia C. Almada-Villela, Coordinadora Regional del Programa de Monitoreo Sinóptico en la UCP SAM, quien también dirigió las actividades y equipos que trabajaron en los tres temas centrales del PMS. Estos equipos consistieron de: Peter Sale, Universidad de Windsor, Canadá, quien encabezó el Consorcio UNU-INWEH que condujo el estudio regional en Ecología de Arrecifes Coralinos y Ecosistemas Asociados; Gerardo Gold-Bouchot, CINVESTAV, México quien llevó a cabo los estudios regionales sobre Contaminación Marina; y Björn Kjerfve, Universidad de Carolina del Sur, EUA y su equipo, quienes conducen el estudio regional sobre Oceanografía Física / Modelos. Al momento de preparar este manual, Björn Kjerfve y su equipo estaban desarrollando el Modelo Oceanográfico Anidado en 3-D de la Región del SAM para el Proyecto para el SAM.

Alejandro Arrivillaga (UNIPESCA, Guatemala) proporcionó asesoría sobre pastos marinos; mientras que Candy Fellar (Instituto Smithsonian, EUA), Cyril Piou y Faustino Chi (ambos de las Universidades de Belice y Kiel, Alemania) proporcionaron recomendaciones y apoyo en la Sección sobre Manglares. Queremos agradecer sus recomendaciones decididas y positivas. Pedro Alcolado y Mercedes Arellano Acosta, del Proyecto Sabana-Camagüey en Cuba, pusieron a nuestra disposición su metodologías inéditas para el monitoreo de corales, pastos marinos y manglares, las cual tendremos en cuenta posteriormente. De manera similar, Néstor Windevoxhel, del Proyecto PROARCA APM, nos ofreció un manuscrito aun sin publicar sobre monitoreo de manglares.

Estamos en deuda con Jorge Cortés (Costa Rica), Candy Fellar (EUA), Janet Gibson (Belice), Cyril Piou (Francia) y Jonathan L. Watkins (Reino Unido) por revisar crítica y meticulosamente el manuscrito. Eloy Sosa Cordero, de ECOSUR (México), proporcionó útiles consejos sobre estadística para la Sección de comunidades coralinas sésiles. También reconocemos la asistencia continua de Eugene Ariola y Nadia Bood (CZMA/I, Belice), James Azueta e Isaías Majil (Departamento de Pesca, Belice); y Miguel Angel García Salgado (CONANP, México), por las numerosas discusiones en general y sobre el diseño de los formatos de registro y otras cuestiones prácticas que se beneficiaron con su experiencia de campo colectiva en monitoreo. Se tuvieron conversaciones cruciales acerca de las definiciones de las Categorías de Monitoreo presentadas en este manual, las cuales son la base del PMS, con diferentes personas, en particular, Janet Gibson, Noel Jacobs, Marydelene Vasquez y Jonathan L. Watkins.

Robert S. Steneck, de la Universidad de Maine (EUA) nos proporcionó sugerencias extremadamente útiles acerca de métodos de reclutamiento de corales y revisó la Sección relevante en este manual. Dulcie Linton de CARICOMP, amablemente nos aconsejó sobre su metodología y nos proporcionó una copia apropiada de su manual y todos los formatos de registro de datos para que los estudiáramos y utilizáramos. Philip Yund nos ayudó amablemente en lo referente al uso de trampas tubulares para estudios de sedimentación. Hugh Sweatman, del Instituto Australiano de Ciencias Marinas, Australia, amablemente nos permitió utilizar sus gráficas de Arrastre por manta. Leda Cunningham de la Fundación para la Educación Ambiental Arrecifal (REEF, por sus siglas en Inglés) nos ayudó proporcionándonos copias de las Técnicas del Buzo Errante (Rover Diver) de REEF, en las cuales hemos basados nuestros formatos de registro de datos de Buzo Errante.

Estamos agradecidos por la entusiasta participación de los miembros del Equipo de Trabajo Técnico del SAM para el PMS, el cual incluye: **Belice:** Martín Alegria, Albert Jones, Jorge Franco. **Guatemala:** Marco Vinicio Cerezo, Ema Díaz, Nuria Rojas Prado. **Honduras:** Rafael Sambulá, Carlos Cerrato. **México:** Tomás Camarena-Lhurs, Ernesto Arias-González, Guillermo Horta-Puga, Miguel Angel García-Salgado, Juan Pablo Carricart-Ganivet y Rosa María Loreto.

Los participantes a la Primera Reunión de Expertos en Cancún en Mayo 2002 incluyeron a: **Belice:** Eugene Ariola (CZMA/I), James Azueta (BFD), Janet Gibson (antes CZMA/I y ahora WCS), Melanie McField (WWF). **Guatemala:** Fernando Castro (CONAP), Lenin Corrales (PROARCA), Francisco Pérez-Sabino (USAC). **Honduras:** Mirna Marin (OCC). **México:** Alfredo Arellano Guillermo

(CONANP), Tomas Camarena-Lhurs (CONANP), Juan Pablo Carricart-Ganivet (ECOSUR), Héctor Gamboa Pérez (UQROO), Carlos García-Sáez, Miguel Angel García-Salgado (CONANP), Gerardo Gold-Bouchot (CINVESTAV), Jaime González-Cano (WWF), Daniella Guevara Muñoz (CONANP), Marco A. Lazcano-Barrero (ASK), Rosa Loreto-Viruel (ASK), Benjamín Morales-Vela (ECOSUR), Bárbara Reveles-González (CONANP), Julio Sheinbaum (CICESE), Eloy Sosa (ECOSUR), Francisco Ursúa (CONANP), Rolf M. Wittich (ECOSUR). **Internacional:** Jorge Cortés (UCR), Marea Hatzios (WB), Bjorn Kjerfve (USC), John McManus (NCORE), Donald Potts (UCSC), Peter Sale (UNU-INWEH), Alan Strong (NOAA), Néstor Windevoxlhel (PROARCA), Thomas Lee (RSMAS).

Se recibió valiosa retroalimentación de los participantes al Curso de Capacitación en Metodologías de Monitoreo del SAM, que tuvo lugar en Belice (Noviembre, 2002), sobre nuevas Localidades potenciales y aspectos en general. Los participantes incluyeron: **Belice:** Miguel Alamilla (HCMR), Alberto Patt (SWCMR), Nadia Bood (CZMA/I), Guillermo Paz (GR), Rennick Jackson (BFD), Eugene Ariola (CZMA/I), Justin Hulse (NMS), Eden García (UB); **Guatemala:** Antonio Salaverría (UNIPESCA), Susana Hernández (CEMA), Hugo Hidalgo (FUNDAECO), Carlos Chinchilla (CONAP), Manuel Ixquiac (UNIPESCA); **Honduras:** Adonni Cubas (FHAC), Gustavo Cabrera (CCO), Calina Zepeda (BICA), Fidel López (UGAMPC), Fausto López (SERNA, DiBio), Francisco Argeñal (OCC); **México:** Miguel García (CONANP), Felipe Fonseca (CONANP), Rosa Loreto (ASK), Rubén Romero (SM), Adriana Zavala (ECOSUR), Alberto Lanz (CONANP), Judith Morales (ASK).

Las Agencias de Apoyo del SAM en los cuatro países han continuado mostrando su respaldo y compromiso hacia el éxito del PMS por lo que estamos sumamente agradecidos. Los miembros del personal del SAM, en particular Noel D. Jacobs, Coordinador Regional del Proyecto; a Demetrio Martínez, por diseñar la hermosa portada; a Marydelene Vásquez, por revisar secciones selectas del manual, por su ayuda con aspectos generales y de computación, y por la preparación de mapas e imágenes; a Alberto Urbina y Delmar Lanza por su invaluable ayuda para asegurar que los borradores del manual estuvieran listos para distribución en el Curso de Capacitación en Noviembre 2002. Nuestro agradecimiento también a Karina Johnson, por asegurar la pronta comunicación entre el Coordinador del PMS en la UCP y el resto de los colaboradores de este manual.

En **Belice:** nuestro aprecio al personal del Departamento de Pesca, también al personal de Coastal Zone Management Authority and Institute, por su ayuda para asegurar que el Curso de Capacitación en Metodologías de Monitoreo para la Región del SAM fuera un éxito. En **México:** al personal de la Comisión Nacional de Areas Naturales Protegidas, en particular a Oscar Alvarez, quien está a cargo de las tareas cotidianas de la Oficina del Coordinador Nacional, a Tomás Camarena-Lhurs, Miguel Angel García-Salgado y el resto del personal de Areas Marinas Protegidas en la Oficina Regional en Cancún; a Amigos de Sian Ka'an, por su apoyo con materiales y equipo para el Curso de Capacitación. En **Guatemala:** la Coordinación Nacional ha sido extremadamente entusiasta y activa en su apoyo al PMS. En **Honduras:** Vanesa Merlo y Erika Villagrán de la Oficina del Coordinador Nacional, por su asistencia en la coordinación diaria del PMS.

Estamos particularmente agradecidos con todos nuestros Coordinadores Nacionales por su apoyo continuo e incondicional. Los Coordinadores Nacionales del SAM son:

Belice:	Beverly Wade, FD, MAFC
Guatemala:	Carlos Baldetti, MARN
Honduras:	Elda Maldonado, DiBio, SERNA
México:	David Gutiérrez-Carbonell / Oscar Alvarez-Gil, CONANP, SEMARNAT

Asimismo, nuestro agradecimiento a Marea Hatzios, BM, por su constante apoyo y aliento en las actividades relativas al PMS y al Proyecto SAM en general. Se reconoce también al personal de la CCAD por su apoyo y guía institucional.

Finalmente, nuestro agradecimiento a todos nuestros colegas, tanto en la Región del SAM como en otros lugares, que sin querer hayamos pasado por alto, pero que su contribución conjunta marcó una diferencia en la calidad de este Manual.

## 1. INTRODUCCION

El Sistema Arrecifal Mesoamericano (SAM), que se extiende desde la Isla Contoy al norte de la Península de Yucatán a las Islas Bahía en Honduras, incluye el segundo arrecife más largo del mundo (Mapas 1.1 y 1.2). Tiene aproximadamente 1,000 km. de largo y abarca cuatro países y dos áreas transfronterizas: la Bahía de Chetumal, entre Belice y México; y el Golfo de Honduras, entre Belice, Guatemala y Honduras. El SAM es único en el Hemisferio Occidental debido a su longitud, composición de tipos de arrecifes y diverso conjunto de corales y especies relacionadas. El SAM contribuye a la estabilización y protección de los paisajes costeros, al mantenimiento de la calidad de agua costera, y sirve como hábitat para la alimentación y crianza de mamíferos marinos, reptiles, peces e invertebrados, muchos de los cuales son de gran importancia comercial. El SAM es también de inmensa importancia socioeconómica ya que da empleo a y es fuente de ingresos para aproximadamente un millón de personas que viven en las áreas costeras cercanas.

El objetivo del Proyecto para el Sistema Arrecifal Mesoamericano es el de mejorar la protección de los vulnerables y únicos ecosistemas marinos que comprenden el SAM, y apoyar a los países de México, Belice, Guatemala y Honduras para que refuerzen y coordinen políticas nacionales, reglamentos y acuerdos institucionales para la conservación y uso sostenible de este recurso público global. El Proyecto es parte de un Programa a largo plazo para asegurar la integridad y continuada productividad del SAM. La iniciativa del SAM está siendo promovida activamente por donadores y socios en la región y dentro del contexto del Programa del Corredor Biológico Mesoamericano.

Los objetivos del Programa del SAM, acordados por los cuatro países participantes son: a) reforzar las Areas Marinas Protegidas (AMP); b) desarrollar e implementar un Sistema Regional de Información y Monitoreo Ambiental que nos proporcione un panorama sinóptico de la salud del SAM y facilite la diseminación de estos resultados a través de la región; c) promover medidas que ayuden a reducir los patrones de explotación económica no sostenibles del SAM, enfocándose inicialmente a las pesquerías y al sector turístico; d) incrementar la capacidad nacional y local para su manejo ambiental a través de la educación, diseminación de información y capacitación; y e) facilitar el fortalecimiento y coordinación de políticas nacionales, reglamentos y acuerdos institucionales para la conservación de ecosistemas marinos y su uso sostenido. El segundo objetivo, el Sistema Regional de Información y Monitoreo Ambiental, esta a su vez dividido en dos subcomponentes: i) la Creación e Implementación de un Sistema Regional de Información Ambiental Distribuido (SRIA) y ii) El Establecimiento de un Programa de Monitoreo sinóptico (PMS).

El Proyecto del SAM esta financiado por el Fondo Mundial para el Medio Ambiente (GEF), es implementado por el Banco Mundial y es ejecutado por la CCAD-SICA a nombre de los gobiernos de Belice, Guatemala, Honduras y México.

### **Antecedentes del Programa de Monitoreo Sinóptico (PMS)**

La Región Mesoamericana se encuentra bajo creciente presión resultante de una variedad de fuentes antropogénicas, como son: el desarrollo costero y turístico; contaminación de fuentes puntuales y no puntuales, tales como, exceso de nutrientes agrícolas, acuicultura costera, granjas de camarón y desechos domésticos en el arrecife, sobre-pesca; incremento en las actividades turísticas tales como uso de embarcaciones y golf (el cual resulta en derrame de herbicidas) y algunos otros usos inapropiados de sus recursos.

Además, está sujeta a lo que aparenta ser fenómenos naturales periódicos, que incluyen episodios de temperaturas más cálidas, inundaciones (lo que resulta en sedimentación), blanqueamiento, epidemias de enfermedades, tormentas y huracanes. Algunas de las actividades humanas pueden estar agravando los impactos de estos eventos naturales, resultando en la inhabilidad del ecosistema para recuperarse tan rápidamente como lo hubieran hecho bajo circunstancias naturales. Por lo tanto se ha vuelto cada vez más importante el medir la "salud" de los diversos

ecosistemas del SAM para poder establecer, hasta donde sea posible, la naturaleza y extensión de los cambios, la causa de esos cambios y sus soluciones potenciales.

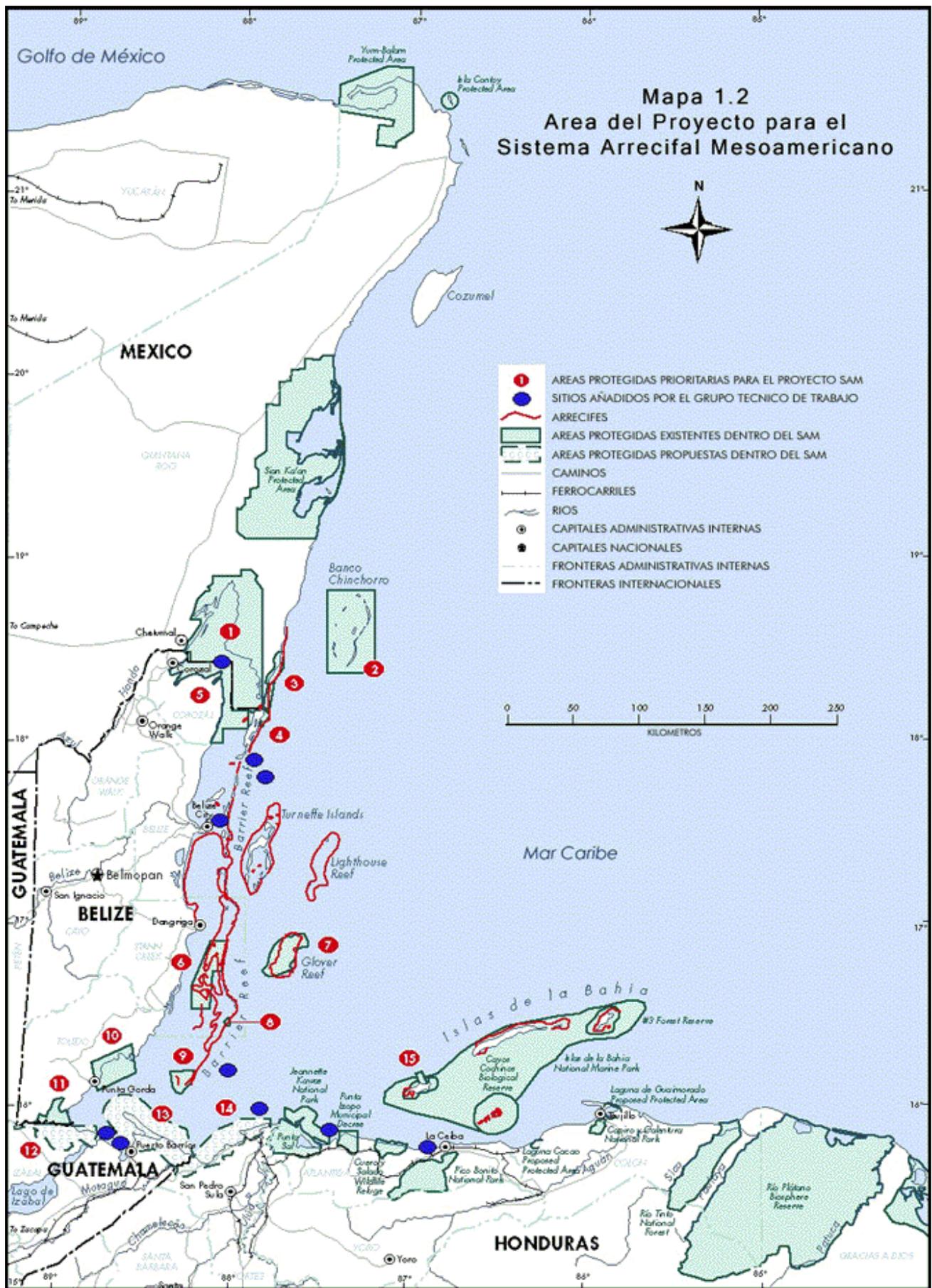
El Programa de Monitoreo Sinóptico (PMS) ha sido desarrollado para tratar de responder algunas de las preguntas sobre la salud del arrecife y sus ecosistemas asociados, para poder apoyar el manejo de este recurso único y compartido.

El PMS evolucionó a través de un proceso de consultas, en el cual estuvieron involucrados ciudadanos de Belice, Guatemala, Honduras y México, así como científicos regionales e internacionales y biólogos de campo. Las consultas principales incluyeron Grupos de Trabajo Técnicos, con especialistas de cada país participante del SAM, Reunión de Expertos y consultas con especialistas.

Asimismo, hubo tres consultorías regionales clave: Ecología del Arrecife de Coral y Ecosistemas Asociados; Contaminación Marina y Oceanografía Física / Modelos, los cuales fueron apoyados por Consultorías Nacionales (excepto para la sección de Ecología del Arrecifes Coralinos para México). En el momento de la preparación de este manual, las consultorías regionales y nacionales para Oceanografía Física aún están en proceso. Bajo esta consultoría, se está desarrollando un Modelo Oceanográfico Anidado en 3-D del SAM, como una herramienta regional, para ayudarnos a entender el patrón de las corrientes y la dispersión de componentes biológicos tales como: propágulos, corales y huevos de peces, larvas, nutrientes y contaminantes.

Finalmente, ha habido numerosas consultas con científicos y trabajadores de arrecifes coralinos en los cuatro países, la región del Caribe y otras áreas. Ciertamente el PMS se ha beneficiado de esta experiencia colectiva.





## 1.1 OBJETIVOS DEL PROGRAMA DE MONITOREO SINOPTICO

El Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM (PMS) es un esfuerzo regional a largo plazo que involucra a los países de: Belice, Guatemala, Honduras y México, con el fin de recopilar datos e información acerca de la salud de los arrecifes coralinos y varios ecosistemas asociados y especies claves en la Región Mesoamericana, a corto, mediano y largo plazo, para proporcionar una base sólida para su manejo.

### Desarrollo del Programa de Monitoreo Sinóptico

El PMS utiliza un enfoque multidisciplinario para ayudar al entendimiento de algunos de los procesos clave que están tomando lugar en la Región del SAM y así proporcionar recomendaciones útiles para su manejo. El PMS ha sido diseñado como un esfuerzo de monitoreo a largo plazo que incluye componentes físicos y biológicos, como se refleja en sus temas centrales:

- a) Ecología de los Arrecifes Coralinos y Ecosistemas Asociados; los cuales incluyen: manglares, pastos marinos y otros humedales costeros;
- b) Contaminación Marina: proveniente de fuentes terrestres y marinas; y
- c) Oceanografía Física: para entender la circulación del océano y los complejos giros en la Región del SAM y la laguna arrecifal.

Por lo tanto, el PMS ha sido desarrollado como un marco para:

- Mediciones sinópticas regionales sobre la salud del arrecife de coral y sus ecosistemas asociados a través del tiempo
- Una bases regional de datos ambientales que faciliten análisis de la región entera
- Proveer información y apoyo para decisiones de manejo a través de la región
- Mejorar el entendimiento de procesos ecosistémicos
- Proporcionar oportunidades a individuos o grupos en la región para conducir actividades de monitoreo que darán como resultado un mayor conciencia acerca de cuestiones ambientales en los medio ambientes costeros y marinos en la región

¿Cómo se llevará a cabo?

- Armonizando y estandarizando las metodologías de monitoreo utilizadas actualmente en la Región del SAM
- Utilizando metodologías de monitoreo que sean sencillas y accesibles a un gran número de personas en la región
- Con la colaboración de las Agencias de Apoyo al SAM, las cuales serán los actores principales en el Programa de Monitoreo Sinóptico

## 1.2 EL PAPEL DE LAS AGENCIAS DE APOYO DEL PMS

El SAM es un gran complejo de ecosistemas marinos que requiere un enfoque multidisciplinario. Se requiere de una gran organización para emprender exitosamente un programa regional de monitoreo como el PMS. Para poder reunir un equipo de monitoreo regional fuerte y confiable, hemos obtenido la colaboración de las Agencias de Apoyo del PMS, las cuales son una mezcla de agencias de gobierno, ONGs, academia, y asociaciones civiles que están interesadas en uno o más de los objetivos y/o temas del PMS. Su ayuda es vital para el PMS, ya que son los principales proveedores de los recursos humanos para el programa de monitoreo en sí. Ellos también pueden ayudar al PMS como fuentes de datos e información u ofreciendo apoyo logístico. Por consiguiente, los papeles potenciales de las Agencias de Apoyo son como se describe a continuación:

### **Fuentes de Datos e Información**

- Provisión de datos relevantes para el SAM disponibles dentro de la Agencia de Apoyo
- Asistencia en la obtención de datos o literatura de otras instituciones que sean relevantes al PMS
- Provisión de mapas e imágenes de satélite para las áreas geográficas relevantes al SAM
- Apoyo con los análisis de datos y/o imágenes

### **Proveedores de Apoyo Logístico**

- Asistencia en la organización de trabajo de campo
- Uso del equipo y embarcaciones disponibles para la Agencia de Apoyo para así poder llevar a cabo el PMS. El equipo puede ser de buceo, para análisis de laboratorio o procesamiento de datos
- Uso de vehículos para transportación local a los sitios de monitoreo
- Uso del personal capacitado, tales como personal de campo, guías, etc.
- Uso de alojamiento para el personal del PMS durante visitas de campo

### **Proveedores de Experiencia en Monitoreo**

- Uso del personal capacitado para formar equipos de monitoreo para el SAM
- Apoyo para capacitar a capacitadores, para que puedan continuar capacitando a otros en sus respectivos países. Esta capacitación puede ser en: identificación de especies, uso de equipo de laboratorio, análisis de datos, interpretación de resultados, seguridad en el campo, primeros auxilios y otras actividades relacionadas
- Validación de datos de monitoreo
- Análisis de datos

La mutua cooperación entre las Agencias de Apoyo del PMS conllevará a un mayor entendimiento de los procesos involucrados en la salud del SAM. Para poder cubrir los sitios y hábitats clave en el SAM, el PMS necesita contar con la decidida y entusiasta colaboración de sus Agencias de Apoyo en la región. Dada la naturaleza enorme de este proyecto, es crucial contar con la colaboración de estas Agencias.

## **1.3 DESARROLLO DE LA METODOLOGIA DEL PMS**

La falta de una metodología adecuadamente armonizada y estandarizada para medir los cambios en la salud de los ecosistemas de arrecifes de coral ha sido una de los mayores retos en el entendimiento de las complejas interacciones en tales medio ambientes. Dicha limitación ha sido también el mayor impedimento para comparar resultados entre los diferentes programas.

Existe un gran interés en el desarrollo de metodologías de monitoreo adecuadas que puedan ser utilizadas en áreas geográficas a gran escala, no solo en el SAM, sino también en la Región Caribeña y otros sitios. Para este efecto, ha habido varios esfuerzos regionales que han producido protocolos útiles que son aplicables en la región del SAM. Estos valiosos protocolos incluyen aquellos que desarrollados por el Atlantic and Gulf Rapid Reef Assessment, (AGRRA, 1999 y 2002), el Caribbean Coastal and Marine Productivity (CARICOMP, 2001), el Caribbean Planning for Adaptation to Climate Change (CPACC, 2000) y el Protocolo Mexicano de Monitoreo para Areas Marinas Protegidas en México, (García Salgado, in prep.). El Programa de Monitoreo a Largo Plazo del Instituto Australiano de Ciencias Marinas (Long Term Monitoring Program, Australian Institute of Marine Sciences), el cual contiene una cantidad impresionante de información que data más de 10 años, es probablemente el mejor ejemplo de un programa actual de monitoreo, pues es a gran escala y ha sido mantenido por varios años (Halford y Thompson, 1994; Bass y Miller, 1998; Page *et al.* 2001)

Otros esfuerzos se han enfocado en análisis que pueden ser realizados de manera muy sencilla a un nivel comunitario. Dichos protocolos incluyen REEFCHECK y REEF, los cuales han alcanzado un nivel creciente de éxito.

Este manual presenta los métodos seleccionados para el Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM en este momento, y refleja las necesidades que han sido identificadas para el PMS regional y la disponibilidad de recursos, tanto en términos humanos como económicos. Por lo tanto debe ser considerado como un documento dinámico que continuará creciendo conforme aumentemos nuestros conocimientos sobre métodos de monitoreo y desarrollemos nuevos enfoques, tecnologías y capacidades para medir cambios en la salud ambiental.

Cada sección es autónoma para permitir que el usuario se enfoque fácilmente en la tarea presente; por lo tanto, las secciones de corales y manglares son independientes y autónomas. Reconociendo el valor de algunas metodologías actualmente en uso, hemos utilizado algunas de ellas dando crédito total a las fuentes originales.

El Manual de Monitoreo del PMS ha sido diseñado para responder a las necesidades de manejo de la Región del SAM. Reconocemos que diferentes interrogantes requieren de diferentes niveles de intensidad en el monitoreo, datos, y detalles, y que ninguna metodología cubre necesariamente todos los aspectos que se consideran relevantes. También reconocemos que algunos Sitios son de más fácil acceso, o que son considerados de mayor prioridad que otros, y que pueden ser monitoreados varias veces al año. Estos Sitios que son monitoreados con más frecuencia nos darán información más detallada sobre cambios temporales, y pueden ser monitoreados de maneras que requieran un acceso más frecuente al Sitio. También nos damos cuenta que habrá situaciones en que las perturbaciones ocurran en ciertos lugares en particular, por ejemplo: debido a tormentas, encallamiento de embarcaciones, epidemias de enfermedades de corales, cuando será de suma importancia llevar a cabo un análisis rápido de la severidad del impacto; y que la capacidad para hacer dicho análisis rápido debería ser un componente del PMS. Por lo tanto se recomienda que el PMS-SAM sea llevado a cabo usando cuatro diferentes niveles de monitoreo, los cuales serán llamados Categorías de Monitoreo. Por lo tanto:

#### 1.4 LAS CATEGORIAS DE MONITOREO DEL PMS

- **Categoría 1:** Este es el nivel básico de monitoreo, por lo que utiliza el menor número de parámetros de todas las categorías. Se espera, por lo tanto, que se puedan monitorear más Sitios con esta categoría y también que se puedan conducir encuestas básicas más frecuentemente que en los Sitios de Categoría 2 y Categoría 3. Por ejemplo: el monitoreo en Sitios de Categoría 1 que estén localizados en áreas cercanas a los equipos de campo (e., Cayo Calabash) pueden recibir un esfuerzo de monitoreo mayor. La Categoría 1 incluirá una serie de parámetros **básicos**, **además de** una serie de parámetros **específicos** para cada ecosistema en particular. El muestreo para la Categoría 1 debe ocurrir cuando menos una vez al año, pero pudiera ocurrir hasta **seis veces por año** en ciertos Sitios, siempre y cuando los recursos lo permitan.
- **Categoría 2:** Análisis a mediano plazo de todos los parámetros de la Categoría 1 además de una serie adicional de parámetros **seleccionados**. Este monitoreo ocurrirá cuatro veces por año en un subconjunto de Sitios llamados Sitios de Categoría 2. Estos Sitios fueron elegidos como los de mayor prioridad para el monitoreo. En los sitios de Categoría 2 se medirán parámetros adicionales para seguir cambios en atributos como: mortalidad de corales y calidad de agua durante periodos de tiempo más cortos.
- **Categoría 3:** Este monitoreo ocurrirá **una vez por año** en sitios seleccionados en la Región. Incluirá la serie **completa** de parámetros (**Categorías 1 más 2**), **además de** una selección de mediciones a diferentes profundidades (corales y pastos marinos) o un aumento en la cobertura

espacial y productividad (pastos marinos y manglares) que pueden ser medidas de manera sencilla y a bajo costo. Esto proporcionará datos para análisis a largo plazo (ej. 5 a 15 años) de las tendencias en la cobertura de coral, reclutamiento de peces y extensión espacial de lechos de pastos marinos, entre otros indicadores de la “salud” ambiental.

- **Método de Evaluación Rápida del SAM:** Este monitoreo es utilizado para evaluar los efectos de perturbaciones específicas, como huracanes, inundaciones, derrames de petróleo, u otras perturbaciones, y así proporcionar asesoría de manejo inmediata sobre la severidad del evento. Esta Categoría utilizará una sub-serie de métodos de las Categorías 1 y 2 según sea apropiado, para medir el impacto de la perturbación específica que ha ocurrido. Este método de evaluación rápida tendrá lugar en los sitios impactados por la perturbación, estén estos sitios incluidos o no dentro de los que son monitoreados regularmente en los Sitios de las Categorías 1 y 2.

Los datos y la información resultante de todas las Categorías anteriores proveerán información para el manejo a largo plazo mientras continuamos adquiriendo conocimiento acerca de los ecosistemas y las especies en la Región del SAM.

## 1.5 APLICACIONES AL MANEJO

La intención es que el PMS sirva para medir los efectos de las acciones de manejo tomadas, ya sea que estas acciones sean tomadas como respuesta a cambios detectados en la “salud”, o que hayan sido tomadas en un esfuerzo por mitigar o eliminar anticipadamente impactos de presiones.

Las aplicaciones al manejo que proyectamos son:

1. Establecimiento de una muy necesaria base de datos relativos a la condición de sitios de arrecifes, manglares y pastos marinos clave; así como del status del nivel de contaminación y condiciones oceanográficas, con las cuales crear un panorama de la salud en la Región del SAM, poniendo particular atención a las situaciones potenciales más allá de los límites que afecten su manejo sostenido.
2. Establecimiento de la extensión y patrones de deterioro de componentes claves del ecosistema; ej. corales, pastos marinos y procesos ya identificados que causen estas tendencias.
3. Medición de los impactos de las actividades antropogénicas dentro de la región, ej. impactos de desarrollos costeros como granjas de camarones, derrames agrícolas, actividades turísticas, sobre pesca, sedimentación, extracción de recursos, etc.
4. Registros del impacto de eventos naturales, ej. huracanes, inundaciones, blanqueamiento y enfermedades.
5. Establecimiento de una base de datos regional acerca de los recursos ambientales en la Región de SAM, incluyendo la validación de mapas de hábitat.
6. Demostración de los enlaces entre las actividades basadas en tierra y la salud costera, suministrando la información básica necesaria para tomar acciones apropiadas para su manejo y el monitoreo de la efectividad de dichas acciones.
7. Guiar el desarrollo de planes de manejo y zonificación, y el monitoreo de su efectividad una vez que dichas políticas sean implementadas.
8. Identificar nuevos sitios potenciales para AMP, mientras se evalúa la efectividad ecológica de los ya existentes.

## 2. EL PROGRAMA DE MONITOREO SINOPTICO DEL SAM

Este manual se centra en aquellas metodologías consideradas como el mejor conjunto de técnicas para responder a las necesidades del SAM. Confiamos que dichos métodos nos permitirán abordar los principales problemas relacionados con la temática central del PMS (arrecifes coralinos y ecosistemas asociados; contaminación marina y oceanografía física). El manual ha sido dividido en Secciones que reflejan esta filosofía básica. Durante la Reunión de Expertos y los Grupos Técnicos de Trabajo se identificaron otros grupos taxonómicos, incluyendo mamíferos marinos (cetáceos y manatíes), aves costeras y marinas, reptiles (tortugas marinas y cocodrilos) crustáceos (Peneidos, langostas), moluscos (caracol) y holoturias. De manera similar, se sugirió que el PMS se ampliara para incluir algunos datos sobre pesquerías como: biomasa total, densidad, tamaño, estructura de la población, que pudieran otorgar información útil sobre el estado de algunas especies de escama comercialmente importantes. Dicho esfuerzo de monitoreo tan extenso va mas allá del alcance inicial del PMS y requiere de considerable esfuerzo y recursos adicionales.

Se espera poder ampliar el PMS para incluir un mayor número de ecosistemas o taxa en el futuro. Las Agencias que monitoreen diferentes grupos taxonómicos o ecosistemas tendrán la oportunidad de participar en este esfuerzo regional a través de acuerdos para compartir datos.

### 2.1 PARAMETROS DE MONITOREO

Se acordó en la Primera y Segunda Reunión de Grupos Técnicos de Trabajo (agosto 2001 y junio 2002) y en el Reunión de Expertos (mayo 2002) que es importante analizar la calidad de agua en toda la región. Proponemos una serie básica de parámetros físico-químicos a medirse en todos los sitios en cada visita de monitoreo, así como series de parámetros para cada sitio dependientes de la naturaleza del hábitat allí presente. Ver mayores detalles en cada Capítulo correspondiente.

#### **Parámetros que serán Medidos en las Diferentes Categorías**

El número de parámetros, o la cobertura espacial, aumentará de los Sitios de Categoría 1 a la Categoría 3 de manera acumulativa. Todos los sitios serán monitoreados una vez al año y en coincidencia con una serie de parámetros de acuerdo a la Categoría que les haya sido asignada. Los parámetros serán los mismos en todo momento y para cada Categoría. El Monitoreo de Evaluación Rápida (MER) usará un subconjunto de mediciones apropiadas que variarán dependiendo de la naturaleza del evento que dispare la movilización de ER. La Tabla 2.1 contiene un resumen del procedimiento estandarizado para el PMS. Las definiciones para Localidades, Ecosistemas, Hábitat y Sitios se dan en la Sección 2.2 (*Terminología para definir Sitios en el PMS*).

Los parámetros a medir comprenden cuatro tipos de datos a) Descripción del Sitio; b) Meta datos; c) Datos físicos; y d) Parámetros específicos. La descripción para los Sitios también se discute bajo la Sección 2.2. Los meta datos comprenden información como la fecha y hora de colecta de datos, la persona responsable de la colecta de los mismos. Los datos físicos son datos básicos colectados **en cada Sitio y durante cada visita** y comprenden mediciones de parámetros tales como temperatura del aire y agua, salinidad, pH, oxígeno disuelto, condiciones atmosféricas, estado del mar, claridad, turbidez, sedimentación, nutrientes y rango de profundidad. Los parámetros específicos comprenden las mediciones detalladas del ecosistema que se está estudiando. Se pueden encontrar mayores detalles en las Secciones 3.1, 3.2 y 3.3.

#### **La Agenda de Monitoreo del PMS**

Existen numerosas variables en los ambientes tropicales, como temporadas de lluvias y secas, abundancia temporal de especies y condiciones atmosféricas variables. Es imperativo que el PMS se base en una agenda de monitoreo uniforme en todas las Localidades. Por consiguiente, el monitoreo para el PMS se realizará en el tiempo acordado y los muestreos se confinarán a un espacio corto de tiempo, debiendo ocurrir en el mismo intervalo de tiempo cada año sucesivo (Tabla 2.1). Por favor note que el monitoreo para el Modelo Oceanográfico será conducido en su mayor parte de manera automática y continua con la ayuda de instrumentos oceanográficos. Esta agenda de monitoreo, por lo tanto, no es aplicable para tales mediciones.

**Tabla 2.1 Tabla de Procedimientos Estandarizados para el PMS-SAM para Arrecifes, Pastos, Manglares y Contaminación. Ver descripciones detalladas bajo cada Capítulo correspondiente**

**A: Sitios de Arrecifes Coralinos**

Categoría	Sitios	Parámetros	Frecuencia	Período
C <sub>1</sub>	Todos los Sitios	<p><b>Serie de parámetros básicos</b></p> <p>Vista panorámica con video o arrastre manta.</p> <p><b>Parámetros específicos para comunidades coralinas:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Porcentaje de cobertura de algas</li> <li>• Porcentaje de cobertura de corales</li> <li>• Abundancia de especies selectas de peces e invertebrados</li> <li>• Índice de mortalidad y condición de corales</li> </ul>	<p>Mínimo una vez por año en todos los Sitios</p> <p>Un subconjunto de Sitios recibirán un monitoreo más intenso</p>	<p>Junio 1-Julio 31 para muestreos anuales</p> <p>Todo el Año</p>
C <sub>2</sub>	Sitios Específicos de Categoría 2	<p>Como la Categoría 1, más:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Reclutamiento de corales</li> <li>• Producción de algas</li> <li>• Química del Agua</li> <li>• Sedimentación</li> </ul>	Una vez cada 3 meses	<p>Marzo</p> <p>Septiembre</p> <p>Diciembre (2<sup>a</sup> y 3<sup>a</sup> semana de cada mes mencionado)</p>
C <sub>3</sub>	Sitios Específicos de Categoría 3	<p>Como la Categoría 2, más:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Aumento en la cobertura espacial</li> </ul>	Junio 1 - Julio 31	Una vez por año; en el mismo período cada año

**B: Sitios de Pasto Marino**

Categoría	Sitio	Parámetros	Frecuencia	Período
C <sub>1</sub>	Todos los Sitios	<p><b>Serie de parámetros básicos</b></p> <p><b>Parámetros específicos para pastos marinos</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Porcentaje de cobertura de pastos marinos</li> <li>• Abundancia</li> <li>• Composición de especies</li> <li>• Biomasa cosechable &amp; biomasa total</li> </ul>	Dos veces al año	Junio y Diciembre
C <sub>2</sub>	Sitios Específicos de Categoría 2	<p>Como la Categoría 1 mas:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Aumento en la temporalidad (frecuencia)</li> <li>• Cobertura espacial</li> <li>• Crecimiento (biomasa de hojas nuevas)</li> </ul>	<p>Año 1: Cada 3 meses</p> <p>Año 2: Cada 6 meses</p>	<p>Marzo</p> <p>Septiembre</p> <p>Diciembre</p>
C <sub>3</sub>	Sitios Específicos de Categoría 3	<p>Como la Categoría 2 más:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Productividad</li> <li>• Índice del Area de la Hoja</li> <li>• Contenido del C:N:P</li> </ul>	Una vez al Año	Junio1-Julio 31

**C: Sitios de Manglares**

Categoría	Sitio	Parámetros	Frecuencia	Período
C <sub>1</sub>	Todos los Sitios	<p><b>Serie de parámetros básicos</b></p> <p><b>Parámetros específicos para manglares:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Caracterización forestal /zonificación</li> <li>• Establecimiento de parcelas</li> </ul>	Una vez al Año	Junio 1-Julio 31

		<ul style="list-style-type: none"> <li>Grosor del tronco (dbh) y altura</li> <li>Descripción de la comunidad</li> <li>Abundancia y porcentaje de cobertura</li> </ul> <p><b>Plántulas y vástagos (crecimiento):</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>Establecimiento de sub-parcelas</li> <li>Crecimiento</li> </ul>		
<b>C<sub>2</sub></b>	Subconjunto de Sitios	Como la Categoría 1 más: <ul style="list-style-type: none"> <li>Incremento en la cobertura espacial y biomasa</li> </ul>	2 x año (Temporadas de lluvias y secas)	Junio y Diciembre
<b>C<sub>3</sub></b>	Subconjunto de Sitios	Como la Categoría 2 más: <ul style="list-style-type: none"> <li>Índice de Área de la Hoja</li> <li>Productividad (únicamente <i>Rhizophora mangle</i>)</li> <li>Recolección de hojarasca</li> <li>Nutrientes</li> </ul>	<p><b>Hojarasca:</b> Año1: mensual; Año2: cada 3 meses, reducirlo eventualmente a 2 x año</p> <p><b>Nutrientes:</b> Cada 3-6 Meses</p>	Junio1-Julio 31  Marzo Junio Septiembre Diciembre

**D: Evaluaciones Rápidas**

Evaluaciones Rápidas	En cualquier Sitio después de notar una perturbación	<p><b>Como la Categoría 1, más el impacto específico que se vaya a evaluar, ej.:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>Daño físico (corales destruidos como % de la cobertura de coral)</li> <li>Carga de sedimentos</li> <li>Escombros de tormentas o inundaciones</li> <li>Derrames de petróleo</li> </ul>	Intermitente. Respuesta rápida a una perturbación	Dentro de la semana siguiente a la fecha en que ocurra
----------------------	--	---	---	--

**E: Sitios de Contaminación**

Categoría	Sitio	Parámetros	Frecuencia	Período
<b>C<sub>1</sub></b>	Todos los Sitios para Contaminación	<p><b>Serie de parámetros básicos</b></p> <p><b>Parámetros específicos para contaminación:</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>Actividad de Colinesterasas</li> <li>Metabolitos PAH</li> <li>Pesticidas organoclorados</li> <li>Estudios de bio-acumulación</li> </ul>	<p><b>Año 1:</b> cada mes</p> <p><b>Sedimentos:</b> una vez al año</p> <p><b>Año 2 y después:</b> Por temporada* (lluvias &amp; secas, frentes fríos)</p>	Julio 1 – Agosto 30
<b>C<sub>2</sub></b>	Sitios Específicos de Categoría 2	Como la Categoría 1 más: <ul style="list-style-type: none"> <li>Aumento de la temporalidad (frecuencia)</li> <li>Cobertura espacial</li> <li>Variación temporal y espacial</li> </ul>	<p><b>Año 1:</b> cada mes</p> <p><b>Sedimentos:</b> una vez al año</p> <p><b>Año 2 y después:</b> Por temporada* (lluvias &amp; secas, frentes fríos)</p>	Julio 1 – Agosto 30 Abril – Mayo
<b>C<sub>3</sub></b>	ST más Sitios selectos, ej. AMPs	Como la Categoría 2 más: <ul style="list-style-type: none"> <li>Aumento de la temporalidad (frecuencia)</li> <li>Cobertura espacial</li> </ul>	<p><b>Años 1 a 3:</b> cada mes</p> <p><b>Sedimentos:</b> una vez por</p>	<p><b>Lluvias:</b> Julio 1 – Agosto 30</p> <p><b>Secas:</b> Abril – Mayo</p>

		<ul style="list-style-type: none"> <li>Variación Temporal y espacial</li> <li>Análisis PAH en los sedimentos y otros biomarcadores ej. vitelogenina en el plasma e histopatología (que será enviada a laboratorios certificados para su análisis).</li> </ul>	año. <b>Año 4</b> y después: Temporada* (lluvias & secas, frentes fríos)	<b>Frentes Fríos:</b> Dic – Enero  Octubre* - Período más alto de descarga de agua dulce
--	--	---	---	--

\* = Las temporadas de lluvia y de secas pueden variar un poco dentro del rango latitudinal en el SAM

La Tabla 2.2 nos muestra ejemplos de combinaciones potenciales para monitorear Categorías y Localidades. Será de gran ayuda para las Agencias de Apoyo el desarrollar sus propias matrices con sus Localidades y Sitios.

**Tabla 2.2 Ejemplo de Localidades de Monitoreo PMS y su Categoría de Monitoreo Correspondiente**

Categorías de Monitoreo	Localidades de Monitoreo											
	Localidad 'A'			Localidad 'B'			Localidad 'C'			Localidad 'n'		
	A	M	P	A	M	P	A	M	P	A	M	P
C <sub>1</sub>									√	√		√
C <sub>2</sub>				√	√	√		√			√	
C <sub>3</sub>	√	√	√				√					

A = Arrecifes de Coral; M = Manglares; P = Pastos marinos

## 2.2 SELECCION DE LAS LOCALIDADES DE MONITOREO PRIORITARIAS PARA EL PMS

Hay muchas variantes en tamaño, tipos y diversidad de ecosistemas y hábitat a través de la región del SAM. Las Localidades de Monitoreo que han sido actualmente identificadas para el PMS fueron seleccionadas por miembros del Grupo Técnico de Trabajo de Monitoreo del PMS en Tegucigalpa, Honduras en el 2001. El proceso de selección tomó en consideración ecosistemas presentes en las localidades, así como su importancia relativa en términos de las 3 Temáticas Básicas del PMS, e incluyen una mezcla de AMP y sitios estratégicos, elegidos por su proximidad a las Areas Transfronterizas del SAM. El monitoreo en estas Localidades debe incluir cuando menos dos Sitios replica, aunque muchos requerirán más Sitios por su gran extensión y por contener diversos hábitats. La selección de los Sitios debe hacerse muy cuidadosamente.

Durante la revisión de este manual, se hizo evidente que las 2 Areas Transfronterizas del SAM deberían ser incluidas específicamente en la lista de Localidades de Monitoreo para el PMS. Por lo tanto, la Bahía de Chetumal y el Golfo de Honduras, incluyendo las áreas de la Bahía de Amatique y todos los ríos principales que van hacia él, han sido debidamente incluidos en la Tabla 2.3. El nuevo número total de Localidades de Monitoreo para PMS es, por lo tanto, de 25.

### Selección de Localidades de Monitoreo por las Agencias de Apoyo

Cada Agencia de Apoyo de PMS podrá decidir cual Localidad y/o Sitios Prioritarios del PMS van a monitorear y con que Categoría o nivel de esfuerzo. Sin embargo, se **debe** realizar un esfuerzo para

que todas las Localidades de PMS **sean realmente** monitoreadas. Antes de lanzar el Programa de Monitoreo Sinóptico, cada Agencia de Apoyo del SAM presentará a la UCP-SAM una lista de las Localidades y Sitios para los cuales tendrán responsabilidad de monitoreo y cuáles Categorías de Monitoreo utilizarán. Estos Sitios deberán ser Localidades de monitoreo **permanentes** para el PMS, o cuando menos deben de ser Localidades fijas, para que, aun cuando puedan cambiar un Sitio de la Categoría 1 a la Categoría 2 o Categoría 3, no podrán fácilmente ir en sentido opuesto. Un ejemplo de estas combinaciones potenciales se incluye en la Tabla 2.4.

**Tabla 2.3 Localidades de Monitoreo Prioritarias Identificadas para el Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM**

<b>País</b>	<b>Localidades de Monitoreo</b>	<b>Estatus</b>
Belice	Bacalar Chico	AMP*
Belice	Corozal Bay	AMP*
Belice	South Water Caye	AMP*
Belice	Glover's Reef	AMP*
Belice	Gladden Spit	AMP*
Belice	Cabo Sapodilla	AMP*
Belice	Puerto Honduras	AMP*
Belice	Rio Belice	SE
Belice	Hol Chan	AMP
Belice	Caye Caulker	AMP
Belice	Sarstoon-Temash	AMP*
Guatemala	Río Sarstún	AMP*
Guatemala	Punta de Manabique	AMP*
Guatemala	Río Dulce	SE
Guatemala	Bahía Santo Tomás	SE
Honduras	Puerto Cortés	SE
Honduras	Omoa-Baracoa	AMP*
Honduras	Turtle Harbor	AMP*
Honduras	Tela	SE
Honduras	La Ceiba	SE
México	Santuario del Manatí	AMP*
México	Banco Chinchorro	AMP*
México	Arrecife de Xcalak	AMP*
México-Belice	Bahía de Chetumal	ST
Belice-Guatemala-Honduras	Golfo de Honduras	ST

SE = Sitio Estratégico; \* = AMP prioritaria para el SAM; ST = Sitio Transfronterizo

**Tabla 2.4 Ejemplos de la Selección de Localidades de Monitoreo Potenciales por las Agencias de Apoyo así como sus Categorías de Monitoreo**

Agencias de Apoyo	Número de Localidades de Monitoreo		
	Categoría 1	Categoría 2	Categoría 3
Agencia de Apoyo 'A'	6	4	3
Agencia de Apoyo 'B'	10	5	2
Agencia de Apoyo 'C'	3	2	1
Agencia de Apoyo 'D'	4	2	0
Agencia de Apoyo 'n'	2	0	0

La lista de las Localidades del PMS listadas en la Tabla 2.3 puede y debe ser ampliada para incluir Localidades específicas y/o Sitios que sean del interés de las Agencias de Apoyo y que puedan ser fácilmente incluidos en el PMS. Sin embargo, sugerimos que la selección de nuevas Localidades se haga en consulta con la UCP y otras agencias relevantes para aumentar la representación ecosistémica en el PMS. Las Localidades que ya han sido identificadas durante la preparación del PMS y durante discusiones con participantes de los cuatro países durante el Curso de Capacitación en Metodologías de Monitoreo en Belice, Noviembre 2002, se incluyen en la Tabla 2.5. Fomentamos la inclusión de estas Localidades como parte del PMS en esfuerzos de monitoreo futuro en la región.

**Tabla 2.5 Localidades Potenciales que Recibirán Prioridad para su Inclusión en el PMS**

País	Localidades Recomendadas	Estatus
Belice	Gallows Point	SE
Belice	Goffs Caye	SE
Belice	Caye Chapel	SE
Belice	Ragged Caye	AMP
Belice	Lighthouse Reef	AMP
Belice	Turneffe Atoll	AMP
Belice	Laughing Bird Caye	AMP
Honduras	Cayos Cochinos	AMP
Honduras	Roatán	AMP
Honduras	Guanaja	AMP
Honduras	Río Aguán	SE
Honduras	Biósfera de Río Platano	PA
Honduras	Laguna de Caratasca	PA
México	Isla Contoy	AMP
México	Cancún	AMP
México	Puerto Morelos	AMP
México	Cozumel	AMP
México	Sian Ka'an	AMP
México	Akumal	SE
México	Majahual	SE

SE = Sitio Estratégico; AMP = Area Marina Protegida; ST = Sitio Transfronterizo

## Los Equipos de Monitoreo del PMS

Inicialmente, los Equipos o Grupos de Monitoreo del PMS consistirán en su mayoría, de una mezcla de miembros de las Agencias de Apoyo del PMS en los cuatro países. En consecuencia, es muy probable que el nivel de experiencia en monitoreo varíe entre los miembros. Por lo tanto sugerimos que el PMS sea conducido en dos diferentes niveles: a) **General** – apropiado para personal de campo, y b) **Avanzado** – apropiado para investigadores que manejan análisis de datos e interpretación de resultados.

Además, habrá **Coordinadores de Monitoreo** en cada país, quienes serán responsables de supervisar a los Equipos de Monitoreo y sus actividades *in situ*. Ellos también tendrán la responsabilidad de validar las hojas de datos de campo y de realizar el enlace con la UCP.

Será muy importante establecer una estructura administrativa para el programa de monitoreo que facilite la comunicación entre los individuos y las agencias comprometidas a monitorear en diferentes partes de la región. Esta estructura facilitará la toma de decisiones sobre procedimientos, preguntas metodológicas, y además, y será un factor vital en el mantenimiento de la integridad y uniformidad del programa de monitoreo. Durante el primer año, será una buena estrategia el utilizar los datos colectados como datos piloto para asegurar que las decisiones sobre réplicas y métodos de campo hayan sido correctamente tomadas.

## Terminología para Definir Sitios para el PMS

El PMS seguirá la terminología y procedimientos básicos de Woodley (1999), con la excepción de que usará la palabra "**Localidad**" en vez de "**Area**". Por lo tanto, cada "**Localidad**" tendrá uno o más "**Ecosistemas**" que a su vez tendrán uno o más "**Hábitats**" a ser monitoreados; dentro de cada "**Hábitat**" habrá un cierto número de "**Sitios**" potenciales. En cada "**Sitio**" seleccionado, se llevarán a cabo actividades de monitoreo. Esta terminología será aplicable a los hábitats en el PMS, ej.: arrecifes coralinos, manglares y pastos marinos.

Idealmente, los Sitios deberán ser seleccionados usando un diseño formal estratificado al azar, ya que hay importantes ventajas estadísticas que se derivan de esto. Sin embargo, se toma en cuenta que muchas Localidades ya tienen algún grado de manejo o que pueden estar sujetas a manejo en el futuro. En estos casos, y para evitar duplicidad de esfuerzos entre los proyectos o programas, se debe hacer un esfuerzo para incluir estos Sitios específicos que están siendo utilizados por programas de monitoreo en proceso, o que son del interés particular de los administradores locales por cualquier otra razón. Estas decisiones estratégicas requieren de la total colaboración de todas las partes involucradas.

## Selección de Sitios de Monitoreo

Para los fines del PMS, las LOCALIDADES contienen ECOSISTEMAS, dentro de las cuales, los SITIOS son seleccionados para su monitoreo. Una LOCALIDAD puede tener ~10-100 Km. de extensión, mientras que un SITIO (a escala ~0.2 Km.) es el área que es fácilmente accesible desde la embarcación anclada. La localización geográfica del SITIO es la lectura GPS donde la embarcación está anclada, y es importante regresar a esta misma localidad en cada visita de monitoreo. Los SITIOS son lugares **permanentes** de monitoreo. Cuando las LOCALIDADES incluyen ecosistemas arrecifales, la misma naturaleza irregular del ambiente arrecifal hace que la selección del Sitio sea más compleja. Nos damos cuenta que los arrecifes varían mucho en tamaño, complejidad, profundidad, perfil y cobertura por Km. de costa a través de la región del SAM. A continuación presentamos los procedimientos que recomendamos para la selección de Sitios, sin embargo, entendemos por completo que pueda ser necesario modificar estos procedimientos para acomodar las condiciones específicas de cada Localidad. Es vital para el éxito del PMS que estos procedimientos se sigan lo más cercano posible, y que todas las modificaciones que se hagan sean cuidadosamente anotadas cuando se recopilen los datos. La Figura 2.1 muestra un diagrama de una Localidad de Monitoreo teórica, con Ecosistemas, Hábitats y Sitios.

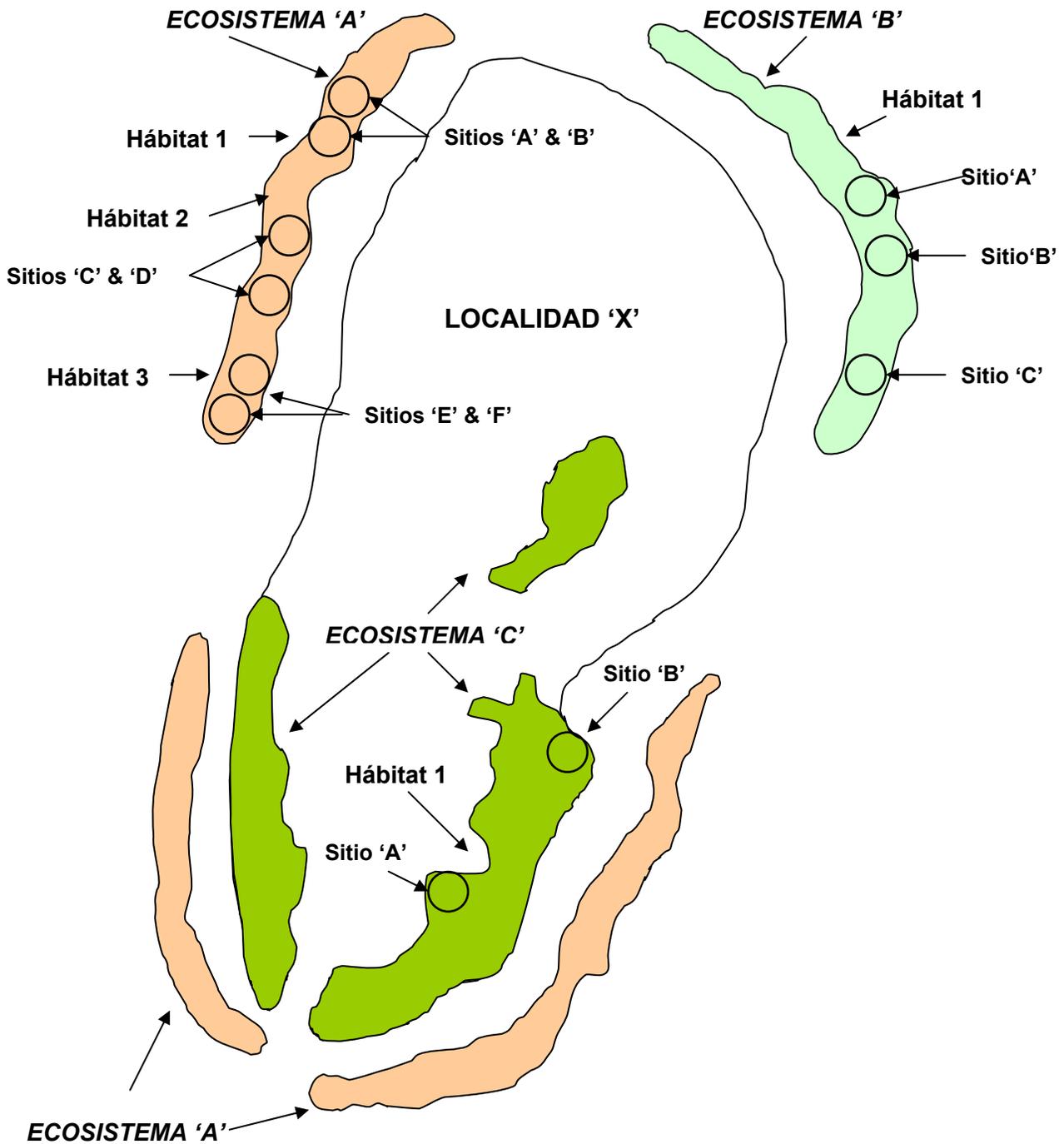
### **Selección de Sitios en Ambientes Arrecifales**

Donde una localidad contenga un ecosistema de arrecife, se debe hacer un esfuerzo para establecer dos o más Sitios en cada uno de los tres Hábitats a monitorear:

1. Poco profundo, hábitats arrecife posterior (sotavento) a 1-5m de profundidad
2. Poco profundo, hábitats arrecife frontal (barlovento) a 1-5m de profundidad
3. Profundo, hábitats arrecife frontal a 8-15m de profundidad.

Cada Sitio de monitoreo incluye solo un Hábitat. Se deberá hacer una evaluación para decidir si dos Sitios de cada tipo de Hábitat son suficientes para caracterizar esa Localidad. Esto va a depender de la extensión del arrecife en tal Localidad. Recuerde que la distribución de los Sitios en la Localidad deberá resultar en una muestra representativa de la Localidad. Si la Localidad es un área protegida grande, con extensos arrecifes, no podrá ser monitoreada adecuadamente con un par de Sitios en una pequeña esquina.

Si la extensión y/o el número de arrecifes (ej.: bordeantes, parches o barrera) es limitado, pudiera no ser posible establecer más de dos Sitios en cada Hábitat, y pudiera ser que uno o más de los Hábitats de arrecifes no estén presentes. Sin embargo, si la extensión y/o el número de arrecifes es demasiado grande, entonces deberán ser subdivididos o “estratificados” y ejemplos representativos de cada subdivisión deberán ser seleccionados al azar (ej.: el enfoque de manzanas, peras y plátanos). Use las mejores fuentes de información disponibles (mapas béticos, fotografías aéreas, cartas de navegación, conocimiento local, reconocimiento por arrastres manta (ver Apéndice 1 para mayores detalles) y/o videografía para obtener una perspectiva panorámica del arrecife. También se pueden utilizar características secundarias del arrecife tales como tamaño, profundidad y posición relativa a tierra. Una vez que los arrecifes hayan sido estratificados, la idea es seleccionar los Sitios al azar (imparcialmente). Otorgue un número a cada arrecife dentro de cada subdivisión y utilice un método al azar para seleccionar aquellos que se van a evaluar. Si no existe ninguna guía clara para hacer las subdivisiones (ej.: en una barrera continua de arrecife de varios kilómetros de largo), entonces los Sitios deberán ser localizados usando una red numerada (cada cuadro representa 200 x 200 m) y sobrepuesta sobre zonas de arrecife delineadas y los cuadros seleccionados al azar (Sitios). Al elegir Sitios, evite fondos duros, pavimentos y otros hábitats que no tienen un marco definido de corales constructores de arrecifes y recuerde que los Sitios anteriores poco profundos y profundos usualmente estarán co-localizados.



**Figura 2.1** Diagrama de una Localidad de Monitoreo del PMS, sus Ecosistemas, Hábitats y Sitios. El Ecosistema 'A' = Arrecife Coralino; Ecosistema 'B' = Pasto Marino; Ecosistema 'C' = Manglar. Por favor tome nota que el monitoreo va a ocurrir en 3 hábitats arrecifales (ver Sección sobre Selección de Sitios).

Dependiendo de los métodos y recursos disponibles, los Sitios que sean seleccionados generalmente caerán en uno de estos tres grupos:

1. Imparcial- elegido basándose en muestreos al azar (el método preferido);
2. Estratégico- elegido basándose en conocimiento local ya sea porque están en peligro, se sospecha que estén degradados, o particularmente en buen estado, o porque están siendo monitoreados a través de otro programa.
3. Representativo- elegido basándose en conocimiento local por ser representativo de los arrecifes en esa área.

Para comparación regional, es mejor tener Sitios que han sido elegidos al azar (1), los Sitios elegidos por su situación estratégica deberán marcarse claramente como tales.

### **Selección de Sitios para Monitoreo de Contaminación**

Dentro del PMS, el monitoreo de contaminantes en los Sitios Transfronterizos del SAM (ST), la Bahía de Chetumal y el Golfo de Honduras, han recibido el nivel de prioridad más alto ya que son a) representativos del área; b) contienen una alta diversidad biológica, en términos tanto de especies como de ecosistemas; c) reciben entradas críticas de contaminantes de áreas urbanas y/o industriales; y d) son compartidos por dos o más países, por lo tanto, su manejo prolongado requiere de cooperación internacional.

Se han seleccionado Sitios representativos dentro de estos ST (ver Tabla 2.3). Para la Bahía de Chetumal en particular, las siguientes áreas necesitan ser monitoreadas:

- La parte norte de la Bahía de Chetumal (México)
- El área cercana a la boca del Río Hondo y de la Ciudad de Chetumal (México)
- El sur de la Bahía Corozal (Belice)
- El área alrededor de la boca y hacia el mar (Belice y México)

En el caso del Golfo de Honduras, los siguientes Sitios necesitan ser monitoreados:

- Las salidas de los ríos Dulce y Sarstún
- El área alrededor de Puerto Barrios
- Las bocas de los ríos Motagua, Chamalecón y Ulúa. Además
- Cayos del sur: Glover's Reef, Gladden Spit y Sapodilla, para determinar si existe un gradiente de sur a norte desde la Bahía de Amatique
- Turtle Harbor, en las Islas de la Bahía, debido a su proximidad con el área de influencia de los ríos.

La selección e incorporación de Sitios control serán críticas. Dichos Sitios pueden estar dentro de áreas protegidas, alejados de las áreas urbanas e industriales, desarrollos turísticos y salidas de ríos.

### **Número de Réplicas para el Monitoreo de Contaminación**

En cada Sitio, se debe muestrear un mínimo de cinco estaciones replicas seleccionadas al azar. En el caso de organismos, se deben recolectar cuando menos 10 individuos del mismo sexo y tamaño.

### **Descripción del Sitio**

Se debe preparar una descripción del Sitio para todos y cada uno de los Sitios investigados durante la primera visita a dicho Sitio. Las descripciones de los Sitios se deben hacer solo una vez, a menos que el Sitio haya sufrido cambios significativos debido a alguna situación extrema, ej.: tormentas o inundaciones. Es de suma importancia explicar como fue seleccionado el sitio y dar una explicación

de cualquier posible desviación de los protocolos de selección recomendados. La descripción del sitio también debe incluir información de lo siguiente:

- Localidad (coordenadas GPS)
- Para áreas arrecifales: relieve aproximado, inclinación, tamaño, forma y características del relieve (ej.: macizos de coral y canales)
- Para áreas de pasto marino: proximidad a los arrecifes, tamaño y forma de las características más relevantes; extensión del hábitat
- Para manglares: caracterización/zonación, detalles de tipos de hábitat; porcentaje de cobertura de a) canales; b) cuerpos de agua superficiales; c) áreas de manglares degradados; resumen del impacto humano si se conoce; y localización y magnitud de la entrada de agua dulce
- Orientación (barlovento, sotavento, o ambos, sí la dirección del viento cambia temporalmente)
- Rango de profundidad corregida para tomar en cuenta las variaciones de marea

Para aquellos que estén monitoreando sitios que ya estén en mapas, se deberán registrar cambios en la extensión de ciertos hábitats, acompañando dichas notas con descripciones de los sitios. Una actividad adicional muy útil será llevar a cabo la validación de mapas de hábitats siempre que sea posible para construir un panorama más exacto de los sitios. Si se está considerando adquirir mapas, las escalas más útiles son: 1:50,000 a 1:100,000 para vistas panorámicas y 1:5,000 para trabajos más detallados. Las fotografías aéreas a escala 1:5,000 también son apropiadas y pueden proporcionar una línea de base para registrar cambios futuros en los hábitats.

### 2.3 COLECTA, PROCESAMIENTO Y REGISTRO DE DATOS EN EL SRIA

Los datos deben ser registrados en las hojas de datos del PMS, de las cuales se proporcionan ejemplos al final de cada Capítulo. También se pueden bajar del sitio Web del SAM: <http://www.mbrs.org.bz/>. Por favor entregue las hojas completas a su Coordinador de Monitoreo (CM), quien será el responsable de validar los datos, llevar a cabo el procesamiento inicial e ingresar los datos en el SAM SRIA. Algunos ejemplos de validación de datos incluyen el asegurarse de que no haya registros ilegibles o faltantes, revisar que no haya errores potenciales y corregirlos mientras el equipo aún esté en el Sitio. Si es necesario, se vuelve a conducir el transecto para corregir dichos errores. Los errores más comunes incluyen: identificación incorrecta de organismos, entradas incorrectas y la falta de ciertas mediciones.

El primer nivel en la revisión de datos se hace en el Sitio inmediatamente después del buceo o antes de regresar del viaje de campo. El segundo nivel de la evaluación de los datos ocurre cuando los datos originales son comparados con los datos que se registraron en la hoja de cálculo. Esto debe ser realizado por el CM y otra persona. El nivel final de revisión ocurrirá en el momento que los datos lleguen a la UCP del SAM. **Es de suma importancia que estas revisiones se lleven cabo cada vez como se especifica.**

Las hojas de cálculo para sumisión de datos están disponibles para los equipos de monitoreo. Dichas hojas de cálculo contienen macros para facilitar el ingreso de datos y realizar cálculos tales como promedios y desviaciones estándar. Los análisis estadísticos estándares ej.: los totales de los parámetros de interés, comparación de Sitios, serán llevados a cabo directamente por el SRIA. Estarán disponibles ejemplos de los hojas de datos en el sitio Web del SAM (ver arriba), desde donde pueden ser obtenidos fácilmente.

Al momento de escribir este manual, el SRIA estaba casi completo. El procedimiento detallado para ingresar datos en el SRIA estará disponible tan pronto como sea posible para los Equipos y los

Coordinadores de Monitoreo. Por favor visite también el sitio Web del SAM para avisos a este respecto.

## 2.4 ARRECIFES CORALINOS Y ECOSISTEMAS ASOCIADOS EN EL SAM

Existen numerosos medio ambientes costeros en la Región Mesoamericana, incluyendo arrecifes coralinos, manglares, pastos marinos, lagunas costeras, estuarios, deltas y ríos, entre otros. El intentar medir los cambios en la salud a largo plazo de estos medio ambientes y/o sus componentes de flora y fauna sería una tarea titánica, muy por fuera del alcance del nivel actual de apoyo que el PMS tiene a su disposición a través de sus Agencias de Apoyo.

Por lo tanto, los ecosistemas que han sido seleccionados en la Primera Etapa del Proyecto incluyen:

- **Arrecifes coralinos** [Poco profundo, hábitats arrecife posterior (sotavento); 1-5 m de profundidad; hábitats arrecife frontal (barlovento); 1-5 m de profundidad; y hábitats arrecifales anteriores profundos de 8-15 m de profundidad];
- **Manglares** costeros y bordeantes
- **Pastos marinos** costeros y bordeantes

Los grupos taxonómicos que se incluyen en esta etapa son los siguientes:

- **Comunidades Coralinas:** corales duros, gorgonáceos, algas, peces arrecifales, esponjas, erizos de mar *Diadema*.
- **Comunidades de Manglares:** Manglar rojo (*Rhizophora mangle*), negro (*Avicennia germinans*) y blanco (*Laguncularia racemosa*), y diversas especies relacionadas con los manglares, tales como *Conocarpus erectus*.
- **Comunidades de pasto marino:** *Thalassia testudinum*, *Syringodium filiforme*, *Halophila decipiens*, *Halophila engelmannii* y *Halodule beaudettei*.

### Parámetros a Medir

Los parámetros a medirse han sido divididos en **Parámetros Básicos y Específicos**. Los parámetros básicos son aquellos que serán tomados en todos los sitios y durante todas las visitas y serán los mismos para todos los ecosistemas. Los parámetros específicos para corales, manglares y demás, se definen en cada sección correspondiente y deben ser determinados además de los parámetros básicos. Se realizarán también algunas medidas físicas en cada uno de los Sitios. El usuario podrá encontrar detalles completos en cada una de las secciones siguientes.

### 3. METODOLOGIA PARA COMUNIDADES DE ARRECIFES CORALINOS

En común con otros protocolos, el PMS incluirá mediciones en corales, peces, y otras biotas seleccionadas, muchas de las cuales se pueden hacer utilizando transectos y/o arrastres por manta (ver Apéndice 1). Consideramos importante el tratar de obtener una perspectiva general de la dinámica de las comunidades coralinas, hasta ahora ignorado por la mayoría de los programas de monitoreo, así como del estrés a los ecosistemas para construir un panorama de la salud del ecosistema coralino.

Algunas características que será útil monitorear incluyen el porcentaje de cobertura, la composición comunitaria, distribución por tamaño, grado de blanqueamiento, frecuencia de enfermedades del coral e índice de mortalidad. Asimismo, la baja diversidad relativa del Caribe permite el registro de la abundancia de corales a nivel de género, y ciertamente fomentamos los esfuerzos para asegurar que todos los miembros de los Equipos de Monitoreo PMS puedan llevar registros a un nivel de especies con exactitud. También consideramos que el monitoreo de reclutas de corales y peces en las áreas seleccionadas nos dará una indicación muy útil de la salud del ecosistema.

**Tabla 3.1 Tabla de Procedimientos Estandarizados del SAM-PMS para Comunidades Coralinas**

Categoría	Sitios	Parámetros	Frecuencia	Período
C <sub>1</sub>	Todos los Sitios	<p><b>Parámetros básicos:</b> Fecha, hora de la visita, nombre de la Localidad, ID del Sitio, coordenadas GPS. Nombres de colectores. Condiciones atmosféricas, temperatura del aire y agua, lluvia, viento, estado del mar, salinidad, luz, turbidez, pH, OD, sedimentación, nutrientes (para análisis en laboratorio), clorofila <b>a</b>. Descripción general del Sitio (solo Sitios nuevos), incluyendo rango de profundidad, relieve, grado de inclinación, forma, características y orientación.</p> <p>Panorámica en video o arrastre por manta.</p> <p><b>Parámetros específicos para comunidades coralinas:</b></p> <p>Porcentaje de cobertura de algas (turf, coralina, macro), esponjas, gorgonáceos, corales a nivel de género (para equipos avanzados = nivel de especies).</p> <p>Para ~50 colonias de coral: género, especie, altura de la colonia, diámetro promedio, índice de mortalidad (recientemente y muertes anteriores), grado de enfermedad, blanqueamiento, daño por tormentas.</p> <p>Abundancia de especies seleccionadas de peces. Abundancia de juveniles que se acaban de asentar o especies de peces seleccionadas. Abundancia de erizos de mar <i>Diadema</i>.</p>	<p>Mínimo una vez al año para todos los Sitios</p> <p>Un subconjunto de Sitios que recibirá mayor monitoreo</p>	<p>Junio 1-Julio 31 para prospecciones anuales</p> <p>De otra manera a lo largo del año</p>
C <sub>2</sub>	Sitios Específicos de Categoría 2	Como la categoría 1, mas reclutamiento de coral en cuadros de asentamiento, crecimiento de alga (producción) como un sustituto para nutrientes disponibles, química del agua en detalle, sedimentación usando trampas de asentamiento	Cada 3 meses <b>Sedimentación:</b> mensual o bimestral	Marzo Septiembre Diciembre (2 <sup>a</sup> y 3 <sup>a</sup> semana en mes indicado)
C <sub>3</sub>	Sitios Específicos de Categoría 3	Como la Categoría 2, mas el incremento en la cobertura espacial	Una vez al año; en el mismo período cada año	Junio 1–Julio 31

La siguiente metodología adopta y modifica algunas características del Protocolo de AGRRA (2000), para tomar en cuenta las necesidades de los organismos bénticos identificados para el SAM. Sin embargo, el usuario debe tomar en cuenta que hay varias diferencias importantes entre la metodología del PMS que se presenta aquí y la original de AGRRA. Una de tales diferencias es la adopción de un enfoque de punto de intercepción en lugar del enfoque de línea de intercepción. Segal y Castro (2001) mostraron que los enfoques de intercepción tanto de punto como de línea pueden obtener datos comparables sobre la composición de la comunidad, siempre y cuando el primero utilice el número suficiente de puntos. Ambos métodos pueden detectar bentos con una cobertura menor del 2%. Se pueden encontrar mayores detalles sobre el nivel de replicas y otro material de apoyo para el PMS en Sale *et al.* (2002). El texto original de AGRRA se puede encontrar en: <http://www.coral.noaa.gov/agra/method/methodhome.htm>

## CORALES Y OTROS ORGANISMOS SESILES

### EQUIPO

Se requiere que cada buzo lleve el siguiente equipo además del equipo básico de buceo libre (esnorkleo) y SCUBA (incluyendo la válvula de profundidad):

- Plantillas sumergibles para datos
- Tarjetas sumergibles de identificación de especies (ver Lámina 3.1)
- Una línea de 30 m de largo para transectos
- Un objeto (ej.: pedazo de soga, tubo delgado) de 1 m de longitud para medir
- Pizarra de plástico o cilindro de escritura
- Una regla de plástico pequeña atada a la pizarra de plástico o cilindro de escritura

### Plantillas sumergibles de datos para organismos sésiles

Sujetar la plantilla de datos para organismos sésiles a un sujetapapeles, pizarra sumergible o cilindro de escritura (ver abajo). Al final de este capítulo se puede encontrar un ejemplo de plantilla para hoja de campo diseñada para prospecciones bénticas. Puede fotocopiar la platilla de datos en papel sumergible blanco para asegurar un registro **permanente** de los datos colectados. Las plantillas también pueden ser copiadas en 'Mylar' 3 mil doble mate (= opaco por ambos lados) si se van alimentando a mano en una fotocopidora, siempre y cuando los registros se pueden conservar permanentemente. Utilice ligas, clips, o cable para sujetar la plantilla a la pizarra. Use cada plantilla solo una vez y guárdela en un lugar seguro como un registro a futuro de la prospección.

### Una cinta métrica de PVC de 30m

Esta puede ser la misma cinta utilizada para los transectos visuales para peces. Ayudará el utilizar una cinta eléctrica con colores brillantes, o un plumón indeleble para marcar **claramente** la cinta cada 25 cm. Estas marcas se utilizarán al medir el porcentaje de cobertura de organismos sésiles.

### Un objeto de 1m de largo para medir

Se puede utilizar una vara de PVC de 1m de largo (~1/2" de diámetro), o una cinta métrica marcada a intervalos de 10-cm. Como alternativa, una línea de polipropileno marcada a intervalos de 10-cm (ver arriba), con un lazo en un extremo y atado a la muñeca de la mano con la que no escribe.

### Una regla de plástico pequeña atada a la pizarra de plástico o cilindro de escritura

Recorte la regla por la base 5 cm, hasta obtener una punta angosta, pero que aun sea legible.

### Cilindros de escritura – una alternativa a la pizarra

Un cilindro de escritura es un tubo de PCV de "pared gruesa" (1/4" de grosor) que mide 4" (~ 10 cm) de diámetro interno x ~18 cm de largo, con 3 agujeros perforados cerca de una de las orillas, a través de los cuales se atan tubos quirúrgicos que pasan sobre la muñeca. La ventaja es que permite que las manos estén libres para sostener el equipo de prospección y para sostenerse

**Lámina 3.1 Ejemplo de las Láminas que se Utilizarán en la Identificación de Organismos Bénticos (de Human, 1998)**



Coral Asta de Ciervo  
*Acropora cervicornis*



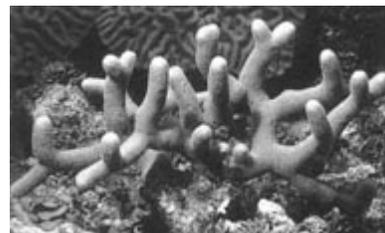
Coral Cuerno de Alce  
*Acropora palmata*



Coral de Pilar  
*Dendrogyra cylindrus*



*Madracis mirabilis*



*Porites divaricata*



Coral de Fuego  
*Millepora alcicornis*



*Lobophora variegata*

durante corrientes u oleajes fuertes. Se sujeta una plantilla al cilindro con cinta para el registro de los datos. Los cilindros de escritura también se pueden utilizar para coleccionar datos sobre peces o en otros hábitats.

## PECES Y ERIZOS DE MAR

### EQUIPO

- Plantillas sumergibles de datos para peces y erizos de mar
- Tarjetas sumergibles para identificación de especies (ver Láminas 3.2 y 3.3)
- Pizarra de plástico sumergible
- Cintas de medición de fibra de vidrio de 2 x 30 m O 30 m de cordón de nylon atado a un carrete
- Pesas de 2 x 3 lb
- Barra-T graduada

### Plantillas sumergibles de datos para peces y erizos de mar.

Por favor ver arriba los detalles sobre las plantillas. Estas hojas de campo están diseñadas para prospecciones de peces por transecto y para el censo del buzo errante.

### Pizarra de plástico sumergible

Ya que el buzo necesitará una página nueva para cada transecto, sugerimos el siguiente diseño de pizarra sumergible: pizarra de plástico de 5 mm, 21.6 cm x 28 cm (8.5 x 11") con dos "marcos" recortados de plástico de ~3 mm (1/8"), también con 21.6 cm x 28 cm de ancho en la medida externa del marco ~12 mm (1/2"). En su forma más sencilla, los marcos se sujetan firmemente a cada lado de la pizarra usando clips "bulldog" arriba y abajo (4 en total), y los marcos sostienen las hojas de campo en su lugar. Para facilitar el trabajo submarino, la pizarra se puede sujetar a la Barra-T (ver abajo).

**Nota:** La pizarra se preparará de manera que de un lado contenga el formato de reclutamiento juvenil y por el otro el formato de registro de datos para peces adultos. Para aquellos miembros que realizan los prospecciones de bentos, un lado puede llevar la hoja de campo para el componentes béntico con la hoja de campo para el punto de intercepción por el otro. Además, el buzo llevará una bolsa "ziplock" con una pesa de pesca cosida a ella, para guardar las hojas de campo completadas.

Una vez que la hoja de campo haya sido completada, se quita de la pizarra y se guarda en la bolsa de plástico. La forma se puede doblar y guardar en un bolsillo BC, o se puede dejar junto con el carrete de la cinta. El buzo nadará por los transectos faltantes, recogerá el carrete (y la bolsa con los datos) y regresará la cinta en preparación para el siguiente transecto. Estos pasos se continúan hasta completar el número de transectos requeridos. Se advierte a los buzos que eviten pasar sus dedos contra la hoja de datos bajo la pizarra, especialmente al final de la inmersión, cuando el papel comienza a saturarse.

### Dos cintas de PVC o fibra de vidrio

Para los transectos, use un mínimo de dos cabos de fibra de vidrio de 30m con un peso de 3 lb sujeto a un extremo de cada línea. Las cintas métricas comerciales de PVC son adecuadas para el transecto de línea, o también funciona un cordón de nylon de 30 m sujeto a un carrete hecho en casa. Se puede sujetar un clip al carrete y sostenerlo del cinto del buzo, lo que permite que la cinta salga libremente mientras el buzo nada.

### Una barra-T graduada o algún otro instrumento de medición

Construya una barra-T utilizando tubo y conectadores de PVC de 1/2" de diámetro, los cuales se pueden encontrar en ferreterías. La barra lleva una agarradera de 60 cm de largo y dos brazos de igual longitud con un ancho total de 1 m. Use cinta eléctrica de PVC o pintura para crear la escala a lo largo de ambos brazos, con divisiones a intervalos de 5 cm.

**Lámina 3.2 Ejemplo de la Lámina a Utilizarse para la Identificación de Peces Adultos en los Transectos de Banda para Peces (de Humann, 1994)**



Parche Rayado  
*Chaetodon striatus*



Parche Ocelado  
*Chaetodon capistratus*



Navajón Azul  
*Acanthurus coeruleus*



Pez Perro  
*Lachnolaimus maximus*



Pez Perro Español  
*Bodianus rufus*



Loro Manchado  
*Sparisoma aurofrenatum*



Pargo Manglero  
*Lutjanus griseus*



Pargo Cubera  
*Lutjanus cyanopterus*



Pejepuerco Blanco  
*Balistes capriscus*



Pejepuerco cachúo  
*Balistes vetula*

**Lámina 3.3 Ejemplo de la Lámina a Utilizarse en la Identificación de Peces Jóvenes (de Humann, 1994)**



Isabelita Medioluto  
*Holacanthus tricolor*



Parche Rayado  
*Chaetodon striatus*



Loro Manchado  
*Sparisoma aurofrenatum*

## MONITOREO DE CATEGORIA 1

### 3.1 PROSPECCIONES DE CORALES, ALGAS Y OTROS ORGANISMOS SESILES

En cada SITIO, se harán replicas de transectos de línea de 30m para organismos sésiles. Los transectos serán desplegados fortuitamente – esto es, deberán desplegarse de una manera casi al azar, con el fin de evitar elegir directamente los sitios que se van a incluir o evitar. Para lograr esto, se debe trazar la línea del transecto de 30-m cuidadosamente arriba de la superficie del arrecife en una dirección perpendicular al declive arrecifal (paralelo a la cresta del arrecife). Asegúrese de que la línea esté tensa. El objetivo es hacer un muestreo de 5 transectos replica por Sitio (este nivel de replicación será revisado una vez que los primeros datos del período de muestreo estén disponibles para análisis. **Recuerde completar la Descripción del Sitio como se describe en la Sección 2.2.**

**Nota:** Asegúrese de evitar otros transectos que estén siendo trazados por sus acompañantes, y manténgase alejado del borde u orillas del arrecife. También trate de evitar áreas que tengan cambios abruptos en el declive, surcos profundos y grandes parches de arena o fragmentos de coral suelto. Trace el transecto en áreas donde sea más factible que crezcan los corales. Las características poco usuales en los arrecifes se deben incluir únicamente en una medida apropiada a su abundancia relativa en el sitio. Al desplegar transectos en sucesión, permanezca dentro de un área de ~100m del bote anclado (la localización GPS para el Sitio).

#### Método de Punto de Intercepción para Porcentaje de Cobertura

Aproxime el porcentaje de cobertura de organismos sésiles nadando a lo largo del transecto, registrando la naturaleza del organismo cada 25 cm directamente debajo de ese punto a lo largo del transecto. Dentro de lo posible, evite ser selectivo (especialmente en lugares donde la cinta quede sostenida arriba del sustrato, lo que da una gran oportunidad para que sucedan errores de paralaje). Una perspectiva útil es el de nadar directamente arriba de la cinta, y cerrar un ojo cuando se alinee el punto en la cinta con el sustrato. Clasifique los organismos como sigue:

1. **Algas coralinas:** cortezas o algas finamente ramificadas que son duras (calcáreas) y se extienden a no más de 2 cm arriba del sustrato
2. **Algas filamentosas o ‘turf’:** puede verse carnosas y/o filamentosas, pero no se eleva más de 1 cm arriba del sustrato
3. **Macro algas:** incluye algas carnosas cuyas frondas se proyectan más de 1 cm arriba del sustrato
4. **Esponjas**
5. **Gorgonáceos**
6. **Géneros específicos de corales rocosos**

Si el punto está sobre la roca o arena, o coral muerto, registre también este hecho. No registre organismos móviles tales como erizos o caracoles. De ser necesario, provoque el que estos se muevan para poder registrar el sustrato bajo ellos.

Con las gorgonáceas y macro algas en particular, evite registrar su presencia bajo el punto donde el organismo ha sido sujetado horizontalmente por la cinta. Esto va a exagerar la abundancia real de estas especies. En lugar de eso, enfóquese en los puntos que se superponen a los puntos de conexión del organismo con el sustrato.

El registrar cada 25 cm dará un rendimiento de 120 registros por transecto, con lo que será posible computar el porcentaje de cobertura de cada tipo de sustrato (como (# registros/120) \* 100%).

#### Caracterización de la Comunidad Coralina bajo el Transecto

Después de finalizar el recorrido para el punto de intercepción, nade de regreso a lo largo del transecto y deténgase en el primer cabezo de coral, grupo, o espesura (o porción) que esté

localizado directamente bajo la línea del transecto, que tenga un **mínimo de 10 cm de diámetro promedio**, y que esté en su posición de crecimiento original. Para una colonia que se ha caído o que ha sido golpeada, únicamente evalúe si se ha reconectado al sustrato o si es demasiado grande para moverse. Si la colonia está suelta y se está revolcando, entonces pásela por alto. Para cada coral que sea examinado, registre cada uno de lo siguiente:

- a) Nombre (género). **Nota:** Para los miembros avanzados del equipo de monitoreo, la identificación se hará al nivel de especies.
- b) Registre la profundidad del agua en la parte superior de los corales al principio y al final de cada transecto. En aquellos casos en que la topografía del fondo sea muy irregular, o el tamaño de los corales en sí sea muy variable, registre la profundidad del agua de la parte superior de cada coral bajo el transecto en cada lugar donde haya un cambio significativo en profundidad (>1m).
- c) Identifique los límites de la colonia, basado en el esqueleto conjuntivo o común, tejido conectivo vivo, tamaño de los pólipos y color de los pólipos. Utilizando un instrumento de medición, mida al **cm más cercano**, su diámetro máximo proyectado (áreas vivas + muertas) a vista de plano y su altura máxima (áreas vivas + muertas) de la base del sustrato de la colonia (no de la base del arrecife). El diámetro debe ser medido perpendicularmente al eje de crecimiento. La vista de plano es evaluada desde un ángulo que es paralelo al eje de crecimiento (ver las Ilustraciones del Apéndice 2).
- d) Calcule el porcentaje (%) del coral que ha "muerto recientemente" y el % de coral que "murió hace mucho tiempo" visto desde arriba en vista "en plano" (Ver *Evaluación de la Mortalidad del Coral* en el Apéndice 2). La vista en plano es evaluada desde un ángulo que es paralelo al eje de crecimiento (prepárese para inclinar la cabeza para encontrar el eje de crecimiento y establecer una vista en plano apropiada).

- **"Muerte reciente"** es definida como cualquier parte del coral que no esté vivo, en los que las estructuras de coralite son blancas y pueden estar intactas o cubiertas por una capa de algas o lodo fino. Hay diferentes "etapas" para definir la muerte reciente:

**Muy reciente** = aun es visible el esqueleto blanco intacto (muerto por 1 mes o menos)

**Reciente** = la coralite puede estar cubierta por una delgada capa de algas filamentosas o sedimentos (hasta 6 meses)

**No tan reciente** = la estructura de la coralite puede estar ligeramente erosionada o cubierta, pero aun puede identificarse a nivel de género (< 1-2 años), a menos que esté cubierta de esponjas *Cliona* spp. (Ver la Nota más abajo).

Combine todas estas categorías de mortalidad reciente en **RECIENTE**. En algunos casos las lesiones circulares u oblongas, o las excavaciones causadas por mordidas de peces, pueden resultar en la destrucción de la coralite. Si las mordeduras de los peces son identificables y constituyen parte de la mortalidad, considérelas como mortalidad reciente.

- **"Muerte antigua"** es definida cuando cualquiera de las partes no vivas del coral, en las cuales las estructuras de coralite ya no están o están cubiertas por organismos que no son fáciles de remover (ciertas algas e invertebrados). Si está totalmente "muerto hace mucho tiempo" indíquelo en su hoja de campo como 100% "muerte antigua", con tal de que pueda identificarlo a un nivel de género basado en su morfología (ej.: *Acropora palmata*) o esqueleto (ej.: *Diploria* sp.).

**Nota:** En algunos casos, un coral puede estar cubierto parcial o completamente, por la esponja café incustrante, *Cliona* sp. A simple vista, pudiera parecer como tejido coralino vivo, pero si se observa atentamente se pueden apreciar los orificios- in/ex de corrientes de la esponja y el tejido de la esponja y no se observarán pólipos coralinos vivos. Si puede ver la estructura del esqueleto coralino bajo esto y si es posible identificar el género, (ej.: *Diploria* y *Montastraea*), se debe considerar como mortalidad antigua y se deberán anotar sobre crecimiento de *Cliona* en los comentarios.

**Nota:** Si un coral columna como *M. annularis* o *Dendrogyra* ha sido derribado, y se ha vuelto a sujetar al sustrato o si es demasiado grande para moverlo, si ha empezado a crecer de nuevo hacia la superficie del agua, o si ahora tiene un diámetro y altura diferente a causa de su nueva dirección de crecimiento. Se debe medir el diámetro, altura y mortalidad con la perspectiva en plano correcta a lo largo del nuevo eje de crecimiento. Mida únicamente la parte “viva” reciente de *M. annularis* cuando se estime la mortalidad y no la “base” anterior ya que esto distorsionará la mortalidad.

- e) Explore las porciones sobrevivientes de la colonia coralina EN SU TOTALIDAD y tome nota de cualquier ENFERMEDAD y/o BLANQUEAMIENTO en los tejidos presentes. Caracterice cualquier **ENFERMEDAD** usando las siguientes nueve categorías tomadas de CARICOMP, 2001 (Tabla 3.2):

Subraye cualquiera de esas fuentes de enfermedad (excepto el blanqueamiento) que sean visibles desde una vista en plano y que contribuyen a su estimación del “% de muerte reciente”. Para mayor información acerca de las enfermedades del coral vea las tarjetas de enfermedades (Bruckner & Bruckner, 1998) o visite la siguiente página Web:

[http://www.uwimona.edu.jm/centres/cms/caricomp/methods\\_manual.html](http://www.uwimona.edu.jm/centres/cms/caricomp/methods_manual.html)

Caracterice el tejido **DECOLORADO** según la severidad aproximada de blanqueamiento:

- P** = Pálido (blanqueamiento de tejidos del coral)  
**BP** = Blanqueamiento parcial (parches de tejido totalmente decolorado o blanco)  
**BL** = Blanqueado (el tejido está totalmente blanco, no zooxantela visible)

**Tabla 3.2 Categorías de Enfermedades del Coral para ser Usadas en el PMS-SAM**

1- Enfermedad de la Banda Negra (BBN)	Multi-especifica
2- Enfermedad de la Plaga Blanca (WBD)	Tipo I y II (solo acropóridos hasta donde se sabe)
3- Plaga Blanca-II (WP-II)	Multi-especifica
4- Enfermedad de Banda Amarilla (YBD)	Descrita solo en especies de <i>Montastraea</i> , pero ha sido reportado en otras especies
5- Enfermedad de los Círculos Negros I (DS-I)	Áreas pequeñas y oscuras que no aparentan mortalidad en el tejido. Esta enfermedad es común en <i>Siderastrea spp.</i>
6- Enfermedad de los Círculos Negros II (DS-II)	Grandes áreas oscuras, mayores que DS-I, comunes en <i>M. annularis</i> y <i>S. intersepta</i> .
7- Enfermedad de la Banda Roja (RBD)	<b>Cuidado</b> aquí, ya que la BBD se puede ver también como banda roja. La RBD se ha reportado en <i>Gorgonia</i> spp y Agaricids en el Caribe
8- Aspergilosis (ASP)	En <i>Gorgonia ventalina</i> , <i>G. flabellum</i> , <i>P. americana</i> y también en otras especies de octocorales ( <i>Plexaura flexuosa</i> ).
9- Otras -	Esta categoría incluye todas las otras enfermedades “patógenas no confirmadas” (tumores, hiperplasia, varicela blanca, y todas las “manchas”).

En muchas especies, los tejidos seriamente emblanquecidos o decolorados son translúcidos, pero se puede ver el tejido de los pólipos sobre el esqueleto. Dichos tejidos no deben ser incluidos en la estimación de “mortalidad reciente”. Solamente estamos interesados en eventos de blanqueamiento a gran escala debidos a la elevada temperatura de la superficie del mar; no al blanqueamiento que se debe al crecimiento desmedido de las algas, etc. Varios meses después de un evento de blanqueamiento en masa, se puede notar que algunos corales (especialmente los montículos masivos de corales) aún tienen tejidos pálidos o parcialmente decolorados debido a algún blanqueamiento previo. Muchas veces estos corales aún se están recuperando.

**Nota:** Es importante diferenciar entre tejido/esqueleto con mordidas de peces (=muerte reciente), tejido en recuperación (=tejido vivo), blanqueamiento y tejido decolorado (=tejido vivo), y esqueletos muertos recientemente o hace mucho tiempo.

- f) Siempre que sea posible, registre cualquier otra fuente de mortalidad reciente que se pueda identificar sin ambigüedad. Las posibilidades incluyen sedimento, daño por tormentas, mordidas de peces loro, mordidas de peces damisela y/o jardines de algas, depredación a los tejidos blandos por caracoles tales como *Coralophilia abbreviata* o *Hermodice carunculata*, diversos efectos por las algas bénticas adyacentes y cualquier otro competidor por espacio (ej.: *Erythropodium caribaeorum*, y otros corales). Subraye cualquiera de las fuentes que contribuyan al estimado de “% muerte reciente”.
4. Pase al siguiente coral correspondiente y repita las mediciones anteriores. Continúe evaluando cada cabezo de coral (>10 cm) hasta que alcance el otro lado del transecto.

El PMS requiere una muestra de cuando menos 50 colonias de coral por cada Sitio. Al finalizar el primer transecto compruebe el número de las colonias evaluadas. Repita este proceso para cada transecto sucesivo. En la mayoría de los Sitios alcanzará las 50 colonias después de 2-3 transectos. Haga siempre un muestreo de todas las colonias debidas en cada transecto, pero una vez que sobrepase las 50 colonias, los transectos subsiguientes pueden utilizar los puntos de intercepción solamente para obtener estimaciones de porcentajes de cobertura.

En los casos en que más de una persona esté llevando a cabo los transectos, deben comparar sus notas después de los primeros transectos (1-2). El total de cuando menos 50 colonias es para cada Sitio, no para cada observador en particular.

### 3.2 PECES ARRECIFALES Y ERIZOS DE MAR *DIADEMA*

#### RESUMEN

El Protocolo AGRRA para Peces Arrecifales (AGRRA, 2000) ha sido adoptado por el Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM como la metodología estándar para evaluar los efectos de la sobrepesca y/o cambios en la dinámica de la comunidad resultantes de naturales o antropogénicas. Cabe mencionar que CARICOMP (2001) también ha optado por incluir el protocolo de AGRRA para sus evaluaciones sobre peces. Se espera que al adoptar este protocolo, los datos y la información sobre las especies de peces y poblaciones que sean colectados, permitirán comparaciones sobre áreas geográficas mayores y será de gran beneficio para científicos y administradores que ya están utilizando los métodos de AGRRA y CARICOMP en la Región del SAM.

En las siguientes páginas presentamos el protocolo de AGRRA para peces, con algunos cambios menores para adaptarlo a la región del SAM. El texto original se puede encontrar en el sitio Web del programa AGRRA: <http://coral.aoml.noaa.gov/agra/>. El enfoque de AGRRA incluye dos métodos de investigación distintos que proporcionan diferentes tipos de datos y ambos deben implementarse en cada sitio (AGRRA, 2000).

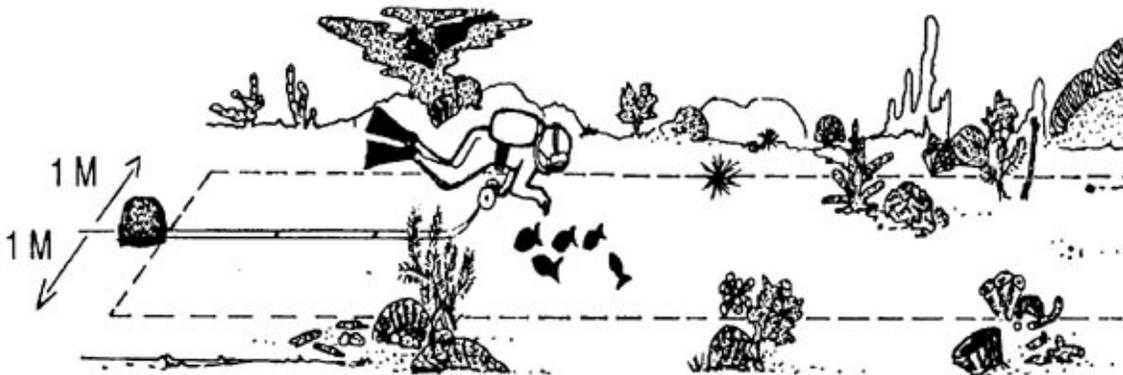
**El Método I** utiliza transectos de banda. Está diseñado para medir la densidad y tamaño (utilizado para estimaciones de biomasa) de especies seleccionadas de peces clave del Caribe, tales como depredadores, herbívoros e “indicadores”, muchos de los cuales son explotados comercialmente.

**Método II** no utiliza transectos. Está diseñado para proporcionar información sobre la composición de las especies y su diversidad con información general sobre su abundancia.

Los transectos para peces tienden a estar más espaciados y podrán hacerse más profundamente o más someramente que los transectos para organismos bénticos; sin embargo, el objetivo será el mantenerlos dentro de un área a 100m del Sitio marcado por el GPS. La integración de los muestreos de peces y bentos, aunque benéficos, requerirán de una buena coordinación entre los miembros del equipo para ambas partes. Sin embargo, se requiere de experiencia para identificar visualmente a las numerosas especies de peces y sería apropiado que el equipo de monitoreo se especialice como “expertos en peces” y “expertos en corales”. También se recomienda, de ser posible, que las observaciones de peces se conduzcan entre las 10:00 y 14:00 horas cuando la visibilidad bajo el agua está al máximo debido a la penetración de luz solar. Muchos peces les temen a los humanos; por lo tanto es necesario mantenerse alejado de otras personas mientras se hacen estas observaciones.

### Método I: Conteos con Transecto de Banda para Especies Definidas

1. Para cada transecto, registre la siguiente información: nombre del evaluador, fecha, fecha de inicio del transecto, nombre del Sitio y lectura GPS, número del transecto (Ver también la Tabla 3.1).
2. Coloque una transecto de línea de 30 m, colocando primero la punta sujeta con un peso en el fondo (Figura 3.1), en un punto seleccionado al azar dentro de los límites generales del Sitio. Después nade en línea recta y vaya soltando la cinta del carrete mientras cuenta los peces. Trate de nadar a lo largo del contorno del terreno para minimizar cambios en la profundidad. También trate de evitar nadar a través de macizos de coral y surcos o canales. En cambio, nade a lo largo de los canales. Al ir contando mientras suelta la cinta, minimiza la perturbación a los peces antes del conteo. Si se enfoca periódicamente en algún objeto en la distancia mientras nada, ayudará a nadar en línea recta. (Puede sujetar la cinta del transecto al cinturón para permitir que la cinta se suelte fácilmente).



**Figura 3.1** Representación diagramática de un buzo realizando un transecto de banda (de Rogers *et al.* 2001). Este método será utilizado para trazar los transectos para bentos. Una variante será la utilizada en transectos de banda para censos de peces, en los cuales el buzo llevará una barra-T.

3. Mientras nada la línea completa de los 30 m del transecto, cuente y registre los peces encontrados a lo ancho de una banda de 2 m de transecto estimada visualmente. Lleve una hoja de datos en formato estándar, y una barra-T de 1-m de ancho, para asegurar un monitoreo preciso a lo ancho de los 2 m. Sostenga la barra-T delante de usted, orientada hacia abajo a un ángulo de cerca de 45 grados, y trate de enfocar la vista en los metros de transecto delante de la barra-T. Cuente únicamente aquellas ESPECIES enumeradas en la Tabla 3.3 y no cuente los juveniles de peces loro o roncadoreos que tengan menos de 5 cm de largo total. Esta lista de especies ha sido elegida para proporcionar cobertura a un número de especies que sean más probables a ser afectadas por impacto humano, mientras conservamos una imagen de búsqueda relativamente consistente. Esto debe mejorar la precisión de los datos del transecto.
4. Calcule el tamaño de cada pez y asígnelos a las siguientes categorías de tamaño (<5 cm, 5-10, 10-20, 20-30, 30-40, >40 cm) usando la barra-T como apoyo para calcular los tamaños. Los grupos grandes de individuos de una especie serán clasificados tratando de ponerlos en una o más categorías de tamaño según sea necesario. Recuerde mantener un esfuerzo equivalente en todos los segmentos del transecto, para limitar la tendencia a contar todos los miembros de un cardumen que estén cruzando el transecto, en lugar de solamente contar a aquellos miembros que por casualidad se encuentran dentro del transecto, mientras el conteo de estos segmentos toma lugar.

**Nota:** Haga un muestreo por transecto de banda prestando atención uniforme a cada uno de los segmentos sucesivos de 2-m. Esto requiere que se nade a mas o menos una velocidad constante, mientras se mira regularmente a 2 m delante de su posición. Puede hacer pausas mientras registra los datos y después empezar a nadar otra vez. Es importante nadar de manera uniforme. Se debe intentar lograr una velocidad que cubra cada transecto de 30-m en 6-8 minutos. En algunos casos, la alta densidad de las especies a contar disminuirá este ritmo. Estará tentado a contar a todos los miembros de un cardumen mientras estos nadan a través del transecto, a menos que se concentre en darle una atención similar al muestreo de cada porción sucesiva del transecto. Únicamente se incluirán en el censo aquellos miembros del cardumen que se encuentren dentro de los 2 m de ancho de ese segmento del transecto en un momento dado. Los observadores de peces deben estar entrenados para calcular las longitudes de peces usando métodos de entrenamiento en consistencia tanto en tierra como bajo el agua.

5. Cuando alcance el final del transecto de línea, y únicamente durante las prospecciones anuales de verano, posicione el carrete de la cinta en el sustrato, espere 2 min., y comience el conteo de reclutas. Esto se hará en un transecto de banda de 1 m de ancho, registrando la presencia de peces de las especies que son nuestro objetivo que se acaben de establecer. Es importante contar solamente los individuos de cada especie que sean menores a la talla requerida, para asegurar que únicamente se está contando el reclutamiento de la temporada en curso.

**Nota:** La decisión acerca de cual especie investigar depende de la época del año para la prospección de monitoreo anual. Están disponibles diversas especies distintivas, moderadamente conspicuas que se puedan examinar confiablemente. El conjunto propuesto de especies apropiadas de reclutas de verano y su límite en tamaño está enumerado en la Tabla 3.4.

6. Al completar el censo de reclutas (o inmediatamente después del censo de peces adultos en temporadas no-veraniegas), nade de regreso siguiendo la cinta, usando la barra-T para delimitar una banda de 1 m. Inspeccione el sustrato cuidadosamente, inclusive abajo de las salientes dentro de esta banda y registre el número de erizos *Diadema* que vea. Ya que estos pueden ser crípticos, especialmente en estado juveniles, nade muy despacio e investigue cuidadosamente las grietas.

Tabla 3.3 Especies de Peces a Incluir en Conteos por Transectos de Banda de 2m de Ancho

<b>Incluya a TODAS LAS ESPECIES dentro de las siguientes familias</b>		
1.	Acanthuridae (Pez cirujano)	<i>Acanthurus bahianus</i> , <i>A. chirurgus</i> , <i>A. coeruleus</i>
2.	Chaetodontidae (Pez mariposa)	<i>Chaetodon capistratus</i> etc.
3.	Haemulidae (Roncadores) No cuente a <b>NINGUNO</b> menor de 5 cm de longitud	<i>Haemulon flavolineatum</i> , <i>H.</i> <i>chrysargyreum</i> , <i>H. plumieri</i> etc.
4.	Lutjanidae (Pargos)	<i>Lutjanus apodus</i> , <i>L. mahogoni</i> , <i>Ocyurus chrysurus</i> etc.
5.	Pomacanthidae (Pez ángel)	<i>Pomacanthus paru</i> , <i>P. arcuatus</i> , <i>Holacanthus tricolor</i> etc.
6.	Scaridae (Pez loro) No cuente a <b>NINGUNO</b> menor de 5 cm de longitud	<i>Sparisoma viride</i> , <i>Scarus</i> <i>taeniopterus</i> , etc.
<b>Cuente a TODAS LAS ESPECIES en los siguientes géneros de Serranidae</b>		
7.	<i>Mycteroperca</i>	<i>Mycteroperca bonaci</i>
8.	<i>Epinephelus</i>	<i>E. guttatus</i> , <i>E. fulvus</i> , <i>E. striatus</i> etc.
<b>Cuente UNICAMENTE las siguientes ESPECIES de Balistidae</b>		
9.	<i>Balistes vetula</i>	Pejepuerco Cachúo
10.	<i>Balistes capriscus</i>	Pez Ballesta
11.	<i>Melichthys niger</i>	Puerco Negro
12.	<i>Aluterus scriptus</i>	Puerco de Lija trompa
13.	<i>Cantherhines pulles</i>	Lija Pintada
14.	<i>Cantherhines macrocerus</i>	Lija de Lunares Blancos
<b>Cuente las siguientes 5 ESPECIES Misceláneas</b>		
15.	<i>Bodianus rufus</i>	Pez Perro Español
16.	<i>Caranx ruber</i>	Cojinúa Carbonera
17.	<i>Lachnolaimus maximus</i>	Pez Perro
18.	<i>Microspathodon chrysurus</i>	Pez damisela de Cola Amarilla
19.	<i>Sphyræna barracuda</i>	Barracuda

7. Al completar el transecto para *Diadema*, recupere el carrete y enrolle la cinta.
8. Continúe realizando transectos de 30 m posicionados fortuitamente, con un mínimo de 5 m de la posición anterior. Repita los pasos anteriores para cada transecto.
9. Realice cuando menos ocho (8) transectos en cada Sitio. Después del monitoreo del primer año, los datos deben ser evaluados para asegurar que este nivel de replicación es suficiente para la precisión deseada en las evaluaciones.

Modificaciones: Es posible que algunos operarios quieran censar otras especies de peces. Esto es fomentado, siempre y cuando estas otras especies sean contadas en un pase **APARTE** por el transecto, después del pase de AGRAA. De otra manera el método de censo cambia sustancialmente, y los datos pueden no ser directamente comparables con otras evaluaciones del SAM o de AGRAA.

**Tabla 3.4 Muestra la Lista de Especies de Pez Propuestas para Censar para Monitoreo de Reclutas. Las tallas Máximas se muestran como LT = largo total. Aquellos peces mayores que estas tallas se habrán establecido muy anteriormente para poderlos incluir, por lo que NO deben ser tomados en cuenta**

Familia	Especies	Nombre común	LT máx. (cm)
ACANTHURIDAE	<i>Acanthurus bahianus</i>	Pez Cirujano	5.0
	<i>Acanthurus coeruleus</i>	Navajón Azul	5.0
CHAETODONTIDAE	<i>Cheatodon striatus</i>	Parche Rayado	2.0
	<i>Chaetodon capistratus</i>	Parche ocelado	2.0
GRAMMATIDAE	<i>Gramma loreto</i>	Loreto	3.0
LABRIDAE	<i>Bodianus rufus</i>	Pez Perro Español	3.5
	<i>Halichoeres bivittatus</i>	Doncella Rayada	3.0
	<i>Halichoeres garnoti</i>	Doncella cabeciamarilla	3.0
	<i>Halichoeres maculipina</i>	Doncella Payaso	3.0
	<i>Halichoeres pictus</i>	Doncella Arco iris	3.0
	<i>Thalassoma bifasciatum</i>	Cara de Cotorra	3.0
POMACENTRIDAE	<i>Chromis cyanea</i>	Cromidos azul	3.5
	<i>Stegastes diencaeus</i>	Chopita Miel	2.5
	<i>Stegastes dorsopunicans</i>	Chopita Prieta	2.5
	<i>Stegastes leucostictus</i>	Chopita de Cola Amarilla	2.5
	<i>Stegastes partitus</i>	Chopita Bicolor	2.5
	<i>Stegastes planifrons</i>	Chopita Amarilla	2.5
	<i>Stegastes variabilis</i>	Chopita Cacao	2.5
SCARIDAE	<i>Scarus iserti</i>	Loro Listado	3.5
	<i>Scarus taeniopterus</i>	Loro Princesa	3.5
	<i>Sparisoma atomarium</i>	Loro de Lunar Verde	3.5
	<i>Sparisoma aurofrenatum</i>	Loro Manchado	3.5
	<i>Sparisoma viride</i>	Loro Colorado	3.5

#### Método II: Técnica del Buzo Errante

Después de terminar los transectos (o concurrentemente, dependiendo del número de investigadores), realice un censo de buzo errante o “rover diver” de TODAS LAS ESPECIES de peces, siguiendo la metodología de Reef Environmental Education Foundation (REEF) (<http://www.reef.org/>) según se explica abajo. Para mayores detalles, ver Schmitt *et al.* (1998).

1. El censo del Buzo Errante se lleva a cabo en la misma área general de los transectos.
2. Nade alrededor del SITIO arrecifal durante 30 minutos y registre **TODAS** las especies observadas. Utilice todos los conocimientos que tenga acerca de hábitos de peces, e investigue bajo las salientes, cuevas, y demás. El objetivo es encontrar en el Sitio el mayor número de especies que pueda durante el tiempo de la búsqueda. No extienda la búsqueda, aún si se espera que existan especies adicionales, y permanezca dentro del diámetro aproximado del Sitio de 200 m durante su prospección.
3. Haga un aproximado de la densidad de cada especie usando categorías logarítmicas: Solo uno (1 pez), Falto (Few) (2-10 peces), Muchos (11-100 peces), o Abundantes (>100 peces).
4. Registre sus observaciones en la hoja de campo estandarizada, verifique los datos con su Coordinador de Monitoreo para su anotación en el SAM SRIA.
5. Cada buzo debe llenar una hoja de campo o formato por cada buceo para cada Sitio, de los cuales se presentan **copias** a la base de datos del PMS-SRIA.

## MONITOREO DE CATEGORIA 2

### 3.3 RECLUTAMIENTO DE ORGANISMOS BENTICOS

El reclutamiento de corales y peces son componentes importantes del PMS para aumentar nuestro entendimiento de los procesos y condiciones arrecifales en la región; también juegan un papel importante en la identificación de áreas que probablemente operen como fuentes de reclutamiento.

Confiamos en que los métodos enumerados (Sección 3.2) para cuantificar el reclutamiento de peces son apropiados y efectivos. Los procedimientos para verificar el reclutamiento de coral están menos establecidos, y aún cuando los métodos fotográficos permiten identificar corales jóvenes cuando ya tienen 5 mm de ancho, es deseable que el PMS cuente con un método que pueda cuantificar el reclutamiento de corales en etapas tempranas en la vida del coral.

El procedimiento general requiere que se establezcan placas de asentamiento en los Sitios, por esta razón, el reclutamiento de coral será medido únicamente en Sitios de Categoría 2. La siguiente metodología es una versión modificada del método de Mundy (2000) para reclutamiento de corales (Steneck, 2003). Esta metodología fue adoptada para obtener resultados comparables con otros estudios en Belice y la región del Caribe. Se espera que los resultados sean comparables también con otras regiones del mundo que están utilizando este método.

Se debe tomar en cuenta que el monitoreo del reclutamiento de corales no dará inicio hasta que haya habido la oportunidad de una capacitación bajo la guía de algún individuo con experiencia en el monitoreo del reclutamiento de coral en arrecifes del Caribe.

### EQUIPO

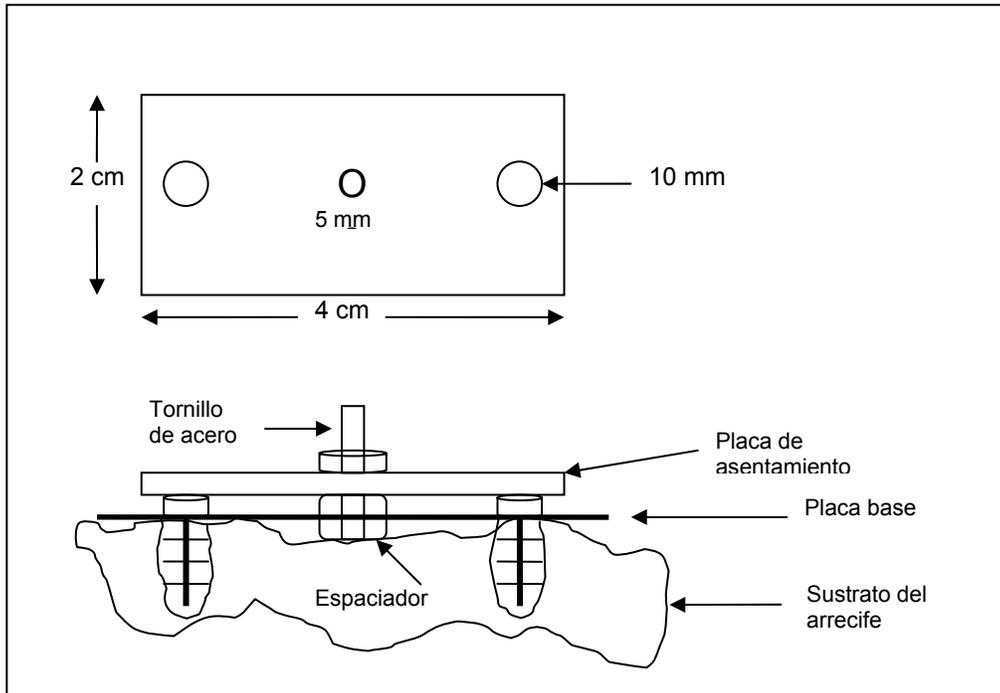
1. 50 baldosas (10 x 10 cm, y 1 cm de grosor) de **terracota sin vidriar (ásperos)** para cada profundidad (2 y 10 m) por cada Sitio
2. Taladro neumático funcionando de un tanque de buceo, con una broca de mampostería de 5/16 pulgadas o aprox. 4 cm
3. Anclas de Pared Plásticas. Una “ancla de pared” es una placa de PVC de ~4 cm x 2 cm que contendrá tornillos de ~5 mm (¼ pulgada). Atornille en el ancla de pared un tornillo de cabeza hexagonal de ~5 cm (2.5 pulgadas) de acero inoxidable (use atornillador). El tornillo con una arandela pasa a través de una perforación de ~5 mm (¼ pulgada) en la placa. Bajo la placa, debe haber un tubo de PVC de ~12 mm (½ pulgada) de 1 cm de largo, (un espaciador)
4. Charolas de Plástico
5. Microscopio de disección

### METODO

Monte 50 baldosas sin vidriar en anclas de pared (Figura 3.2) e instálelos en el arrecife frontal a 2 m y 10 m (un total de 100 baldosas) en los Sitios de Categoría 2 elegidos. Las baldosas necesitan estar en su lugar en todos los Sitios de Categoría 2 seis meses antes del evento de desove principal a fines de agosto o principios de Septiembre. Por lo tanto, las baldosas deben instalarse **a fines de febrero o marzo** y deben retirarse **a fines de septiembre**. Las baldosas recolectadas se mantendrán en charolas con agua marina hasta que puedan ser examinadas bajo un microscopio de disección, para localizar (hasta el menor taxón posible) y enumerar a todos los reclutas. De estos datos, será posible determinar la abundancia y densidad de reclutas por grupo taxonómico, por área de asentamiento o metro cuadrado. Cada año, se retirarán un mínimo de **50 baldosas** por Sitio.

Las placas tendrán un agujero perforado en el centro y cada una tendrá un número único grabado en su superficie en la parte abajo de la perforación. En cada Sitio, se hará una pequeña perforación con el taladro neumático sujetado al tanque de buceo, para fijar verticalmente el tornillo de acero

inoxidable en la perforación. Los tornillos sobresaldrán del sustrato cuando menos 3 cm, para que se pueda añadir un espaciador de PVC de 1 cm, al que se pondrá una placa para coral antes de ser atornillado. Esto deja las placas sujetadas horizontalmente con una superficie superior distintiva que imita la parte superior del arrecife y una parte posterior que imita al espacio crítico.



**Figura 3.2** Diagrama de un ancla de pared, a la cual se fijarán las placas de asentamiento para coral (baldosas de terracota) y se sujetará a una porción de coral muerto para los estudios de reclutamiento de corales del PMS (Mundy, 2002). El dibujo no está a escala

### 3.4 METODOLOGIA PARA EVALUAR LA DEPOSICION DE SEDIMENTOS

La sedimentación, nutrición y contaminación por otros contaminantes antropogénicos, son formas severas de presión negativa sobre los ecosistemas coralinos. Las mediciones indirectas de visibilidad con el disco horizontal de Secchi son sencillas y se pueden obtener en pocos minutos en todos los Sitios. Sin embargo, consideramos importante complementar estos registros con mediciones del grado de sedimentación a través del tiempo.

Yund *et al.* (1991) describieron un método de muestreo que modifica las trampas de tubo usadas para monitorear la sedimentación para así monitorear el reclutamiento de peces y larvas de invertebrados. Las trampas de tubo crean un volumen de agua inmóvil y protegida en la cual caen y se quedan sedimentos, lo cual nos provee de un registro de sedimentación intacto. Al llenar la base de la trampa con formalina, las larvas que se asienten en este volumen morirán, serán retenidas y conservadas. Tanto la sedimentación como el reclutamiento han sido en gran parte, pasadas por alto en los protocolos de monitoreo existentes y las trampas de tubo que aquí se describen pueden ser un método sencillo y barato para ponerle atención a esta falta. Este enfoque es análogo al monitoreo usando *bioindicadores*, ya que las trampas pueden ser instaladas y dejadas para que recolecten y almacenen pasivamente la información a través de períodos determinados de tiempo, después de los cuales pueden ser retiradas y sus contenidos analizados.

Por lo tanto, las trampas tubulares para sedimentos permitirán la recolección de sedimento y pueden ser de ayuda en el monitoreo del reclutamiento de peces y larvas de invertebrados en los Sitios seleccionados, para que se pueda determinar la naturaleza de tales sedimentos (terrágenos o

arrecifales). Los registros **mensuales** o **bimestrales** de la tasa de llegada del zooplancton o fitoplancton, nos proporcionarán índices directos de las tasas de sedimentación y las tasas de abastecimiento de alimentos planctónicos y propágulos. Las trampas para sedimentos son fáciles de construir (Figura 3.3), y la clasificación de los contenidos requiere únicamente de un microscopio. Las trampas se deberán mantener y proteger del vandalismo. Idealmente, las trampas deben ser muestreadas **mensualmente**; por lo tanto, los Sitios más adecuados son aquellos que tienen personal permanente.

En su estudio, Yund *et al.* (1991) trataron comprensivamente el uso de tubos cilíndricos para la recolección de larvas y sedimentos. Establecieron que para una velocidad dada, la re-suspensión puede ser controlada o eliminada, si la trampa de sedimento tiene una razón de aspecto (relación de aspecto) lo suficientemente alto (Lau, 1979; Hawley, 1988). En su estudio, utilizaron una **razón de aspecto de 12** y además sugirieron que este diseño de trampa puede permanecer en su lugar por períodos de al menos 2 meses (Yund *et al.*, 1991). Por lo tanto, proponemos el siguiente método para la Región del SAM:

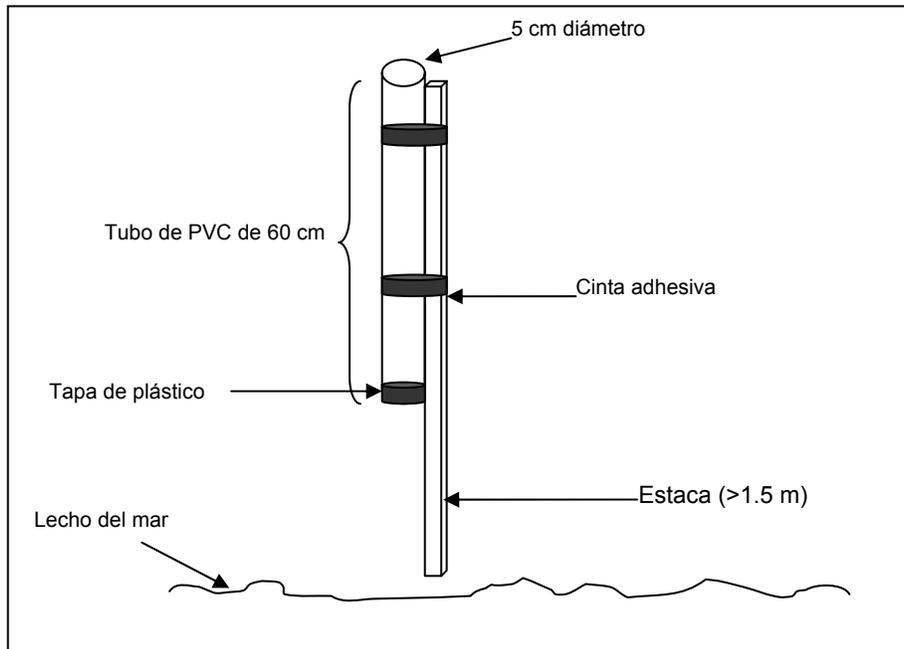
## EQUIPO

- Trampa de sedimento – tubo de PVC, de aprox. 5 cm de diámetro y 60 cm de largo, con una tapa de plástico pegada y adherida al fondo. Estos tubos dan una razón de aspecto de 12 (60 cm / 5 cm).
- Tapas de plástico de repuesto para los tubos
- Estacas con un mínimo de 1.5 m de largo. Las estacas pueden estar sujetadas a un bloque de cemento en grupos de cuatro, para que haya una estaca o barra en cada esquina del bloque
- Cinta adhesiva para asegurar los tubos de plástico a las estacas
- Filtros Whatman
- Embudo Buchner
- Horno para secado
- Pinzas de plástico

## METODO

1. Asegure las trampas de tubo a las estacas de referencia a 50 cm y a 10 cm arriba del sustrato. Tome cuando menos tres muestras a cada altura, en cada Sitio.
2. Asegúrese que las trampas estén instaladas cuando menos un par de metros bajo la superficie del agua en áreas tranquilas y aún mas profundas en Sitios más expuestos.
3. Después de un número apropiado de días (generalmente no más de 14), tape los tubos bajo el agua y llévelos al laboratorio. Retire con las pinzas cualquier organismo pequeño que esté en el tubo.
4. Pese los filtros Whatman #2, y filtre las muestras vertiendo el contenido de los tubos a través del filtro, usando un embudo Buchner.
5. Enjuague varias veces cada filtro, pasando agua destilada suavemente por el filtro en el embudo para remover residuos del sedimento.
6. Seque los filtros de sedimento en un horno a 70°C hasta obtener un peso constante.
7. Calcule la tasa de sedimentación como mg de sedimento por cm<sup>2</sup> por día. El peso del sedimento es el peso total menos el peso del filtro, y el área de apertura del tubo es  $\pi r^2$  (r = radio en cm).

$$\text{Tasa de Sedimentación} = \frac{\text{Peso del Sedimento}}{\text{Número de días en el Sitio} \times \pi r^2}$$



**Figura 3.3** Diagrama que muestra el estilo y las medidas recomendadas para la trampa de tubo a usarse en los estudios del PMS para medir tasas de sedimentación en la Región del SAM. El dibujo no está a escala

### MONITOREO DE CATEGORIA 3

Además de los parámetros de la Categoría 2, estas investigaciones incrementarán la cobertura especial de los Sitios examinados.

### 3.5 PROCESAMIENTO DE DATOS Y REPORTES

Existen muchas maneras de procesar y analizar los datos recolectados durante las investigaciones. Solicitamos que todos los datos sean registrados inicialmente en las hojas de cálculo pre-formateadas que proporcionamos. Esto facilitará la recolección de datos y asegurará que haya consistencia en la manera en que los datos sean reportados. Aún más, la estructura de los datos será compatible con la base de datos del SAM SRIA.

De estos formatos de registro de datos, u hojas de campo o de datos, será posible obtener promedios y desviaciones estándar para los parámetros medidos. Como se acordó en el Grupo Técnico de Trabajo en Flores, Guatemala (Junio 2002), los datos crudos serán alimentados al SAM SRIA por los Coordinadores de Monitoreo, o la persona que se haya acordado, quien será responsable de la validación de dichos datos. Los análisis estadísticos serán llevados a cabo directamente en el SRIA. Se espera que algunos de estos análisis incluyan distribuciones de la frecuencia de los tamaños y mortalidad (a diferentes escalas espaciales), y comparaciones estadísticas más detalladas entre los datos, tales como las diferencias entre los Sitios, Localidades, profundidades, diferentes escalas temporales y espaciales. Más abajo se encuentra el enfoque básico de manejo y análisis de datos.

Existen archivos pre-formateados en Excel para hacer más sencillo y estandarizado el procesamiento y análisis de datos. El primer archivo de Excel es la hoja de cálculo para bentos la

cual es para procesar y analizar información sobre corales (abundancia, tamaño, condición, etc.) y la abundancia de otras biotas sésiles. El Segundo y tercer archivo son hojas de cálculo de Peces (adultos y reclutas) para procesar y analizar los datos recolectados en un transecto de peces.

**Formato para Datos Bénticos:** Esta hoja de campo está diseñada para facilitar toda la colecta de datos para dos transectos de 30 m para organismos sésiles, ej.: corales, algas y otras biotas sésiles. Una vez que 50 o más colonias de coral han sido evaluadas en el Sitio, esos segmentos de la hoja de campo pueden dejarse en blanco para transectos subsecuentes.

**Formato para Datos de Peces Adultos:** Esta hoja de campo facilita la colecta de datos sobre peces adultos en dos transectos. Por favor tome nota que el ejemplo solo muestra uno de los transectos. Se requieren cuatro hojas por Sitio (8 transectos). La hoja de campo incluye los nombres de las especies probablemente más comunes, además de espacios en blanco para especies adicionales en cada familia que será vista.

**Formato para Datos de Reclutamiento de Peces:** Esta hoja de campo facilita la colecta de datos sobre juveniles de peces en dos transectos (sólo se muestra un transecto). Se requieren cuatro hojas por Sitio (8 transectos). La hoja de datos incluye los nombres de especies en las que el PMS está interesado en este momento. La forma proporciona un espacio para conteos de **Diadema**.

**Formato para Datos del Buzo Errante:** Este formato está basado en la hoja de campo que fue amablemente proporcionada por Reef Environmental Education Foundation (REEF).

Para todas las prospecciones, después de cada buceo, verifique que los datos sean precisos y completos. Después, transfiera los datos del transecto de las hojas de campo directamente a las hojas de cálculo pre-formateadas, para cada Sitio investigado (Ver abajo). Las hojas de cálculo son similares a las hojas de campo para facilitar el registro de datos. En las hojas de cálculo, algunas celdas de datos se calculan automáticamente y no se ingresa nada en ellas; los encabezados más relevantes se han marcado con *itálicas*. Cada Sitio tendrá sus propios archivos de hojas de cálculo. Ingrese todos los datos de un transecto a la vez, después ingrese los datos del siguiente transecto directamente enseguida, sin brincarse ningún renglón. Después de que todos los datos han sido registrados, vuelva a revisar que no haya errores ni registros incorrectos. **IMPORTANTE:** Para datos sobre mortalidad, NO registre ceros si alguna categoría es de 100%.



**FORMATO DE REGISTRO PARA TRANSECTOS DE PUNTO DE INTERCEPCION DEL SAM**

MSMP\_1B

<b>Localidad:</b>		<b>Nombre:</b>		<b>Hora:</b>	<b>Latitud:</b>	
<b>ID del Sitio:</b>		<b>Date:</b>			<b>Longitud:</b>	
<b>Componentes Bénticos</b>	<b>Trans 1</b>	<b>Trans 2</b>	<b>Trans 3</b>	<b>Trans 4</b>	<b>Trans 5</b>	<b>Comentarios</b>
Roca						
Arena						
Algas Coralinas						
Alga turf						
<b>Microalgas</b>						
<i>Dictyota</i> (Algas cafés)						
<i>Lobophora</i> (Algas cafés)						
<i>Halimeda</i> (Algas verdes)						
Algas azul-verde						
Esponjas						
Gorgonáceas						
<b>Especies de Coral</b>						
Montastrea spp.						
Diploria spp.						
Porites spp.						
Agaricia spp.						
Acropora palmata						
Acropora cervicornis						
Madracis spp.						
Myctephyllia						
Siderastrea						
Colpophyllia						
Leptoseris						
Millepora						
Otra fauna sésil						

**FORMATO DE REGISTRO PARA PECES ADULTOS DEL SAM**

MSMP\_2A

Localidad:		Latitud:			Fecha:		
ID del Sitio:		Longitud:			Hora:		
Nombre:		Transecto # _____ de _____					
<b>Familias</b>	<b>Nombre Científico</b>	0-5 cm	6-10 cm	11-20 cm	21-30 cm	31-40 cm	>40 cm
<b>TODAS LAS SPP en las sig. FAMILIAS:</b>							
Pez Cirujano Acanthuridae	<i>Acanthurus bahianus</i>						
	<i>A. chirurgus</i>						
	<i>A. coeruleus</i>						
Pez Mariposa Chaetodontidae	<i>Chaet. capistratus</i>						
Ronco o Cachicata Haemulidae	<i>Haemulon plumieri</i>						
	<i>H. chrysargyreum</i>						
	<i>H. flavolineatum</i>						
Pargos Lutjanidae	<i>Lutjanus apodus</i>						
	<i>Lutjanus mahogoni</i>						
	<i>Ocyurus chrysurus</i>						
Pez Angel Pomacanthidae	<i>Pomacant. paru</i>						
	<i>P. arcuatus</i>						
Pez Loro Scaridae	<i>Sparisoma viride</i>						
	<i>S. taeniopterus</i>						
<b>TODOS LAS SPP en estos géneros de Serranidae</b>							
Mycteroperca	<i>M. bonaci</i>						
Epinephelus	<i>E. guttatus</i>						
	<i>E. fulvus</i>						
	<i>E. striatus</i>						
<b>Balistidae</b> <b>Sólo estas</b> <b>SPP</b>	<i>Balistes vetula</i>						
	<i>B. capricus</i>						
	<i>Melichthys niger</i>						
	<i>Aluterus scriptus</i>						
	<i>Canther. pulles</i>						
<b>Cinco SPP Misc</b>	<i>Bodianus rufus</i>						
	<i>Caranx ruber</i>						
	<i>Lachnol. maximus</i>						
	<i>Microsp. chrysurus</i>						
	<i>Sphyr. barracuda</i>						

**FORMATO DE REGISTRO PARA RECLUTAMIENTO DE PECES DEL SAM**

MSMP\_2B

Localidad:	ID del Sitio:	Nombre:		Fecha:	Hora:	Latitud:		Longitud:	
Especies	Nombre Común	Máx. TL (cm)	Trans 1	Trans 2	Trans 3	Trans 4	Trans 5	Trans 6	Trans 7
<i>A. bahianus</i>	Pez Cirujano	5							
<i>A. coeruleus</i>	Navajón azul	5							
<i>C. striatus</i>	Parche Rayado	2							
<i>C. capistratus</i>	Parche ocelado	2							
<i>Gramma loreto</i>	Loreto	3							
<i>Bodianus rufus</i>	Pez Perro Español	3.5							
<i>Halic. bivittatus</i>	Doncella Rayada	3							
<i>Halic. garnoti</i>	Doncella Cabeciamarilla	3							
<i>Halic. maculipina</i>	Doncella Payaso	3							
<i>Halic. pictus</i>	Doncella Arco iris	3							
<i>Thalas. bifasc.</i>	Cara de Cotorra	3							
<i>Chromis cyanea</i>	Crómidos Azul	3.5							
<i>Steg. diencaeus</i>	Chopita Miel	2.5							
<i>Steg. dorsopun.</i>	Chopita Prieta	2.5							
<i>Steg. leucost.</i>	Chopita de Cola Amarilla	2.5							
<i>Steg. partitus</i>	Chopita Bicolor	2.5							
<i>Steg. planifrons</i>	Chopita Amarilla	2.5							
<i>Steg. variabilis</i>	Chopita Cacao	2.5							
<i>Scarus iserti</i>	Loro Listado	3.5							
<i>Sc. taeniopterus</i>	Loro Princesa	3.5							
<i>Spar. atomarium</i>	Loro de Lunar Verde	3.5							
<i>Spar. aurofren.</i>	Loro Manchado	3.5							
<i>Spar. viride</i>	Loro Colorado	3.5							
<i>D. antillarum</i>	Erizo largo								

**FORMATO DE REGISTRO PARA ROVER DIVER DEL SAM (PARTE 1)**

**IMPORTANTE:** Registre las especies únicamente si esta seguro. Marque con  $\surd$  al lado izquierdo de la columna ( $\surd$  S F M A) y circule el código relevante. Códigos de Abundancia: S =Sólo uno; F =Falto, 2-10; M =Muchos, 11-100; A = Abundante, >100

MSMP 2C

<b>Angelfish - Pez Angel</b>	<b>Eels - Anguila</b>
_ S F M A French <i>Pomacanthus paru</i>	_ S F M A Brown Garden <i>Heteroconger halis</i>
_ S F M A Grey <i>P. arcuatus</i>	_ S F M A Goldentail Moray <i>Gymothorax miliaris</i>
_ S F M A Queen <i>Holacanthus ciliaris</i>	_ S F M A Green Moray <i>G. funebris</i>
_ S F M A Rock Beauty <i>H. tricolor</i>	_ S F M A Spotted Moray <i>G. moringa</i>
<b>Basslets - Robalo</b>	<b>Filefish - Pez Ballesta</b>
_ S F M A Blackcap <i>Grama melacara</i>	_ S F M A Orangespotted <i>Cantherhines pullus</i>
_ S F M A Fairy <i>G. loreto</i>	_ S F M A Scrawled <i>Aluterus scriptus</i>
<b>Blennies - Babosas</b>	_ S F M A Whitespotted <i>C. macrocerus</i>
_ S F M A Redlip <i>Ophioblennius atlanticus</i>	<b>Goatfish - Falso Salmonete</b>
_ S F M A Saddled <i>Malacoctenus triangulatus</i>	_ S F M A Spotted <i>Pseudopeneus maculates</i>
<b>Boxfish</b>	_ S F M A Yellow <i>Mulloidichthys martinicus</i>
_ S F M A Honeycomb Cowfish <i>Lactoprys polygonia</i>	<b>Gobies - Góbidos</b>
_ S F M A Scrawled Cowfish <i>L. quadricornis</i>	_ S F M A Bridled <i>Coryphopterus glaucofraenum</i>
_ S F M A Smooth Trunkfish <i>L. triqueter</i>	_ S F M A Colon <i>C. dicrus</i>
_ S F M A Spotted Trunkfish <i>L. bicaudalis</i>	_ S F M A Goldspot <i>Ginatholepis thompsoni</i>
<b>Butterflyfish - Pez Mariposa</b>	_ S F M A Masked <i>C. personatus</i>
_ S F M A Banded <i>Chaetodon striatus</i>	_ S F M A Neon <i>Gobiosoma oceanops</i>
_ S F M A Four-eye <i>C. capistratus</i>	_ S F M A Pallid <i>C. eidolon</i>
_ S F M A Longsnout <i>C. aculeatus</i>	_ S F M A Peppermint <i>C. lipernes</i>
_ S F M A Reef <i>C. sedentarius</i>	<b>Groupers/Seabasses - Serranos/Meros</b>
_ S F M A Spotfin <i>C. ocellatus</i>	_ S F M A Black <i>Mycteroperca bonaci</i>
<b>Chromis/Damselfish - Crómido/Damisela</b>	_ S F M A Coney <i>Epinephelus fulvus</i>
_ S F M A Blue <i>Chromis cyanea</i>	_ S F M A Graysby <i>E. cruentatus</i>
_ S F M A Brown <i>C. multilineata</i>	_ S F M A Nassau <i>E. striatus</i>
_ S F M A Sunshinefish <i>C. insolata</i>	_ S F M A Red Hind <i>E. guttatus</i>
<b>Damselfish - Pez damisela</b>	_ S F M A Rock Hind <i>E. adscension.</i>
_ S F M A Beaugregory <i>Stegastes leucostictus</i>	_ S F M A Tiger <i>M. tigris</i>
_ S F M A Bicolor <i>S. partitus</i>	<b>Grunts - Roncadores</b>
_ S F M A Cocoa <i>S. variabilis</i>	_ S F M A Bluestrip. <i>Haemulon sciurus</i>
_ S F M A Dusky <i>S. fuscus</i>	_ S F M A Caesar <i>H. carbonarium</i>
_ S F M A Longfin <i>S. dienciaeus</i>	_ S F M A French <i>H. flavolineatum</i>
_ S F M A Sergeant Major <i>Abudefduf saxatilis</i>	_ S F M A Black Margate <i>Anisotremus surinamensis</i>
_ S F M A Threespot <i>S. planifrons</i>	_ S F M A White Margate <i>H. album</i>
_ S F M A Yellowtail <i>Microspathodon chrysurus</i>	_ S F M A Porkfis <i>A. virginicus</i>
<b>Drums</b>	_ S F M A Sailors Choice <i>H. parra</i>
_ S F M A Highhat <i>Equetus acuminatus</i>	_ S F M A Smallmouth <i>H. chrysargyreum</i>
_ S F M A Jackknife <i>E. lanceolatus</i>	_ S F M A Spanish <i>H. macrostomum</i>
_ S F M A Spotted <i>E. punctatus</i>	_ S F M A Tomtate <i>H. aurolineatum</i>
	_ S F M A White <i>H. plumieri</i>

**FORMATO DE REGISTRO PARA ROVER DIVER DEL SAM (PARTE 2)**

**IMPORTANTE:** Registre las especies únicamente si esta seguro. Marque con  $\surd$  al lado izquierdo de la columna ( $\surd$  S F M A) Y circule el código relevante. Códigos de Abundancia: S =Sólo uno; F =Falto, 2-10; M =Muchos, 11-100; A = Abundante, >100

MSMP 2C

<b>Hamlet - Mero</b>	<b>Squirrelfish</b>
_ S F M A Barred <i>Hypoplectrus puella</i>	_ S F M A Blackbar Soldier <i>Myripristis jacobus</i> .
_ S F M A Butter <i>H. unicolor</i>	_ S F M A Dusky <i>Holocentrus vexillarius</i>
_ S F M A Black <i>H. migricans</i>	_ S F M A Longjaw <i>H. marianus</i>
_ S F M A Blue <i>H. gemma</i>	_ S F M A Longspine <i>H. rufus</i>
_ S F M A Indigo <i>H. indigo</i>	_ S F M A Reef <i>H. coruscum</i>
<b>Hogfish/Wrasse - Lábridos/Merlo</b>	_ S F M A Squirrel <i>H. adscensionis</i>
_ S F M A Hogfish <i>Lachnolaimus maxims</i>	<b>Surgeonfish - Pez Cirujano</b>
_ S F M A Spanish <i>Bodianus rufus</i>	_ S F M A Navajón Azul <i>Acanthurus coeruleus</i>
<b>Jacks - Jureles</b>	_ S F M A Doctorfish <i>A. chirurgus</i>
_ S F M A Bar <i>Caranx ruber</i>	_ S F M A Ocean <i>A. bahianus</i>
_ S F M A Horse-eye <i>C. latus</i>	<b>Triggerfish - Pejepuerco</b>
<b>Parrotfish - Pez Loro</b>	_ S F M A Black Durgon <i>Melichthys niger</i>
_ S F M A Blue <i>Scarus coeruleus</i>	_ S F M A Ocean <i>Canthidermis sufflamen</i>
_ S F M A Greenblotch <i>Sparisoma atomarium</i>	_ S F M A Queen <i>Balistes vetula</i>
_ S F M A Midnight <i>Scarus coelestinus</i>	<b>Wrasses - Lábridos</b>
_ S F M A Princess <i>Sc. taeniopterus</i>	_ S F M A Bluehead <i>Thalassoma bifasciatum</i>
_ S F M A Queen <i>Sc. vetula</i>	_ S F M A Clown <i>Halichoeres maculpinna</i>
_ S F M A Rainbow <i>Sc. guacamaia</i>	_ S F M A Creole <i>Clepticus parrae</i>
_ S F M A Redband <i>Sp. aurofrenatum</i>	_ S F M A Puddingwife <i>H. radiatus</i>
_ S F M A Redfin <i>Sp. rubripinne</i>	_ S F M A Slippery Dick <i>H. bivittatus</i>
_ S F M A Redtail <i>Sp. chrysopterus</i>	_ S F M A Yellowhead <i>H. garnoti</i>
_ S F M A Stoplight <i>Sp. viride</i>	<b>Otros</b>
_ S F M A Striped <i>Sc. croicensis</i>	_ S F M A Great Barracuda <i>Sphyrna barracuda</i>
<b>Puffers - Tamboriles</b>	_ S F M A Chub, Ber/Yel <i>Kyphosus sectatrix/incisor</i>
_ S F M A Ballonfish <i>Diodon holocan.</i>	_ S F M A Glasseye Snap. <i>Heteropriacanthus cruentatus</i>
_ S F M A Porcupinefish <i>D. hystrix</i>	_ S F M A Redspotted Hawkfish <i>Amblycirrhitus pinos</i>
_ S F M A Sharpnose <i>Canthigaster rostrata</i>	_ S F M A Yellowhead Jawfish <i>Opistognathus aurifrons</i>
<b>Rays - Rayas</b>	_ S F M A Saucereye Porgy <i>Calamus calamus</i>
_ S F M A Southern Sting <i>Dasyatis Americana</i>	_ S F M A Cero <i>Scomberomorus regalis</i>
_ S F M A Spotted Eagle <i>Aetobatus narinari</i>	_ S F M A Yellowfin Mojarra <i>Gerres cinereus</i>
_ S F M A Yellow Sting <i>Urolophus jamaicensis</i>	_ S F M A Sand Diver <i>Synodus intermedius</i>
<b>Seabass - Róbalo</b>	_ S F M A Sharksucker <i>Echeneis naucrates</i>
_ S F M A Creole Fish <i>Paranthias furcifer</i>	_ S F M A Silversides
_ S F M A Harlequin Bass <i>Serranus tigrinus</i>	_ S F M A Greater Soapfish <i>Rypticus saponaceus</i>
_ S F M A Tobaccofish <i>Serranus tabacarius</i>	_ S F M A Glassy Sweeper <i>Pempheris schomburgki</i>
<b>Snappers - Pargos</b>	_ S F M A Tarpon <i>Megalops atlanticus</i>
_ S F M A Dog <i>Lutjanus jocu</i>	_ S F M A Sand Tilefish <i>Malacanthus plumieri</i>
_ S F M A Gray <i>L. griseus</i>	_ S F M A Trumpetfish <i>Aulostomus maculatus</i>
_ S F M A Lane <i>L. synagris</i>	
_ S F M A Mahogany <i>L. mahogoni</i>	
_ S F M A Mutton <i>L. analis</i>	
_ S F M A Schoolmaster <i>L. apodus</i>	
_ S F M A Yellowtail <i>Ocyurus chrysurus</i>	

#### 4. METODOLOGIA PARA COMUNIDADES DE PASTOS MARINOS

En contraste con los estudios de monitoreo de arrecifes coralinos, existen menos protocolos para monitorear los cambios en la salud de los pastos marinos y manglares. Por consiguiente, hemos adoptado el Protocolo de CARICOMP ya que es una metodología regional reconocida que está siendo usada actualmente en la Región del SAM (CARICOMP, 2001). Hemos introducido variaciones menores a la metodología para tomar en cuenta las necesidades y los recursos disponibles para los Equipos de Monitoreo del SAM. Una de tales variantes es que la productividad, el índice del área de hoja y el contenido de C:N:P serán evaluados únicamente en los Sitios de Categoría 3.

**Tabla 4.1 Tabla de Procedimientos Estandarizados del SAM-PMS para Comunidades de Pasto Marino**

Categoría	Sitio	Parámetros	Frecuencia	Período
C <sub>1</sub>	Todos los Sitios	<p><b>Parámetros básicos:</b> Fecha, hora de la visita, nombre de la Localidad, nombre o número del Sitio, coordenadas GPS, Nombre del colector, condiciones atmosféricas, temperatura de agua &amp; aire, lluvia, viento, estado del mar, salinidad, claridad, turbidez, pH, OD, sedimentación, nutrientes, clorofila <b>a</b>. Descripción General del Sitio (sólo en Sitios nuevos), proximidad al arrecife, forma, características, orientación, rango de profundidad.</p> <p>Vista panorámica en video o por arrastre por manta.</p> <p><b>Parámetros específicos para pasto marino:</b> Porcentaje de cobertura de pasto marino, abundancia, composición de especies, biomasa cosechable, biomasa</p>	Dos veces al año	Junio y Diciembre
C <sub>2</sub>	Sitios Específicos de Categoría 2	Como la Categoría 1, más incremento estacional (frecuencia), cobertura espacial, variación temporal y espacial (sitios adicionales y estaciones de biomasa), sitios de mediana y alta densidad, crecimiento (biomasa de hojas nuevas)	Año 1: Cada 3 meses Año 2: Cada 6 meses	Marzo Septiembre Diciembre
C <sub>3</sub>	Sitios Específicos de Categoría 3	Como la Categoría 2, más productividad, índice de área de la hoja, área & ancho de la hoja, contenido de carbono, nitrógeno, fósforo (C:N:P)	Una vez al año	Junio1-Julio 31

Los métodos y mediciones que se describen abajo tienen tres propósitos generales:

- Determinar la abundancia y tasas de crecimiento de pastos marinos en Sitios específicos;
- Permitir la determinación de tendencias estacionales en estas mediciones en el sitio; y
- Permitir la comparación de la estática, dinámica, y medidas estacionales a través de la región, incluyendo la red de Sitios de CARICOMP.

Todas las mediciones se expresarán como **gramos de peso seco por metro cuadrado** (g dw/m<sup>2</sup>).

## MONITOREO DE CATEGORIA 1

### Estrategia de Muestreo

Probablemente la tarea más difícil a la que se enfrenta inicialmente el investigador es la selección de sitios apropiados para su estudio. Idealmente, el Sitio debe ser aquel que sea el más representativo de un área. En la práctica, esto puede ser difícil de juzgar, aún para los investigadores con experiencia. Para Sitios de Categoría 1, idealmente habrá cuando menos dos Sitios a estudiar. El sitio principal será la porción del lecho de pastos marinos que a simple vista tenga la comunidad más exuberante o mejor desarrollada de *Thalassia*, con hojas limpias y verdes. Este sitio es el más fácil de seleccionar y será un indicador de lo mejor que el área sea capaz de producir. Si es posible, se seleccionará un segundo sitio, uno que le parezca al investigador como promedio y representativo del área en general.

En cada sitio, se escogerán dos estaciones para replicación estadística. Estas deben estar cuando menos diez metros aparte, pero pueden estar a mayor distancia. Deben ser visualmente equivalentes.

### Regularidad y Frecuencia

Las muestras de pasto marino de Categoría 1 deben ser colectadas dos veces al año. Ya que no se conocen las épocas de productividad máximas y mínimas a través de la región, se tomarán muestras en los períodos de longitud máxima y mínima del día, los cuales ocurren a finales de diciembre y junio. Como los días más largos y más cortos tienen lugar al final de los meses, es posible cambiar el muestreo para principios de enero o julio. A pesar de que es deseable hacer muestreos más frecuentes, el procesamiento de dichas muestras requiere de un gran esfuerzo. En el caso de que hubiera recursos adicionales disponibles, sería preferible incrementar primero la frecuencia de los muestreos de productividad. Se pueden agregar después etapas adicionales de muestreo para biomasa. Vea la Sección 5 para una descripción detallada de programas avanzados de muestreo.

## 4.1 BIOMASA Y COMPOSICION COMUNITARIA DE LECHOS DE PASTOS MARINOS A PARTIR DE MUESTRAS NÚCLEO

### Introducción

Las mediciones primarias que deben hacerse aquí son la biomasa cosechable y la biomasa total de la planta. Para nuestros propósitos, la biomasa cosechable, o biomasa por encima de la tierra está compuesta por el brote corto en su totalidad (e.g.: las hojas verdes y no verdes y los mazos de vástagos; ver Figura 4.1). Las hojas serán mayormente verdes, pero pueden estar bastante epifitadas. Para nuestros propósitos, la biomasa total comprende la biomasa cosechable y aquella bajo tierra, es decir, las porciones no-fotosintéticas de las plantas. Este método para determinar la biomasa también proporcionará la composición de la comunidad de pasto marino.

La precisión de la valoración de la biomasa dependerá en su mayor parte del número máximo de muestras que puedan ser tomadas razonablemente y de la complejidad estructural del lecho de pasto marino. Obviamente, y con el mismo esfuerzo, se obtendrá una mejor valoración para un lecho pequeño de pasto marino mono-específico con una densidad bastante homogénea de vástagos, que para un lecho grande de diversas especies, con una densidad y cobertura de vástagos altamente variable.

### EQUIPO

1 de c/u: Nucleador; tubo de PVC (biselado y con muescas); 80 cm de largo y 15-20 cm diámetro

Un tapón, de aprox. 5-7.5 cm diámetro  
Agarradera de 45 cm de largo

**ESCOGER ENTRE:**

4 c/u: cubetas de plástico  
1 c/u: Tamiz o cedazo; con malla de 2 mm

**O:**

4 c/u: Bolsas de malla fina (2-4mm) (e.g.: bolsa de buceo)  
1 c/u: Charola profunda  
2 c/u: Colador de cocina de plástico; 6-8" (15-20 cm) diámetro  
10 c/u: Palangana de plástico (para clasificar en ellos las diferentes porciones de biomasa)

**Misceláneo:**

Papel aluminio  
Cinta rosa de señalización  
Bolsas "Ziploc" para congelar; de tamaños de un cuarto y un galón  
Acido hidroclicórico o fosfórico (10% v/v; 10% ácido concentrado + 90% agua)  
Horno de secado (45, 60, o 90 °C; ver el texto)  
Balanza analítica

La mejor manera de obtener muestras de biomasa en lechos de pasto marino del Caribe es con el uso de nucleadores. Los nucleadores deben ser lo suficientemente fuertes para rebanar a través de los rizomas de *Thalassia* y los sedimentos calcáreos densos. Los nucleadores pueden estar hechos de una gran variedad de materiales, pero aquellos hechos de tubo de PVC son económicos y durables. El diámetro debe ser de cuando menos 15-20 cm y la longitud de cerca de 60-80 cm. La parte cortante del nucleador debe estar biselada y con muescas para tener mayor filo al cortar. Para sedimentos muy compactos, o aquellos con escombros de coral, el nucleador convencional no penetrará con la suficiente profundidad para ser de utilidad. Para estas áreas se necesita ajustar un filo cortante de metal. El material más sencillo de usar es la hoja de una sierra de banda o sierra de metal de dientes gruesos. Esta se puede fijar en el borde interior del nucleador con remaches, y reemplazarse periódicamente. Un mango continuo debe ir transversalmente a través del nucleador y se debe sellar en las partes donde pase a través del tubo del nucleador. Las agarraderas deben ser de cuando menos 15-20 cm en cada lado, para apalancamiento, y deben tener un diámetro lo suficientemente largo para ser fuertes y cómodas. El nucleador debe tener un tapón removible, para que se pueda obtener un vacío al ser extraído, de otra manera se perderá una gran parte del material.

**METODO****Colecta de Muestras**

Fuerce la entrada del nucleador en el sedimento cuando menos 45-50 cm para obtener más del 90% de rizomas y raíces de *Thalassia*. De ser posible, el nucleador deberá ser hundido hasta las agarraderas para que la muestra no se resbale del nucleador cuando éste sea removido del sedimento. Importante: no intente nada más empujar el nucleador en los sedimentos. Debe ser rotado rápidamente hacia adelante y hacia atrás para que vaya cortando su camino en los sedimentos mientras es empujado hacia adelante. **¡Corte, no solamente empuje!**

Las muestras del núcleo se pueden poner en cubetas individuales. La transferencia de la muestra del nucleador a la cubeta en la superficie previene pérdidas de biomasa bajo el agua. Alternativamente, mientras los centros o núcleos se toman bajo el agua, pueden ser expulsados inmediatamente en bolsas de malla fina (2-4mm), pre-etiquetadas (e.g.: bolsas de buceo, bolsas de lavandería), mientras estén bajo el agua. Con este método, se puede tomar cada centro, extraerlo a

su propia bolsa, y todos pueden llevarse a la superficie al mismo tiempo, con lo que se eliminan muchos viajes a la superficie.

Las primeras veces que los centros se colecten, deben ser llevados a la embarcación y ser extraídos cuidadosamente. Después deben ser cortados a la mitad a lo largo, y deben ser inspeccionados cuidadosamente para determinar que la mayoría de las raíces hayan sido colectadas, y que está registrado el largo del centro de la superficie al fondo de la raíz. Debe haber una parte hacia el fondo del centro de aprox. 5-10 cm sin raíces. Esto nos servirá como una guía a futuro de la profundidad a la que se deben tomar los siguientes núcleos.

### Tratamiento de las Muestras

Limpie las muestras por completo de sedimento y sepárelas primero en especies de pastos marinos, macroalgas carnosas y macroalgas verdes del orden *Caulerpales* que crecen en el sedimento. La división de las macroalgas por especie es a discreción del Equipo en el Sitio. Se aconseja hacerlo, mas no es un requerimiento.

Si las muestras están en bolsas de malla, pueden ser sacudidas y masajeadas mientras se está aún bajo el agua para eliminar la mayor parte del sedimento. Si estas bolsas no están disponibles, se puede hacer una clasificación preliminar en un tamiz con malla de aprox. 2 mm y puede lavarse. El tamaño no es crítico, pero un tamiz de aprox. 60 by 40 cm, con lados de cerca de 8-10 cm (de madera estándar de 1x3 o 1x4) es más que satisfactorio. El tamiz debe retener las pequeñas partes de material de la planta, mientras que todo el material grueso de conchas y fragmentos deben removerse a mano. Después de esta clasificación burda, se puede hacer una clasificación fina en el tamiz, pero muchas veces es más conveniente si se hace en una charola con agua de aprox. 10 cm de profundidad. Esto facilita mucho la clasificación de fragmentos finos. Aún cuando no es una guía perfecta, las raíces y los rizomas *tienden a flotar*, mientras que aquellos que están muertos *tienden a hundirse*. Las raíces vivas son blancas o ligeramente grises y son crujientes cuando se aprietan o se rompen, mientras que las raíces muertas son oscuras y más flácidas. Los brotes cortos y los rizomas pueden tener entremezcladas raíces vivas y muertas. De igual manera los rizomas vivos tienen un interior más blanco y firme. Mientras que los rizomas muertos, tanto dentro como por fuera, son menos crujientes cuando se rompen.

La muestra resultante debe ser de material orgánico en su totalidad y no debe contener fragmentos contaminantes de carbonato. Las muestras sucias se pueden mantener durante un día sumergidas a la sombra sin que se desintegren o por varios días si se les coloca bajo una corriente continua de agua marina. Las muestras limpias se pueden mantener de la misma manera, pero se conservan mejor ya enfriadas.

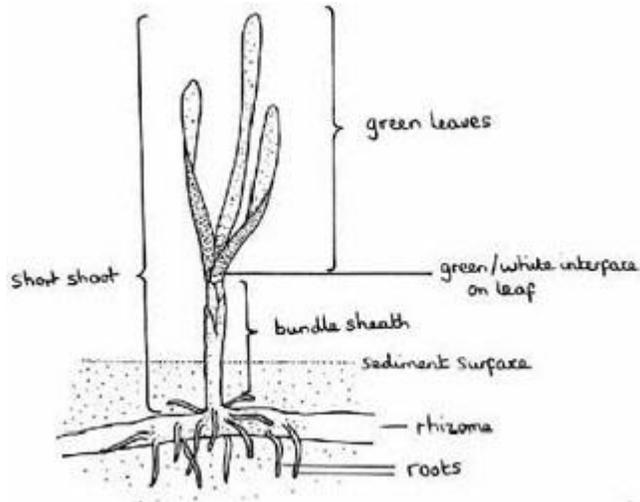
Para medir biomasa, divida todas las plantas de *Thalassia* en las siguientes 5 diferentes fracciones: 1) hojas verdes, 2) hojas no-verdes y brotes cortos, 3) rizomas vivos, 4) raíces vivas, y 5) material muerto en el fondo (ver Figura 4.1). Tome nota de que las hojas verdes deben ser arrancadas en la interfase verde/blanca (esto es usualmente en el punto donde la hoja emerge de la vaina, pero puede estar más arriba de la hoja si la vaina esta enterrada bajo el sedimento). Note también que la porción de "hojas no-verdes y brotes cortos" comprende las porciones no-verdes de las hojas y las vainas, y a la que nos referimos simplemente como "brotes cortos" en las hojas de datos o de campo.

Para todas las otras especies de pasto, generalmente es posible (y muchas veces necesario) dividirlos simplemente en 2 categorías diferentes 1) tejido verde y 2) tejido no-verde.

### PROCESAMIENTO EN LABORATORIO

Después de separar las plantas en sus diferentes porciones de biomasa, asegúrese de remover del rizoma y de la biomasa de las raíces de pasto marino, cualquier residuo de sedimento frotándolas con un cepillo de dientes suave. También, las epifitas en las hojas verdes deben removerse en 10%

de ácido fosfórico (más suave pero más caro) o ácido hidroclicórico (usado más comúnmente y más barato) a menos que se considere hacer un análisis químico más detallado de los componentes. Las hojas se ponen en el colador de cocina, y deben bajarse al ácido hasta que el burbujeo (evolución de  $\text{CO}_2$ ) cese.



**Figura 4.1** Planta de pasto marino mostrando un brote corto y sus componentes así como rizoma y raíces (dibujo original de CARICOMP, 2001)

Tome nota que la inmersión en el ácido debe ser por el menor tiempo posible y ciertamente no debe exceder 5 minutos. El baño de ácido se debe reemplazar periódicamente conforme pierda efectividad.

Enjuague o remoje meticulosamente en agua dulce todas las porciones de biomasa (usando el colador de cocina) para remover sal y ácidos. Es muy útil hacer la clasificación fina en un baño de *agua dulce*. Después coloque cada porción en pedazos de papel aluminio para uso industrial, previamente pesados y etiquetados y póngalos a secar a 60-90 °C hasta alcanzar un peso constante (a no más de 60 °C si se planean hacer análisis clínicos). Algunas porciones de sedimentos profundos pueden tomar varios días para secarse completamente. Hasta que uno se familiarice con el tiempo de secado necesario, es mejor si se pesan periódicamente varias de las porciones más pesadas hasta que alcancen un peso constante por 12 horas. En este punto, todas las porciones más pequeñas deben estar completamente secas. En este momento, las muestras se deben colocar en un desecador para que se enfríen antes de pesarlas. Si no hay un desecador disponible, permita que el horno y las muestras se enfríen a cerca de 45°C antes de pesarlas. Cuando se termine de pesar, almacene las muestras secas en una bolsa de plástico por cuando menos 6 meses, en caso de que haya habido errores y se necesite volver a pesarlas.

Si lo desea, divida las macroalgas calcáreas en tejido de arriba y bajo del fondo. Elimine todo el sedimento y después decalcifíquelo en 20% de ácido acético glacial. Esto puede llevar varios días. Las macroalgas carnosas necesitan enjuagarse en agua dulce, secarse y pesarse. Generalmente no se requiere separarlas por especie, excepto cuando exista una macroalga dominante en la comunidad.

## MANEJO DE DATOS

Registre los datos en los Formatos de Registro de Datos de Biomasa para Pastos Marinos que se proporcionan. Para convertir los pesos por muestra de núcleo en pesos por metro cuadrado, multiplique por el factor (f) basándose en el área de los núcleos. Por ejemplo: Si el área del núcleo es de 200 cm<sup>2</sup>, multiplique por 50 para obtener datos por metro cuadrado (10,000 cm<sup>2</sup>).

## MONITOREO DE CATEGORIA 2

El plan de trabajo que se da arriba es para el monitoreo básico de pasto marino de Categoría 1. El siguiente paso lógico para aquellos interesados en estudios adicionales sobre pastos marinos, sería el intensificar el muestreo tanto temporal como espacialmente, utilizando las metodologías descritas arriba. Esta lista proporciona una pauta para estudios adicionales de una manera coordinada.

**Temporada** El siguiente paso es incrementar la cobertura por temporada en el sitio inicial. En lugar de coleccionar muestras dos veces por año, serían coleccionadas 4 veces por año, a intervalos de 3-meses.

**Cobertura Espacial** Esto involucra el hacer un mapa más detallado del Sitio. El área de interés puede ser un lecho, una laguna, o una bahía, debe ser cuadrículada en un mapa y se deben tomar muestras a través de toda el área para determinar la variación **Espacial** de pastos marinos en el área. Para este propósito, se pueden utilizar inicialmente los cuadrantes de 10 x 20, en lugar de los más laboriosos nucleadores. Con un número suficiente de muestras, es posible obtener una densidad promedio para el área, y puede ser posible trazar el mapa de las áreas de densidad alta, baja y promedio.

**Variación Temporal y Espacial** Con la información obtenida en (2), por lo tanto, es posible añadir sitios adicionales que permitan a los investigadores capturar mucho más de la dinámica del pasto marino local. Deberán añadirse estaciones de biomasa y muestrearse dos veces por año. Las estaciones pueden localizarse en áreas de mediana o baja densidad y podrá capturarse una variación del sistema más completamente.

## 4.2 MEDICION DEL CRECIMIENTO DE *Thalassia testudinum*

### Introducción

Mientras que las mediciones de biomasa cosechable y biomasa se realizarán para toda la comunidad de pasto marino representativo, las mediciones iniciales de crecimiento y productividad se harán únicamente para *Thalassia*. *Thalassia testudinum* es la especie de pasto marino dominante en el Caribe ya que contribuye típicamente con mayor biomasa, y por lo tanto, productividad del área, a la producción total del lecho de pasto marino que *Syringodium filiforme*, *Halodule wrightii*, y *Halophila* spp. *Thalassia* es también la especie competitiva dominante y "clímax" en la sucesión de pasto marino en el Caribe.

Mientras que las mediciones de biomasa cosechable y biomasa proporcionan una medida *estática* de la condición de las plantas en un momento dado, las mediciones de productividad darán una medición *dinámica* de la salud y la tasa de crecimiento de las plantas. Además de la productividad de área (el crecimiento por metro cuadrado de fondo de mar por unidad de tiempo), el método permite determinar la tasa de rotación de las plantas, la cual es una medida del crecimiento por unidad de peso de la planta.

El crecimiento se mide como la producción de biomasa de hojas nuevas. La producción de raíces y rizomas es extremadamente difícil de medir en pastos marinos tropicales y por esta razón raramente se ha intentado. La medición del crecimiento de la hoja, por sí sola, servirá para los propósitos iniciales del PMS así como los de CARICOMP, a pesar de que no brindará una estimación del crecimiento total del pasto marino.

## EQUIPO

Cuadrantes: 6 por cada estación señalada. Típicamente de 10 x 20 cm; vea también el texto  
Etiquetas de identificación para los cuadrantes (ver texto). Típicamente, cinta de señalización de ingeniería marcada con plumón permanente  
Perforadora: el dispositivo utilizado más comúnmente es una jeringa hipodérmica  
Dependiendo de las agujas, los tamaños 16, 18, y 21 son los más útiles  
Tijeras (para cosechar brotes después de su crecimiento)  
Bolsas de plástico tipo "Ziploc" (las mejores son las bolsas "Ziploc" para congelar)  
Charolas de plástico para lavados con ácido y lavados con agua dulce (3 o 4)  
Cedazos de plástico tipo colador de cocina (3)  
Fórceps (para sacar el pasto marino del lavado con ácido)  
Receptáculos previamente pesados, en los cuales secar el pasto marino (e.g.: papel aluminio, pesadoras, platos)  
Acido hidroclicóric o fosfórico (10% v/v; 10% ácido concentrado + 90% agua)  
Horno de secado (45, 60, o 90 °C; ver texto)  
Balanza analítica

## METODO

### Colecta de Muestras

En este punto, las mediciones se harán tanto para la productividad como para la biomasa cosechable. Se aconseja al lector que consulte a Zieman (1974), donde se encuentran mayores detalles e ilustraciones, a pesar de que se han hecho modificaciones de la descripción original (**principalmente**, la sustitución de una aguja o perforadora por una engrapadora).

A pesar de que la medición de biomasa cosechable fue realizada de los núcleos de biomasa, aquí se hace necesario medirla *simultáneamente* con la productividad. El crecimiento de la hoja debe ser medido marcando todas las hojas de un brote frondoso (= masa de hojas = turión = brote corto) a una distancia corta (e.g.: 2 mm) arriba de la interfase verde-blanco, o en la superficie del sedimento. Comúnmente, los brotes cortos se extienden fuera de los sedimentos antes de que las hojas se dividan y se vuelvan verdes. Las hojas se mantienen unidas por la vaina y arriba de este punto las hojas se separan individualmente, desarrollan clorofila, y son verdes, mientras que abajo aún están blancas. Con este método, es muy importante que todas las hojas de los brotes cortos se marquen simultáneamente con una única perforación con la aguja a través de todas las hojas.

En muchas áreas, particularmente detrás de los arrecifes o en otras áreas de alta energía, las vainas están enterradas y las hojas verdes emergen de los sedimentos. En estos casos, las hojas serán **marcadas inicialmente** y **colectadas en fecha posterior** de la superficie del sedimento. Cuando coloque el cuadrante para marcarlo, húngalo bajo la superficie del sedimento. De esta manera servirá como punto de referencia si los sedimentos son perturbados.

Las hojas marcadas se deben dejar durante 8 a 12 días. La mejor manera de colectar la muestra es cosechar totalmente el brote corto del sedimento y llevarlo intacto al laboratorio en una bolsa "Ziploc" etiquetada. En el laboratorio, todas las hojas del brote son recortadas en el punto del brote que se marcó originalmente. Esto es, por regla general, el ribete verde-blanco que se encuentra más cercano al sedimento, y comúnmente, es donde se localiza la marca de aguja en la hoja más antigua. Si la hoja más antigua está senescente, lo cual indica el principio de volverse café o de

estar muy cubierta con epifitas, es muy probable que no haya crecido durante el período del marcado.

En circunstancias únicas, si las hojas fueron agujeradas individualmente en la superficie del sedimento, porque las vainas estaban enterradas, entonces se cosechan individualmente en ese momento.

Los coeficientes de extinción (disco Secchi horizontal; ver también la Sección de Mediciones Físicas de CARICOMP, 2001), la luz en la columna de agua sobre los pastos marinos debe medirse varias veces (si no es que diariamente) durante la semana mientras se mida el crecimiento. Dos períodos adecuados son: justo antes de la marcación y justo antes de la colecta, antes de que los buzos hayan perturbado los sedimentos. La luz disponible para el crecimiento de *Thalassia* se calcula usando el coeficiente de extinción e irradiación entrante registrados diariamente en la estación atmosférica del sitio.

### PROCESO DE LABORATORIO

Las hojas y las secciones de hojas se separan en tres grupos:

**Grupo 1) Hojas nuevas:** Estas son hojas que han emergido desde la época de marcación. Serán muy verdes y frescas, y se distinguen porque no tienen marcas de aguja.

**Grupo 2) Crecimiento Antiguo (= crecimiento reciente en hojas antiguas):** este grupo está compuesto por el largo de la hoja desde el punto de marcación a la base donde se cosechó la hoja en el nivel original del marcado. Representa el crecimiento de las hojas marcadas.

**Grupo 3) Biomasa Cosechable Antigua:** esta es la sección de las hojas antiguas marcadas, *arriba* de la marca. Es una porción del material que estaba presente cuando el material original material fue marcado.

Cada uno de estos tres grupos se descalcifican en ácido diluido, se lavan cuidadosamente, y se secan en porciones de papel aluminio. Las porciones de papel aluminio deben ser previamente etiquetadas y pesadas. Después de secarlos, se mide el peso total seco, se le resta el peso de la porción del aluminio, y se calcula el peso real de la porción de la planta.

**Productividad por Area** es la cantidad de material nuevo producido por unidad de área por día. Se obtiene sumando el total del crecimiento de la planta (grupos #1 + #2) y dividiéndolo por el número de días. Esta cantidad es la producción por cuadrante. Ya que un cuadrante es de 1/50 m<sup>2</sup>, este número es multiplicado por 50. Por lo tanto, la producción diaria se define como:

$$\text{Producción Diaria} = \frac{(\text{Peso del Grupo 1} + \text{Peso del Grupo 2}) \times 50}{\text{\# Días Marcados}}$$

**La Tasa de Rotación** puede ser considerada de dos maneras. Mientras que la productividad del área es la cantidad de una planta producida por unidad de área; la tasa de rotación es la cantidad de planta producida por unidad de planta. Al expresarlo como porcentaje, es el porcentaje de la planta que está presente y que se reemplaza cada día. Por lo tanto,

$$\text{Tasa de Rotación (\%/día)} = \frac{\text{Producción Diaria} \times 100}{\text{Biomasa Cosechable}}$$

Donde la biomasa cosechable es (Gp 1 + Gp 2 + Gp 3) x 50.

### MANEJO DE DATOS

Como antes, los datos (registrados en Formatos para Crecimiento de *Thalassia*) deben ser convertidos a peso por metro cuadrado. La productividad normalmente se mide en un cuadrante de 200 cm<sup>2</sup> (1/50 por m<sup>2</sup>), por lo que sólo es necesario multiplicar todos los valores por 50 para obtener el valor apropiado. Por lo tanto, 50 es el *factor* (f) para estos cuadrantes.

### MONITOREO DE CATEGORIA 3

Este plan de trabajo incluye los parámetros para las Categorías 1 y 2, además incluye las estimaciones de productividad, índice del área de la hoja & ancho, y contenido de carbono, nitrógeno y fósforo (C:N:P). La productividad puede hacerse dos veces por año. Localice Sitios de monitoreo en áreas de mediana y baja densidad para capturar mejor las variaciones en los Sitios.

#### 4.3 INDICE DEL AREA DE HOJA Y COMPOSICION QUIMICA DE LA HOJA

##### Introducción

Se realizarán una serie de mediciones para determinar el índice del área de la hoja y varios otros útiles parámetros para plantas. El área y el ancho de la hoja son indicadores comprobados para medir estrés en las comunidades de pasto marino. Ambos decrecen cuando las plantas están estresadas por exceso de temperatura o salinidad. Además, estas mediciones permiten realizar mejores comparaciones de las comunidades de pasto marino entre los diferentes Sitios a través de la red del SAM y de CARICOMP. Las plantas se colectarán y conservarán para el análisis de su contenido de carbono, nitrógeno, y fósforo. Se calcularán las proporciones de C:N:P, lo cual permitirá la determinación del estatus de los nutrientes en las plantas, los que indicarán si el nitrógeno o fósforo están limitados o son excesivos en los diversos Sitios.

##### EQUIPO

Bolsas "Ziploc", Pala pequeña, Tijeras / navaja, Regla, Horno de secado

##### METODO

##### Colecta de Muestras

En el momento de marcar las hojas, se contará y registrará el número de brotes cortos en cada cuadrante. De un área adyacente a los cuadrantes marcados, que visualmente sea de la misma densidad, colecte 5 brotes cortos desarraigando el brote. Tenga cuidado de no desgarrar o perder ninguna hoja. Algunas veces, será necesario excavar o quitar el sedimento de la base del brote con su mano. Ponga estos brotes con sus hojas en una bolsa de plástico aparte y llévelos al laboratorio.

##### Procesamiento de Muestras en el Laboratorio

En el laboratorio, lave los brotes y hojas en agua dulce. Corte las hojas del brote corto con una navaja, cuchillo o tijeras. Posiciónelas en el orden original en el brote. Cada hoja será medida empezando con la más joven, la cual será la *Hoja 1*, hasta llegar a la más antigua. Típicamente, la *Hoja 1* será corta, muy verde, con la punta redondeada. La *Hoja 2* será la siguiente más joven y estará adyacente a la hoja 1. *Usualmente* será verde con ninguna o muy pocas epifitas pero mucho más larga que la hoja 1. Ya que las hojas se producen alternadas, la *Hoja 3* se encontrará en el lado opuesto de la hoja 1 desde la hoja 2. *Las Hojas 4, 5* (si están presentes) continuarán alternándose de lado a lado (ver Figura 4.1).

**Mediciones**

Mida el largo total de la hoja de la base a la punta y regístrelo como xx.x cm. Mida el ancho de la hoja, aprox. 1-2 cm de la base y regístrelo como xx.x mm. Si la hoja es menor a 2 cm de largo, mídala en el centro. Si la hoja aún tiene la punta redondeada, registre este hecho. Finalmente, mida el largo desde la base de la hoja hasta donde ocurran las primeras epifitas en la hoja y regístrelo en xx.x cm. Si las epifitas cubren la totalidad de la hoja hasta la base, entonces registre 0.0 para la distancia.

Después de cada medición use una navaja de hoja sencilla o cuchillo muy filoso para raspar todas las epifitas que le sea posible. Es posible que no pueda limpiar todo y que raspe parte de la hoja verde. Esto es normal. Descarte las hojas si están muy amarillas, café y completamente cubiertas de epifitas por lo que no puedan limpiarse razonablemente, o si se fragmentan tanto que sea imposible trabajar con ellas.

**FORMATOS DE REGISTRO DE DATOS**

Hay tres archivos de formatos u hojas de registro de datos pre-formateados para hacer más sencillo y estándar el registro y análisis de datos. Estos son: **Formato de Registros de Biomasa para Pasto Marino**; **Formato de Registros del Crecimiento del Pasto Marino**; y **Formato de Registros del Índice de Área de la Hoja en *Thalassia***. Los ejemplos que se muestran en las siguientes páginas muestran únicamente las primeras secciones debido a su tamaño. Los juegos completos de las hojas de registro de datos están disponibles como archivos de hojas de cálculo de la UCP o del sitio Web del SAM: <http://www.mbrs.org.bz>

**FORMATO DE REGISTRO DE BIOMASA PARA PASTO MARINO EN EL SAM (Se muestra ejemplo parcial)**

MSMP\_3A

<b>Localidad:</b>		<b>Fecha de Colecta:</b>		<b>Latitud:</b>		<b>Colector:</b>			
<b>ID del Sitio:</b>		<b>Fecha Procesamiento:</b>		<b>Longitud:</b>		<b>Procesador:</b>			
<b>Prod Sitio:</b>		<b>Hora:</b>		<b>Diam. del Núcleo:</b>		<b>Agencia de Apoyo:</b>			
<b>Replicas Núcleo 1:</b>			<b># Brotes Vivos / Núcleo</b>						
<b>FRACCIONES</b>		<b>Tara #</b>	<b>Peso Tara</b>	<b>Peso Bruto</b>	<b>Peso Neto</b>				
<b>Thalassia</b>	Hojas verdes								
	Brotes cortos								
	Rizomas								
	Raíces								
	Tejido Muerto								
	Sobre tierra								
	Bajo tierra								
	Proporción A:B						f	g/m2	
					<b>Peso Total</b>				
<b>Otros pastos</b>	Tejido verde								
	No-Verde						f	g/m2	
						<b>Peso Total</b>			
<b>Algas Carnosas</b>							f	g/m2	
						<b>Peso Total</b>			
<b>Algas Calcáreas</b>	Sobre tierra								
	Bajo tierra								
	Proporción A:B						f	g/m2	
					<b>Peso Total</b>				

**FORMATO DE REGISTRO DE CRECIMIENTO DE PASTO MARINO PARA EL SAM (Ejemplo parcial)**

MSMP\_3B

<b>Localidad:</b>	<b>Fecha de Realización:</b>	<b>Latitud:</b>			<b>Colector:</b>
<b>ID del Sitio:</b>	<b>Fecha de Colecta:</b>	<b>Longitud:</b>			<b>Procesador:</b>
<b>Prod. del Sitio:</b>	<b>Hora:</b>	<b>Duración del Exp.:</b>			<b>Agencia de Apoyo:</b>
<b>Sechi al realizarse:</b>		<b>Sechi a la Colecta:</b>			
<b>Cuadrante # 1:</b>	<b>Tara</b>	<b>Peso Tara</b>	<b>Peso Bruto</b>	<b>Peso Neto</b>	
Hojas nuevas (decalcificar)					
Hojas antiguas (decalcificar)					
Biomasa Cosechable Antigua (decalcificar)					
<b>Productividad del área</b>	$\frac{=(1+2) \times 50}{\# \text{ Días}}$	(g/m2/día)	Rotación para (verde) Biomasa de la planta	$\frac{=(1+2)}{\# \text{ Días (1+2+3)}} \times 100 =$	% por día
<b>Cuadrante # 2:</b>	<b>Tara</b>	<b>Peso Tara</b>	<b>Peso Bruto</b>	<b>Peso Neto</b>	
Hojas Nuevas (decalcificar)					
Hojas Antiguas (decalcificar)					
Biomasa Cosechable Antigua (decalcificar)					
<b>Productividad del Area</b>	$\frac{=(1+2) \times 50}{\# \text{ Días}}$	(g/m2/día)	Rotación por (verde) Biomasa de planta	$\frac{=(1+2)}{\# \text{ Días (1+2+3)}} \times 100 =$	% por día
<b>Cuadrante # 3:</b>	<b>Tara</b>	<b>Peso Tara</b>	<b>Peso Bruto</b>	<b>Peso Neto</b>	
Hojas Nuevas (decalcificar)					
Hojas Antiguas (decalcificar)					
Biomasa Cosechable Antigua (decalcificar)					
<b>Productividad del Area</b>	$\frac{=(1+2) \times 50}{\# \text{ Días}}$	(g/m2/día)	Rotación por (verde) Biomasa de la planta	$\frac{=(1+2)}{\# \text{ Días (1+2+3)}} \times 100 =$	% por día

**FORMATO DE REGISTROS PARA EL INDICE DEL AREA DE HOJA DE THALASSIA EN EL SAM (Ejemplo parcial)**

MSMP\_3C

Localidad:		Fecha:		Latitud:	
ID del Sitio:		Hora:		Longitud:	
Registrador:		Brote Promedio / Cuadrante:		Agencia Apoyo:	
Brote 1	¿Punta Redondeada? (S/N)	Longitud al epis (cm)	Largo (cm)	Ancho (cm)	Area (cm <sup>2</sup> )
Hoja 1					
Hoja 2					
Hoja 3					
Hoja 4					
Hoja 5					
Brote 2	¿Punta Redondeada? (S/N)	Longitud al epis (cm)	Longitud (cm)	Ancho (cm)	Area (cm <sup>2</sup> )
Hoja 1					
Hoja 2					
Hoja 3					
Hoja 4					
Hoja 5					
Brote 3	¿Punta Redondeada? (S/N)	Longitud al epis (cm)	Longitud (cm)	Ancho (cm)	Area (cm <sup>2</sup> )
Hoja 1					
Hoja 2					
Hoja 3					
Hoja 4					
Hoja 5					
Brote 4	¿Punta Redondeada? (S/N)	Longitud al epis (cm)	Longitud (cm)	Ancho (cm)	Area (cm <sup>2</sup> )
Hoja 1					
Hoja 2					
Hoja 3					
Hoja 4					
Hoja 5					
Brote 5	¿Punta Redondeada? (S/N)	Longitud al epis (cm)	Longitud (cm)	Ancho (cm)	Area (cm <sup>2</sup> )
Hoja 1					
Hoja 2					
Hoja 3					
Hoja 4					
Hoja 5					

## 5. METODOLOGIA PARA COMUNIDADES DE MANGLARES

Se llevará a cabo un estudio preliminar de caracterización para los diferentes hábitats de Manglares dentro de las Localidades seleccionadas del SAM usando el “Point-Centered Quarter Method” (PCQM) (Pool *et al.*, 1977). Después que los hábitats sean caracterizados con el PCQM, los investigadores podrán seleccionar los Sitios óptimos para las parcelas de monitoreo a largo plazo.

Las secciones sobre composición de la comunidad, agua intersticial, y productividad han sido adoptadas del Manual de Métodos del CARICOMP (CARICOMP, 2001). Los métodos generales para medir la estructura del ecosistema del manglar y su función son las descritas en Lugo y Snedaker (1975), Pool *et al.* (1977), y Snedaker and Snedaker (1984).

**Tabla 5.1 Tabla de Procedimientos Estandarizados para Comunidades de Manglar en el SAM-PMS**

Categoría	Sitio	Parámetros	Frecuencia	Período
C <sub>1</sub>	Todos los Sitios	<p><b>Parámetros básicos:</b> Fecha, hora de visita, nombre de Localidad, nombre o número del Sitio, coordenadas GPS, nombre del colector, condiciones atmosféricas, temperatura del agua &amp; aire, lluvia, viento, estado del mar, salinidad, características, orientación.</p> <p><b>Parámetros específicos para Manglares:</b> Caracterización / zonación (solo una vez antes de iniciar el monitoreo). Reconocimiento de estrés. Establecimiento de parcelas, Diámetro del tronco a la altura del pecho (dbh), rango de altura arbórea dentro de la parcela, salinidad del agua sub-superficial (intersticial), biomasa dentro de la parcela, biomasa cosechable, descripción de la comunidad (dentro de la parcela), alcance de la marea, abundancia, porcentaje de cobertura.</p> <p><b>Plántulas y vástagos (crecimiento):</b> Establecimiento de sub-parcelas, etiquetar, identificar, mapear y medir las plántulas o retoños arraigados (&lt; 2.5 cm dbh), crecimiento (biomasa de hoja nueva)</p>	Una vez al año  <b>Agua Intersticial:</b> mensualmente	Junio 1- Julio 31
C <sub>2</sub>	Sitios Específicos de Categoría 2	Como la Categoría 1, más aumento en cobertura espacial, biomasa dentro de una escala espacial más grande (ej. cayo o isla).	2 x año (temporada de lluvia y secas)	Junio y Diciembre
C <sub>3</sub>	Sitios Específicos de Categoría 3	Como la Categoría 2, más el índice del área de la hoja, productividad (hojarasca, solo para <i>R. mangle</i> ). Recolección de hojarasca con trampas, nutrientes, tasa de rotación	<p><b>Hojarasca:</b> Año1: mensual; Año2: cada 3 meses, a reducirse eventualmente a 2 x año</p> <p><b>Nutrientes:</b> Cada 3-6 Meses</p>	Junio1-Julio 31  Marzo Junio Septiembre Diciembre

## MONITOREO DE CATEGORIA 1

### 5.1 CARACTERIZACION DE HABITATS DE MANGLAR

La caracterización preliminar para las áreas de manglar solo se llevará a cabo al principio del proceso de monitoreo para cada Sitio. Utilice el Point-Centered Quarter Method (PCQM). PCQM es un método rápido y fácil que no utiliza parcelas para investigar un área desconocida. Normalmente se lleva a cabo en hábitats homogéneos, pero en el caso del PMS, este método permitirá una visión general rápida y precisa de los diferentes hábitats encontrados en la Localidad. Idealmente, se deben colocar tres transectos PCQM para cubrir lo más posible del ecosistema.

#### MATERIALES NECESARIOS

Sujetapapeles, hojas de datos, lápices  
Calculadora  
Cintas de medir 10 m  
Compás con mira, o 4 líneas ligeras de 10 m  
Cordel de nylon  
Estacas de PVC para las esquinas de la parcela  
Pintura o plumas de pintura para marcas permanentes en los árboles  
Cinta de señalización  
Alambre con recubrimiento de vinilo  
Un gran número de etiquetas numeradas a prueba de agua (preferentemente de aluminio)  
Cinta de medir de tela, o cinta dbh de 1 m  
Tubo telescópica para medir de 6 m  
Clinómetro (si es posible)  
Martillo

#### METODO

1. Seleccione el ecosistema de manglar a ser investigado.
2. Familiarícese con el área caminando a través de ella y/o cabalgando alrededor del ecosistema. Compléméntelo estudiando las fotografías aéreas si están disponibles.
3. Seleccione un punto de partida en los manglares bordeantes más cercanos a la orilla. Seleccione la dirección del transecto de PCQM para cubrir los hábitats más importantes de este Sitio en particular. Idealmente, los transectos deben ser perpendiculares a la orilla.
4. El PCQM mide el árbol más cercano al centro en cada cuadrante, definido por la línea del transecto y la perpendicular. Para llevar a cabo el PCQM, será necesario llevar a cabo el siguiente procedimiento:
  - a. Empiece en el punto cero y coloque una línea en la dirección seleccionada.
  - b. Seleccione la distancia entre los puntos para evitar medir el mismo árbol dos veces y obtenga cuando menos 20 puntos por transecto.
  - c. En cada punto central, se definirán cuatro cuadrantes con la línea del transecto y una línea perpendicular que cruce a través de este punto.
  - d. En cada uno de los cuatro cuadrantes formados por estas líneas interseccionadas, tome las siguientes mediciones del árbol más cercano al punto central:

- i. especies
  - ii. distancia del punto central al punto medio del árbol más cercano ( $d$ , en metros)
  - iii. diámetro a la altura del pecho ( $dbh$ , en centímetros);
  - iv. altura ( $h$ , en metros).
- e. Continúe al siguiente punto central y repita el método.
  - f. Si en algún punto hay árboles que ya han sido medidos en el punto anterior, extienda la distancia entre estos puntos (usualmente es suficiente añadir 2 m).

## MANEJO DE DATOS

- a. Calcule la densidad del árbol por punto central con la siguiente fórmula (Cintron and Shaeffer Novelli, 1984):

$$D = \frac{1}{d_{mean}^2}$$

Donde:

$D$  = densidad del tallo en  $m^{-2}$

$d_{mean}$  = distancia promedio para todos los árboles en un transecto

- b. Calcule el dbh promedio por especie por punto central y el promedio total de todas las especies combinadas por punto central.
  - c. Calcule la altura promedio por especie por punto central y el promedio total de todas las especies combinadas por punto central.
  - d. Dibuje gráficas de estos promedios y densidades contra la distancia de la orilla del punto central.
5. De estos análisis, así como de observaciones de campo y fotografías aéreas (si están disponibles), defina los diferentes tipos de hábitats de Manglar en cada Sitio (ej., bosque dominado por árboles altos de *Avicennia germinans*; bosque dominado por *Rhizophora mangle* enano, etc.).

## 5.2 RECONOCIMIENTO DEL ESTRES EN MANGLARES (De Talbot and Wilkinson, 2001)

El mayor daño a los bosques de manglares viene de actividades antropogénicas tales como deforestación para madera, carbón, leña, andamios, trampas de peces, granjas de peces costeros o camarones. Aun cuando el uso de métodos de percepción remota es una manera ideal para monitorear cambios en la cobertura de manglar en áreas extensas, muchas veces su uso no es viable debido a limitaciones económicas.

Frecuentemente, el daño a los manglares es obvio (ej. áreas despejadas para desarrollo, daño causado por tormentas). Sin embargo, cuando los manglares están estresados como resultado de factores naturales (cambios en la salinidad) u otras actividades humanas tales como contaminación, la cual puede no apreciarse de inmediato, los signos de estrés son menos obvios.

Use la lista de abajo para reconocer un bosque de manglar estresado de uno no sano. Reexamine estas características a través de un cierto período de tiempo para mostrar si el manglar se está recuperando o está siendo dañado aún más. Sugerimos que estos pasos se lleven a cabo regularmente cuando se visiten Sitios de manglar para buscar señales de estrés.

**Los bosques de manglares pueden mostrar estrés de las siguientes maneras:**

- Puede haber áreas grandes o pequeñas donde se hayan talado árboles
- Los árboles pueden tener ramas cortadas
- Las ramas y los troncos pueden tener rajaduras o grietas en la corteza
- Las ramas más altas se pueden estar muriendo en las puntas
- Puede haber menos hojas, o más pequeñas, que muestren torceduras y ondulaciones, y pueden tener partes muertas o manchadas; la distancia entre las partes de la hoja en los brotes puede ser mucho menor que en un árbol sano
- Puede no haber flores
- Los frutos se pueden caer antes de madurar
- Las semillas pueden estar deformadas – o tener crecimiento anormal
- Las plántulas establecidas pueden empezar a crecer anormalmente
- Las plántulas pueden morir
- Las pequeñas raíces aéreas verticales (neumatóforos) que sobresalen del fango pueden estar ramificadas, torcidas o enrolladas, y las raíces aéreas se pueden desarrollar en el tronco del árbol
- Los árboles jóvenes pueden crecer inclinados

**5.3 COMPOSICION DE LA COMUNIDAD (CARICOMP, 2001)****METODO****Parcelas**

Establezca tres parcelas de 10 x 10 m dentro de cada hábitat representativo seleccionado, como lo define el PCQM. Estas parcelas serán designadas como A, B, C. Deje un espacio de 3 – 5 m entre cada parcela. Para delimitar cada parcela, marque un árbol en la primera esquina (esquina izquierda, más cercana al mar; Figura 5.1) con cinta de señalización o pintura. Mida un lado de 10 m paralelo a la orilla, marcando la segunda esquina con cinta de señalización. Use el compás para establecer el segundo lado (de la segunda a la tercera esquina) en ángulos rectos al primero, y termine el cuadrado de manera similar. Para facilitar la efectividad de las mediciones, puede subdividir las parcelas en secciones menores. Sin embargo, debe evitar lo más posible caminar dentro de las parcelas para prevenir daños a las plántulas y vástagos. Además, sugerimos que utilice cinta de señalización al inicio de la investigación para marcar todos los árboles que deben ser medidos (dbh >2.5 cm). Conforme se mida cada árbol, se puede remover la cinta de señalización, haciendo más fácil el reconocer aquellos árboles que aún no han sido medidos.

**Sub-parcelas**

Establezca y marque dentro de cada parcela, cinco sub-parcelas de 1 x 1 m situadas al azar. Marque las esquinas de cada sub-parcela con estacas de PVC y delimite el terreno con cinta de

señalización. En cada parcela, todos los vástagos vivos (< 2.5 cm dbh) y plántulas arraigadas deben ser etiquetados, identificados, localizados en el mapa, y medidos como se indica arriba. Rotule cada planta con una etiqueta de aluminio (Al) sujetándola, sin apretar, con un alambre con recubrimiento de vinilo. Mida la altura total de cada planta dentro de cada sub-parcela.

Delimite estas plantas en el mapa usando la técnica de ploteo X Y. Registre las coordenadas. El punto 0 en cada sub-parcela debe estar en la esquina izquierda más cercana al agua. El eje X debe estar paralelo al agua y el eje Y debe estar perpendicular al agua.

**Nota:** Se recomienda que estas sub-parcelas sean establecidas y demarcadas antes de realizar las mediciones de los árboles, camine entre ellas cuidadosamente, para evitar incluir plántulas / vástagos dañados en el muestreo inicial.

**Nota:** Algunos manglares o matorral / enanos pueden tener árboles maduros con un dbh < 2.5 cm. Estos difieren de los vástagos en los manglares estuarinos bordeantes por la presencia de raíces aéreas que ascienden de las ramas (además de las raíces fúlcreas normales). Para manglares de matorral, tome el dbh promedio de todos los tallos principales y registre su altura como se describe arriba.

### Marcaje de Árboles

Para cada parcela, todos los árboles de manglar con un tronco de diámetro mayor a 2.5 cm deben ser (a) numerados con marcas permanentes tales como etiquetas Al, anillos de plástico, o pintura, (b) su posición marcada en el mapa (Figura 5.2), (c) identificados, y (d) medidos como sigue:

### Diámetro

Mida la circunferencia (c) del árbol para poder obtener el diámetro del tronco (diámetro a la altura del pecho o dbh). Con *R. mangle*, la circunferencia se mide inmediatamente arriba de las raíces aéreas más altas, usando una cinta flexible marcada en centímetros. El diámetro se calcula entonces como:

$$\text{dbh} = c/\pi$$

**Nota:** Se pueden obtener cintas para medir dbh directamente a través de proveedores forestales.

Pinte un anillo alrededor del tronco para marcar el punto donde se tomo la medida dbh. Al año siguiente, la cinta de medir puede colocarse sobre esta marca para volver a medir la circunferencia o dbh. Los árboles de manglar rojos a veces tienen más de un tronco que sube de un soporte común o raíces aereas o "fúlcreas." En estos casos, cada tronco se mide como un árbol independiente. Al decidir donde se debe medir la circunferencia, las raíces fúlcreas que crezcan de las ramas más altas deben ignorarse.

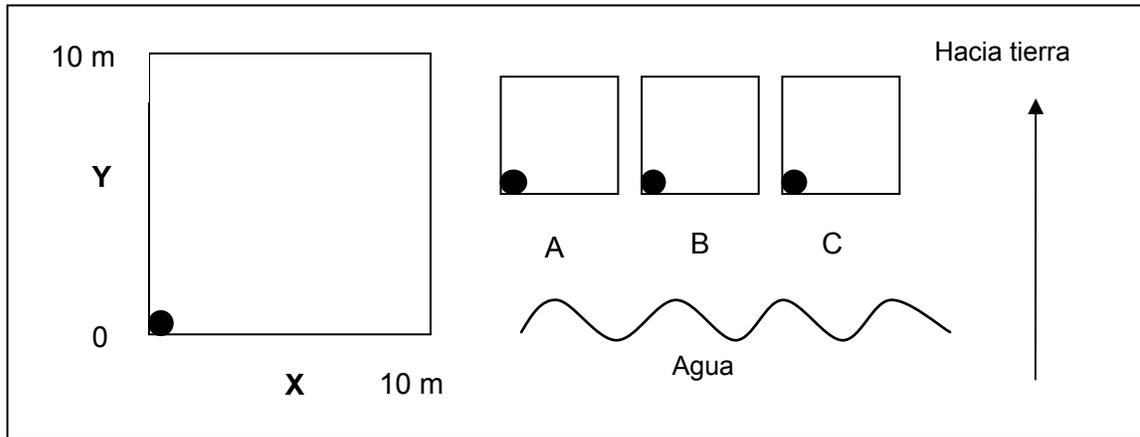
### Altura

La altura debe ser medida usando tres parámetros para todos los árboles de manglar rojo marcados en la parcela: (a) altura sobre la superficie del sedimento de la raíz fúlcrea más alta, (b) longitud del tronco, desde las raíces fúlcreas al área principal de ramificación y (c) altura total, del suelo a las hojas más altas (Figura 5.2). Para manglares blancos y negros, mida: a) altura total del sedimento a las hojas más altas; y b) longitud del tronco de la superficie del sedimento al área de mayor ramificación.

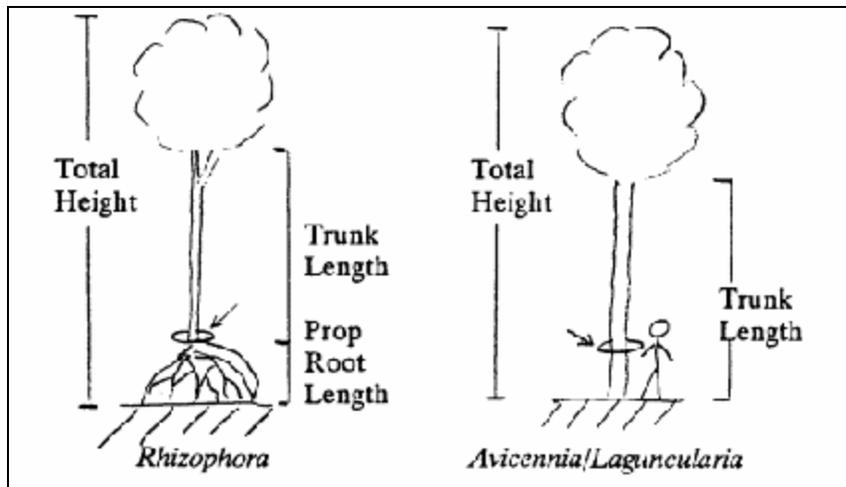
Para vástagos y árboles de hasta 6 m, es práctico usar un tubo telescópico graduado de 6 m. Para árboles más altos que el tubo telescópico, utilice un clinómetro. **En lugares donde la densidad arbórea es alta, la medición de la altura será muy difícil. Para aquellas áreas donde pueda ser más difícil obtener una medición real, calcule lo más cercanamente posible.** Las mediciones a realizarse se describen abajo:

**Trazar Mapas**

Utilice técnicas de ploteo X Y para marcar en el mapa a todos los árboles dentro de cada parcela y registre sus coordenadas. El punto 0 en cada sub-parcela debe ser la esquina izquierda más cercana al agua. El eje X debe estar paralelo al agua y el eje Y debe estar perpendicular al agua.



**Figura 5.1** Mapas de Posición; utilice las técnicas de ploteo XY dentro de parcelas individuales; el punto 0 en cada parcela debe estar en la esquina izquierda más cercana al océano o laguna, como se muestra arriba. Dibujo tomado de CARICOMP (2001)



**Figura 5.2** Definición de las mediciones que se deben tomar para *Rhizophora mangle* y *Avicennia germinans/Laguncularia racemosa*. Los círculos en el tronco marcan la posición de la medición de la circunferencia (dibujo original de CARICOMP, 2001)

**Regularidad y Frecuencia**

Repita las observaciones en todos los árboles, vástagos, y plántulas en las parcelas y sub-parcelas a intervalos de un año.

## MANEJO DE DATOS

Para propósitos de comparación, el diámetro promedio para todas las parcelas será calculado como el promedio aritmético de todas las mediciones dbh. El diámetro promedio base puede ser calculado para toda el área del sitio de manglar en la cual la parcela forma una sub-muestra. El área basal de la base será calculada también. Esta es una medida del espacio cubierto por los árboles, expresado por unidad de área. Para formas de tronco normales, *A. germinans* y *L. racemosa*, este es el equivalente a un área transversal en el punto donde fue medido el dbh. Esta convención es utilizada también para *R. mangle*, a pesar del complejo desarrollo de la raíz fúlcrea.

$$\text{Área transversal} = \text{área basal} = \pi \times r^2$$

Esta será calculada para cada árbol en la parcela y será sumado. Para propósitos de comparación, el área basal total (cm<sup>2</sup>) para la parcela será expresada en m<sup>2</sup> ha<sup>-1</sup>.

En cada parcela debe ser registrada la altura promedio del árbol. Esta y otras medidas pueden ser usadas para una comparación directa con otras parcelas y sitios.

La composición de la comunidad y su diversidad se pueden describir usando datos de la parcela de 10 x 10 m. Se pueden hacer comparaciones por períodos de tiempo (a intervalos de 2 años), entre parcelas y entre sitios.

## 5.4 AGUA INTERSTICIAL

### MATERIAL REQUERIDO

- Pala o herramienta de atrincheramiento
- Bomba de succión o un pequeño contenedor para achicar
- Botellas de muestras

### METODO

Un parámetro importante para los manglares es la salinidad de la sub-superficie del agua que penetra los sedimentos que rodean a las raíces. Esto es conocido como agua intersticial. Su salinidad será medida en cada parcela.

En las áreas donde el agua superficial está ausente, será necesario coleccionar agua para medir su salinidad. Para hacer esto, cave una fosa en la tierra y remueva el agua de la tierra achicando o con la bomba de succión. Permita que la fosa se vuelva a llenar de agua antes de hacer un muestreo. Anote la profundidad en la hoja de registros de agua.

#### Pozo de Salinidad

Una manera más sencilla de medir el agua intersticial para estudios a largo plazo tales como los del PMS es preparando un pozo de salinidad (Poche y Shaffer, 2003) en una esquina de la parcela. Utilice la misma esquina para cada parcela. Si es posible, correlacione las medidas de salinidad con los datos de lluvia y mareas, para tener una idea del intercambio de agua en el Sitio. La salinidad debe ser coleccionada y medida durante la marea baja.

Los pozos de salinidad están hechos de secciones de PVC de 1 m de largo y 5 cm de ancho, con tapones en cada extremo. Los segmentos de tubo de PVC contienen ranuras (o pequeñas perforaciones) cada 4 cm bajo la superficie del suelo, lo que permite que el agua intersticial entre al pozo. El pozo se instala aproximadamente 60 cm bajo la superficie, con los 40 cm restantes sobre la misma. Una manga de plástico se ajusta alrededor de la tapa del pozo sobre la superficie del

sedimento para impedir que la corriente laminar (sheetflow) afecte la salinidad bajo el agua. Registre la salinidad en cada pozo, después extráigala del pozo con una bomba de mano para permitir que entre agua nueva en cada uno de los pozos.

En los lugares donde exista agua de la superficie, tome un pequeño núcleo, usando ya sea una jeringa de plástico de 30-50 ml recortada, con el borde cortado biselado para ayudar a insertarlo, o una técnica equivalente. Marque su localización (ej. con una estaca) para que se puedan tomar muestreos mensuales en los lugares más próximos al inicial. El orificio del núcleo excavado debe ser rellenado con sedimento tomado de fuera de la parcela. Dentro de lo posible, las muestras de agua intersticial en esta última situación de deben tomar durante la marea baja.

### Regularidad y Frecuencia

El agua intersticial debe ser muestreada mensualmente durante la marea baja.

## 5.5 BIOMASA

### METODO

Los datos de las parcelas y sub-parcelas se usan para calcular la biomasa. Asimismo, será necesario establecer sub-parcelas separadas, de las cuales todos los vástagos y plántulas serán cosechados para determinar relaciones altura-peso para manglares jóvenes de menos de 2.5 cm dbh. La muestra debe contener entre 50-100 plantas de cada especie muestreada. Cuando se cosechen las plantas juveniles, use un tenedor para aflojar el sedimento alrededor de cada planta y saque lo más que pueda del sistema de raíces. **Esto se hace solo una vez para determinar el factor de conversión altura-a-peso, después de lo cual sólo se mide la altura de las plántulas en muestreos sucesivos.** Los datos deben ser expresados como de peso húmedo la biomasa.

### MANEJO DE DATOS

La biomasa de los bosques de árboles de manglares mayores a 2.5 cm dbh se calcula usando el diámetro del tronco y la densidad del árbol (número de árboles por unidad de área). La biomasa individual del árbol se calcula usando el factor de conversión dbh - peso (1) Golley *et al.* (1962):

$$\text{Biomasa (g)} = \text{dbh (cm)} \times 3,390$$

y (2) Cintron and Shaeffer Novelli (1984):

$$\text{Biomasa (g)} = b[(\text{dbh})^2 (\text{altura})]^m$$

Donde **b** y **m** son constantes de 125.9571 y 0.8557, respectivamente (para detalles ver publicación).

La biomasa arbórea total en las parcelas será calculada sumando las mediciones individuales de los árboles. Los datos deben ser expresados como el peso húmedo para la biomasa viviente (kg/m<sup>2</sup>).

El incremento anual de la biomasa en pie, o vertical, debido al crecimiento del árbol se obtiene de las diferencias entre las mediciones dbh del árbol, realizadas en dos intervalos anuales.

Usando la tasa de conversión calculada, se añadirá la biomasa de los vástagos y plántulas obtenida de los datos experimentales de la sub-parcela a los datos de árboles. Registre el crecimiento de vástagos y plántulas a intervalos bi-anuales como una indicación del reclutamiento de la biomasa en pie. Se pudiera esperar que alguna mortandad de plántulas influya los cálculos de biomasa añadidos a la biomasa en pie.

## MONITOREO DE CATEGORIA 2

Este nivel de monitoreo será el más indicado para aquellos investigadores que estén interesados en cubrir áreas geográficas mayores. Nuestra recomendación para Sitios de Categoría 2 es incrementar la cobertura espacial y los estudios de biomasa siguiendo la metodología para Sitios de Categoría 1. Para estudios más complejos, proponemos incluir cálculos de productividad y tasa de rotación, como se detalla abajo.

## MONITOREO DE CATEGORIA 3

### 5.6 PRODUCTIVIDAD

Actualmente, los estudios sobre productividad de manglar no son previstos como parte rutinaria del estándar de las Investigaciones del PMS. Sin embargo, se reconoce que algunos investigadores puedan necesitar información sobre productividad en Sitios específicos. Además, las futuras necesidades del PMS pueden muy bien incluir los estudios de productividad. Por lo tanto, hemos incluido las secciones de productividad más relevantes del Manual de Métodos de CARICOMP (2001) para alentar a los estudiantes interesados en tales estudios a seguir una metodología estándar que ya haya sido adoptada para la Región del SAM.

## HOJARASCA

### MATERIAL NECESARIO

- Trampas para caída de hojarasca, 10 por parcela. Construya las trampas en forma de canastas de una red de nylon de 1 m<sup>2</sup> (tamaño de la malla de 1.5 mm) cosidas a un marco de PVC, madera, o metal, de 0.5 x 0.5 m (0.25 m<sup>2</sup>)
- Bolsas para muestras, 10 por parcela (c. 30 x 20 cm)
- Bolsas de papel tamaño sándwich para secar la hojarasca
- Horno de secado
- Báscula
- Alambre o cuerda para amarrar las trampas
- Fórceps y charolas blancas para clasificar muestras

### METODO

Dentro de cada parcela, instale o despliegue 10 trampas de caída de hojarasca a intervalos regulares: cinco paralelas a la orilla del agua, y cinco perpendiculares a ella. Las trampas deben amarrarse a las raíces fúlcreas de *R. mangle* aproximadamente 1 m arriba de la marea más alta.

Marque la ubicación de cada trampa usando la técnica de ploteo X Y (ver Figura 5.1). Además, enumere cada trampa de hojarasca de manera que el código para cada trampa de hojarasca incluya una letra (para la parcela) y un número (para la trampa), ej. A1.

Durante el primer año, las muestras de hojarasca deben ser colectadas cada mes y las trampas se deben dejar en su lugar durante todo el año. Cada mes, colecte la hojarasca de cada parcela (10 trampas) en bolsas etiquetadas y séquelas en el horno a 70° C por 48 horas. Clasifique la hojarasca en hojas, flores, frutos, broza, madera / ramitas y deyección de insectos (heces de herbívoros, etc.). Cada fracción debe entonces ser pesada.

Simultáneamente con el primer período de colecta de hojarasca, debe ser colectada la hojarasca superficial en el suelo del bosque de diez cuadrantes de 0.25 m<sup>2</sup> por parcela. Embólsela separadamente y etiquétela como hojarasca superficial cercana a una trampa identificada de hojarasca (ej. A1). Las muestras de hojarasca del suelo se deben lavar cuidadosamente para

eliminar el sedimento y sal y después se deben secar, clasificar y pesar igual que las muestras de las trampas de hojarasca.

### Regularidad y Frecuencia

La hojarasca de la superficie es colectada solo una vez, al principio de la investigación. Para las trampas de caída de hojarasca, la hojarasca debe ser colectada mensualmente durante el Año 1. Para el Año 2, haga un muestreo cuatro veces por año en los períodos de producción máxima y mínima (normalmente verano e invierno o temporada de secas & de lluvias). Esto es, haga un muestreo por dos meses en cada periodo. Eventualmente se podrán reducir los muestreos con trampas a dos veces por año, de nuevo en los periodos de producción máxima y mínima y las trampas se deben instalar por 1 mes.

### MANEJO DE DATOS

Registre los datos para hojarasca superficial en las Hojas de Calculo para Registro de Hojarasca Superficie, y mensualmente, registre los datos de caída de hojarasca en los Formatos de Registro Mensual de Caída de Hojarasca. Las tasas de **caída de hojarasca** y **rotación** serán calculadas por el centro de datos del PMS como sigue:

La tasa de **caída de hojarasca** será calculada en  $g\ m^{-2}\ d^{-1}$  y representado gráficamente, manteniendo los componentes separados. Para la interpretación de cambios temporales, se pueden colocar gráficas de los componentes de la caída de hojarasca a un lado de datos meteorológicos e hidrológicos. La caída de hojarasca total ( $g\ m^{-2}\ año^{-1}$ ) será tabulada para cada parcela y para toda el área del sitio.

La diferencia entre el total de la caída de hojarasca y la biomasa cosechable de la hojarasca, calculada por la colecta de hojarasca superficial (aunque solo una vez por año), es un indicador del destino de la hojarasca en ese hábitat en particular. Una biomasa cosechable muy alta indica acumulación, mientras que una biomasa cosechable baja indica eliminación. La eliminación es difícil de determinar, ya que puede ser debida a descomposición *in situ*, consumo, o exportación. La exportación puede ser a cuerpos de agua o zonas vecinas como se describe abajo. Los estudios sobre la tasa de descomposición (abajo) pueden usarse para ayudar a la interpretación, pero la tasa de rotación de hojarasca debe ser usada simplemente como un índice de la cantidad de material orgánico disponible para los otros componentes del ecosistema.

**Tasa de rotación (K)** será calculada como la razón total de caída de hojarasca (L) durante 12 meses, la biomasa cosechable de la hojarasca (Xss), asumiendo una entrada constante = salida y tasa de cambio a través del tiempo como cero, por lo que:

$$K = L/Xss$$

### FORMATOS DE REGISTRO DE DATOS DE LOS MANGLARES

Todas las hojas de datos para manglares son demasiado grandes para ser incluidas en este manual. En lugar de eso, mostramos la primera porción del formato de registro solamente para efectos de ilustración. Hay siete Formatos de Registro para Manglares: a) **Caracterización / Zonación del Manglar**; b) **Estructura de los Bosques de Manglar**; c) **Estructura de los Bosques de Manglar – Plántulas / Vástagos en Sub-Parcelas**; d) **Biomasa de las Plántulas / Vástagos de Manglar**; e) **Agua Intersticial**; f) **Hojarasca Superficial del Manglar**; y g) **Hojarasca Mensual del Manglar**

Las hojas de campo completas pueden obtenerse de la UCP o del sitio Web del SAM: <http://www.mbrs.org.bz>









**FORMATO DE REGISTRO PARA AGUA INTERSTICIAL DEL SAM**

MSMP\_4E

Localidad:		Registrador:	Lat:	Hora:
ID del Sitio:		Fecha:	Long:	
<b>ENERO</b>	Parcela (A, B, C)	Profundidad Aprox. de la Muestra (cm)	Superficie de Sedimento Expuesta	Salinidad %
<b>FEBRERO</b>	Parcela (A, B, C)	Profundidad Aprox. de la Muestra (cm)	Superficie de Sedimento Expuesta	% Salinidad
<b>MARZO</b>	Parcela (A, B, C)	Profundidad Aprox. de la Muestra (cm)	Superficie de Sedimento Expuesta	% Salinidad
<b>ABRIL</b>	Parcela (A, B, C)	Profundidad Aprox. de la Muestra (cm)	Superficie de Sedimento Expuesta	% Salinidad

**FORMATO DE REGISTRO PARA HOJARASCA DE MANGLARES DEL SAM**

MSMP 4F

Localidad :		Registrador:			Hora:		Lat:	
ID Sitio:		ID Parcela:			Fecha:		Long:	
		<b>HOJAS + OTROS MATERIALES SUAVES</b>			<b>MADERA</b>			
	Cercano a Trampa Hojarasca No.	Tara (g)	Tara + Muestra (g)	Peso Neto	Tara (g)	Tara + Muestra (g)	Peso Neto (g)	Peso Total (g)
Parc. A	A-Trampa 1							
	A-Trampa 2							
	A-Trampa 3							
	A-Trampa 4							
	A-Trampa 5							
	A-Trampa 6							
	A-Trampa 7							
	A-Trampa 8							
	A-Trampa 9							
	A-Trampa 10							
Parc. B	B-Trampa 1							
	B-Trampa 2							
	B-Trampa 3							
	B-Trampa 4							
	B-Trampa 5							
	B-Trampa 6							
	B-Trampa 7							
	B-Trampa 8							
	B-Trampa 9							
	B-Trampa 10							
Parc. C	C-Trampa 1							
	C-Trampa 2							
	C-Trampa 3							
	C-Trampa 4							
	C-Trampa 5							
	C-Trampa 6							
	C-Trampa 7							
	C-Trampa 8							
	C-Trampa 9							
	C-Trampa 10							





## 6. METODOLOGIA PARA CONTAMINACIÓN Y CALIDAD DEL AGUA

El análisis de contaminantes en un extenso ecosistema marino como el SAM, es una tarea enorme y muy compleja pues existen muchos factores que influyen la concertación de contaminantes tales como las corrientes (y por lo tanto, el factor de dilución), el tamaño del área geográfica, vientos, temperatura, lluvias y muchos otros factores ambientales. A pesar de la existencia de algunos laboratorios certificados en la Región del SAM, la precisa determinación de contaminantes requiere de análisis complejos y caros de los cuales no se dispone fácilmente en la región.

Un enfoque adecuado bajo estas circunstancias, es por lo tanto, el estudiar la acumulación de algunos contaminantes selectos en muestras tanto orgánicas (peces y moluscos) como inorgánicas (sedimentos). Cuidadosamente se tomarán muestras en Sitios clave en el SAM y se preservarán para su envío a varios laboratorios certificados de la región del SAM para análisis esenciales. La siguiente sección incluye las metodologías recomendadas para realizar estos análisis como parte del PMS. La Tabla 6.1 muestra los procedimientos para monitoreo de la contaminación en el PMS.

**Tabla 6.1 Tabla de Procedimientos Estandarizados para Contaminación en el SAM-PMS**

Categoría	Sitio	Parámetros	Frecuencia	Período
C <sub>1</sub>	Todos los Sitios	<p><b>Parámetros básicos:</b> Fecha, hora de la visita, Nombre de la Localidad, Nombre o número del Sitio, coordenadas GPS, recolector, condiciones atmosféricas, temperatura del agua y aire, viento, velocidad de la corriente (velocidad y dirección), estado del mar, salinidad, luz, turbidez, pH, OD, nutrientes, clorofila, concentraciones bacterianas</p> <p><b>Parámetros específicos para contaminación:</b> Actividad de colinesterasas; metabolitos PAH en bilis; pesticidas organoclorinos (incluyendo PCB); estudios de bioacumulación para evaluar contaminantes</p> <p>Parámetros adicionales para metabolitos PAH en bilis y pesticidas organoclorinos:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>Peces:</b> especies, longitud total y estándar, peso y sexo.</li> <li>• <b>Moluscos:</b> especies, longitud, peso y sexo.</li> <li>• <b>Sedimentos:</b> tamaño del grano y contenido organico.</li> </ul>	<p>Año 1: mensual</p> <p><b>Sedimentos:</b> una vez al año</p> <p>Año 2 y posteriores: Por temporada* (lluvias &amp; secas, frentes fríos)</p>	Julio 1 – Ago 30
C <sub>2</sub>	Sitios Específicos de Categoría 2	Como la Categoría 1, mas incremento por temporada (frecuencia); cobertura espacial; variación temporal y espacial	<p>Año 1: mensual</p> <p><b>Sedimentos:</b> una vez por año</p> <p>Año 2 y posteriores: Temporada* (lluvias &amp; secas, frentes fríos)</p>	Julio 1 – Ago 30 Abril 1 – Mayo 31
C <sub>3</sub>	ST más sitios selectos, ej. AMP	Como la Categoría 2, más incremento por temporada (frecuencia); cobertura espacial; variación temporal y espacial	<p>Años 1 a 3: mensual</p> <p><b>Sedimentos:</b> una vez por año.</p> <p>Año 4 y posterior: Temporada* (lluvias y secas, frentes fríos)</p>	<p><b>Lluvias:</b> Jul 1 – Ago 30</p> <p><b>Secas:</b> Abril 1 – May 31</p> <p><b>Frentes Fríos:</b> Dic 1 – Ene 31</p> <p><b>Octubre*</b> = Período pico p/ descargas de agua dulce</p>

\* = Las temporadas de lluvias y secas varían ligeramente a lo largo del gradiente longitudinal del SAM

## 6.1 MONITOREO DE CONTAMINACION

### EQUIPO DE CAMPO Y MATERIALES REQUERIDOS

Mapa del área  
Receptos GPS  
Cristalería  
Acetona  
Alcohol  
Cuchara de cocina recubierta de Teflón  
Etiquetas  
Hielera con hielo  
Papel aluminio  
Cuchillo de disección  
Masking tape o Cinta adhesiva  
Bolsas de plástico  
Agujas hipodérmicas  
Tubos de Eppendorff

## 6.2 ESTRATEGIA DE MUESTREO

El primer paso en el diseño de un programa de monitoreo es determinar la estrategia de muestreo y la selección de los sitios de muestreo. La estrategia de muestreo es importante, ya que determinará el tipo de análisis de datos que es posible realizar, y condicionará la selección de los sitios de muestreo. Este es un aspecto crucial de los ejercicios de monitoreo, ya que puede incluso invalidar las conclusiones derivadas de los resultados. A continuación se describe una estrategia sencilla. Quien quiera tener mayores detalles debe referirse a un texto de estadística.

### Selección del Sitio y Diseño del Muestreo

Se llevarán a cabo los muestreos en Sitios preseleccionados (Mapa 1.2; ver también Sección 2.2). Habrá varios Sitios dentro de cada Localidad y en cada sitio se colectan  $n$  muestras al azar. Se tomarán muestras al azar en cada sitio en todas las visitas de muestreo consecutivas y no deberán usarse los mismos sitios anteriores.

Si en cualquier momento se decide incrementar el número de Localidades o Sitios de muestreo, los siguientes aspectos se deben tomar en cuenta:

1. ¿Está impactado el Sitio con contaminantes?
2. ¿Está cerca de instalaciones de puertos?
3. ¿Esta cerca de áreas urbanas costeras?
4. ¿Está cerca de la desembocadura de los ríos?

Deben incluirse sitios considerados como limpios, o poco impactados, que sirvan como “control” para los otros sitios, y para establecer si hay otras fuentes desconocidas de contaminantes.

Dada la variabilidad normal que se encuentra en las muestras biológicas, es importante determinar el número de replicas a ser analizadas. Existen dos estrategias principales:

1. Usando procedimientos estándar para determinar el número de réplicas por muestra. Después, este número de organismos individuales debe ser colectado y analizado. Generalmente el número de réplicas es muy alto y las restricciones de tiempo y presupuesto hacen imposible el alcanzar este número.

2. Tome lotes de muestras. En este caso, en lugar de analizar las muestras individuales, se analizan lotes de 15 o más individuos cada uno. De esta manera, se obtiene una mejor aproximación al valor “real”.

### **Frecuencia de Muestreo**

Para las muestras de sedimentos un muestreo al año es suficiente, a menos que se sepa (o se tenga evidencia fuerte) que la tasa de sedimentación es muy alta (más de un centímetro al año). El monitoreo de la tasa de sedimentación (Sección 3.4) proporcionará información útil en este sentido.

Para organismos y agua se deben coleccionar muestras cada mes por al menos durante un año. Después se puede reducir la frecuencia de muestreo, coleccionando muestras por estación climática (i.e. lluvias y secas).

### **Número de Réplicas**

En cada sitio deben coleccionarse por lo menos cinco réplicas al azar. En el caso de organismos, deben coleccionarse por lo menos 10 ejemplares por sitio, del mismo sexo y talla.

### **Especies**

Actualmente existe muy poca información sobre especies indicadoras para el monitoreo de contaminantes en hábitats en particular en la región del SAM. Sin embargo, las especies indicadoras potenciales deben cumplir, por lo menos, con los siguientes criterios:

- Ser fácil de capturar
- Ser fácil de identificar
- Suficientemente abundante para ser capturada en cualquier época
- Vivir y/o alimentarse del fondo
- Suficientemente grande para poder analizar ciertos tejidos
- Distribuida en toda la región del SAM

En el caso de peces pueden usarse bagres (“catfish”) o lenguados. También pueden usarse bivalvos como el ostión de mangle. Hay por lo menos un par de especies en la región: *Crassostrea rizophorae* e *Isognomon alatus*.

### **Control de Calidad**

Debe incluirse un blanco de reactivos y uno de recuperación por cada lote de 6 a 10 muestras. Los materiales certificados de referencia, por su costo y dificultad de obtención, deben analizarse por lo menos una vez por cada campaña de muestreo. Deben analizarse estos materiales para cada tipo de matriz a analizar (organismos, sedimentos, etc.). También debe analizarse en duplicado una de cada 10 muestras, de preferencia en lotes distintos. Todo esto, desde luego, **debe** ser a ciegas para el analista.

### **Colecta de Muestras**

Ya que los contaminantes tóxicos se encuentran en el ambiente en concentraciones muy pequeñas, a nivel de trazas, es necesario tomar una serie de precauciones para evitar contaminar las muestras en el proceso de colecta. Por ejemplo, las personas que participen en la colecta de muestras no deben usar filtros solares o bronceadores, pues contaminan las muestras. La embarcación debe colocarse de frente al viento o corriente, y las muestras de agua y sedimentos deben tomarse desde la proa, para evitar que se contaminen con el escape del motor.

Todo el material que se va a utilizar en la colecta debe ser previamente lavado cuidadosamente, y los recipientes se deben rotular. El tipo de limpieza depende del análisis que se vaya a realizar.

- **Para plaguicidas:** Debe lavarse el material de vidrio con agua y jabón, y enjuagarse con acetona y alcohol.
- **Para sedimentos:** Se puede usar una cuchara de cocina recubierta de Teflón, que se obtiene fácilmente en un supermercado. Las muestras deben colocarse en frascos de vidrio previamente lavados. El plástico contamina las muestras que se van a analizar para plaguicidas. El frasco se rotula y se coloca en una hielera hasta llegar al laboratorio, donde se congela hasta iniciar el análisis.
- **Muestras de tejidos e hígado:** Se pueden colocar en papel de aluminio. Las muestras deben colocarse sobre la superficie opaca del aluminio, pues la parte brillante tiene cera, que pueden contaminar la muestra. Con un cuchillo limpio se levanta la piel del pez y se corta un pedazo de músculo o hígado, se coloca sobre el papel aluminio, se envuelve el tejido con el aluminio, se cierra con cinta adhesiva (“masking tape”), se rotula y se coloca dentro de una bolsa de plástico que se cierra y se coloca en una hielera hasta llegar al laboratorio, donde se congela hasta su análisis.
- **Muestras de bilis:** Se abre el pez con un cuchillo, y se extrae la bilis con una jeringa hipodérmica. Se coloca la bilis en un vial o en un tubo Eppendorff, se rotula y se congela hasta su análisis.

### Preservación de Muestras

La muestra debe refrigerarse o congelarse inmediatamente, y mantenerse a oscuras hasta su llegada al laboratorio.

## 6.3 ANALISIS DE MUESTRAS

### Aseguramiento y Control de Calidad

En todos los análisis químicos es necesario mantener estrictos controles que aseguren la calidad, y por lo tanto la “comparabilidad” de los resultados. Esto es especialmente importante en el PMS Regional en el que participan cuatro países, y existen varios ecosistemas a monitorear. Por lo que es imperativo que los datos sean comparables tanto entre cada país como en el tiempo, de manera de poder establecer tendencias espaciales y temporales de los contaminantes.

Para asegurar la calidad de los datos se han diseñado una serie de procedimientos aceptados internacionalmente. Los tres aspectos más importantes son:

1. Uso de blancos
2. Uso de materiales certificados de referencia; y
3. La documentación de todos los aspectos del trabajo.

### Blancos

Con cada lote de muestras deben analizarse por los menos dos tipos de blancos:

**1) Blancos de Reactivos:** en los que se realiza todo el proceso analítico en exactamente las mismas condiciones, pero sin añadir una muestra. Esto da una idea de la limpieza del material de vidrio y de la pureza de los reactivos. Debe establecerse un límite a partir del cual debe rechazarse todo el lote si el valor del blanco excede ese límite;

**2) Blancos Enriquecidos:** que son blancos a los que se les añade un estándar analítico en una cantidad conocida. En una situación ideal la cantidad que se analiza debe ser la misma que la que se añadió, pero esto casi nunca ocurre pues casi siempre se obtiene un resultado menor. Se corrigen todos los valores del lote por el porcentaje de recuperación de este blanco.

### **Materiales Certificados de Referencia**

Estas son muestras que han sido analizadas por uno o varios laboratorios de muy alta calidad, y de las que por lo tanto se conoce la concentración de una o varias sustancias con muy alta calidad. Se deben escoger materiales que sean similares a los que se van a analizar i.e. hay materiales certificados de tejido de peces, mejillones, ostras, sedimentos, agua, etc. y para una gran variedad de analitos. Se deben analizar a ciegas para el analista, esto es, quien realiza el análisis no debe saber cuales son muestras verdaderas y cuales son los materiales certificados de referencia.

Al terminar el análisis de cada lote de muestras se comparan los resultados obtenidos con las concentraciones certificadas, y si están dentro del intervalo verdadero entonces se aceptan los resultados del lote de muestras. Dado que los materiales certificados de referencia son muy caros no se analizan con cada lote de muestras, pero si deben ser analizados periódicamente por cada laboratorio para asegurar la calidad de los resultados.

La NOAA de los Estados Unidos tiene un listado reciente de materiales certificados de referencia marinos.

### **Registro de Actividades**

Debe tenerse una bitácora de laboratorio donde se registren todos los aspectos del trabajo analítico, de manera que si hay algún resultado que parezca anómalo puedan verificarse los cálculos, el lote de reactivos utilizado, estándares empleados, etc.

En este cuaderno debe escribirse todo con tinta, nunca con lápiz, y si se comete un error este no debe borrarse sino simplemente cruzarlo con una línea horizontal (~~p.e. ejemplo~~) de manera que sea legible. Deben anotarse los pesos de las muestras, estándares utilizados, curva de calibración de los instrumentos analíticos usados, etc. El cuaderno debe firmarse todo los días por el analista.

Se deben incluir los siguientes puntos en la bitácora:

- Fecha
- Nombre y firma del analista /Laboratorio
- Detalles de las muestras
- Peso de las muestras
- Estándares utilizados
- Curva de calibración para los instrumentos analíticos utilizados
- Comentarios

### **Notas Adicionales**

Hay otros procedimientos que deben realizarse en un laboratorio analítico para mantener la calidad de los resultados. Por ejemplo, deben calibrarse periódicamente los instrumentos analíticos, y correr estándares todos los días, para asegurar que no hay deriva instrumental. También se debe participar en ejercicios de ínter calibración, como los que organizan organismos multilaterales como el PNUMA a través de su Laboratorio Ambiental Marino en Mónaco.

## **6.4 METODOS ANALITICOS**

### **PLAGUICIDAS ORGANOCOLORADOS Y BIFENILOS POLICOLORADOS (PCBS)**

Los métodos propuestos aquí están basados en los métodos propuestos por el Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (PNUMA) a través del Laboratorio Ambiental Marino localizado en Mónaco y co-administrado con la Agencia Internacional de Energía Atómica. Las referencias se proporcionan al final del manual (UNEP/IAEA, 1982a; UNEP/IAEA, 1982b; UNEP/IAEA 1984, and UNEP/IAEA 1986).

Los disolventes que se usan (hexano, diclorometano) deben ser de calidad “análisis de plaguicidas”, “análisis de residuos” o similar. El agua debe ser bidestilada y extraída con hexano, para asegurar que no contenga impurezas. El Florisil debe ser de 60 a 100 mallas. Se calcina a 650 °C durante dos horas, y se mantiene en una estufa a 110 °C hasta que vaya a usarse.

El gel de sílice (70 a 230 mallas) debe hornearse a 220 °C durante toda la noche, y se guarda en una estufa a 110 °C hasta que vaya a usarse.

La cristalería debe lavarse con agua y jabón, remojarse en mezcla crómica por lo menos dos horas, y entonces enjuagarse sucesivamente con acetona y hexano. Alternativamente, después de lavar con agua y jabón se puede meter la cristalería en un horno a una temperatura mínima de 260 °C por 12 hrs mínimo.

## SEDIMENTOS

En el laboratorio la muestra se seca (la mejor opción es liofilizarlo), homogeniza y tamiza con un tamiz de 0.5 mm. Se toma una submuestra de 20 g de sedimento seco, el cual se coloca en un dedal de extracción. Se extrae en un equipo soxhlet por 8 horas con 300 ml de hexano, el extracto se guarda y se vuelve a extraer de la misma forma con cloruro de metileno en vez de hexano. El cloruro de metileno se concentra en un rotaevaporador a 20 ml y se añade cuantitativamente al extracto de hexano, la mezcla a su vez se concentra con rotaevaporador a 40 ml y posteriormente en kuderna-danish a 6 ml. El kuderna-danish se enjuaga con hexano obteniéndose un concentrado de 15 ml, el cual se concentra con nitrógeno a 8 ml. Al extracto se le agregan unas gotas de mercurio y se agita; el extracto se pasa a otro tubo kuderna-danish y se repite la operación hasta eliminar los sulfuros (hasta que al agregar mercurio, este no se ennegrezca).



**Figura 6.1** Homogeneizador de tejido construido con un motor de máquina de coser (Fotografía cortesía de Gabriela Rodríguez-Fuentes)

Se concentra el extracto con nitrógeno a 1 ml para su purificación en cromatografía en columna. Se empaca una columna con hexano y 16 g de Florisil parcialmente desactivado al 5 % con agua destilada. Ya empacada la columna se le agrega sulfato de sodio anhidro para eliminar la humedad. Añada el extracto de la muestra abriendo la válvula de la columna hasta que el extracto entre completamente en el sulfato de sodio. Eluir con 70 ml de hexano y recibir la fracción F1; eluir con 50

ml de hexano-cloruro de metileno 7:3 (v/v) y recibir la fracción F2, y por último eluir con 40 ml de cloruro de metileno y recibir la fracción F3, recibiendo cada fracción en un kuderna danish diferente. Concentrar a 10 ml en el kuderna danish, y posteriormente a 1ml con nitrógeno. Inyectar una alícuota de 1 a 2 en el cromatógrafo de gases.

Los extractos de las muestras son analizados con un cromatógrafo de gases equipado con detector de captura de electrones, con un inyector split/splitless y columna capilar de 30 m SE-54 (200  $\mu$ m i.d.) o equivalente. Las condiciones del análisis son las siguientes:

Gas portador	Nitrógeno 1-2 mL min <sup>-1</sup>
Gas auxiliar	Nitrógeno 30 mL min <sup>-1</sup>
Temperatura del detector	320 °C
Temperatura del inyector	280 °C
Programa de temperatura	temperatura inicial de 70 °C por dos minutos, con un incremento de 30/min hasta 265 °C manteniéndolo por 25 min.

Los compuestos analizados se identificarán y cuantificarán utilizando los estándares proporcionados por la International Atomic Energy Agency (IAEA), Mónaco o por un proveedor comercial.

## ORGANISMOS

Se toman 50 a 100 g de muestra y se secan, de preferencia por liofilización. Se muele en un mortero de porcelana, y se pesa. Se extrae en un soxhlet con 150 ml de hexano durante 8 horas. Al terminar, determine el volumen del extracto ( $V_i$ ). Tome una alícuota ( $V_{fat}$ ) en un vaso de precipitados limpio y previamente pesado. Evapore el disolvente con nitrógeno y pese el vaso de precipitados. Calcule el peso de los lípidos ( $W_{fat}$ ) restando el peso del vaso de precipitados limpio al del vaso mas lípidos. Calcule el porcentaje de lípidos en la muestra.

Coloque el extracto en un rotoevaporador, y reduzca el volumen a 5 a 10 ml. Transfíralo a un tubo de Kuderna-Danish. Añada unas gotas de ácido sulfúrico concentrado y agite. Añada más ácido, hasta que el extracto sea incoloro y/o transparente. Transfiera el sobrenadante a otro tubo y séquelo con una pequeña cantidad de sulfato de sodio anhidro. Empaque una columna con 18 cm de gel de sílice y transfiera el extracto a esta columna. Se eluye una fracción F1 con 35 ml de hexano y una fracción F2 con 45 ml de benceno o tolueno. Se reduce el volumen de estas fracciones a 1 ml en un aparato Kuderna-Danish, y se inyecta a un cromatógrafo de gases en las mismas condiciones mencionadas para sedimentos.

Los compuestos analizados se identificarán y cuantificarán utilizando los estándares proporcionados por el Laboratorio Marino Ambiental de la la International Atomic Energy Agency (IAEA), Mónaco o por un proveedor comercial.

## 6.5 METABOLITOS DE PAHS EN BILIS

Tomar 48 mL de etanol para espectroscopia (Uvasol) y se aforan con agua bidestilada en un matraz volumétrico de 100 mL, para obtener una concentración 48:52 (v/v). Las curvas de calibración deberán corresponder al rango de concentración esperada de las muestras.

Se toma una alícuota de 5  $\mu$ L de la bilis (nota: 1 a 10  $\mu$ l de bilis dependiendo de la intensidad detectada en el fluorómetro) y se diluirá en un volumen de 2 ml de la solución etanol-agua (48-52),

se agita en un vortex para homogenizar bien la muestra, se coloca en una cubeta de 1 cm para fluorescencia y se lee a las correspondientes pares de longitudes de onda para cada metabolito a analizar en un espectrofluorómetro.

Se analizan cuatro compuestos, que representan los cuatro grupos mas importantes de los PAHs: naftaleno, de dos anillos bencénicos; fenantreno, de tres anillos; pireno de cuatro anillos y benzo(a) pireno, de cinco anillos. Si las concentraciones de los compuestos de 2 y 3 anillos es mayor el origen de los hidrocarburos se considera que es petróleo, mientras que si predominan los compuestos de alto peso molecular, esto es los de 4 y 5 anillos entonces son aceites quemados o compuestos provenientes de la combustión, ya sea natural o industrial.

Las longitudes de onda de excitación y emisión que deben usarse son:

Compuesto	Excitación	Emisión
Hidroxypyreno	348	386
Hidroxynafthaleno	308	470
Fenanthreno	292	363
<u>Benzo(a)pyreno</u>	<u>364</u>	<u>404</u>

La concentración de los metabolitos se calcula usando la fórmula:

$$\text{Conc} = \frac{(\text{INT}_{\text{muest}} - b) (\text{VOL}_{\text{dis}} / \text{VOL}_{\text{muest}})}{a}$$

Donde :

$\text{INT}_{\text{muest}}$  = Intensidad de fluorescencia de la muestra.

$a$  = Int recepción al origen de la curva de calibración.

$b$  = pendiente de la curva de calibración.

$\text{VOL}_{\text{dis}}$  = Volumen final al diluir la bilis

$\text{VOL}_{\text{muest}}$  = volumen de bilis usado

## 6.6 DETERMINACION DE COLINESTERASAS

### Preparación del Tejido

1. Preparar buffer Tris pH 8.0 con una concentración 0.5 M (0.709 g en 100 ml de agua destilada)
2. Pesar aproximadamente 200 Mg de tejido
3. Agregar buffer Tris pH 8.0 frío con una proporción de 1 ml por cada 100 Mg de tejido
4. Utilizar el homogenizador con pistón de teflón hasta que el tejido quede totalmente desbaratado. El contenedor del tejido / buffer se deberá mantener con hielo por fuera para mantenerlo frío
5. Colocar el homogenizado en tubos para centrífuga o tubos Eppendorf
6. Centrifugar a 4000 rpm por 5 minutos
7. Recuperar el sobrenadante (la parte líquida) y pasarlo a tubos Eppendorf
8. Congelar a  $-20$  °C hasta su uso.

**ACTIVIDAD DE COLINESTERASAS (Método de Ellman 1961)****REACTIVOS****Solución DTNB / Buffer Tris pH 7.4**

1. Pesar 0.0758 g de Buffer Tris pH 7.4
2. Disolver en agua destilada y aforar a 100 ml
3. Pesar 0.0099 g de DTNB
4. Disolver en la solución de Buffer Tris pH 7.4 y aforar a 1 lt

**Solución de Ioduro de Acetilcolina (ASChI) 0.1 M**

1. Pesar 0.1446 gr de ASChI
2. Disolver con agua destilada y aforar a 5 ml

**Actividad de las Enzimas**

1. Descongele el tubo que contiene el homogenizado
2. Coloque en el tubo de ensayo 960 µl de solución DTNB/Buffer Tris pH 7.4 y 20 µl de homogenizado
3. Agite para mezclar todo
4. Pasar el contenido a una celda espectrofotométrica
5. Antes de iniciar la lectura agregar 20 µl de solución de ASChI
6. Leer la absorbancia en espectrofotómetro UV/Vis a 405 nm por 1 minuto, utilizando el módulo de cinética. Obtener el parámetro □ Abs/min

**Cálculo de la Actividad Enzimática.**

1. Obtenga el contenido de proteína del homogenizado por el método de Lowry
2. Aplique la siguiente fórmula:

$$\text{Actividad enzimática} = \frac{1}{13600} * \frac{\square \text{ Abs/min}}{(\text{Vh/Vt}) * \text{Cp}}$$

M/min/ gr proteína

Donde

Δ Abs/min = Parámetro obtenido de la cinética

Vh/Vt = Volumen homogenizado / volumen total de la celda = 20 µl/1000 µl = 0.02

Cp = Concentración de proteína mg/ml

**Determinación de Proteína (Método de Lowry)**

1. Solución "A" para 1 lt  
20 g de Carbonato de Sodio (Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>)  
4 g de Hidróxido de Sodio (NaOH)  
0.2 g de Tartrato de Sodio Potasio
2. Solución B Sulfato de Cobre Pentahidratado (CuSO<sub>4</sub> · 5H<sub>2</sub>O) 0.1%  
Disolver 0.1 g de CuSO<sub>4</sub> · 5H<sub>2</sub>O en 10 ml de agua destilada  
Preparar el mismo día que se va a utilizar
3. Solución C

Mezclar 50 partes de la solución A y 1 de la solución B. Mezclar antes de hacer la determinación

4. Solución D

Preparar 1 parte de agua destilada con 1 parte del reactivo de Fenol de Folin Ciocalteu (1:1) justo antes de hacer la determinación

5. Solución estándar de proteína (SEP)

Se utiliza Albúmina sérica bovina al 0.1 % (0.01 g en 10 ml de agua destilada)

Tubo	1	2	3	4	5	6	Muestra
SEP $\mu$ l	0	5	10	25	50	75	0
Agua Destilada	100	95	90	75	50	25	90
Homogenizado	0	0	0	0	0	0	10
Solución C ml	1	1	1	1	1	1	1

Agitar y reposar 10 minutos

Solución D $\mu$ l	100	100	100	100	100	100	100
--------------------	-----	-----	-----	-----	-----	-----	-----

Agitar cada tubo al agregar la solución D y reposar 30 minutos

- Colocar el contenido de cada tubo en una celda espectrofotométrica y leer la absorbancia a 750 nm
- Graficar el contenido de proteína de cada tubo contra la Absorbancia

X Contenido de proteína $\mu$ g	Y Abs
0	
5	
10	
25	
50	
75	

- Obtener la fórmula de la regresión lineal

$$Y = mX + b$$

- Despejar X:  $X = (Y-b)/m$

- Sustituir en Y la absorbancia para la muestra y calcular los  $\mu$ g en la muestra.

- Como el volumen que se utilizó fue de  $\mu$ g la concentración de proteína de la muestra será:

$$\text{Concentración muestra mg/ml} = \mu\text{g proteína en el homogenizado} / 20 \mu\text{l}$$

## 6.7 PROCESAMIENTO DE DATOS Y ANALISIS DE RESULTADOS

Para cada período del muestreo calcule la concentración mediana de cada parámetro. Generalmente es mejor usar medianas en lugar de promedios, debido a la no-normalidad de los datos biológicos. Para determinar posibles tendencias espaciales en los resultados, trace los resultados individuales en mapas del área de estudio. También, grafique los resultados versus tiempo para buscar tendencias temporales.

### ANALISIS DE LOS RESULTADOS

Realice análisis de correlación no-paramétrica de las concentraciones en organismos versus mediciones biométricas, tales como longitud total y estándar, peso, etc. Haga lo mismo para los resultados en sedimentos, correlacionando las concentraciones de sedimento a tamaño de grano y contenido de materia orgánica.

Cuando existan suficientes datos disponibles, entonces se podrán explorar las tendencias temporales. Asimismo, realice un análisis de varianza (ANOVA) para examinar las diferencias entre sitios de muestreo y/o tiempos. En particular, es interesante ver si existen diferencias entre sitios limpios e impactados.

### INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

La interpretación de resultados es una cuestión compleja, ya que ésta se puede hacer desde un punto de vista técnico o legal, en cuanto a si los valores están arriba o debajo de las regulaciones ambientales. Esto tiene consecuencias importantes de manejo.

## 6.8 CALIDAD DE AGUA

En esta sección se presentan algunos métodos para el análisis de calidad de agua recomendados para el SAM-PMS. Hay muchos parámetros que pueden medirse para tratar de determinar la calidad del agua, y aun cuando algunos de ellos son bastante sofisticados, nos hemos concentrado en métodos sencillos y de bajo costo. Hemos tomado esta decisión para tratar de asegurar que estos análisis se conduzcan a largo plazo, asegurando así, la sustentabilidad de esta Sección del PMS. Estos métodos sencillos permitirán una amplia participación de los países y organismos participantes.

Se han seleccionado solo aquellos parámetros que pueden indicar el estado del sistema e indicar al mismo tiempo posibles problemas con descargas de aguas residuales: nitratos, nitritos, amonio, fosfatos y coliformes (totales y fecales). No se incluye el método para silicatos porque usualmente este compuesto no está asociado a descargas de aguas negras o industriales.

Los métodos seleccionados se han tomado de referencias clásicas de este tema, cuyos procedimientos se siguen en prácticamente todo el mundo, a veces con ligeras modificaciones: Strickland y Parsons (1972). También se puede consultar la recopilación de métodos de Parsons *et al.* (1984) que tiene ligeras actualizaciones respecto al libro anterior. Aunque los análisis de nutrimentos se realizan de manera rutinaria en muchas partes, se recomienda fuertemente leer cuidadosamente cualquiera de los dos libros mencionados anteriormente, y que los análisis los realice una persona con el debido entrenamiento y experiencia. Los métodos para el análisis de bacterias coliformes totales y fecales se tomaron de los métodos estándar de la APHA (1989).

Para todos los métodos de análisis de nutrimentos que se describen a continuación es necesario realizar análisis de blancos de reactivos que usan agua de mar. Para esto deben colectarse varios

litros de agua de mar, de preferencia varios kilómetros fuera de la costa, colocarlos en un recipiente de plástico claro, y dejarlos a la luz del sol durante varias semanas.

Aunque se mencionan en prácticamente todas las legislaciones del mundo, las bacterias coliformes no son un buen indicador ecológico. Su utilidad como indicador sanitario es indiscutible, pues además de que algunas especies de bacterias son patógenas al ser humano, son indicadoras de la presencia de material fecal, y por lo tanto la posible presencia de otros organismos patógenos como bacterias o parásitos. Sin embargo, desde el punto de vista del monitoreo ambiental su utilidad es dudosa, pues no son patogénicas a los organismos acuáticos, y la mortalidad de estas bacterias en aguas marinas cálidas, y con gran penetración de luz solar, que son las condiciones que prevalecen en el Mar Caribe produce mortalidades muy altas en unas cuantas horas. En este sentido no se recomienda el uso rutinario de estas mediciones por las razones antes mencionadas, pero se incluyen los métodos para completar este manual.

Los análisis de agua tienen la desventaja de que los valores obtenidos presentan una gran variabilidad, sobre todo en áreas cercanas a las costas. Esta variabilidad obedece a cambios producidos por las mareas y sus corrientes asociadas, cambios en la temperatura e iluminación solar, etc. Los valores de temperatura, salinidad, nutrimentos, etc. pueden cambiar por un factor de dos o tres en unas cuantas horas. Por esta razón no se recomienda, para el monitoreo de contaminación, el análisis rutinario de nutrimentos (u otros componentes disueltos) en agua. Si se considera que deben realizarse estos análisis entonces deben tomarse por lo menos cuatro muestras por estación de muestreo en un ciclo de 24 horas, y debe reportarse el promedio (y desviación estándar) de las mediciones.

## 6.9 AMONIO

El problema general con la determinación de amonio en aguas naturales es tener blancos analíticos de buena calidad, por lo que se deben tomar todas las precauciones debidas para evitar la contaminación de las muestras con la cristalería o los reactivos. La cristalería debe enjuagarse con ácido clorhídrico (10%) tibio y después con agua destilada y desionizada inmediatamente antes de usarla. El agua debe ser destilada, e inmediatamente antes de usarse debe desionizarse. Esto puede hacerse pasando el agua destilada a través de una columna (1 a 2 x 30 cm) con una resina de intercambio catiónico (en forma ácida) inmediatamente antes de usarse.

**Nota:** Nunca debe abrirse un frasco de hidróxido de amonio mientras se estén realizando análisis de amonio.

## REACTIVOS

**Citrato de Sodio Alcalino** Disuelva 700 g de citrato de sodio y 40 g de hidróxido de sodio en 2000 ml de agua destilada y desionizada y almacene en un frasco de polietileno bien tapado. Esta solución es estable por varios meses.

**Hipoclorito de Sodio** Use una solución comercial de hipoclorito (blanqueador de ropa, i.e. Clorox), que debe ser aproximadamente 1.5 N. Esta solución se descompone lentamente y su concentración debe revisarse periódicamente. Para hacer esto, disuelva 12.5 g de tiosulfato de sodio pentahidratado en 500 ml de agua destilada. Añada unos cuantos cristales (alrededor de 2 g) de yoduro de potasio a 50 ml de agua en un matraz, y añádale 1.0 ml de la solución de hipoclorito. Añada 5 a 10 gotas de ácido clorhídrico concentrado y titule el yodo liberado con la solución de tiosulfato hasta que desaparezca el color amarillo. Descarte la solución de hipoclorito si se usan menos de 12 ml de tiosulfato.

**Arsenito de Sodio** Disuelva 20 g de meta-arsenito de sodio (calidad reactivo analítico) en 1000 ml de agua destilada y desionizada. Almacene en un frasco de polietileno bien tapado. Esta solución es estable indefinidamente.

**Bromuro de Sodio** Disuelva 1.5 g de bromuro de sodio (calidad reactivo analítico) en 250 ml de agua destilada y desionizada.

**Reactivo Oxidante** Añada 0.5 ml de la solución de hipoclorito de sodio a 100 ml de la solución de citrato de sodio alcalino inmediatamente antes de usarlo (cuando mucho tres horas antes de usarse). Prepare múltiplos de esta solución, de acuerdo con el número de muestras a analizar: 10 ml de reactivo oxidante por muestra.

**Solución Acidificante** Diluya ácido clorhídrico calidad reactivo analítico con un volumen igual de agua destilada y desionizada.

En un matraz Erlenmeyer de 125 ml añada aproximadamente 50 ml de agua destilada, añada 10.0 ml del reactivo oxidante y 2 ml de arsenito de sodio. Añada una o dos gotas de azul de timol (0.1 % en agua destilada), mezcle y titule cuidadosamente con la solución de ácido clorhídrico diluido hasta que el color cambie de azul a rosa (pH alrededor de 1.7). Titule en duplicado. Las titulaciones deben variar menos de 0.1 ml de ácido usado, y el promedio de las dos registrarse al 0.5 ml más cercano. Si x ml de ácido se usaron (aproximadamente 5 a 6 ml) diluya 200x ml de ácido a exactamente 2000 ml de agua destilada y desionizada. Esta solución debe prepararse fresca cada vez que se prepare la solución de citrato de sodio alcalino.

**Sulfanilamida** Disuelva 5 g de sulfanilamida en una mezcla de 50 ml de ácido clorhídrico concentrado y alrededor de 300 ml de agua destilada y desionizada. Diluya a 500 ml con agua destilada y desionizada. Esta solución es estable por varios meses.

**Diclorhidrato de n-(1-naftil)-etilendiamina** Disuelva 0.50 g del diclorhidrato en 500 ml de agua destilada y desionizada. Almacene esta solución en un frasco oscuro. Esta solución debe prepararse cada mes, o si presenta un color café fuerte.

**Solución Estándar de Amonio** Disuelva 0.100 g de sulfato de amonio calidad reactivo analítico en 1000 ml de agua destilada y desionizada. Añada 1 ml de cloroformo, agite y mantenga protegido de la luz fuerte. Esta solución es estable por varios meses si se mantiene bien tapada. 1 ml = 1.5  $\mu$ mol de amonio. Coloque 1.00 ml de esta solución en un matraz y afore a 500 ml con agua de mar. La solución resultante equivale a 3.0  $\mu$ mol amonio / litro.

**Blanco de Reactivos** Coloque 50 ml de agua destilada recién desionizada en un matraz, y añada 1 ml de bromuro de sodio como catalizador.

## PROCEDIMIENTO

1. Añada 50 ml de muestra a un matraz Erlenmeyer. Añada 10 ml del reactivo oxidante, agite y deje reposar por 10 minutos a una temperatura entre 20 y 25 °C.
2. Añada 2 ml de la solución de arsenito de sodio y agite. Añada 10 ml de la solución acidificante y mezcle.
3. Tan pronto como sea posible añada 1 ml de sulfanilamida y mezcle. Después de 3 a 8 minutos añada 1.0 ml de naftiletildiamina y mezcle. Deje reposar por lo menos 10 minutos (pero menos de 2 horas) y mida la extinción en un espectrofotómetro, usando agua destilada como blanco, a 543 nm en una celda de 10 cm.

4. Corrija la extinción, restándole la del blanco de reactivos (vea abajo). Calcule la concentración usando la fórmula:

$$[\text{amonio } \mu\text{molar}] = F[E - (0.70 \times C/F')]$$

donde E es la extinción corregida, F es un factor de proporcionalidad (ver abajo), C es la concentración de nitritos en la misma muestra, y F' es igual a 2.1 si se usa un espectrofotómetro.

5. Para determinar el factor F, se colocan 50 ml de la solución estándar de amonio en un matraz Erlenmeyer de 125 ml por cuadruplicado, se colocan 50 ml de la misma agua de mar usada para preparar la solución estándar de amonio en dos matraces adicionales. Realice los pasos 1 a 3 descritos antes. Calcule F de:

$$F = 3.0 / (E_s - E_b),$$

Donde  $E_s$  es la extinción promedio de los cuatro estándares, y  $E_b$  es la extinción promedio de los dos blancos. **El valor de F debe ser cercano a 4.5.**

El blanco de reactivos debe analizarse por triplicado (pasos 1 a 3 arriba) por cada lote de muestras a analizar. **Si la extinción promedio es mayor a 1.5 los blancos no sirven.**

## 6.10 FOSFATOS

### REACTIVOS

**Molibdato de Amonio** Disuelva 15 g de paramolibdato de amonio (calidad reactivo analítico) en 500 ml de agua destilada. Almacene en una botella de plástico alejada de la luz del sol. Esta solución es estable indefinidamente.

**Acido Sulfúrico** Añada (¡con cuidado!) ácido sulfúrico concentrado a 900 ml de agua destilada. Deje enfriar y almacene en un frasco de vidrio.

**Acido Ascórbico** Disuelva 27 g de ácido ascórbico en 500 ml de agua destilada. Almacene en una botella de plástico y manténgala congelada. Descongele antes de usar y vuelva a congelar. Congelada esta solución es estable durante varios meses, pero no debe conservarse más de una semana a temperatura ambiente.

**Antimonil-tartrato de Potasio** Disuelva 0.34 g de antimonio-tartrato de potasio en 250 ml de agua, calentando si es necesario. Almacene en un frasco de vidrio o de plástico. Esta solución es estable por varios meses.

**Reactivo Mezclado** Mezcle 100 ml de molibdato de amonio, 250 ml de ácido sulfúrico, 100 ml de ácido ascórbico y 50 ml de antimonio-tartrato de amonio. Prepare inmediatamente antes de usar (no más de 6 horas), y descarte el exceso que no usó. Esta cantidad alcanza para aproximadamente 50 muestras.

**Solución Estándar de Fosfatos** Disuelva 0.816 g de fosfato diácido de potasio anhidro en 1000 ml de agua destilada. Añada 1 ml de cloroformo y almacene en una botella oscura. Esta solución es estable por varios meses. 1 ml = 6.0  $\mu\text{mol P}$ .

Diluya 10.0 ml de ésta solución a 1000 ml con agua destilada, y añada 1 ml de cloroformo. Almacene en una botella oscura por no más de 10 días. 1 ml = 6.0 x 10<sup>-2</sup>  $\mu\text{mol P}$ .

**Blanco de Reactivos** Haga el procedimiento detallado abajo (pasos 1 a 3) sustituyendo agua destilada en lugar de la muestra. Determine la extinción del blanco ( $E_b$ ), que debe ser menor a 0.02. Si excede este valor use agua bidestilada; si aún así lo excede, vuelva a preparar la solución de molibdato de amonio. Este valor debe revisarse cada semana.

## PROCEDIMIENTO

1. Descongele las muestras y llévelas a temperatura ambiente. Determine la extinción a 885 nm contra agua destilada, para determinar la corrección por turbidez, que debe ser menor a 0.1.
2. A 100 ml de la muestra añada 10 ml del reactivo mezclado y mezcle inmediatamente.
3. Después de 5 minutos, y antes de 2 horas, mida la extinción de la solución a 885 nm en una celda de 10 cm contra agua destilada.
4. Corrija la extinción restándole la extinción por turbidez y la del blanco de reactivos (vea abajo). Calcule la concentración de fósforo reactivo usando:

$$\mu\text{Mol P/I} = E_c \times F$$

Donde  $E_c$  es la extinción corregida y  $F$  un factor de proporcionalidad.

5. Prepare cuatro estándares, que consisten de 5.0 ml de la solución estándar diluida de fosfatos y aforada a 100 ml con agua destilada. Realice el procedimiento analítico (pasos 1 a 3) y calcule  $F$  usando:

$$F = 3.00/(E_s - E_b)$$

Donde  $E_s$  es la extinción promedio de los cuatro estándares y  $E_b$  es la extinción promedio de dos blancos de reactivos.  $F$  debe tener un valor cercano a 5.0, y debe revisarse a intervalos poco frecuentes.

## 6.11 NITRITOS

### REACTIVOS

**Sulfanilamida** Disuelva 5 g de sulfanilamida en una mezcla de 50 ml de ácido clorhídrico concentrado y alrededor de 300 ml de agua destilada y desionizada. Diluya a 500 ml con agua destilada y desionizada. Esta solución es estable por varios meses.

**Diclorhidrato de n-(1-naftil)-etilendiamina** Disuelva 0.50 g del diclorhidrato en 500 ml de agua destilada y desionizada. Almacene esta solución en un frasco oscuro. Esta solución debe prepararse cada mes, o si presenta un color café fuerte.

**Solución Estándar de Nitritos** Seque en una estufa de laboratorio a 110 °C un poco de nitrito de sodio anhidro durante una hora. Disuelva 0.345 g de nitrito seco en 1000 ml de agua destilada. Añada 1 ml de cloroformo como conservador. Almacene en una botella oscura. Esta solución debe ser estable por lo menos por un mes. 1 ml =  $\mu$ 5 mol nitrito. Afore 10.0 ml de esta solución a 1000 ml con agua destilada y use el mismo día. 1 ml = 1.0  $\mu$ mol/l si se diluye en 50 ml.

## PROCEDIMIENTO

1. Determine la turbidez de las muestras colocando 30 ml de muestra en un matraz y añadiendo 1 ml de sulfanilamida. Mezcle. Coloque un poco de muestra en una celda de 10 cm de espectrofotómetro y lea la extinción a 540 nm.
2. Coloque 50 ml de muestra en un matraz y añada 1.0 ml de sulfanilamida. Agite y deje reposar por 2 a 8 minutos.
3. Añada 1.0 ml de naftiletielendiamina y mezcle. Después de 10 minutos, pero antes de 2 horas, lea la extinción en una celda de 10 cm a 540 nm.
4. Corrija la extinción restando la extinción por turbidez y la del blanco de reactivos.
5. Calcule la concentración de nitritos + nitratos usando la fórmula:

$$\text{Nitritos } (\mu\text{Molar}) = E_c \times F$$

Donde  $E_c$  es la extinción corregida de la muestra y  $F$  es un factor de proporcionalidad.

6. Los blancos de reactivos se hacen siguiendo los pasos 2 a 4, pero usando agua destilada en lugar de muestra.
7. Prepare cuatro soluciones estándar aforando 2.00 ml de la solución estándar diluida a 50 ml con agua destilada. Transfiera las soluciones a matraces Erlenmeyer secos de 125 ml. En dos matraces adicionales coloque 50 ml de agua destilada como blanco. Haga la determinación de nitritos como se especifica en los puntos 2 y 3.
8. Calcule el factor  $F$  como:

$$F = 2.00/(E_s - E_b)$$

Donde  $E_s$  es la extinción promedio de los cuatro estándares y  $E_b$  es la extinción promedio de los dos blancos.  $F$  debe tener un valor cercano a 2.1 si se usa un espectrofotómetro. Este valor debe variar poco.

## 6.12 NITRATOS

### REACTIVOS

**Cloruro de Amonio Concentrado** Disuelva 125 g de cloruro de amonio calidad reactivo analítico en 500 ml de agua destilada. Almacene en una botella de plástico o vidrio.

**Cloruro de Amonio Diluido** Diluya 50 ml de la solución concentrada de cloruro de amonio a 2000 ml con agua destilada. Mezcle bien, y almacene en una botella de vidrio o plástico.

**Sulfanilamida** Disuelva 5 g de sulfanilamida en una mezcla de 50 ml de ácido clorhídrico concentrado y alrededor de 300 ml de agua destilada y desionizada. Diluya a 500 ml con agua destilada y desionizada. Esta solución es estable por varios meses.

**Diclorhidrato de n-(1-naftil)-etilendiamina** Disuelva 0.50 g del diclorhidrato en 500 ml de agua destilada y desionizada. Almacene esta solución en un frasco oscuro. Esta solución debe prepararse cada mes, o si presenta un color café fuerte.

**Reductor de Cadmio-Cobre.** Coloque 100 g de limaduras de cadmio en 500 ml de una solución 2% w/v de sulfato de cobre pentahidratado hasta que el color azul haya desaparecido y partículas semicoloidales de cobre empiecen a aparecer en la solución. Enrolle un poco de lana fina de cobre entre los dedos para hacer un pequeño tapón. Coloque el tapón en la columna reductora y llene la columna con solución diluida de cloruro de amonio y añada suficiente mezcla de cadmio y cobre para llenar aproximadamente 30 cm de la columna. Añada el metal lentamente, golpeando la columna para que se asiente bien. Lave la columna con cloruro de amonio diluido. El flujo debe ser tal que 100 ml de solución tarden entre 8 y 12 minutos en fluir. Añada un tapón de lana de cobre a la parte superior de la columna. Cuando no se estén usando las columnas, la mezcla cadmio-cobre debe estar completamente cubierta con cloruro de amonio. Si se sospecha que la eficiencia de reducción ha disminuido vacíe el contenido de cuatro columnas en un vaso de precipitados grande y lave el metal con ácido clorhídrico (5% v/v) diluido dos veces. Finalmente enjuague con agua destilada hasta que el agua no sea ácida. Decante el metal y trátelo de nuevo con sulfato de cobre, como se describió anteriormente y vuelva a llenar las columnas. El cadmio-cobre regenerado de esta manera debe ser suficiente para tres columnas.

**Solución Estándar de Nitratos.** Disuelva 1.02 g de nitrato de potasio calidad reactivo analítico en 1000 ml de agua destilada. Esta solución es estable. Diluya 4.00 ml en agua destilada. Esta solución debe guardarse en una botella oscura y prepararse fresca inmediatamente antes de usarse. La concentración de este estándar es de 20  $\mu\text{mol}$  nitrato/litro.

**Columna Reductora.** Se prepara uniendo tres secciones de tubo de vidrio: 10 cm de tubo de 5 cm de diámetro interno se unen a 30 cm de tubo de 10 mm de diámetro interno (que va a contener el reductor metálico), que a su vez se une a 35 cm de tubo de 2 mm de diámetro. El tubo de 2 mm se dobla cerca de la unión, de manera que quede paralelo al tubo de 10 mm. El extremo libre del tubo de 2 mm se dobla cerca de la punta, formando un sifón en forma de "U" invertida. Este último doblés debe estar al mismo nivel con la parte superior del tubo de 10 mm.



**Figura 6.2** Columna de reductor de cadmio cobre (Fotografía cortesía del Dr. David Valdés)

## PROCEDIMIENTO

1. Coloque 100 ml de muestra en un matraz Erlenmeyer de 125 ml, y añada 2.0 ml de cloruro de amonio concentrado. Mezcle y ponga 5 ml en la parte superior de la columna y se deja eluir. Añada el resto de la muestra a la columna y coloque el matraz bajo la columna para

colectar el efluente. Colecte 40 ml, enjuague el matraz y descarte. Colecte otros 50 ml de efluente y añada 1.0 ml de sulfanilamida.

2. Permita que la mezcla reaccione por lo menos 2 minutos, pero no más de 8. Añada 1.0 ml de naftiletilendiamina y mezcle. Después de 10 minutos, pero no después de 2 horas, mida la extinción de la muestra en una celda de 1 cm a 543 nm. Si la extinción es mayor a 1.25 use una celda más delgada o diluya la muestra. Si la extinción es menor a 0.1 use una celda de 10 cm.
3. Corrija la extinción obtenida restándole la extinción de un blanco de reactivos (usando una celda del mismo tamaño que la que se usó para la muestra).
4. Calcule la concentración usando la fórmula:

$$\text{Nitratos } (\mu\text{mol/l}) = (\text{Ec} \times \text{F}) - 0.95 \times \text{C}$$

Donde Ec es la extinción corregida de la muestra, F es un factor de proporcionalidad y C es la concentración de nitritos en la misma muestra.

5. La extinción de los blancos se determina sustituyendo agua destilada en lugar de la muestra.
6. Calcule el factor F como:

$$\text{F} = 2.00/(\text{Es}-\text{Eb})$$

7. Donde Es es la extinción promedio de los cuatro estándares y Eb es la extinción promedio de los dos blancos. F debe tener un valor cercano a 2.1 si se usa un espectrofotómetro. Este valor debe variar poco.

## 6.13 COLIFORMES TOTALES

### FASE PRESUNTIVA

#### REACTIVOS

**Medio Líquido de Laurel Triptosa** Añadir a un litro de agua destilada

- 20 g triptosa
- 5.0 g lactosa
- 2.75 g de fosfato ácido de potasio
- 2.75 g de fosfato biácido de potasio
- 5.0 g of cloruro de sodio
- 0.1 of laurilsulfato de sodio

Mezcle los ingredientes y caliente para disolverlos. El pH debe ser de  $6.8 \pm 0.2$  después de la esterilización. Coloque el medio en tubos de fermentación con un vial invertido, ciérrelos con un tapón de metal o plástico resistente al calor. Esterilice los tubos en un autoclave. Se deben preparar 5 series de tubos por cada dilución para cada muestra.

#### PROCEDIMIENTO

Inocule cantidades crecientes de muestra en escala decimal (0.1, 1.0, 10.0 ml). Para esto, diluya 1.0 ml de muestra en 99 litros de agua destilada y esterilizada. Por ejemplo, a un tubo añada 10 ml de

la muestra, a otro añada 1 ml, a un tercero añada 0.1 ml de la muestra, al cuarto 1 ml de la muestra diluida, y al último 0.1. De esta manera se tiene 10 ml, 1 ml, 0.1 ml, 0.01 ml y 0.001 ml de muestra en cada tubo. Mezcle cada tubo varias veces. Se deben preparar 5 tubos por cada dilución para cada muestra. Incube a  $35 \pm 0.5$  °C durante 24 horas. Agite suavemente cada tubo y observe si se produce gas o un color amarillo. En caso contrario incube por otras 24 horas y observe de nuevo. La aparición de gas o color amarillo a las 24 o 48 horas constituye una prueba presuntiva positiva.

## FASE CONFIRMATORIA

### REACTIVOS

**Medio de Verde Brillante** En un litro de agua destilada disuelva calentando:

- 10.0 g de peptona
- 10.0 g de lactosa
- 20.0 g de bilis de buey
- 0.0133 g de verde brillante

El pH debe ser de  $7.2 \pm 0.2$  después de la esterilización. Coloque el medio en tubos de fermentación con un vial invertido y esterilice en una autoclave.

### PROCEDIMIENTO

Inocule un tubo con el medio de verde brillante por cada muestra positiva de la fase presuntiva. Agite los tubos de la fase presuntiva que dieron resultados positivos, introduzca un asa estéril de 3 mm de diámetro en el tubo presuntivo y rápidamente introdúzcalo en el tubo de verde brillante. Agite los tubos e incube a  $35 \pm 0.5$  °C durante 48 horas. La formación de gas a las 48 horas constituye una prueba confirmatoria.

Calcule el valor del número más probable (NMP) a partir del número de tubos positivos. Consulte la tabla que se proporciona en la siguiente sección.

## 6.14 COLIFORMES FECALES

### REACTIVOS

**Medio EC** En un litro de agua destilada disuelva calentando:

- 20.0 g de tripticasa
- 5.0 g de lactosa
- 1.5 g de sales biliares
- 4.0 g de fosfato ácido de potasio
- 1.5 g de fosfato diácido de potasio
- 5.0 g de cloruro de sodio

El pH debe ser de  $6.9 \pm 0.2$  después de la esterilización. Coloque el medio en tubos de fermentación con un vial invertido, ciérrelos con un tapón de metal o plástico resistente al calor. Esterilice los tubos en un autoclave. Se deben preparar 5 tubos por cada dilución para cada muestra.

### PROCEDIMIENTO

Inocule un tubo con el medio EC por cada muestra positiva de la fase presuntiva de la prueba para coliformes totales. Agite los tubos de la fase presuntiva que dieron resultados positivos, introduzca un asa estéril de 3 mm de diámetro en el tubo presuntivo y rápidamente introdúzcalo en el tubo de

verde brillante. Agite los tubos e incube en un baño de agua a  $44.5 \pm 0.2$  °C durante 24 horas. La formación de gas a las 24 horas constituye una prueba confirmatoria.

Calcule el valor del número más probable (NMP) a partir del número de tubos positivos en la prueba confirmatoria. Consulte la tabla que se proporciona a continuación, donde se da el NMP de unidades formadoras de colonias por cada 100 ml de muestra. Las columnas 1 y 3 se refieren al número de tubos positivos de los cinco que se sembraron para cada dilución.

**Tabla 6.2 Tabla de cálculo del Número Más Probable (NMP) para varias combinaciones de resultados positivos si se usan cinco tubos por dilución (10 ml, 1 ml, 0.1 ml).**

Combinación	NMP/100 ml	Combinación	NMP/100 ml
0-0-0	< 2	4-2-0	22
0-0-1	2	4-2-1	26
0-1-0	2	4-3-0	27
0-2-0	4	4-3-1	33
		4-4-0	34
1-0-0	2		
1-0-1	4	5-0-0	23
1-1-0	4	5-0-1	30
1-1-1	6	5-0-2	40
1-2-0	6	5-1-0	30
		5-1-1	50
2-0-0	4	5-1-2	60
2-0-1	7		
2-1-0	7	5-2-0	50
2-1-1	9	5-2-1	70
2-2-0	9	5-2-2	90
2-3-0	12	5-3-0	80
		5-3-1	110
3-0-0	8	5-3-2	140
3-0-1	11		
3-1-0	11	5-3-3	170
3-1-1	14	5-4-0	130
3-2-0	14	5-4-1	170
3-2-1	17	5-4-2	220
		5-4-3	280
4-0-0	13	5-4-4	350
4-0-1	17		
4-1-0	17	5-5-0	240
4-1-1	21	5-5-1	300
4-1-2	26	5-5-2	500
		5-5-3	900
		5-5-4	1600
		5-5-5	> 1600



## 7. METODOLOGIA PARA OCEANOGRAFIA FISICA / MODELOS

### 7.1 GENERALIDADES

El SAM es una región oceanográfica dinámica, rodeada por algunas de las corrientes oceánicas más energéticas del mundo: la Corriente de las Caimanes y la Corriente de Yucatán. Hay una gran variabilidad de espacio y tiempo en las condiciones oceanográficas en la región (Stammer and Wunsch, 1999; Ochoa *et al.*, 2001; Sheinbaum *et al.*, 2002a), así como la omnipresencia en la región de remolinos pequeños y grandes, los cuales pueden ser generados localmente por la inestabilidad de las fuertes corrientes que pueden llegar a la deriva a la región desde el Caribe oriental (Sheinbaum *et al.*, 2002b).

Por lo tanto, el desarrollo adecuado a largo plazo del PMS, requiere de un mejor entendimiento y capacidad de predicción de las corrientes costeras, procesos oceanográficos, y variabilidad sobre diferentes escalas de tiempo. El desarrollo de un modelo numérico de circulación para el Caribe Occidental es un componente global muy útil para el Proyecto del SAM que puede auxiliar en la comprensión de los procesos ecológicos y biológicos que están teniendo lugar en la región. La información reunida bajo este tópico será utilizada para mejorar el diseño de un PMS comprensivo. Los objetivos específicos de esta Sección del Manual para el PMS están enfocados en las medidas necesarias para apoyar al PMS, como llevar a cabo dichas medidas, y la estrategia para saber qué medir bajo circunstancias específicas.

### 7.2 ESTRATEGIA DE MUESTREO

El muestreo oceanográfico físico como apoyo para el monitoreo costero ambiental y para el modelo de circulación numérico, se puede llevar a cabo en una de muchas maneras.

#### **Mediciones de Series de Tiempo**

Por regla general, este es el método más efectivo para recopilar datos de monitoreo de oceanografía física para su análisis y para validar modelos numéricos. Las mediciones de series de tiempo consisten en la medición de uno o más parámetros a un ritmo de muestreo fijo durante un período de tiempo prolongado en una o más localidades a lo largo de la costa o en mar abierto. Ya que la mayoría de los parámetros son medidos automáticamente con instrumentos o sensores sumergidos, la regularidad del muestreo debería ser lo suficientemente rápido como para solucionar la variabilidad de la corriente. Una elección óptima sería realizar intervalos de muestreo equivalentes a  $\Delta t = 1$  hora, i.e. una tasa de muestreo de 1 ciclo por hora (cph). El muestreo debe continuar durante un tiempo lo suficientemente largo para que permita una resolución significativa de la variabilidad de las corrientes, tanto meteorológica como de temporada. Idealmente, esta duración debería ser de cuando menos un año completo. Una medición de series de tiempo menor a 29 días (696 horas) de duración no sería significativa. Una serie de un mes de duración permitirá el análisis armónico de los datos medidos sobre las corrientes. Idealmente, las mediciones de series de tiempo deben ser realizadas durante 1 año o más.

#### **Mediciones a lo Largo de un Transecto**

Usualmente, este es el medio efectivo para recopilar datos oceanográficos físicos en cruceros, cuando las mediciones biológicas, químicas, y geológicas se hacen simultáneamente desde sensores específicos, muestras de agua, o remolques. En este caso, las mediciones físicas son realizadas generalmente como un perfil vertical entre la superficie del agua y el fondo, cada vez que una estación hidrográfica u oceanográfica sea ocupada. Para ser de utilidad, las mediciones de transecto desde un barco deben hacerse de manera sistemática de acuerdo a un diseño de muestreo predeterminado. El muestreo vertical de mediciones oceanográficas físicas es logrado usualmente de manera pseudo-continua cada metro o cada varios metros. En este caso, cuando los datos son obtenidos a partir de muestras de agua, el muestreo vertical debe ser conducido a muchas profundidades, mas espaciados y más cercanos a la superficie y al picnoclino, donde los

gradientes son más empinados. Especialmente, las estaciones deben estar lo suficientemente cerca para permitir la determinación de características coherentes, ej., olas costeras, remolinos a mesoescala, frentes de surgencia, y plumas de ríos y caletas. Temporalmente hablando, se deben muestrear también estaciones adyacentes tan frecuente como sea posible mientras se esté viajando. La mayoría de los muestreos para oceanografía física se pueden hacer mientras un barco de investigación está a la deriva; sin embargo, las mediciones de velocidad pueden requerir estaciones ancladas, aunque con corrientímetros actuales, Perfiladores Acústicos de Corriente por Efecto Dopler (ADCP), montados en el casco de embarcaciones o remolcados, permiten el muestreo de la velocidad (gracias al “bottom tracking”) mientras la embarcación está en movimiento.

### **Muestreo Ocasional**

Los parámetros físicos deben ser medidos siempre que se midan los parámetros biológicos, químicos y geológicos del océano. Sin embargo, el valor del muestreo ocasional en tiempos y localidades dispersas para un área de estudio, es usualmente de poco valor a menos que el muestreo sea conducido en forma de una serie de tiempo o sistemáticamente con perfiles verticales a lo largo del rastro de la embarcación.

### **Intervalos de Muestreo, Velocidad del Muestreo, y Duración del Muestreo**

La tasa ideal para las mediciones de series de tiempo para el proyecto del SAM es de una serie de mediciones por hora. Sin embargo, idealmente, cada parámetro medido debe ser muestreado frecuentemente como ráfagas, quizás a una velocidad de 1-2 Hz, durante 2-5 minutos para establecer cada hora el valor promedio a registrar. Este es un tipo de filtrado que evita picos falsos y suaviza fluctuaciones de turbulencia de pequeña escala. Ya que mucha de la variabilidad oceanográfica costera está altamente relacionada con las corrientes, aún en la región del SAM, la cual tiene corrientes pequeñas, es esencial que el muestreo de campo se realice con la frecuencia suficiente para resolver la variación dentro de un ciclo de mareas y así evitar distorsión de datos.

## **7.3 PARAMETROS BASICOS**

Se puede pensar que las mediciones oceanográficas físicas consisten en a) mediciones genéricas, las cuales deben ser siempre registradas; b) mediciones oceanográficas, las cuales son usualmente el enfoque principal de un estudio o datos suplementarios requeridos; y c) datos meteorológicos, los que se pueden considerar como una información de gran valor que se añaden a las observaciones oceanográficas físicas y a sus registros. Todas las mediciones deben ser registradas en unidades estándares de medida SI, en algunos casos, en unidades de medidas oceanográficas estándar (como en el caso de ‰ o en unidades prácticas de salinidad [ups] para la salinidad), más no en unidades de medida inglesas.

Las mediciones genéricas incluyen:

### **Posición de la Medición**

Dichas mediciones siempre deben ser realizadas usando un receptor manual de Sistema de Posicionamiento Global (GPS). La latitud y longitud de una localidad o las coordenadas UTM deben ser determinadas con un margen de pocos metros, lo que normalmente se traduce en mejor que 1 segundo de latitud / longitud más cercano o dentro de ~0.01 minuto de latitud o longitud.

### **Fecha y Hora**

Para todas las mediciones, se deben registrar la fecha y la hora lo más cuidadosa y detalladamente posible, incluyendo: año, mes, día, hora y minuto. Para cualquier año, es siempre muy conveniente, para propósitos de ploteo, el expresar la información mes-día-hora en un formato del Calendario Juliano (JD) modificado, donde JD 0.0000 es el inicio de un nuevo año, 1.0001 es exactamente después de la medianoche del 2 de enero, y el año termina a la medianoche del 31 de diciembre, donde JD equivale a 365.0000, o JD 366.0000 en años bisiestos. Cuando se utiliza el formato JD, se requieren 4 decimales. Alternativamente, el año, mes, día, hora y minuto, se pueden expresar en

una hoja de cálculo pero con cada unidad de tiempo en columnas aparte para permitir su conversión a JD o a otro formato de tiempo necesario para propósitos de análisis y ploteo. Es esencial el registrar la hora de la medición en el horario estándar local, horario de verano, o el Horario de Greenwich (GMT). La referencia de tiempo utilizada debe ser anotada. Para mediciones de series de tiempo a largo plazo, en lo particular, es de gran ventaja expresar los horarios referenciados a GMT. Alternativamente, los horarios se pueden registrar en el horario estándar local (sin que nunca) se conviertan a horario de verano local.

### **Medición de la Profundidad del Agua o Elevación sobre el Nivel del Mar**

Para cualquier medición de oceanografía física, es esencial anotar la profundidad / elevación de cualquier medición en relación al Nivel Medio del Mar (MSL). Por ejemplo, al hacer mediciones de series de tiempo de las corrientes, se debe anotar la profundidad a la que se hacen las mediciones; en el caso de los vientos, se debe registrar la elevación del sensor de viento tanto sobre la tierra como sobre el MSL; y en el caso de mediciones del nivel del agua (marea), un dato de referencia a cero estable, el cual idealmente debe ser referenciado con un dato geodético vertical local, debe ser establecido para cada sitio de medición de marea y verificado con una regularidad anual aproximada.

### **Profundidad Total del Agua**

Para cualquier medición física, es esencial registrar la profundidad absoluta (total) del agua en la localidad donde se hacen las mediciones. Esta medición se debe hacer ya sea al metro más cercano o, de preferencia, al decímetro más cercano. Esta información tiene muchos usos, y juega un papel importante en cosas como, ej., el análisis de profundidades menores y refracción de corrientes de aire, propagación de mareas costeras y efectos de fricción en las corrientes.

Las mediciones oceanográficas incluyen:

### **Elevación del Agua (Marea)**

Las mediciones de series de tiempo para la elevación del agua (marea) necesitan llevarse a cabo cuando menos cada hora en localidades específicas por largos períodos de tiempo, típicamente por años, asegurándose que las elevaciones sean resueltas al  $\sim 10^{-3}$  m más cercano, que se le de mantenimiento al sensor cada varias semanas y se posicione de nuevo exactamente en el mismo lugar, y que se establezca un dato vertical local y sea revalidado de vez en cuando.

### **Velocidad y Dirección de las Corrientes**

La velocidad y dirección de las corrientes necesitan medirse como una serie de tiempo en una localidad específica y como un perfil vertical de velocidades y direcciones desde un barco de investigación durante un transecto de muestreo. Las mediciones de las corrientes, en conjunto con las mediciones de la elevación del agua, son esenciales para cualquier estudio de oceanografía física, incluyendo los del PMS en la región del SAM.

### **Temperatura del Agua**

Las mediciones de la temperatura del agua son mediciones esenciales para calcular la densidad del agua de mar, para relacionarse con procesos metabólicos biológicos, para proyectar surgencias, para reconocer ondas internas, para determinar la profundidad de la termoclina y para calibrar imágenes térmicas satélite. Debe medirse como una serie de tiempo en las localidades indicadoras de corriente y como un perfil de transecto vertical durante cruceros.

### **Salinidad (Conductividad)**

Las mediciones de salinidad son mediciones esenciales para calcular la densidad del agua de mar, para relacionarse con procesos biológicos, para reconocer descargas terrestre, para determinar la profundidad de la haloclina y el picnoclino. Se debe medir tanto como una serie de tiempo en localidades indicadoras de marea así como en perfiles verticales de transectos por crucero. Se debe

hacer notar que la salinidad nunca se mide directamente, sino que de preferencia es calculada por la conductividad simultánea, temperatura y mediciones de presión (Foffnoff y Millard, 1983).

### **Densidad**

La densidad es un componente esencial de la circulación costera y oceánica, rinde una medición del picnoclino, es un indicador de mezclamiento y también es un indicador de estabilidad vertical. La densidad se calcula basándose en la salinidad, temperatura y valores de presión. El algoritmo computacional es dado por Foffnoff y Millard (1983).

### **Transparencia del Agua**

La transparencia del agua es un parámetro importante para entender la alta productividad biológica y es utilizado también como un rastreador de la masa de agua al interpretar (en la parte visual del espectro electromagnético) imágenes satelitales.

### **Estado del Mar**

El estado del mar es expresado de manera óptima como una serie de tiempo de mediciones de la altura significativa de las olas, períodos significativos de las olas y dirección de la ola. Estos datos son importantes para relacionarse e interpretar la erosión costera, efectos de las tormentas en las playas y estructuras naturales (ej., arrecifes) y aquellas hechas por el hombre (ej., puertos, espigones, rompeolas etc.) en el océano costero. Estos datos son importantes también para calcular profundidades menores, refracción, y transporte de sedimento del litoral. Es esencial que tanto la medición de la profundidad como la profundidad total del agua sean registradas en los estudios de olas. Cuando no este disponible un instrumento de registro de olas, es útil registrar el estado predominante del mar manualmente, de acuerdo a la escala de Beaufort, durante los períodos de mediciones de transecto y de series de tiempo. Para una escala de Beaufort modificada por favor refiérase al Apéndice 1.

Las mediciones meteorológicas incluyen:

### **Velocidad y Dirección del Viento**

La velocidad y dirección del viento son medidas como series de tiempo en localidades específicas a lo largo de la costa, a 10 m sobre el nivel de la tierra, idealmente sobre mar abierto. Es esencial para los estudios de oceanografía física el contar con buenos datos sobre vientos. Por desgracia, la mayoría de las estaciones meteorológicas que están disponibles se encuentran en aeropuertos tierra adentro, mientras que la ubicación ideal de las estaciones meteorológicas para uso oceanográfico sería en plataformas o boyas en el océano costero.

### **Presión Atmosférica**

La presión atmosférica es medida con un indicador de presión (barómetro) en localidades específicas, asociadas tanto con estaciones meteorológicas como con indicadores de marea. Los datos son importantes para corregir y correlacionar mediciones del nivel del mar y así separar los efectos de las fluctuaciones de presión atmosférica de las fuerzas astronómicas de marea.

### **Temperatura del Aire**

La temperatura del aire debe ser medida como una serie de tiempo estándar en una estación meteorológica. Los datos de la temperatura del aire son útiles para evaluar estados meteorológicos cambiantes, para calcular flujos cálidos aire-mar, y para hacer cálculos del balance del agua para evaluar la salida de la línea divisoria de las aguas.

### **Precipitaciones**

Las mediciones de precipitaciones son generalmente integradas a través del tiempo para evaluar tanto las tasas de precipitación diarias como mensuales, como un componente permanente de una estación meteorológica.

## **Descarga de Ríos**

La descarga de los ríos principales que entran en la región del SAM necesita ser evaluada río arriba de la parte donde se registran las variaciones de corriente.

## **7.4 INSTRUMENTOS**

No es práctico hablar de instrumentos específicos en gran detalle, ya que los muestreos oceanográficos en la región del SAM dependerán de los instrumentos que realmente se adquieran o que estén disponibles por otros medios. Para cualquier tipo de medición, existen muchas opciones de compañías de instrumentos y también de tipos de instrumentos, que van desde sensores de alta tecnología con muestreo automático y registro de datos, los cuales son generalmente muy caros; hasta los de baja tecnología o simples instrumentos tecnológicos adecuados, los cuales son, en comparación, más baratos para adquirirse o construirse, pero que generalmente deben ser operados manualmente con cada parámetro anotado en un cuaderno. Estos instrumentos manuales requieren de una inversión sustancial de tiempo por parte del personal para la recolección de datos y no son apropiados para un proyecto multinacional del Siglo XXI. La capacidad específica y defectos de los instrumentos oceanográficos comerciales se encuentran en detalle en las páginas de Internet de los fabricantes de estos instrumentos. Sin embargo, podemos afirmar con seguridad que los tipos de mediciones oceanográficas que se van a evaluar como parte del muestreo del SAM en apoyo al PMS, demandarán una combinación de series de tiempo, transectos y mediciones ocasionales. Esto requerirá la adquisición y uso regular de los siguientes tipos de instrumentos.

### **Unidad GPS**

Un receptor de Sistema de Posicionamiento Global (GPS) de mano es de bajo costo, opera con baterías y hace un gran trabajo en la medición de latitud, longitud o coordenadas UTM dentro de 30 m o menos, y también mide la hora tanto local como GMT en fracciones de segundos.

### **Fatómetro**

Un fatómetro o eco sonar es la herramienta de preferencia para registrar la profundidad total del agua en la estación. Un fatómetro puede variar en tres o más niveles de precio, dependiendo de la memoria para grabar y otras características. Los aparatos de alta tecnología más costosos llevan integrados lectores GPS y de profundidad.

### **Sondas CTD para Perfil de Transecto y Registro de Series de Tiempo**

Se requiere de una sonda perfiladora de Conductividad-Temperatura-Profundidad (CTD) con grabadora interna y exhibición externa para muestreos de transecto y debe estar equipada con un cable que mida cuando menos 100 m. Además, se debe instalar un dispositivo de registro de conductividad-temperatura (CT) en cada indicador de nivel del agua (marea) y debe ser capaz de registrar datos internamente cada hora de cada mes, durante muchos meses. Si el dispositivo CT es intercambiado por un aparato de registro CTD, este entonces se convierte también en un instrumento competente para la medición de las mareas, lo cual es recomendable. Se debe hacer notar que la salinidad nunca se mide directamente, sino que se calcula (ya sea internamente en algún instrumento o subsiguiente a los muestreos durante la fase de análisis) basándose en conductividad, temperatura, y presión (Foffnoff y Millard, 1983). Un refractómetro de mano no es un instrumento aceptable para el monitoreo de la salinidad a largo plazo en áreas costeras o en mar abierto del SAM debido a su poca precisión.

### **Medidor de Corrientes**

Un Perfilador Acústico de Corrientes de Efecto Doppler (ADCP) es lo ideal para mediciones de series de tiempo, ya sea montado en el fondo o sujetado a un cable hidrográfico, para medir corrientes de vector horizontal, generalmente a aproximadamente 16-25 profundidades verticales o bins. Dicho ADCP estará orientado hacia arriba. Un ADCP también puede ser utilizado con efectividad para mediciones de transecto desde la superficie hacia abajo. En este caso, el ADCP se monta ya sea al

lado o en la quilla del barco de investigación. La unidad ADCP debe ser capaz de realizar rastreos de fondo, y esto es por regla general, una característica adicional muy valiosa para resolver velocidades horizontales absolutas restando la velocidad de la embarcación. Como alternativa, un medidor electromagnético de corrientes es una buena opción para mediciones a largo plazo de series de tiempo de los vectores horizontales de corriente (velocidad y dirección) localizados en una boya estacionaria. Dicho instrumento no tiene partes móviles y es particularmente sencillo darle mantenimiento en el campo. También, ya sea un perfilador ADCP o un medidor electromagnético de corriente, cuando son combinados con un indicador de fase permanente, pueden ser utilizados eficazmente para establecer una curva de posición en localidades específicas a lo largo de las riberas bajas de los ríos, permitiendo así el cálculo de la descarga de los ríos como una función de tiempo.

### **Indicador del Nivel de Agua (Marea)**

La elección ideal para un indicador de nivel de agua o marea es una grabadora CTD de alta resolución, montada en el fondo. Dado que las variaciones del nivel del agua mareales en la región del SAM son muy pequeñas y muchas veces están dominadas por la variabilidad meteorológica, es esencial que cualquier indicador del nivel de agua sea lo suficientemente sensible para medir y registrar dichas variaciones con una precisión y exactitud de sub-centímetros, lo que requiere de un instrumento digital capaz de registrar 14-bit o más y de la instalación de un indicador CTD en profundidades menores a 10 m. Como alternativa, podría también funcionar la instalación de un pozo de limnógrafo sujetado a un muelle o embarcadero, con un sensor de presión montado en el interior del pozo, pero se debe tener cuidado de instalar el instrumento de tal manera que quede protegido de un ataque directo de las corrientes de viento y oleaje. En cualquiera de los casos, se debe tener cuidado de establecer un dato vertical local, idealmente un dato referenciado a la red geodética nacional, y relacionarlo con una precisión de sub-centímetro a los valores registrados por el indicador de mareas. Es esencial que la instalación de cualquier sensor/indicador CTD que tenga el propósito de funcionar como un indicador de mareas o para la medición de la variabilidad relativa del nivel del mar sea instalado en una base fija estable, la cual no cambie su altura, inclinación ni su orientación, aun en el caso de ataques de oleajes huracanados.

### **Transmisómetro u OBS**

Tanto un transmisómetro como un "Optical Back-scatter System" (OBS) pueden ser eficazmente sujetados y conectados electrónicamente (en un haz) a un perfilador CTD o a un CTD montado en el fondo, para medir el transecto y las series de tiempo de la claridad del agua. El OBS es el instrumento de preferencia en las bocas de los ríos y otras áreas donde la concentración de materia suspendida en la masa de agua excede ~200 ppm, mientras que un transmisómetro es por regla general el instrumento más efectivo en localidades con poca concentración total de materia suspendida. Muchas veces se utiliza un disco de Secchi durante los muestreos ocasionales, para integrar la claridad o turbidez del agua a la masa de agua. El disco de Secchi es un instrumento manual, lo cual no es satisfactorio para determinar la transparencia y turbidez del agua en ninguna otra ocasión fuera del muestreo ocasional.

### **Medidor Direccional de Oleaje**

Un medidor direccional de oleaje es un instrumento relativamente caro, el cual, debido a la alta frecuencia de las corrientes y mareas, también debe medir y registrar datos a una velocidad de muestreo muy rápida (generalmente 2-10 Hz), y también debe guardar grandes cantidades de datos (Giga bites) para procesarlos posteriormente. Una buena elección de instrumento es un medidor electromagnético de corriente con un sensor de presión de alta resolución, lo que permite mediciones simultáneas de presión, velocidad  $u$ , y velocidad  $v$ , ej., convirtiéndolo en un sensor de ondas  $puv$ . Dicho instrumento puede ser programado para medir corrientes horizontales en escalas de tiempo de mareas y meteorológicas, así como en escalas de tiempo de onda. Como alternativa, una boya oceanográfica puede ser una buena elección, a pesar de que el costo de adquisición y mantenimiento de dicha boya sea comparativamente más caro.

## Estación Meteorológica

Una estación meteorológica permanente no sólo es un requisito para tener un panorama completo de los datos oceanográficos, sino que puede ser usada simultáneamente para mediciones climáticas, predicciones y colecta de datos sobre los cambios del clima. Una estación meteorológica debe coleccionar y registrar datos automáticamente, incluyendo como mínimo, mediciones de la velocidad y dirección del viento, precipitaciones, temperatura del aire y presión atmosférica. Las mediciones de la velocidad y dirección del viento deben hacerse 10 m sobre el nivel del suelo, lo cual, para aplicaciones oceanográficas es idealmente a 10 m sobre MSL, con la estación meteorológica localizada sobre una plataforma o boya en el océano costero. En tanto que la medición de los componentes del vector del viento deben medirse cada segundo, o con mayor frecuencia, y después promediados por ~1 minuto antes de ser registrados a los tiempos predeterminados, generalmente cada hora. Lo mismo sucede generalmente con las lecturas de la temperatura del aire y presión, a pesar de que generalmente no necesitan ser muestreadas tan frecuentemente como el viento. Las precipitaciones, por su parte, son medidas y registradas como un valor integrado para cada período de 24-horas.

## Anemómetro de Mano

Un anemómetro de mano es un instrumento con la capacidad de medir la velocidad del viento (utilizando generalmente un impeedor), la dirección del viento (con una brújula integrada), y un sensor de temperatura de aire para el registro manual de estos parámetros mientras se hace el transecto o las mediciones ocasionales en la región del SAM.

## 7.5 INSTRUCCIONES SOBRE EL USO DE INSTRUMENTOS

Para hacer lecturas correctas durante el monitoreo, los instrumentos necesitan utilizarse correcta y consistentemente. Aquí encontrará algunas instrucciones generales para el uso de los equipos que ayudará a mejorar la calidad y confiabilidad de los datos.

### Unidad GPS



La mejor manera de aprender a utilizar un GPS es, por supuesto, adquiriendo un receptor GPS y probándolo en la práctica. Siempre estará acompañado de instrucciones detalladas en la forma de un manual que explican como utilizarlo.

Los receptores GPS están disponibles en diferentes tamaños, desde los más pequeños de mano, hasta los sistemas más grandes y complejos. En la mayoría de los casos, tienen una pantalla en la cual se muestra el estatus del receptor y la medición real. La mayoría de los modelos disponibles actualmente tienen también una salida para computadora por medio de la cual el instrumento se puede conectar a una PC que tenga el software adecuado.

Un receptor GPS no funcionará bien dentro de edificios o cerca de muchos objetos de gran altura (como los edificios en una ciudad) que detengan o reflejen las transmisiones satelitales de alta frecuencia. Un área más o menos nivelada con un horizonte completo (por ejemplo, en un barco fuera de la costa) recibirá la mejor señal. El GPS conoce su posición geográfica aproximada (puede que le tenga que indicar en que país se encuentra) y establecerá una lista de satélites que se encuentren en ese momento sobre el horizonte local. Después adquirirá las señales satelitales y mostrará la fuerza de la señal de cada satélite obtenido. Cuando se reciben señales de cuando menos tres satélites, el GPS es capaz de realizar un cálculo (haciendo una triangulación) de su posición geográfica, dando la longitud y latitud, ya sea en grados decimales o metros. Cuando se consiguen más de tres satélites, añadirá la altura sobre el nivel del mar. Esto no es exacto, y debe ser corregido utilizando algún dato local. Si se prolonga la sesión del receptor GPS se mejorará un tanto la exactitud de la posición. Puede tomar algún tiempo el asegurar la precisión. Una vez que la posición ha sido establecida, el receptor GPS se puede mover

de lugar. El GPS puede indicar con exactitud la posición y dirección en la que se desplaza (en grados) mientras está en movimiento. En este sentido actúa como una súper-brújula.

Muchos instrumentos GPS pueden guardar series de posiciones momentáneas las cuales despliegan la ruta del viaje. Esto puede ser muy útil cuando se está viajando por territorio desconocido, ya que se puede seguir de regreso a la posición original. Se pueden guardar en el GPS una serie de puntos de paso, (ej., puntos de muestreo o waypoints) y se pueden cargar a una computadora. Los puntos de paso (waypoints) también se pueden ingresar en la mayoría de los receptores GPS. El GPS también puede ser usado para hacer lecturas de la distancia y dirección a un punto específico de muestreo.

### **Procedimiento Operativo General para establecer y reubicar sitios de monitoreo y localidades marcadas:**

1. Después de encender el GPS y se haya determinado su posición, presione "MARK"
2. Nombre el punto de referencia utilizando las flechas ARRIBA/ABAJO para cambiar los caracteres y las flechas IZQUIERDA/DERECHA para mover el cursor. Una forma cómoda de describir cada sitio es con un código único de cuatro letras
3. Presione "ENTER" después de dar entrada al nombre deseado para el punto de referencia
4. Esto debe aceptar la latitud y longitud presentes, si no, presione "ENTER" para darles entrada

### **Algunas unidades GPS permiten al usuario ir hacia "Go To" un punto de paso (sitio marcado). Para ir a un punto de paso:**

1. Presione "GO TO"
2. Use las flechas IZQUIERDA/DERECHA hasta que se muestre el destino deseado
3. Presione "ENTER"
4. Se despliega una brújula con una flecha indicando el rumbo hacia la siguiente estación. Una flecha direccional se puede utilizar en conjunto con, más no en lugar de, cartas de navegación cuando se está viajando entre los sitios del muestreo

Solo es necesario calibrarlo si se mueve a mas de 300 millas de la posición original. La calibración es utilizada para ajustar la elevación, posición inicial de la tierra, fecha y hora. (Estas instrucciones para GPS son para el modelo "Magellan GPS 310 Handheld" y fueron tomadas de USVI Coastal Zone Management Program: Water Quality Monitoring Manual, 2001).

### **Perfilador de Transecto CTD y Registro de Series de Tiempo**



#### **Mantenimiento**

El elemento más importante en el mantenimiento eficaz de un CTD (o la mayoría de los demás instrumentos oceanográficos) es el evitar guardar la unidad mojada con agua de mar, o en un ambiente donde salpique agua de mar. Cualquier unidad que se use bajo el agua marina debe ser lavada con una manguera con agua dulce después de su uso y se debe secar con un trapo limpio antes de almacenarla. Cada unidad CTD tendrá un manual de instrucciones (ya sea con la unidad o en un sitio web) el cual dará instrucciones específicas de cómo conducir una revisión preliminar cuando la unidad se recibe, así como de la manera de calibrarla, darle mantenimiento y desplegar el CTD.

#### **Instrucciones Generales para Perfilar**

Revise que los ánodos no estén corroídos y que el hardware y los accesorios externos estén bien asegurados. Refiérase a la información sobre como programar el CTD para la dispersión operativa deseada y confirme que tenga suficiente memoria y batería. Asegúrese que el voltaje de la batería de auto

diagnóstico sea el apropiado.

**Se deben realizar los siguientes pasos antes de poner el perfilador en el agua:**

1. Apague el interruptor magnético
2. Inicialice la memoria
3. Confirme que la hora, fecha y el voltaje de la batería sea satisfactorio y que el número de depósitos y muestras sean iguales a cero
4. Regrese el CTD a un estado estático
5. Cuando termine la comunicación de la computadora con el CTD ponga una pequeña capa de lubricante de silicón en el enchufe simulado y cubra el puerto de conexión I/O
6. Retire la cubierta usada para proteger el instrumento durante su almacenaje y prepárelo para ser instalado (generalmente poniendo otra cubierta protectora sobre el CTD, la cual permite que el agua fluya a través de ella, a veces con un mecanismo de mezcla integrado)
7. Encienda el interruptor magnético y el CTD está listo para introducirse al agua (las instrucciones para el CTD fueron tomadas del manual para el Perfilador CTD SeaBird 19 SEACAT, ver foto arriba)

**Instrucciones Generales para Instalaciones a Largo Plazo**

1. Instale baterías nuevas o asegúrese que las baterías existentes tengan la suficiente capacidad para cubrir el tiempo determinado para el estudio
2. Programe el CTD para su despliegue:
  - a. Fecha y hora
  - b. Descargue todos los datos y deje toda la memoria disponible para registrar los datos (de otra manera, todos los datos registrados serán guardados después del último muestreo registrado)
  - c. Establezca los parámetros de registro
3. Instale un cable o enchufe simulado para cada conector en la tapa protectora principal



- a) Lubrique ligeramente el interior del enchufe simulado/cable conector con lubricante de silicón (DC-4 o equivalente)
- b) Instale el enchufe/cable conector, alineando la protuberancia al lado del enchufe/cable conector con el pin grande (pin 1 – tierra) del CTD. Remueva cualquier burbuja de aire atrapada apretando suavemente el enchufe/conector cerca de la cubierta y moviendo los dedos hacia el final de la tapa
- c) Coloque el manguito de bloqueo sobre el enchufe/cable conector. Apriete el manguito de bloqueo únicamente con los dedos. No lo apriete de más ni use llaves o pinzas

4. Conecte el otro extremo de los cables instalados en el Paso 3 a los sensores apropiados
5. Verifique que el hardware y los accesorios externos estén bien asegurados
6. De ser relevante, retire los tubos/fundas de almacenaje de los sensores y añada cualquier accesorio de seguridad del instrumento (tales como una jaula o armazón)
7. Inmediatamente antes de la instalación:

**Modalidad Normal**

- a. Con el CTD en estado estático ponga el interruptor magnético en la posición de Encendido
- b. Con el CTD encendido, ponga el interruptor magnético en la posición de Encendido y envíe el comando GL o RL

### Modalidad de Espera

- a. Con el CTD encendido envíe el comando de Espera (Standby), espere y entonces ponga el interruptor magnético en la posición de Encendido

### 8. El CTD está listo para ser sumergido en el agua

(Las instrucciones para el CTD fueron tomadas del manual para el SeaBird 25 SEALOGGER CTD, ver foto arriba).

### Optimización de la Calidad de Datos para Perfilado

La velocidad de perfilado aproximada a metro/segundo es generalmente satisfactoria, sin embargo, el movimiento del barco y sus efectos en la calidad de los datos deben ser considerados como cambios en las condiciones operativas. Una velocidad lenta de perfilado puede causar flujos degradados de la celda de conductividad, especialmente en los CTD que no tienen bombas de flujo. La intensidad de la salinidad puede ser severa en áreas de gradiente de temperatura fuertes. En condiciones difíciles, donde el movimiento dinámico del barco es muy grande, la velocidad del perfilado debe incrementarse (tanto como 2-3 metros por segundo) para reducir errores dinámicos.

Los datos de entrada son generalmente de mejor calidad que los datos salida. Los datos de salida se recuperan mejor invirtiendo el CTD, para que los sensores queden en la parte de arriba. El CTD no se debe poner de manera tal que el agua que fluye por los sensores pueda ser contaminada por otros instrumentos. Un CTD con una bomba integral o un mecanismo revolvente puede ser bajado más despacio y tendrá una mejor resolución. En los lugares donde las temperaturas del agua son marcadamente diferentes a la temperatura donde fue almacenado el CTD, se obtendrán mejores datos si se permite que el CTD se equilibre al nivel de la superficie antes del perfilado.

### Medidor de Corrientes o Corrientímetro

**Colecta de Datos del Transecto Usando un Perfilador Acústico de Corrientes de Efecto Doppler** Tomado del “United States Geological Survey” (USGS) <http://www-il.usgs.gov/adcp/reports/KJBiflow.pdf>

El USGS hace colecta de datos de flujo con un “RD Instruments (RDI) 1200 Workhorse Sentinel ADCP” montado en la botavara y sujetado a una lancha inflable de 12-pies. La lancha esta tripulada por un piloto y un operador de ADCP. El Sentinel ADCP es relativamente pequeño (0.4 metros de largo por 0.2 metros de ancho) y ligero (13.0 kilogramos) y está diseñado para instalaciones a largo plazo, con memoria interna y baterías, pero puede ser usado como un sensor directo para la medición de la velocidad de la corriente y áreas cruzadas.



#### Izquierda: Workhorse Sentinel ADCP de RDI

El proceso de colecta de datos comienza estableciendo las condiciones limítrofes para la medición con el ADCP a través de la modificación de un archivo de configuración. Los parámetros tales como profundidad de la celda, distancia supresora (blanking distance), modas del instrumento, y transductor de profundidad bajo la

superficie del agua, deben definirse antes que el ADCP comience la colecta de datos. Mientras la profundidad de la celda decrece, la definición vertical de la velocidad dentro del conjunto aumenta, pero los errores en la medición de la velocidad también aumentan. La distancia supresora mueve la ubicación de la primera celda más lejos de la cabeza del transductor para dar a los circuitos un tiempo de recuperación de transmisión antes que el ciclo de recepción comience. La modalidad del instrumento cambia a un pulso transductor diferente para cada condición diferente en el flujo. La profundidad del transductor bajo la superficie del agua es necesaria para computar la profundidad total de la masa de agua. Dentro del archivo de configuración hay una opción en la cabeza del transductor para establecer la salinidad, pero durante la adquisición de datos, la salinidad esta ajustada a cero. Los ajustes de la salinidad se hacen cuando se procesan los datos.

La elección de la localidad adecuada es crítica para realizar una medición de transecto obteniendo datos óptimos. La localidad del transecto está limitada a los canales de flujo. Debe estar lo suficientemente alejada de obstrucciones para evitar turbulencia, la cual interfiere con el procesamiento de las señales del ADCP. La localidad también debe elegirse donde el flujo no es poco profundo (menos de 1 metro) o muy lento (menos que 0.05 metros por segundo) para que pueda ser medida por el ADCP.

Un transecto de medición se hace navegando el barco en una línea recta normal a la dirección del flujo, mientras el ADCP recoge datos de profundidad, distancia y velocidad. Una medición generalmente principia y termina en la localidad más cercana a cada banco donde la profundidad es mayor a 1 metro. En este caso, la distancia desde la orilla al ADCP debe ser medida al principio y al final de cada transecto y es utilizada después para calcular la descarga de las orillas de la sección transversal de medición. Se deben realizar un mínimo de cuatro transectos, que después se promedian durante el procesamiento de datos.

### Descripción de la Condición del Agua

1. Determine las condiciones de la superficie al momento de colecta, ya sea que esté en calma o agitada, picada, o que haya oleaje presente
2. Describa el color del agua en el sitio de colecta
3. Huela el aire. Tome nota del olor (si es que lo hay) en la hoja de campo y descríballo
4. Registre cualquier comentario general y señales de contaminación

### Pluviómetro

#### Pluviómetro Manual

1. Coloque el pluviómetro en un espacio abierto lo suficientemente alejado de edificios, árboles, cables y otras obstrucciones que puedan causar contaminación o que puedan desviar la precipitación. El pluviómetro puede estar localizado en los terrenos de la escuela para hacer más cómodas las lecturas semanales.

**Nota:** No debe haber ninguna obstrucción a un ángulo de 45 grados sobre de la parte superior del pluviómetro. Coloque el indicador cuando menos a 20 pies de cualquier obstrucción de 20 pies de altura.

2. Sujete el indicador a un poste montado en un lugar relativamente seguro. Asegúrese de que la parte de arriba está aproximadamente a 1-2 pulgadas arriba del poste para prevenir que el agua salpique al indicador.
3. Marque la cantidad de la precipitación al 0.01 de pulgada más cercano.
4. Vacíe el indicador después de cada lectura.

**Nota:** En días soleados puede haber cierta evaporación en el indicador. Use una pequeña cantidad de aceite mineral claro para prevenir la evaporación del contenedor. Es posible que tenga que vaciar el indicador con más frecuencia cuando haya tormentas.

### **Pluviómetro Digital**

Este instrumento mide y registra las precipitaciones y debe ser montado dentro de la línea divisoria de los sitios que se están monitoreando, en una localidad nivelada, protegida de vientos fuertes y que no la obstruyan salientes o ramas de árboles. También debe estar en un sitio accesible para su limpieza regular.

**Mantenimiento:** Un pluviómetro digital se debe limpiar cuando menos dos veces por año.

1. Desconecte el cable de recolección
2. Separe el cono de la base
3. Use agua tibia jabonosa y un trapo limpio para limpiar el cono, las pantallas del cono y el cubo de polen, tierra, y otros desechos
4. Use un limpia pipas para limpiar el orificio del embudo en el cono y las mallas de drenaje de la base
5. Cuando todas las partes estén limpias, enjuague con agua limpia
6. Reconecte el cono y reemplace la malla
7. Reconecte el cable recolector

El registrador necesitará reemplazo de baterías varias veces al año. El registrador de datos generalmente tendrá (cuando esté cerrado y asegurado) una funda a prueba de agua. Los componentes electrónicos no deben mojarse con lluvia ni condensación. Si se llegaran a mojar, retire la batería inmediatamente y seque completamente el panel con una secadora de pelo antes de reinstalar la batería. También tiene dentro un paquete para absorber la humedad. Este debe ser cambiado cada vez que se reemplace la batería.

Un pluviómetro digital recolectará y drenará el agua de lluvia automáticamente. Para descargar los datos, el registrador debe ser removido y llevado a la computadora o a la computadora portátil. Un pluviómetro digital no debe necesitar ser calibrado (esto se hace en la fábrica) pero es posible ajustar la calibración si fuera necesario. Las instrucciones para calibración se pueden encontrar en el manual de instrucciones. Las instrucciones para el pluviómetro digital fueron tomadas de "USVI Coastal Zone Management Program: Water Quality Monitoring Manual", 2001.

### Anemómetro Manual



1. Párese de cara al viento
2. Sostenga el indicador de tal manera que no obstruya a los instrumentos de medición de viento
3. Sosténgalo a la altura de la cabeza aproximadamente
4. Registre la lectura más consistente, en lugar de las ráfagas más altas
5. Asegúrese de usar la escala apropiada durante vientos suaves

### Transmisómetro o OBS



### Indicador del Nivel del Agua (Marea)



### Boya Oceanográfica



### Medidor Direccional de Oleaje



## 7.6 ANALISIS DE DATOS

Para que cualquier medición oceanográfica o programa de monitoreo tengan validez, es esencial someter los datos a un análisis cuidadoso y sistemático para asegurar su alta calidad y consistencia y así poder hacer afirmaciones acerca de las variaciones en cada parámetro y las relaciones entre los diferentes parámetros, tanto localmente como a través de la región del SAM. Una serie de pasos de análisis deben ser parte del procedimiento estándar.

### Inspección de los Datos

Todos los datos deben ser trazados e inspeccionados visualmente como una forma de control de calidad. No es posible generalizar todas las acciones a seguir en el caso de datos erróneos o sospechosos. Sin embargo, los picos grandes más obvios en los puntos o en los datos deben ser eliminados. A menudo, los datos del CTD presentan un problema con picos grandes en conductividad o salinidad. En general, los valores de los parámetros que caen a más de tres desviaciones estándar de la media de cualquier serie de tiempo (o espacio) son sospechosos y no deben ser aceptados automáticamente. Una disminución gradual en la intensidad de la señal de una serie de tiempo denota generalmente un crecimiento biológico (percebes, algas, etc.) en el sensor o un descenso de la energía en la batería. Los cambios escalonados en la señal de una serie de tiempo generalmente denotan una reubicación involuntaria del sensor (horizontalmente o verticalmente) o pérdida de potencia. El método inicial y la inspección de control de calidad de los datos oceanográficos físicos son realizados generalmente utilizando un software de hojas de cálculo electrónicas.

### Tablas de Datos y Síntesis de Datos

Para utilizar el software de hojas de cálculo electrónicas, se debe desarrollar mensualmente una tabla de datos, incluyendo como renglones en la hoja de cálculo todos los parámetros medidos y algunos calculados. Los parámetros deben ser expresados en unidades SI. Las columnas son::

- a) Parámetro, el nombre de la variable
- b) Latitud, expresada como □N en grados decimales
- c) Longitud, expresada como □W en grados decimales
- d) Año (cuatro dígitos)
- e) Mes (dos dígitos, 1-12)
- f) Día (dos dígitos, 1-31)
- g) Hora (dos dígitos, 0-23)
- h) Minutos (dos dígitos, 0-59)
- i) Hora base, expresada ya sea como "GMT" u "Hora estándar Local"
- j) Día Juliano [JD] (0.0000-365.9999, usando siempre cuatro decimales – este parámetro es calculado)
- k) **n**, el número de muestras de alta calidad aceptables para el mes
- l) Promedio, el promedio aritmético del valor de los datos de alta calidad **n**
- m) SD, la desviación estándar del valor de los datos de alta calidad **n**
- n) Max, el valor máximo registrado para el valor de los datos de alta calidad **n**
- o) Min, el valor mínimo registrado para el valor de los datos de alta calidad **n**
- p) Calidad, expresada como % aceptable de puntos de datos en el mes para cada parámetro. Esto es calculado para los datos cada hora ( $n \cdot 100 / 720$ ) o ( $N \cdot 100 / 744$ ) para los meses de 30-días o 31-días, respectivamente.

Esta tabla de datos y los datos en bruto que se utilizaron para producir la tabla son apropiados para archivar a largo plazo en una base de datos, tal como la de SRIA.

Los cálculos antedichos son apropiados para datos escalares, pero no son apropiados para los datos del vector de corrientes y del vector del viento, siempre que estos vectores sean expresados como magnitud y dirección. Las estadísticas calculadas sobre la dirección producirán información

incorrecta. De preferencia, tanto la velocidad de la corriente como la del viento y sus direcciones deben descomponerse en velocidades de componentes escalares y se añadirán a la tabla de parámetros arriba mencionada. Esta descomposición se puede hacer fácilmente en una hoja de cálculo.

Si la magnitud de la velocidad de la corriente se expresa como  $V$ , la dirección registrada de la corriente magnética hacia la cual fluye la corriente se expresa como  $\phi$ , la inclinación magnética local se expresa como  $\alpha$  (positiva para declinación del este y negativa para declinación del oeste), la velocidad del componente de la corriente norte-sur se expresa como  $v$  (positivo hacia el norte), y la velocidad del componente este-oeste se expresa como  $u$  (positivo hacia el este), el componente escalar de las velocidades de la corriente son calculados como:

$$u = |V| \sin(\phi - \alpha)$$

$$v = |V| \cos(\phi - \alpha)$$

Esto es ligeramente diferente a los componentes de velocidad del viento, ya que la dirección del viento, a diferencia de las corrientes, es registrada como la dirección desde donde sopla el viento. En el caso de los vientos, la transformación de la descomposición es:

$$u = -|V| \sin(\phi - \alpha)$$

$$v = -|V| \cos(\phi - \alpha)$$

Se debe hacer notar que una vez que las corrientes y los vientos han sido descompuestos en componentes escalares de velocidad, la convención oceanográfica debería ser adoptada universalmente, i.e. tanto los componentes de viento como componentes de marea denotan la dirección hacia la cual la corriente fluye o el viento sopla.

### Ploteo de Datos

Todas las series de tiempo escalares (incluyendo las velocidades deducidas del viento y las velocidades de la corriente) y todos los datos del transecto deben ser ploteados para cada mes y para cada transecto, respectivamente. Para las series de tiempo, cada parámetro (eje vertical) de la serie de tiempo debe ser ploteado contra el tiempo (eje horizontal), en donde el eje de tiempo debe ser expresado como JD. Asimismo, las series de tiempo de componentes de velocidad ADCP de bin múltiple deben ser ploteadas vs. tiempo (JD), donde el eje vertical es la profundidad del agua variable por la marea y los valores de los componentes de velocidad son contornos interpolados. El típico ploteo de series de tiempo tiene un radio de ~1:10 (vertical / horizontal). Para el ploteo de datos de transecto, el eje vertical es la profundidad del agua, el eje horizontal es la distancia, y los valores de los parámetros son contornos interpolados. Además, para ayudar a la interpretación de los datos, se acostumbra plotear los datos de viento y corriente como diagrama de barras, diagramas progresivos de vector (PVD), y como ploteo polar (similar a la rosa de los vientos). Los detalles acerca de como realizar tales ploteos se pueden encontrar en Emery y Thomson (1997).

### Análisis Armónico

Los análisis estándar de los datos de la elevación del nivel del mar (marea) incluyen análisis armónicos de los datos del nivel del agua recolectados cada hora (o más frecuentemente) durante cuando menos 29 días seguidos (696 horas) pero idealmente durante un año o más. Los detalles del análisis armónico están explicados en la mayoría de los textos de oceanografía física estándar, incluyendo a Pugh (1987) y Franco (1988).

## **Análisis Espectral**

Para explorar la variabilidad estadística de un parámetro oceanográfico medido como una serie de tiempo y el grado al que se relacionan las variables de la serie (correlacionado) con las variables de otro parámetro de series de tiempo medido simultáneamente, se acostumbra calcular la varianza de espectro de cada serie de tiempo, la magnitud de los espectros cruzados, la fase de los espectros cruzados, y el espectro de coherencia cuadrado (i.e. que tan bien se correlacionan dos series en función de frecuencia). Los detalles de tales análisis están detallados en textos oceanográficos estándar tales como Emery y Thomson (1997).

## **Interpretación y Modelos Oceanográficos**

Los análisis de datos previos y aquellos producto de la visualización son relativamente estándar, pero muy lejos de ser intrascendentes. Funcionan como los puntos de partida para la interpretación de la oceanografía física de una región tal como la región del SAM, y los datos necesarios para calibrar y validar modelos numéricos de circulación hidrodinámica.

## **7.7 PROGRAMAS DE COMPUTO**

Los proyectos oceanográficos físicos generalmente generan grandes cantidades de datos. Por ejemplo, un muestreo con el correntímetro ADCP a 40 Hz a 25 de profundidad vertical (bins), genera anualmente 31 billones de juegos de pares de velocidades y direcciones. Estos datos son reducidos a 200,000 juegos de pares de horario de velocidades y direcciones después de reducir los valores por hora. Por lo tanto, es completamente impráctico analizar datos oceanográficos físicos sin el apoyo de una computadora. Considerando el bajo costo actual de una potente computadora de escritorio o personal, es tan primordial como sencillo el asegurarse que el oceanógrafo físico tenga acceso a una amplia capacidad computacional. Esto puede ser proporcionado en la forma de un procesador (1.2 GHz o más velocidad) Pentium IV o su equivalente con abundante memoria RAM (cuando menos 512 Mb) y abundante espacio de memoria (20 GB o más) en el disco duro. Además, el oceanógrafo físico necesita darle un uso eficiente a los diversos tipos de software disponible, incluyendo:

### **Software para Hojas de Cálculo Electrónicas**

Tanto Microsoft Excel como Corel Quattro son excelentes opciones para manejo de datos, análisis de control de calidad y cálculos estadísticos básicos.

### **Software de Ploteo**

A pesar de que el software de la hoja de cálculo generalmente trae funciones de ploteo, los programas de alta calidad especializados en ploteo de datos harán generalmente un mejor trabajo. Los programas de software sugeridos incluyen Grapher, Surfer, Sigma Plot, y Matlab.

### **Análisis de Datos y Software de Visualización**

Dos excelentes opciones que son utilizadas por oceanógrafos físicos son Matlab y MathCad con extensas bases de usuarios y con muchos módulos de programa disponibles.

### **Software de Programación**

Matlab es una excelente elección de software para programación y es usado frecuentemente por oceanógrafos físicos alrededor del mundo. Sin embargo, para modelos muy grandes de simulación numérica más complejos, FORTRAN es aún el lenguaje de programación preferido.

## 8. REFERENCIAS

### ARRECIFES CORALINOS Y ECOSISTEMAS ASOCIADOS

AGRRA. (2000). Atlantic and Gulf Rapid Reef Assessment (AGRRA). The AGRRA Rapid Assessment Protocol. <http://www.coral.noaa.gov/agra/method/methodhome.htm>

AGRRA (1999). Atlantic and Gulf Rapid Reef Assessment (AGRRA). Mesoamerican Reef System Workshop. May 17-21, 1999. RSMAS, University of Miami.

Bass, D.K. and Miller, I.R. (1998). Crown of thorns, starfish and coral surveys using the manta tow and scuba search techniques. Long-term Monitoring of the Great Barrier Reef. Standard Monitoring Procedure No. 1. Australian Institute of Marine Science, Townsville, Online Reference Series. <http://www.aims.gov.au/pages/research/reef-monitoring/lrm/mon-sop1/mon-sop1-00.html>

Bruckner, A. and Bruckner, R. (1998). Coral disease and predation cards for field use. NOAA. Set of cards kindly provided by A. Bruckner. [arbruckner@hotmail.com](mailto:arbruckner@hotmail.com)

CARICOMP (2001). Caribbean Coastal and Marine Productivity (CARICOMP). A Comparative Research and Monitoring Network of Marine Laboratories, Parks and Reserves. CARICOMP Methods Manual Levels 1 and 2. CARICOMP Data Management Center and Florida Institute of Oceanography. March 2001. 91 pp.

Cintron, G. and Shaeffer Novelli, Y. (1984). Methods for studying mangrove structures. In: S.C. Snedaker and J.G. Snedaker (Eds). The Mangrove Ecosystem: Research Methods. UNESCO Monographs on Oceanographic Methodology, 8. Pp. 91-113.

CPACC (2000). Using videotape to Sample Corals. U.S. Geological Survey, Biological Resources Division. Virgin Islands Field Station, St John, USVI. 38 pp.

English, S., Wilkinson, C. and Baker, V. (Eds) (1994). Survey Manual for Tropical Marine Resources. Australian Institute of Marine Science, Townsville, 368 pp.

García Salgado, M.A. (In prep.). Protocolo Métodos para la Caracterización y Monitoreo de Comunidades Arrecifales. Borrador. Comisión Nacional de Areas Naturales Protegidas. México. 25 pp.

Golley, F.; Odum, H.T. and Wilson, R.F. (1962). The structure and metabolism of a Puerto Rican red mangrove forest in May. *Ecology* 43: 9-19.

Halford, A.R. and Thompson, A.A. (1994). Visual census surveys of reef fish. Standard Operational Procedure No. 3. Long-Term Monitoring of the Great Barrier Reef. Australian Institute of Marine Sciences, Townsville. December 1994. 22 pp.

Hawley, N. (1988). Flow in cylindrical sediment traps. *Journal of Great Lakes Research* 14: 76-88.

Humann, P. (1994). Reef Fish Identification – Florida, Caribbean, Bahamas. 2<sup>nd</sup> Edition. New World Publications, Inc. USA. 396 pp.

Humann, P. (1998). Reef Coral Identification – Florida, Caribbean and Bahamas. 4<sup>th</sup> Edition. New World Publications, Inc. USA. 239 pp.

Lau, Y.L. (1979). Laboratory study of cylindrical sedimentation traps. *Journal of Fisheries Research Board Canada*. 1291.

Lugo, A.E. and Snedaker, S.C. (1975). Properties of a mangrove forest in southern Florida. Proceedings of the International Symposium on the Biology and Management of Mangroves. Hawaii. October, 1974. 1: 170-212.

Moran, P.J. and De'ath, G. (1992). Suitability of the manta tow technique for estimating relative and absolute abundances of crown-of-thorns starfish (*Acanthaster planci* L.) and corals. *Australian Journal of Marine and Freshwater Research* 43: 357-378.

Mundy, C.N. (2000). An appraisal of methods used in coral recruitment studies. *Coral Reefs* 19(2): 124-131.

Page, C.; Coleman, G.; Ninio, R. and Osborne, K. (2001). Surveys of sessile benthic communities using the video technique. Standard Operational Procedures No. 3. 2001 Edition. Long-Term Monitoring of the Great Barrier Reef. Australian Institute of Marine Science, Townsville.  
<http://www.aims.gov.au/pages/research/reef-monitoring/lrm/mon-sop2-2001/sop2-2001a.html>

Poche, A. Jr. and Shaffer, G.P. (2003). Minimizing salinity impacts to growth and survival of Bald cypress (*Taxodium distichum*) seedlings: Comparison of three habitat types for potential use in restoration projects. <http://www.selu.edu/Academic/ArtsSciences/connections/journal7/poche.htm>

Pool, D.J.; Snedaker, S.C. and Lugo, A.E.. 1977. Structure of mangrove forests in Florida, Puerto Rico, Mexico and Costa Rica. *Biotropica* 9:195-212.

REEFCHECK (2001). ReefCheck Survey Instruction Manual. <http://www.reefcheck.org/methods.htm>

Rogers, C.S.; Garrison, G.; Grober, R.; Hillis, Z.-M. and Franke, M.A. (2001). Coral Reef Monitoring Manual for the Caribbean and Western Atlantic. St John, U.S. Virgin Islands. 107 pp.

Sale, P.F. (1997) Visual census of fishes: how well do we see what is there? *Proceedings of the 8<sup>th</sup> International Coral Reef Symposium* 2: 1435-1440.

Sale, P.F.; Kritzer, J.P. and Arias-Gonzalez, E. (2002). Recommendations for a Synoptic Monitoring Program in the Mesoamerican Barrier Reef Region. Second Report on Coral Reef Ecology to MBRS/SAM PCU. 48 pp.

Segal, B., Castro, C.B. (2001). A proposed method for coral cover assessment: a case study in Abrolhos, Brazil. *Bulletin of Marine Science* 69: 487-496.

Schmitt, E.F.; Wells Feeley, D. and Sullivan Sealey, K.M. (1998). Surveying Coral Reef Fishes: A Manual for Data Collection, Processing and Interpretation of Fish Survey Information for the Tropical Northwest Atlantic. Media Enterprises, Ltd. PO Box N-9240 Nassau, Bahamas. 84 pp.

Snedaker, S.C. and Snedaker, J.G. (1984). The Mangrove Ecosystem: Research Methods. UNESCO Monographs on Oceanographic Methodology, 8; 251 pp.

Stenek, R. (2003). Proposal for Coral Reef Work. Included in an email communication on coral recruitment to P. Almada-Villela, MBRS Project Coordinating Unit. 24 February 2003.

Talbot, F. and Wilkinson, C. (2001). Coral Reefs, Mangroves and Seagrasses: A Sourcebook for Managers. ICRI, AIMS, GCRMN, GBRRF, IUCN, CORDIO, WWF. 1993 pp.

Woodley, J.D. (1999). Site selection protocol – draft. CPACC report. 8 pp.  
<http://www.cpacc.org/download/siteselec.pdf>

Yund, P.O.; Gaines, S.D. and Bertness, D.D. (1991). Cylindrical tube traps for larval sampling. *Limnology and Oceanography* 36: 1167-1177.

Zieman, J.C. (1974). Methods for the study of the growth and production of turtle grass, *Thalassia testudinum*. *Konig. Aquaculture* 4: 139-142.

## CONTAMINACION

APHA; AWWA and WPCF. (1989). *Métodos Normalizados para el Análisis de Aguas Potables y Residuales*. Ediciones Díaz de Santos, S. A. Madrid, España.

Ariese, *et.al.* (1993). Synchronous fluorescence spectrometry of fish bile: A rapid screening method for the biomonitoring of PAH exposure. *Aquatic toxicology* 26: 273-286.

Ass, E.; Beyer, J. and Goksoyr, A. (1998). PAH in fish bile detected by fixed wavelength fluorescence. *Marine Environmental Research* 46 No. 1-5: 225-228.

Bernard Kwaku-Menssah Gadagbui and Goksoyr, A. (1996). CYP1A and other biomarker responses in the Volta River (Ghana) using caged tilapia (*Oreochromis niloticus*) and sediment exposed mudfish (*Clarias anguillaris*). *Biomarkers* 1: 252-261.

Ellman, G.; Courtney, K.; Andres, J. and Featherstone, R. (1961). A new and rapid colorimetric determination of acetylcholinesterase activity. *Biochemistry and Pharmacology* 7:88-95.

Beyer, J.; Sandvik, M.; Hylland, K.; Fjeld, E.; Egaas, E.; Ass, E.; Skare U. and Goksoyr, A. (1996). Contaminant accumulation and biomarker responses in flounder (*Platichthys flesus* L.) and Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) exposed by caging to polluted sediments in Sorfjorden, Norway. *Aquatic Toxicology* 36: 75-98.

Lowry, O.; Rosebrough, N.; Lewis, A. and Randal, R. (1951). Protein measurement with the Folin phenol reagent. *Journal of Chemistry* 193:265-275.

Parsons, T.R.; Maita, Y. and Lalli, C.M. (1984). *A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis*. Pergamon Press, Oxford, UK, 199 Pp.

Strickland, J.D.H. and Parsons, T.R. (1972). *A Practical Handbook of Seawater Analysis*. Fisheries Research Board of Canada. Ottawa, Canada, 310 Pp.

UNEP/IAEA (1982a). Determination of DDT's, PCB's, PCC's and Other Hydrocarbons in Sea Water by Gas Chromatography. Reference Methods for Marine Pollution Studies No. 16. Geneva.

UNEP/IAEA (1982b). Determination of DDTs and PCBs in Selected Marine Organisms. Reference Methods for Marine Pollution Studies No. 14. Geneva.

UNEP/IAEA (1984). Sampling of Selected Marine Organisms and Simple Preparation for the Analysis of Chlorinated Hydrocarbons. Reference Methods for Marine Pollution Studies No. 12. Geneva.

UNEP/IAEA (1986). Determination of DDTs and PCBs in Marine Sediments. Reference Methods for Marine Pollution Studies No. 40. Geneva.

## OCEANOGRAFIA FISICA

Emery, W.J. and Thomson, R.E. (1997). *Data Analysis Methods in Physical Oceanography*. Pergamon Press. 634 pp.

Foffnoff, N.P. and Millard, Jr., R.C. (1983). *Algorithms for Calculation of Fundamental Properties of Sea Water*. UNESCO Technical Papers in Marine Science, 44. 53 pp.

Franco, A.S. (1988). *Tides - Fundamentals, Analysis and Prediction*. Fundação Centro Tecnológico de Hidráulica. São Paulo, Brazil. 249 pp.

Heyman, W.D. and Kjerfve, B. (2001). Gulf of Honduras. In: U. Seeliger and B. Kjerfve (Eds). *Coastal Marine Ecosystems of Latin America*. Ecological Studies, Vol. 144. Springer-Verlag. Heidelberg. 360 pp; pp. 17-32.

Heyman, W.D. and B. Kjerfve (1999). Hydrological and oceanographic considerations for integrated coastal zone management in southern Belize. *Environmental Management* 24(2):229-245.

Kjerfve, B. (Ed.) (1999). *CARICOMP - Caribbean Coral Reef, Seagrass and Mangrove Sites*. Coastal Regions and Small Islands Papers 3. UNESCO, Paris. 345 pp.

Kjerfve, B. (1981). Tides of the Caribbean Sea. *Journal of Geophysical Research* 86(C5):4243-4247.

Kjerfve, B. (1979). Measurement and Analysis of Water Current, Temperature, Salinity, and Density. In: K.R. Dyer (Ed.). *Estuarine Hydrography and Sedimentation* Cambridge University Press. 230 pp; pp. 186-216.

Kjerfve, B.; Wiebe, W.J.; Kremer, H.H.; Salomons, W. and Crossland, J.I.M. (Eds) (2002). *Caribbean Basins - LOICZ Global Change Assessment and Synthesis of River Catchment/Island Coastal Sea Interaction and Human Dimensions*. LOICZ Reports & Studies No. 27, LOICZ, Texel, The Netherlands. 158 pp.

Ochoa, J.; Sheinbaum, J.; Badan, A.; Candela, J. and Wilson, D. (2001). Geostrophy via potential vorticity inversion in the Yucatan Channel. *Journal of Marine Research* 59: 725-747.

Pugh, D.T. (1987). *Tides, Surges and Mean Sea-level - A Handbook for Engineers and Scientists*. John Wiley & Sons. 472 pp.

Sheinbaum, J.; Candela, J.; Badan, A. and Ochoa, J. (2002a). Floor structure and transport in the Yucatán channel. *Geophysical Research Letters* 29(3): 10-1 – 10-4.

Sheinbaum, J.; Badan, A.; Candela, J. and Ochoa, J. (2002b). Proposal for a Physical Oceanographic Consultancy for the Project: Conservation and Sustainable Development of the Mesoamerican Barrier Reef Systems. 12 April 2002.

Stammer, D. and Wunsch, C. (1999). Temporal changes in eddy energy in the oceans. *Deep Sea Research II* (46): 77-108.

Thattai, D.; Kjerfve, B. and Heyman, W.D. (2003). Hydrometeorology and variability of water discharge and sediment load in the inner Gulf of Honduras, Western Caribbean. *Journal of Hydrometeorology*. (in press).

## 9. APENDICES

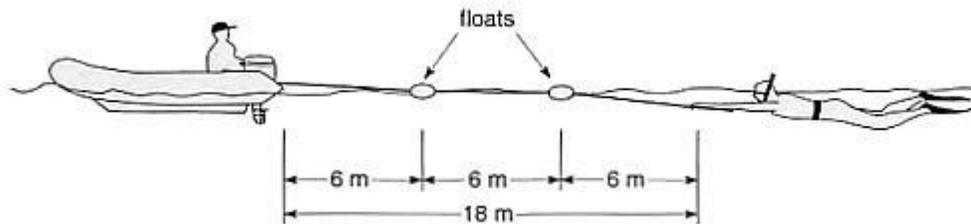
### APENDICE 1

#### TECNICA DE ARRASTRE POR MANTA (Bass y Miller, 1998)

La Técnica de Arrastre por Manta ha sido utilizada por el Programa de Monitoreo a Largo Plazo del “Australian Institute of Marine Science” (AIMS) (Bass y Miller, 1998), como un método de monitoreo estándar a largo plazo. Lo hemos adoptado para el Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM, como una herramienta para proporcionarnos una descripción general de áreas extensas o nuevas de arrecifes y pastos marinos. En contraste con el AIMS, el PMS utilizará esta técnica únicamente como un método anual para la descripción de Sitios, o cuando se evalúe un nuevo arrecife o área de pastos marinos, y no como un método principal de monitoreo.

Además de proporcionar una descripción general de áreas arrecifales extensas, también nos permite evaluar cambios importantes en la abundancia y distribución de organismos arrecifes coralinos. La ventaja del arrastre por manta es que permite que se inspeccionen rápidamente áreas extensas de arrecifes con un mínimo de equipo. Desde los 70's, la técnica de arrastre por manta ha sido utilizada extensamente en la Gran Barrera Arrecifal para prospecciones (a escala total, o parcial del arrecife) extensas. La técnica involucra el que se remolque a un buzo con esnórkel (observador) a una velocidad constante (Figura A1.1). El texto original para esta técnica así como mayores detalles de otros de sus usos se puede encontrar en el Sitio Web de AIMS:

<http://www.aims.gov.au/pages/research/reef-monitoring/lrm/mon-sop1/mon-sop1-00.html>



**Figura A1.1** La técnica de arrastre por manta (Bass y Miller, 1998)

El observador se sujeta a una ‘tabla para arrastre por manta’ atada a una embarcación pequeña con una cuerda de 17 metros de largo. Esta persona realiza una evaluación visual de las variables específicas durante cada arrastre (2 minutos de duración), y cuando la embarcación se detiene registra estos datos en una hoja de campo sujeta a la tabla de arrastre (ver Figura A1.2). La técnica de Arrastre por Manta ha sido resumida en las siguientes páginas.

#### PERSONAL

En áreas extensas, se necesitan un mínimo de cuatro personas para realizar evaluaciones eficientemente. Una persona, nombrada como el líder del crucero, es la responsable de planear el viaje y de asegurarse que las prospecciones sigan un procedimiento estandarizado y seguro.

Las prospecciones son realizadas utilizando dos embarcaciones. Cada una tiene un piloto y un observador y estas responsabilidades se rotan durante la inspección del arrecife. Cada una de las personas debe tener conocimientos del ambiente arrecifal y su fauna, debe ser un buzo (buceo libre) experimentado y debe tener licencia de manejo de lanchas rápidas. En áreas pequeñas, debe ser posible realizar los arrastres por Manta utilizando una sola embarcación.

## EQUIPO

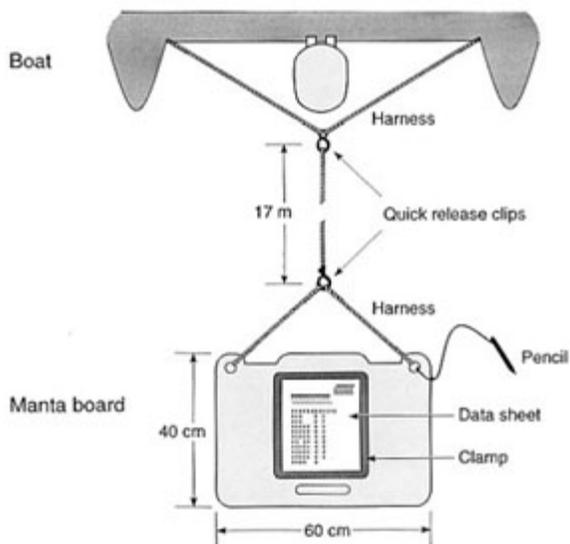
El equipo utilizado para prospecciones de arrastre por manta se enumera a continuación. Se requiere llevar el equipo de campo en cada bote; el equipo extra permanece en el barco.

### Equipo de Campo

1. Una embarcación pequeña (4 m) con motor fuera de borda de 15-20 HP y el equipo de seguridad necesario
2. Radio portátil VHF a prueba de agua
3. Arnés de cuerda que se sujeta al travesaño del barco (Figura A1.2)
4. Tabla para arrastre por manta equipada con arnés y con un lápiz amarrado (Figura A1.2)
5. 17 metros de cuerda de arrastre de 10 mm, con clips de apertura rápida en cualquiera de los extremos (Se sujetan dos pequeños flotadores blancos a intervalos de 6 metros de la tabla de arrastre por manta (Figura A1.1))
6. Hojas de campo impresas en papel sumergible (este se sujeta al receso de la tabla de arrastre por manta con una abrazadera (Figura A1.2))
7. Contenedor con lápices 2B de repuesto, cordel y ligas
8. **Opcional:** Fotostática de una fotografía aérea del arrecife, atornillada a una pizarra con abrazaderas y ligas (la fotostática se hace en papel de dibujo a prueba de agua)
9. Equipo de buceo libre o esnorqueo (máscara, aletas, tubo de respiración o 'esnórkel' y traje de buceo) para cada persona
10. Dos boyas grandes, 2 cuerdas (10 m) y 2 plomadas
11. Reloj digital a prueba de agua, con función de conteo regresivo

### Equipo extra en el barco

1. Hoja de campo
2. Hojas de campo: una para estética arrecifal y 2 para arrastre por manta para cada arrecife
3. Hojas de campo extras (para arrastre por manta y búsqueda con SCUBA)
4. Materiales de escritorio de repuesto
5. Tabla de mareas
6. Caja de herramientas básica y equipo de esnorqueo de repuesto



**Figura A1.2** La tabla de arrastre por manta y sus accesorios (Bass y Miller, 1998)

## PROCEDIMIENTO

Al llegar al arrecife, se debe adoptar el siguiente procedimiento.

1. Antes de comenzar la inspección, los dos equipos deliberan sobre la ubicación del punto de inicio, la trayectoria del arrastre por manta y las condiciones atmosféricas. El líder del crucero debe asegurarse de que todos estén al tanto de las mareas, corrientes, horas de luz de día que quedan, y las condiciones atmosféricas actuales.

**Nota:** Si se espera que el clima empeore, los grupos deben estar de acuerdo en la estrategia a seguir antes de dejar la orilla. Se debe mantener contacto por radio con el personal de tierra y entre los barcos/botes en todo momento. Esto es de particular importancia en los arrecifes grandes donde las dos embarcaciones pueden perder contacto visual.

2. Principie la prospección en el punto de inicio asignado (generalmente en la parte septentrional, o norte, del arrecife) a menos que las condiciones sean inadecuadas.

**Nota:** Los factores tales como viento, rumbo de la corriente y ángulo del sol, pueden alterar el punto de partida. El piloto debe evitar, en la medida de lo posible, el arrastre continuo en dirección al sol. Señale el punto de inicio como '0' en la fotografía aérea. (Las dos embarcaciones empiezan juntas pero proceden en direcciones opuestas alrededor de los perímetros del arrecife, encontrándose en el otro extremo.)

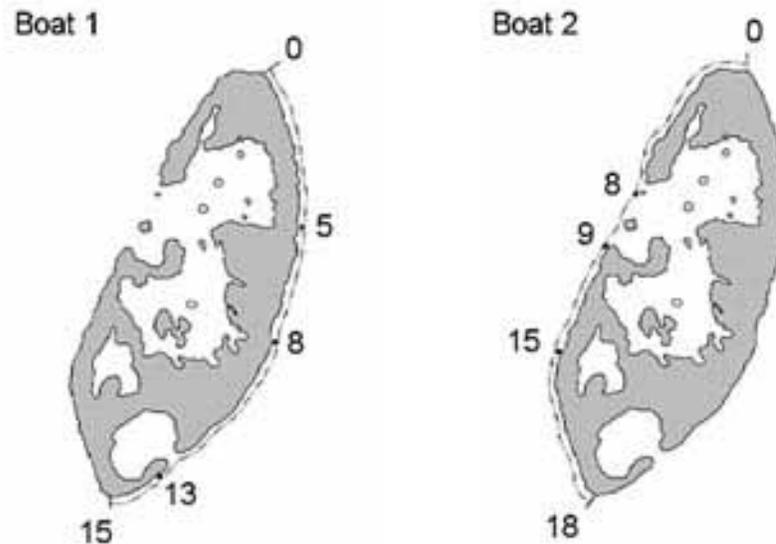
3. Sujete la cuerda de arrastre a los arneses del travesaño para que pueda moverse libremente, y amarre el otro extremo a la tabla de arrastre por manta con el clip de apertura rápida. El observador debe registrar las variables ambientales, tales como condiciones atmosféricas en la parte superior de la hoja de datos, después ponerse el equipo de buceo libre, y entrar al agua con la tabla de arrastre por manta.
4. El observador le indica al piloto para que de inicio al arrastre por manta cuando esté listo/a. El observador y el piloto usan señales de mano para comunicarse información acerca de la trayectoria y velocidad del arrastre (ver English *et al.* 1994). El piloto remolca detrás de la embarcación al observador sujetado a la tabla de arrastre por manta, a una velocidad constante (la velocidad real puede variar, dependiendo del viento y corriente) de aproximadamente 4 km/hr.

**Nota:** Las observaciones generalmente se realizan desde la superficie, sin embargo, cuando se requiera una inspección más cercana, el observador puede maniobrar la tabla de arrastre por manta bajo la superficie. Para sumergirse, incline la orilla principal de la tabla hacia abajo, e inclínela hacia arriba para ascender.

La trayectoria de arrastre debe ser paralela a la cresta del arrecife y lo suficientemente cerca para que el observador vea lo máximo posible de la pendiente del arrecife. El área de registro será variable, dependiendo de la trayectoria de arrastre, velocidad de la embarcación, visibilidad, gradiente del arrecife, distancia del substrato, distribución y densidad de los organismos que se estén contando (Moran y De'ath 1992). Esta variabilidad de la pendiente del arrecife y las condiciones atmosféricas hacen difícil definir un área de registro, sin embargo, los observadores deben de tratar concientemente de restringir el ancho del área de registro a cerca de 10 metros (ver English *et al.* 1994).

5. El piloto toma el tiempo del arrastre por manta y se detiene después de dos minutos parando el motor. La cuerda de arrastre se afloja, lo que permite al observador registrar los datos de ese arrastre (i.e. extensión del arrecife, número y tamaño, porcentaje de cobertura de coral vivo y muerto, arena/escombros y presencia de cicatrices). El piloto debe llevar un registro del número de arrastres y hasta donde sea posible, registrar el número del arrastre y su posición en la fotografía aérea (Figura A1.3). Cuando el observador da la señal de que el

- registro de datos está completo, el piloto recomienza el arrastre, deteniéndose otra vez después de dos minutos.
6. El observador y el piloto cambian sus papeles después del tiempo acordado de antemano, (generalmente después de quince arrastres) para evitar fatiga. Durante el tiempo del intercambio, es importante intercambiar observaciones acerca del arrecife y las condiciones del mar.
  7. Este procedimiento se repite hasta que se hayan observado por entero el perímetro del arrecife. Por lo tanto, una prospección completa consiste de una serie de arrastres consecutivos de dos minutos.



**Figura A1.3** Mapas aéreos del arrecife mostrando la trayectoria de arrastres numerados para cada embarcación (Bass y Miller, 1998)

## PROBLEMAS POTENCIALES

En cualquier momento, si el observador o piloto siente que las condiciones son inapropiadas para el arrastre, deben evaluar la situación, teniendo en cuenta su seguridad. Abajo se enumeran algunos de los problemas más comunes que hacen difíciles las condiciones de arrastre.

1. Mares agitados: Generalmente, el frente del arrecife recibe los mares más agitados en el borde sudeste. Las condiciones del mar agitado pueden hacer el arrastre por manta difícil y peligroso, así que los pilotos deben conocer sus límites. Como guía general, si las olas son mayores de 2 metros, o están rompiendo erráticamente, entonces es inseguro el arrastre por manta. **Nota:** Esta es únicamente una guía y cada persona debe usar su propio criterio. Si en cualquier momento un grupo decide detener el arrastre, se deberá notificar por radio al otro grupo, y decidir acerca de un punto para resumir el arrastre cuando las condiciones sean más adecuadas. Si se hace una interrupción a la trayectoria de arrastre, esta debe ser marcada claramente en la fotografía aérea.
2. Corrientes: Cuando haya una fuerte corriente fluyendo a lo largo del margen del arrecife, se debe modificar la velocidad del arrastre y/o la dirección. Si la corriente lleva el mismo rumbo que la embarcación, el piloto debe desacelerar para compensar la velocidad de la corriente de agua. Si la corriente va en dirección contraria a la embarcación, el piloto debe acelerar el arrastre. Sin embargo, si el observador encuentra difícil el arrastre, este debe terminar ahí y

- continuar más adelante alrededor de los perímetros del arrecife donde la corriente sea menor.
3. Marea baja: Durante la marea baja, el agua puede retroceder del arrecife, exponiendo la cresta periódicamente. En esta situación, el piloto debe guardar su distancia de la cresta del arrecife, para evitar que la embarcación o el observador sean atrapados por la surgencia. En el frente del arrecife, donde el viento empuja a la embarcación contra el arrecife, el piloto debe dirigir la embarcación hacia el viento, especialmente cuando el arrastre se haga durante la marea baja, para evitar ser empujado contra la cresta del arrecife.
  4. Baja visibilidad: Generalmente, si la visibilidad es menor a 6 metros, (i.e. el flotador más cercano de la cuerda de arrastre no es visible) no se deberán realizar las prospecciones. Sin embargo, si solo hay un parche de agua de baja visibilidad, el observador debe continuar registrando datos, y registrar el cambio en la visibilidad en la hoja de datos (ver la sección de visibilidad durante registro de datos). El observador debe evitar sumergirse durante períodos de poca visibilidad.
  5. Canales: Ocasionalmente el perímetro del arrecife se rompe por un canal que puede ser bastante profundo y/o tener una fuerte corriente fluyendo a través de él. Si el canal es profundo (>9 m) y más ancho que aprox. 25 metros, entonces el arrastre debe terminar en un lado del canal y reanudarse en el otro lado. Esta interrupción en la trayectoria de arrastre se debe marcar en la fotografía aérea.
  6. Areas arenosas posteriores: Algunos arrecifes posteriores son generalmente poco profundos y carecen de una orilla sólida, lo que hace difícil determinar la trayectoria de arrastre correcta. En estas áreas, el piloto debe decidirse por una trayectoria de arrastre recta a través de la parte posterior del arrecife para así incluir lo más que se pueda de substrato sólido. Es importante tener en cuenta la orientación del arrecife cuando se selecciona la trayectoria de arrastre y señalar cualquier punto reconocible en la fotografía aérea.

## REGISTRO DE DATOS

### Variables Ambientales

Las variables ambientales registradas incluyen, información acerca de la prospección (Nombre de la Localidad, ID del Sitio, hora, fecha, colecta de datos) y de las condiciones atmosféricas. Las condiciones atmosféricas son registradas como intensidad del viento, cobertura de nubes, estado del mar y marea, y son descritas como:

### Viento

La intensidad del viento es registrada como una categoría del 1 a 5, descrita en la Tabla A1.1.

**Tabla A1.1 Categorías de intensidad del viento**

<u>Categoría</u>	<u>Intensidad del viento</u>
1	0-5 nudos
2	6-10 nudos
3	11-15 nudos
4	16-20 nudos
5	21-25 nudos

### Nubes

La cobertura de nubes es cuantificada en términos de octavos de área del cielo cubierto por nubes. La unidad de medida es la okta. Desde una posición donde se pueda ver por completo el cielo,

calcule la cantidad de nubes como una fracción de ocho. Por lo tanto, un cielo sin nubes es registrado como 0 octavos u oktas y un cielo nublado es registrado como 8 oktas.

### Estado del mar

El estado del mar es descrito por medio de una escala de Beaufort modificada (Tabla A1.2).

**Tabla A1.2 Descripción del estado del mar**

<u>Estado del mar</u>	<u>Descripción</u>
Calma	Lisa como un espejo hasta pequeños rizos
Suave	Olas pequeñas, algunos copetes de espuma blanca
Moderado	Olas moderadas, muchos copetes de espuma blanca
Fuerte	Olas largas, 2-3 m, crestas de espuma blanca por todos lados, algún rocío

### Marea

El estado de la marea se define como bajo, alto, descendente o ascendente y es determina por una Tabla de Mareas. Estos estados se describen en la Tabla A1.3.

**Tabla A1.3 Estado de la Marea**

<u>Estado</u>	<u>Descripción</u>
Bajo	Una hora antes o después de la Bajamar
Alto	Una hora antes o después de la Pleamar
Descendente	El período entre Pleamar y Bajamar
Ascendente	El período entre Bajamar y Pleamar

### Cobertura de Coral Vivo

Los cálculos del porcentaje de cobertura del coral vivo se obtienen del área total de la trayectoria de arrastre observada durante cada periodo de 2 minutos del arrastre por manta. Coral vivo se refiere a los corales vivos constructores de arrecife o Escleractinios. Esto no incluye a los corales no-escleractinios tales como Millepora. Los corales vivos son coloreados por la presencia de tejido vivo y son reconocidos fácilmente por su color y la detallada estructura de los coralitos. Los cálculos del porcentaje de cobertura de corales vivos son registrados como una de 6 categorías (Tabla A1.5).

### Cobertura de Coral Muerto

El coral muerto se define como coral que no está cubierto por tejido vivo pero que todavía tiene una estructura distinguible del corallum. Un coral muerto 'recientemente' es fácilmente reconocible por su color blanco brillante. El esqueleto blanco es entonces colonizado por una sucesión de tipos de algas, inicialmente por alga turf, la cual da un colorido verde/café opaco al coral muerto.

Eventualmente, el alga coralina toma posesión, dándole al esqueleto del coral una apariencia rosa lisa. Para entonces, se pierde la detallada estructura del esqueleto del coral, debido a los colonizadores algales y a la erosión, y la colonia es considerada como parte del substrato, o si está fragmentada, se convierte en escombros. El cálculo del porcentaje de cobertura de coral muerto se registra como una de 6 categorías (Tabla A1.4).

**Nota:** Una vez que el esqueleto del coral queda incrustado de algas coralinas, se considera como substrato y no como coral muerto.

**Tabla A1.4 Cálculos para Porcentaje de Cobertura. Para cada categoría (excepto 0) se añade un signo de adición (+) o de sustracción (-) para denotar si el cálculo de cobertura cae dentro de la mitad superior o inferior de cada categoría**

<u>Categoría</u>	<u>Cálculo de cobertura</u>
0	0
1	0 - 10%
2	11 - 30%
3	31 - 50%
4	51 - 75%
5	76 - 100%

### **Cobertura de Coral Blando**

Los corales blandos, como su nombre lo indica, carecen del duro esqueleto de carbonato de calcio típico de los corales escleractinios. Hay muchas formas de coral blando, pero en una prospección de arrastre por manta buscamos únicamente los corales blandos 'carnosos', tales como aquellos de las familias Mussidae y Caryophylliidae. La cobertura de coral blando también se registra como una de las categorías del porcentaje de cobertura (Tabla A1.4).

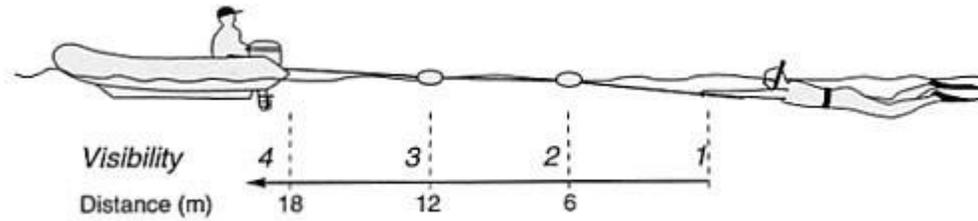
### **Visibilidad**

Los cálculos de la visibilidad del agua son registrados durante el primer arrastre por manta y subsecuentemente cada vez que haya cambios de visibilidad. Un cálculo de visibilidad se hace sumergiéndose bajo la superficie y mirando hacia los dos flotadores sujetos a lo largo de la cuerda de arrastre a intervalos de seis metros.

Dependiendo de lo lejos pueda ver el observador a lo largo de la cuerda de arrastre, la visibilidad se registra como una de cuatro categorías (Tabla A1.5). Por ejemplo, si el observador puede ver el motor de la embarcación y más allá de éste, entonces la visibilidad se anota como de categoría 4 y si no se puede ver el flotador más cercano, entonces la visibilidad se anota como de categoría 1 (Figura A1.4).

**Tabla A1.5 Categorías para calcular la visibilidad**

<u>Categoría</u>	<u>Distancia</u>
1	<6 m
2	6 - 12 m
3	13 - 18 m
4	> 18 m



**Figura A1.4** Categorías de estimación de visibilidad para prospecciones de arrastre por manta (Bass y Miller, 1998)

### Otras Características

Esta columna es para cualquier observación tal como la estructura del arrecife, pendiente, diversidad, abundancia de peces, número de caracoles, langostas, mortalidad coralina o cualquier información adicional que el Censor pueda encontrar de utilidad para obtener una impresión global del arrecife (Ver ejemplo de Formato de Registro de Datos para Arrastre por Manta). Dicha información descriptiva acerca de la estética arrecifal recolectada a través del tiempo puede ser también un buen indicador cualitativo del estado general de un arrecife en particular. Los datos son obtenidos de las observaciones colectivas de los que realizan los arrastres por manta. El resultado es una impresión cualitativa de la topografía y valor del arrecife.

### PROCEDIMIENTO

Al registrar datos del arrastre por manta, el observador escribe notas descriptivas en la 'otra' columna en la hoja de datos de arrastre por manta que describe la pendiente del arrecife y las áreas de cambios. Al final de la jornada de trabajo, estas notas son usadas en conjunto con una deliberación de los observadores para formar una impresión general del arrecife. Para ayudar en la formación de estas impresiones, se han desarrollado una serie de atributos para describir el arrecife. Incluimos una selección de los atributos mencionados abajo para apoyar en las descripciones del arrecife. Para una descripción detallada de este método, por favor refiérase al sitio Web de AIMS: <http://www.aims.gov.au/pages/research/reef-monitoring/lrm/mon-sop1/mon-sop1-00.html>

Abajo hay cuatro renglones, cada renglón corresponde a una zona arrecifal. En cada cuadro, se registra un número o letra representando a una categoría.

### Zona

Las zonas, marcadas en el perfil del arrecife, están catalogadas en la dirección de las manecillas del reloj, empezando por la parte trasera del arrecife (lado de sotavento) (Figura A1.5).

1. Arrecife posterior
2. Bordeante número 1
3. Arrecife frontal
4. Bordeante número 2

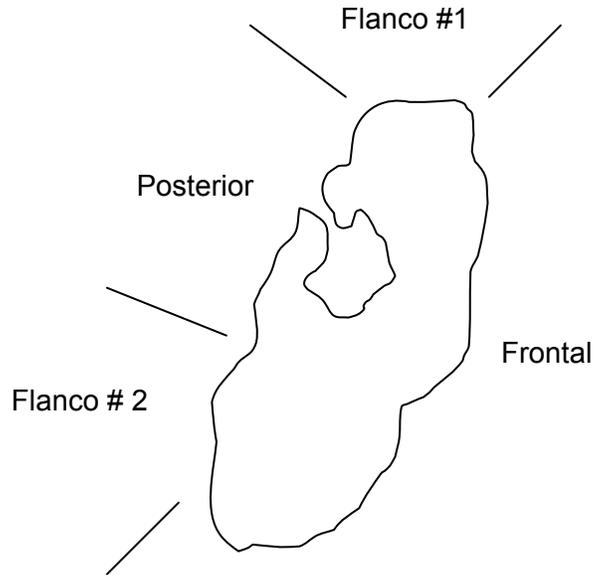
### Pendiente del arrecife

La pendiente arrecifal se define como el ángulo promedio de la pendiente en la zona y ha sido clasificado como sigue:

1. Baja (0 - 20°)
2. Moderada (21 - 45°)
3. Empinada (46 - 75°)
4. Vertical (76 - 90°)

5. Irregular - Si el borde del arrecife no está bien definido, o está formado por "bommies" dispersos.

Pendiente del arrecife posterior- Se describe como una pendiente superior empinada y una pendiente inferior baja, arenosa.



**Figura A1.5** Representación diagramática de un arrecife mostrando las diferentes zonas

**FORMATO DE REGISTRO DE DATOS PARA ARRASTRE POR MANTA EN EL SAM**

MSMP\_A1

Localidad:		Latitud:		Fecha:		Viento:	
ID del Sitio:		Longitud:		Hora:		Nube:	
Registrador:		Mar:		Marea:			
Arrastre No.	Cobertura Coralina		Cobertura SC	Algas	Otras Características		
	Vivo	Muerto					
1							
2							
3							
4							
5							
6							
7							
8							
9							
10							
11							
12							
13							
14							
15							
16							
17							
18							
19							
20							
21							
22							
23							
24							
25							
26							
27							
28							
N							

## APENDICE 2

### ESTANDARIZACION Y CALIBRADO DE LAS EVALUACIONES VISUALES PARA COMUNIDADES CORALINAS (De AGRAA, 2000)

La limitada habilidad para comparar entre los métodos es el argumento más poderoso en la adopción de protocolos de muestreo comunes (Sale, 1997). Uno de los objetivos principales del enfoque de AGRRA es el de proporcionar una metodología estandarizada que permita a grupos que trabajan en diferentes áreas coleccionar y comparar datos a una escala regional. Los censos visuales son particularmente sensibles a las variaciones en los métodos, pero aún así es importante tener cálculos visuales comparables y consistentes y minimizar los sesgos individuales entre los diferentes observadores. Por lo tanto, es esencial el estandarizar cuidadosamente los métodos antes de iniciar la colecta de datos. Esto requiere de “entrenamiento en consistencia”, particularmente en el aprendizaje de la identificación correcta de especies de corales y peces, distinción entre mortalidad coralina reciente *versus* antigua, cálculo de porcentajes de mortalidad coralina y abundancia de algas, y cálculo correcto de la cantidad y tamaño de los peces. Lo siguiente destaca algunas de las diferencias encontradas entre observadores y diversos ejercicios que se han usado como entrenamiento para el método de AGRRA, con el fin de crear consistencia entre los cálculos del observador y minimizar diferencias en los cálculos visuales. Otras recomendaciones para mantener la calidad de los datos y la consistencia se pueden encontrar en la literatura (ej., Bell *et al.* 1985, English *et al.* 1994).

#### CORALES

Para evaluar la condición del coral, las diferencias en los cálculos del observador pueden surgir de diferencias en:

- Delineación de las fronteras de una determinada colonia coralina,
- Nomenclatura coralina,
- Medición del tamaño de la colonia,
- Cálculo del porcentaje de mortalidad coralina y distinción entre mortalidad antigua y reciente, y
- Determinación de la(s) causa(s) potenciales de mortalidad reciente.

#### Límites de la colonia

Antes de evaluar corales individuales para su identificación, tamaño o condición, es importante distinguir que constituye a una colonia, *i.e.*, **¿cuáles son los límites de la colonia?** Las colonias de corales de montículo (ej., *Diploria*, *Siderastrea*) son bastante fáciles de distinguir, mientras que reconocer las diferentes colonias de corales ramificados (ej., *Acropora palmata* y *A. cervicornis*) o corales laminados (ej., *M. franksi*) puede ser muy difícil. Cuando se están determinando los límites de la colonia se deben establecer también los límites máximos de altura y diámetro. Es importante que los observadores sean consistentes al distinguir las colonias individuales antes de coleccionar los datos.

Aquí mencionamos algunas pautas a seguir para establecer los límites de una colonia:

- 1) Una colonia es definida como un esqueleto de coral aislado, autónomo, que es todavía identificable a nivel de género (de preferencia al nivel de especie) basándose en la presencia de tejido vivo o corallitos identificables.
- 2) Evalúe únicamente las colonias que aún estén sujetadas al substrato. Solamente examine los corales que se han caído si se han vuelto a unir al substrato o si son muy grandes para moverse.
- 3) Incluya las colonias que están 100% muertas que se puedan identificar a nivel de género basándose en la morfología de la colonia (ej., *Acropora palmata*) o caracteres de corallito (*Diploria* spp., *M. cavernosa*).

- 4) Identifique los límites de la colonia basándose en el esqueleto conectivo o común, tejidos conectivos vivos, tamaño de los pólipos, y color de los pólipos.
- 5) Los tejidos vivos de algunos corales se pueden distribuir a lo largo de muchas unidades separadas fisiológicamente. Las especies que forman columnas como, *Montastraea annularis* (= *M. annularis* f. *annularis*) la cual crece en grupos de lóbulos interconectados basalmente, y con tejido vivo únicamente en la cresta, debe ser tratada como un solo coral y se debe observar únicamente en la parte de arriba de los lóbulos (Figura A2.1).
- 6) Busque una vs. dos colonias. Algunas veces una colonia de *M. faveolata* puede rodear una colonia de *M. annularis* en el centro y superficialmente verse como si fuera una sola colonia (como un mandil en una persona).
- 7) Los corales como *Acropora cervicornis*, los cuales crecen como maleza, también deben considerarse como un sólo "supercoral", a menos que se esté bien seguro de los límites de las colonias que la constituyen.
- 8) Si dos colonias están creciendo arriba de otra y las dos caen dentro de la línea de transecto, evalúe cada colonia individualmente. Por ejemplo, esto puede ocurrir cuando tenga un coral de montículo creciendo bajo una rama de *A. palmata*.
- 9) Si una colonia ha incurrido en mortalidad parcial, asegúrese de incluir esto cuando establezca los límites de la colonia.
- 10) Incluya todas las placas extendidas en las variedades laminares.

### Identificación del Coral

Una vez que los límites de una colonia han sido establecidos, es más fácil hacer una correcta identificación de género y especie. Para evitar diferencias o ambigüedades en los nombres comunes, aunque reconociendo que hay diferentes sistemas de nomenclatura de uso común para los investigadores del arrecife, en el Apéndice 2 se da un listado de las especies de corales constructoras de arrecifes más importantes. Esta lista representa las especies del Caribe que son el objetivo principal de nuestro análisis ej., aquellas que contribuyan más a la construcción del arrecife. Para distinguir entre las colonias, es útil usar la forma de la colonia (ej., ramificada, montículo); tamaño de coralito (ej., compare *Stephanocoenia intersepta*, *M. annularis*, y *Madracis decactis*), y la forma del coralito (ej., *Dichocoenia stokesii* y *Favia fragum*). Se debe prestar particular atención a la identificación correcta de los corales de aspecto similar (ej., *Diploria strigosa*, *D. clivosa*) así como a la identificación de las diferentes morfologías de la misma especie de coral (ej., formas incrustadas pequeñas y grandes montículos de *S. intersepta*). Los observadores deben ser competentes en la identificación de géneros de coral antes de llevar a cabo las prospecciones para el PMS-SAM. Para los miembros del equipo más experimentados, la identificación se llevará a cabo al nivel de especie.

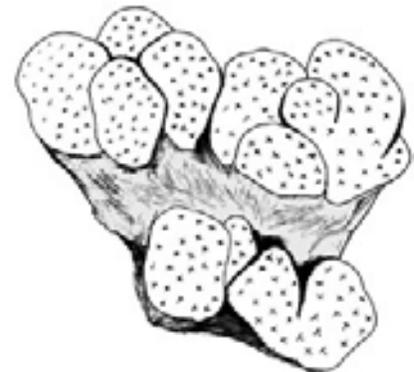
### Tamaño de la Colonia

Después de que identifique la colonia y sus límites, mida los diámetros máximos proyectados del coral al cm más cercano (áreas vivas + muertas) a simple vista y la altura máxima (áreas vivas + muertas). Utilice estos lineamientos:

- 1) Establezca el eje de crecimiento del coral, especialmente para corales que estén creciendo a un ángulo del fondo del mar o en una superficie inclinada o ladeada (ver Figura A2.2).
- 2) Los diámetros deben ser medidos a simple vista perpendicularmente al eje de crecimiento. La vista del plano es evaluada desde un ángulo que es paralelo al eje de crecimiento.
- 3) La altura debe ser medida paralelamente al eje de crecimiento.
- 4) Mida la altura desde la base de la colonia, no del arrecife.
- 5) Para una colonia que crece arriba de otra colonia, mida únicamente los diámetros y altura de la colonia en particular que está siendo evaluada.
- 6) Para una colonia que ha sido derribada, que es muy grande para moverse (ver Figura A2.3) o se ha vuelto a unir, y que aún no muestra crecimiento redirigido, entonces mida el tamaño a lo largo del eje de crecimiento original. Pero si una colonia ha empezado a crecer en una nueva dirección, asegúrese de medir los diámetros y altura a lo largo del nuevo eje de crecimiento (no se muestra).

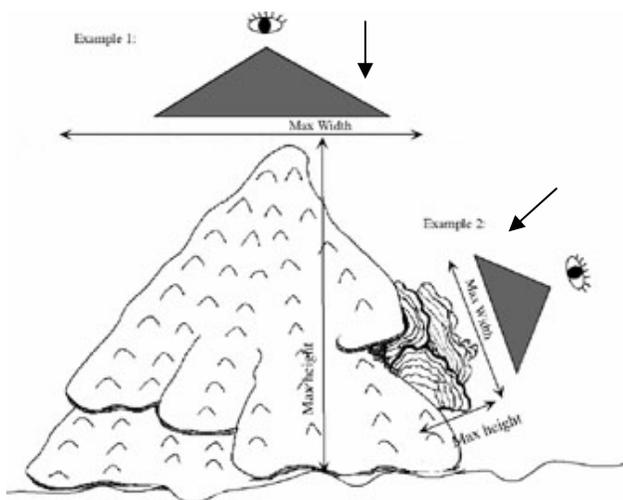
**Ejemplos de corales con morfologías complejas**

- Columnas de *Montastraea annularis* conectadas basalmente
- Matorrales entrelazados de *A. palmata*, *A. cervicornis*, o *Porites porites*
- Extensas colonias densamente espaciadas de *Madracis mirabilis* o *M. formosa*
- Variedades de bandeja o tablilla de *M. faveolata* o *M. franksi*, especialmente si forman un delantal alrededor de otro coral como *M. faveolata* o *M. cavernosa*
- Grandes montículos o cabezas de *Agaricia tenuifolia*, *Millepora complanata*



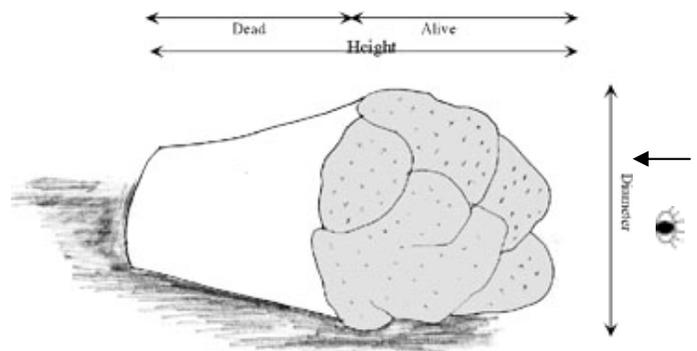
Drawings by E. Fisher

**Figura A2.1** Arriba figura de las columnas (área gris) de *Montastraea annularis* conectadas basalmente con solo la parte superior viva (áreas moteadas)



Drawings by E. Fisher

**Figura A2.2** Ejemplo de mediciones de tamaño para corales grandes (izquierda) y corales pequeños (derecha). Note que la vista del plano está ladeada para el coral pequeño, porque su substrato está inclinado (ojo y flecha)



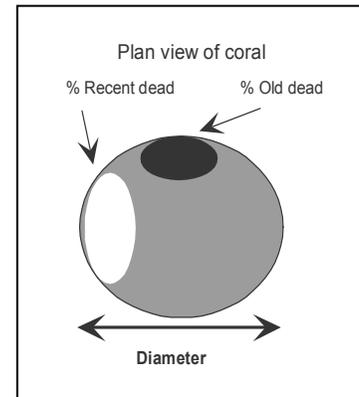
**Figura A2.3** Ejemplo de mediciones del tamaño para el coral derribado que es muy grande para moverlo. Note el área viva y el área muerta. Las mediciones de mortalidad se tomarán de una vista de plano lateral (ojo y flecha)

### Estimación de la mortalidad coralina

La diferencia más común que encontramos entre los observadores es en el cálculo del porcentaje de mortalidad coralina. La Figura A2.4 a la derecha, muestra una representación diagramática de la mortalidad del coral.

Para minimizar el sesgo del observador, siga las siguientes guías:

- 1) Cuantifique la mortalidad mediante el cálculo visual de la cantidad desde arriba en vista de “plano”, e ignorando todos los tejidos a los lados o debajo de las superficies de cara hacia arriba (ej., *Acropora*).
- 2) La vista en plano es evaluada desde un ángulo que es paralelo al eje de crecimiento.
- 3) Los cálculos de mortalidad de *A. cervicornis*, *Madracis mirabilis*, y todos los otros corales ramificados que normalmente están muertos en las bases de las ramificaciones, deben ser restringidos a las partes en la periferia de la colonia o matorral.
- 4) AGRRA hace una distinción adicional de la mortalidad en muerte “reciente” y muerte “antigua”.
- 5) “Muerte reciente” se define como cualquier parte no-viviente del coral en la cual las estructuras de coralita son blancas y se encuentran ya sea intactas o cubiertas por una capa de fino lodo o alga. Para la mortalidad reciente, hay diferentes “etapas” de reciente que están consideradas en esta categoría (ver Sección 3.2):
- 6) En contraste, “muerte antigua” se define como cualquier parte no-viviente del coral, en la cual las estructuras de coralita ya no existen o están cubiertas por organismos que no se pueden quitar fácilmente (ej., ciertas algas e invertebrados).
- 7) Los corales que han sido cubiertos por la esponja incrustante café, *Cliona*, pero que todavía se puede identificar la estructura de coralita debajo de la esponja, deben ser considerados muerte antigua (evidente en *Diploria* spp., *M. annularis*, *M. cavernosa*, y *Colpophyllia natans*).



### Condición del Coral

El determinar la(s) causa(s) potencial(es) de la mortalidad reciente es a menudo muy difícil. Para estandarizar las evaluaciones, cuando menos hasta que se alcance un consenso común acerca de la nomenclatura de las enfermedades entre los científicos de arrecifes, sugerimos utilizar categorías de color cuando identifiquemos colonias enfermas. Se utilizan las siglas en Inglés para facilitar el manejo de la información en la base de datos. Por consiguiente, Bandas Negra (BB), Roja (RB), Amarilla (YB), Blanca (WB= banda blanca, WP= plaga blanca, WS= manchas blancas/parches), o Desconocida (UK). Para familiarizarse más con las enfermedades del coral, recomendamos el uso de tarjetas de enfermedades (Bruckner and Bruckner, 1998) y visitar el sitio Web de enfermedades: [http://ourworld.compuserve.com/homepages/mccarty\\_y\\_peters/coraldis.htm](http://ourworld.compuserve.com/homepages/mccarty_y_peters/coraldis.htm).

Si no está seguro de la enfermedad es mejor escribir desconocida, describirla y de ser posible tomar una foto. Recuerde que es importante diferenciar entre eventos de blanqueamiento a gran escala debido a elevadas temperaturas en la superficie del mar, y los parches de blanqueamiento localizados debido a la densidad de las algas. En algunos casos, los corales pueden estar pálidos o parcialmente blanqueados (o con vestigios de blanqueamiento) debido a los eventos de blanqueamiento del año anterior y a menudo se están recuperando aún. Es también importante diferenciar entre los corales con mordeduras de peces, tejido en recuperación de las mordeduras de peces o blanqueamiento y tejido blanqueado.

**Ejercicio 1:** Este ejercicio es para ayudarle a familiarizarse con la mortalidad parcial del coral. La Figura A2.4 muestra pequeños parches de mortalidad parcial en un “coral” y como la pérdida de tejido se puede extender sobre toda la colonia. Estas figuras también muestran los porcentajes reales correspondientes a la cantidad de mortalidad parcial ilustrada. Revise estos diagramas para familiarizarse con los patrones de mortalidad y estimaciones visuales de la cantidad de mortalidad.

Los observadores también deben analizar la mortalidad reciente y antigua y deben poder distinguir entre las dos. Por favor refiérase a las Láminas de Enfermedades de Coral al final de esta Sección.

**Ejercicio 2:** Un ejercicio adicional para practicar la estimación de la mortalidad es el uso de fichas referenciadas de corales con diferentes grados de mortalidad parcial variando desde baja hasta alta. Para hacer esto, tome fotografías de un coral (en vista de plano) y determine la cantidad de mortalidad parcial a través de un análisis digital. Haga una serie de fotos con la cantidad de mortalidad escrita en la parte de atrás de cada fotografía. Observe cada coral en la serie de fichas referenciadas y determine la cantidad de mortalidad parcial e identifique la especie del coral. Compare sus cálculos con estimaciones determinadas digitalmente. La resolución de las fotografías generalmente solo permite estimar la mortalidad parcial total y no el distinguir entre reciente y antigua. Cada observador debe usar estas fichas referenciadas hasta que su respuesta se acerque al valor conocido (+- 5%). Los equipos de observadores deben practicar hasta que las diferencias en las respuestas entre los observadores sea menor a 10%.

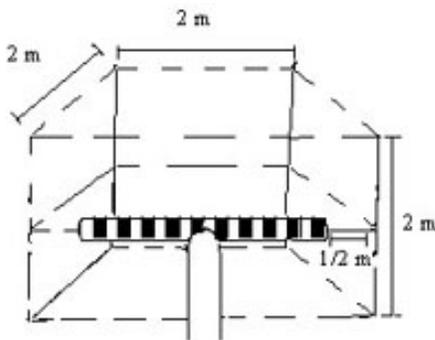
**Ejercicio 3:** Una manera de estandarizar las estimaciones visuales entre los observadores es el hacer entrenamientos de consistencia en el campo. Los ejercicios de buceo libre (esnorkleo) son especialmente efectivos porque permiten a los observadores compartir sus observaciones y preguntas. Para este ejercicio, primero trace un transecto de 10 m, nade por la línea de transecto (con otro observador) y calcule la mortalidad del coral para cada coral bajo la línea, anotando sus evaluaciones en una hoja de datos. Conforme se vaya evaluando cada coral, compare sus respuestas con su compañero y deliberen sobre cualquier diferencia en las estimaciones. Al finalizar el transecto, todos los observadores deben deliberar sobre las diferencias entre sus estimados. Un ejercicio similar se hace también mientras se bucea. Para esto, se trazan una serie de transectos de líneas y cada observador evalúa la condición del coral en los transectos. Después, se comparan los resultados de los observadores. Se debe deliberar sobre las variaciones en los estimados y se deben realizar ejercicios adicionales hasta que las diferencias sean mínimas. El entrenamiento en consistencia debe realizarse con bastante frecuencia, especialmente si un observador no ha realizado los cálculos visuales por algún tiempo.

## PECES ARRECIFALES

Para el muestreo de peces, los sesgos a menudo se deben a las dificultades derivadas de la observación de los peces, el conteo preciso o el cálculo de la longitud, y la diferenciación entre ciertas especies similares (Sale 1997). Una manera de censar organismos tan móviles como los peces es a través de un método que imita bastante a una investigación instantánea de un área predeterminada (Sale 1997). El método AGRRA para peces incluye dos métodos diferentes para caracterizar poblaciones de peces de arrecife—transectos de banda y la Técnica del Buzo Errante.

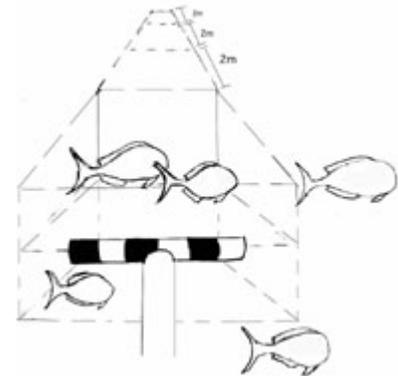
### Evaluación de transectos de banda de 2 m de ancho

El primer desafío es el visualizar los límites de un transecto de banda para censos de peces de 2-m de ancho X 30 m de largo. La unidad de muestreo ha sido delineada específicamente a 2-m de ancho porque esto es lo suficientemente angosto para que el observador pueda estimar fácilmente la distancia al mismo tiempo que le permite tener un área lo suficientemente grande para hacer un muestreo. Se utiliza una regla-T de 1 m (con marcas cada 5 cm) para ayudar a los observadores a calcular el ancho (abajo izquierda). Para estimar los 30 m de largo, trate de visualizar el transecto como un túnel cuadrado de 2-m de ancho. Comience el primer cuadro al menos 1-2 m delante de la regla-T. Durante el muestreo del transecto de banda, el observador debe prestar atención uniforme a cada segmento sucesivo de 2-m (abajo derecha). Esto requiere que se nade a más o menos una velocidad constante, mirando consistentemente 2 m adelante, excepto durante el registro de datos.



**Figura A2.5** Se usa una regla-T de 1m para ayudar a visualizar el transecto de banda de 2 m de ancho

### Contando peces



**Figura A2.6** Cada segmento de 2 m del transecto se investiga separadamente

Cuando se haga la prospección, se debe prestar atención uniforme a cada segmento sucesivo de 2-m del transecto. Es importante nadar de manera consistente mientras se esté muestreando a los peces, a pesar de que es permisible hacer pausas mientras se están registrando los datos, y después se continúe nadando. Se debe intentar lograr una velocidad que cuente el transecto de 30-m en 6-8 minutos. En algunos casos, la alta densidad de las especies muestreadas puede aminorar este ritmo. Intente mantener un esfuerzo equivalente en todos los segmentos del transecto, se debe enfocar únicamente en aquellos miembros que por casualidad estén dentro de los límites del transecto y limitar la tendencia a contar todos los miembros de cardumen de peces grande en cualquiera de los lados del transecto. En otras palabras, mantenga su vista enfocada directamente hacia el frente del transecto y no se distraiga a los lados mientras algún cardumen grande pasa por ahí. Los grupos grandes de individuos de una especie que se localicen dentro de un segmento de 2-m serán clasificados intentando ponerlos en una o más categorías de tamaño según sea necesario.

### Evaluación de la longitud

Los observadores de peces deben ser entrenados para evaluar la longitud de los peces usando los métodos de entrenamiento en consistencia (ej., GBRMPA, 1979, Bell *et al.* 1985, English *et al.*

1994) tanto en tierra como bajo el agua. El método de AGRRA asigna longitudes de peces en las siguientes categorías de tamaño (0-5 cm, 6-10, 11-20, 21-30, 31-40, >40 cm). Se utiliza una regla-T de 1 m con incrementos de 5 cm para ayudarnos en las estimaciones de longitud. Utilizamos una variedad de modelos de peces en los diferentes tamaño de clases, recortados en “styrofoam” (se puede usar también madera balsa o plástico). Las formas y colores generales de los modelos de peces usados representan algunas de las especies incluidas en la investigación de AGRRA.

**Técnica del Buzo Errante (Rover Diver)**

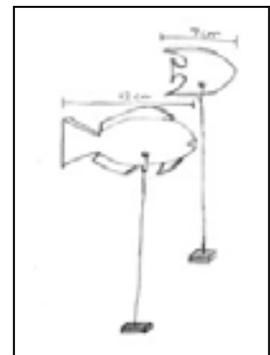
Los investigadores de peces deben ser competentes en la identificación de peces arrecifales del Caribe. Para minimizar y reconocer sesgo en el observador y diferencias al utilizar la técnica del buzo errante de REEF, sugerimos la lectura de la guía proporcionada por Schmitt *et al.* (1998). El libro “Reef Fish Identification” (Florida Caribbean, Bahamas) y el CD ROM de Paul Humann (1994) son muy útiles para mejorar y poner a prueba su identificación de peces.

**Ejercicio 1:** Mientras se bucea con acualón o libremente, cada observador debe tener una regla-T marcada con incrementos de 5 cm y una hoja de datos (ver abajo) y debe estar a 2-m de los modelos de peces. Una persona debe tener una serie de modelos de peces de diferentes tamaños (de longitudes conocidas). Una persona sostiene un modelo de pez a la vez y cada observador calcula el tamaño de cada pez y lo asigna a una de las siguientes categorías (0-5 cm, 6-10, 11-20, 21-30, 31-40, >40 cm). La persona que los sostiene debe anotar el orden en el que cada modelo se muestra y la longitud real correspondiente en una hoja de datos. Después de calcular cuando menos 10 modelos de peces, los observadores deben rotarse para permitir que cada persona tenga una oportunidad de practicar el cálculo de la longitud. Después del ejercicio, los buzos comparan sus respuestas con las respuestas reales y determinan cualquier diferencia de la cantidad real conocida y las diferencias entre los observadores. El ejercicio se debe repetir hasta que los cálculos de cada observador en particular son > 95% exactos y que haya consistencia entre los observadores.

Formato de Registro de la Muestra

Tamaño (cm)	0-5 cm	6-10	11-20 cm	21-30 cm	31-40 cm	>40 tamaño
Pez 1		X				
Pez 2			X			
Pez 3			X			

**Ejercicio 2:** En este ejercicio, los observadores practican el conteo de peces y la estimación de su longitud a lo largo de un transecto de banda. Cada observador debe tener una regla-T, una cinta para transecto de 30-m, y una hoja de datos. Se coloca una línea de práctica de transecto en el substrato y los modelos de peces (hechos de hielo seco o “styrofoam” y sujetos a líneas con pesas de diferentes largos) se colocan al azar a lo largo del transecto (ver figura a la derecha) con algunos modelos colocados fuera del transecto de banda de 2 m de ancho. Uno de los observadores comienza al principio de la línea del transecto y utiliza una regla-T para calcular el ancho del transecto de banda de 2-m y la longitud de los peces. Los observadores deben anotar en la hoja de datos la categoría de tamaño de cada pez (modelo) observado en el área de prueba. Cada observador debe pasar por la prueba. Después de terminar el ejercicio, compare las respuestas de todos los observadores con las longitudes reales de los peces. Repita los ejercicios hasta que todos los observadores sean consistentes entre sí y hasta que sus respuestas se acerquen a las respuestas correctas.



**Ejercicio 3:** Mientras bucean, dos observadores (uno de ellos en la parte de arriba) investigan al mismo tiempo un transecto de 30 m (con uno de ellos trazando el transecto). Los datos se comparan entre los dos observadores. Este enfoque es especialmente efectivo si uno de los dos observadores está ya bien entrenado y con experiencia.

## CALIBRACION

### Corales

Antes de conducir un muestreo béntico, el investigador debe ser competente en la: identificación del coral de todos los géneros principales de constructores arrecifales y de las especies en la lista, distinguir límites de las colonias, calcular su diámetro y alturas, y calcular la mortalidad parcial. Además, debe estar familiarizado con los diferentes tipos de condiciones (ej., blanqueamiento, enfermedad, y depredación) en las Láminas de Identificación de Enfermedades y Depredación (Bruckner and Bruckner, 1998). Para mantener y cuantificar la exactitud y consistencia de los observadores bénticos durante el muestreo, los investigadores deben calibrar sus estándares cada tercer día o las veces que sea necesario para lograr >90% de precisión.

### Calibración estándar para transectos bénticos:

- 1) Usando un transecto de línea determinado o colonias de coral identificadas previamente, haga que cada observador calcule y registre lo siguiente para un mínimo de 5 colonias de coral diferentes:
  - Identificación de especies
  - Diámetro y altura máxima
  - % de mortalidad reciente y antigua
- 2) Para la calibración entre observadores se deben mantener los siguientes estándares:
  - La identificación de las especies debe ser consistente y precisa entre todos los observadores
  - Las mediciones de diámetro y altura máximos deben estar dentro de 10 cm
  - El porcentaje de la estimación de mortalidad reciente y antigua debe estar dentro del 5-10% para cada uno
- 3) Estando aún en el sitio, compare los resultados después de la calibración y deliberen sobre las diferencias (si hubiera alguna) y variaciones entre los observadores
- 4) De ser necesario, evalúen colonias adicionales de coral para mantener >90% de exactitud

### Otros organismos Sésiles

Se deben llevar a cabo entrenamientos de consistencia para asegurar que todos los observadores clasifiquen correctamente otras categorías de organismos sésiles. Estas categorías son algas coralinas, alga turf y macroalga, gorgonáceos, y esponjas. Es de particular importancia que otros organismos sésiles, tales como las ascidias coloniales no sean confundidas con ninguna de estas.

### Peces

Antes de iniciar un muestreo de transecto de banda para peces, el investigador debe ser competente en la: identificación de todas las especies de peces en la lista de PMS; visualización de un transecto de banda de 2 m, y ser capaz de obtener >95% de exactitud en las estimaciones de la longitud de los peces observados al compararlo con las medidas reales. Para mantener y cuantificar la exactitud de las longitudes de peces durante el muestreo, el investigador debe realizar cuando menos 10 estándares de la muestra cada tercer día o las veces que sean necesarias hasta obtener un 95% de precisión.

### Calibración estándar para calcular la longitud de los peces:

- 1) Encuentre 10 objetos inmóviles (ej., pedazos de coral, invertebrados sésiles, o modelos de peces, etc.)
- 2) Calcule y registre la longitud de cada objeto usando las categorías de tamaño de los peces (0-5 cm 6-10 etc.) quedando a una distancia de 2 m del objeto. Use la regla-T para estimar las mediciones
- 3) Después mida el tamaño real del objeto y registre su longitud
- 4) Compare las diferencias entre lo real y lo calculado
- 5) Continúe recolectando estándares hasta que la precisión del cálculo sea de 95% o más
- 6) Incluya estos datos como parte de su reporte final

## APENDICE 3

### PRACTICAS RECOMENDADAS PARA EL MONITOREO SEGURO Y EFICIENTE EN EL PMS-SAM

Las siguientes recomendaciones están basadas en el sentido común y no son los únicos aspectos que los Equipos de Monitoreo del PMS deban tomar en cuenta. Los Equipos de Monitoreo siempre deben estar atentos a las condiciones atmosféricas (particularmente el estado del mar), a sus compañeros, al equipo e instrumentación, embarcación, etc.

#### ANTES DE LA INMERSION

##### 1. Buzos y el PMS

- a. Todos los buzos que realicen muestreos para el Programa de Monitoreo Sinóptico del SAM DEBERAN ser Buzos Certificados por una organización internacional o regional, tal como PADI, NAUI, BSAC, CMAS, etc. Un nivel básico de buceo es aceptable para miembros en general.
- b. El Coordinador de Monitoreo, quien va a dirigir al equipo, debe ser un buzo avanzado, para que pueda manejar situaciones inesperadas. El / ella tendrá también la responsabilidad de volver a revisar los detalles técnicos relativos a la inmersión y de ofrecer su apoyo a los otros buzos.
- c. Asegúrese de que cuando menos un miembro del equipo o grupo de monitoreo tenga Certificación en Procedimientos de Administración de Primeros Auxilios Básicos.
- d. Los miembros del grupo de monitoreo deben tener suficiente experiencia en buceo para poder concentrarse en las tareas de monitoreo a realizar sin preocupaciones externas. También necesitan ser capaces de tratar situaciones inesperadas.
- e. Asegúrese de que los buzos estén asegurados apropiadamente bajo sus propias organizaciones nacionales o bajo cobertura individual.
- f. El Proyecto para el SAM NO SERA RESPONSABLE de ningún perjuicio, daño, pérdida de vida o miembros, incurridos por los buzos.

##### 2. Planee la Inmersión y Realice el Plan

- a. Planee siempre los viajes de campo con anticipación, para que se puedan revisar adecuadamente las condiciones atmosféricas.
- b. Prepare una lista de inspección para el equipo de monitoreo y revise que todos los artículos estén listos con anticipación.
- c. Revise regularmente todo el equipo de buceo y realice una revisión adicional antes de la inmersión. Se deben realizar revisiones de: reguladores, BCD, "O-rings" de cada tanque para asegurarse de que no haya fugas, trajes de neopreno, aletas, visores y esnórkeles para asegurarse de que todo el equipo esté en buenas condiciones.
- d. Identifique y nombre a una persona, quien será el contacto con la base. Siempre deje en su base: la información exacta en todo momento de los lugares donde el grupo estará monitoreando; incluyendo la hora de salida y la hora en que se espera regresar a la base; número de contacto (teléfono celular, si está disponible).
- e. En todo momento mantenga contacto por radio con la base.
- f. Siempre tenga consigo una bitácora del Sitio de Monitoreo y haga extensas anotaciones en ella, incluyendo: nombre del contacto en la base, miembros del grupo de monitoreo, cualquier desviación del plan original, y detalles del plan de trabajo acordado, entre otra información de utilidad.
- g. Lleve a cabo únicamente el trabajo de campo que ha sido discutido y aprobado. Incorpore actividades adicionales a un viaje de campo en particular **UNICAMENTE** si

son absolutamente necesarias y **UNICAMENTE** después de ser aprobadas por su base. Asegúrese de escribir esta información en la bitácora y que sea firmada por el Coordinador de Monitoreo.

- h. Siempre revise cuidadosamente el equipo de su compañero antes de entrar al agua.
- i. Acuerde por anticipado cuando debe terminar la inmersión.
- j. Lleve juegos extras de las hojas de datos, una pizarra extra y lápices.
- k. ¡Prepárese, prepárese y prepárese!

### 3. Tenga Listo un Plan de Acción de Emergencia con la Siguiete Información

- a. Lista del personal de monitoreo incluido en el viaje de campo en particular, incluyendo: nombre completo; su tipo de sangre; medicamentos que puedan estar tomando; alergias conocidas y números de contacto de los familiares más cercanos.
- b. Localidades / Sitios de buceo relevantes. Estos deben ser señalados claramente en un mapa para que se puedan encontrar fácilmente.
- c. Número de teléfonos relevantes, tales como los Departamentos de Policía y Guardia Costera, si lo hay, de cada país, el BATSUB en Belice (Transportación Aérea de Emergencia), y personas para contactar en tierra, las cuales puedan dar la alarma.
- d. Asegúrese de que los miembros del equipo de monitoreo conozcan la ubicación de la Cámara de Descompresión más cercana y de que todos sepan como contactarles urgentemente.
- e. Lleve siempre dos tanques de buceo por cada buzo.
- f. Lleve en todo momento un tanque de oxígeno en la embarcación así como un botiquín de oxígeno, tal como DAN.
- g. Lleve siempre aparatos de flotación extras, por ejemplo, salchichas de flotación de poli estireno, anillos, etc.
- h. Lleve en la embarcación un botiquín de Primeros Auxilios para buzos así como un silbato para sonar la alarma o para llamar la atención.
- i. Siempre realice primero el buceo más PROFUNDO.
- j. NO bucee si el estado del mar es cuestionable o si el agua se ve inapropiada de alguna manera.
- k. Lleve siempre suficiente agua para beber en la embarcación.

## DURANTE LA INMERSION

### 4. Responsabilidad Durante el Buceo

- a. Trate de anclar la embarcación en partes arenosas o si estas no están presentes, trate de anclar en un coral muerto.
- b. Mientras esté en la embarcación, use un sombrero para prevenir la insolación y trate de mantenerse fresco permaneciendo a la sombra.
- c. NO use bloqueador solar mientras este buceando. Esto puede convertirse en un problema para algunos organismos filtradores, u otras biotas delicadas, causando peligros innecesarios. En lugar de eso, USE protector solar biodegradable.
- d. A pesar de que las tareas de monitoreo se pueden llevar a cabo en grupo, utilice, siempre que sea posible, el "sistema de pareja". Identifique a un compañero de buceo y buceen en parejas. Nunca se separe de su compañero, excepto cuando esté ayudándole a trazar la línea del transecto u otra actividad similar. Mientras esté bajo el agua, permanezca cerca de los otros miembros del equipo y asegúrese de que su compañero esté a la vista.
- e. Use señales internacionales reconocidas, para evitar confusión, particularmente durante emergencias.
- f. Mantenga una flotación apropiada en todo momento, para evitar chocar contra corales u otra vida marina.

- g. Mantenga sus aletas en control, para prevenir el romper corales.
- h. **NO ROMPA** corales ni dañe a otra flora / fauna.
- i. **NO ACOSE** a los peces del arrecife.
- j. **NO PERTURBE** a ninguna vida marina innecesariamente.
- k. **NO RECOLECTE** corales, gorgonáceas, esponjas, algas, peces, ni otra vida marina.
- l. **NO DEJE NINGUNA BASURA** detrás. Siempre llévesela y deshágase de ella apropiadamente.
- m. **NO TOQUE, NO SE SIENTE, NO SE PARE, NI CAMINE SOBRE** el coral, algas, u otra flora / fauna.
- n. Una vez que ha completado sus labores, informe a su compañero, para que ambos buzos terminen las tareas acordadas y salgan juntos a la superficie.
- o. Siempre revise su nivel de oxígeno y profundidad.
- p. Si uno de los buzos se está quedando sin aire, se siente cansado o se encuentra en alguna situación donde se necesite que el buceo sea acortado o abortado, infórmelo a su compañero, o a algún otro miembro del equipo, y salgan juntos a la superficie **INMEDIATAMENTE** o lo más pronto posible, tomando en cuenta todas las medidas de seguridad de buceo para salir a la superficie.
- q. Asegure el regulador y demás equipo de investigación y materiales cerca de su cuerpo, para evitar dañar el arrecife y otras biotas marinas.
- r. Si el clima se torna cuestionable, **CANCELE** la inmersión.

## DESPUES DE LA INMERSION

### 5. Cuidado del Equipo de Buceo y Monitoreo

- a. Enjuague con agua dulce todo el equipo e instrumentos, sin detergentes. Asegúrese de que esto incluya los trajes de buceo, esnórkeles, visores, tanques, válvulas, BCD, aletas, etc.
- b. Lleve a cabo una revisión del equipo para asegurarse de que de que esté todo en buenas condiciones.
- c. Almacene el equipo en un lugar fresco y seco.
- d. Inmediatamente después, llene de aire algunos o todos los tanques de buceo, para asegurar que estén listos en caso de una emergencia.

### LIBERACION DE RESPONSABILIDAD

Reconozco que el Programa de Monitoreo Sinóptico del Proyecto para el Sistema Arrecifal Mesoamericano es un programa de voluntarios. Reconozco que no estoy obligado(a) a participar. Reconozco que he elegido seguir la Metodología de Monitoreo del PMS-SAM porque proporciona una manera adecuada para recolectar información científica en la Región del SAM y no porque minimice ninguno de los riesgos del buceo SCUBA. Reconozco que el buceo SCUBA es una actividad con riesgo inherente y acepto expresamente todos los riesgos asociados con el buceo SCUBA que estén asociados de alguna manera con el PMS-SAM.

Además, por este medio libero al Proyecto para el SAM de cualquier y todas las acciones negligentes que de alguna manera se relacionen con las actividades del PMS-SAM. He elegido realizar este trabajo voluntario por mi propio y libre albedrío, con el propósito de contribuir a la ciencia y a la conservación de arrecifes coralinos y ecosistemas asociados, y estoy de acuerdo en que yo, y solo yo, seré responsable de mi propia seguridad, y de cualquier daño que pueda sufrir.

Estoy de acuerdo en que no consideraré responsable al Proyecto para el SAM o a ningún miembro de su personal, ni a la Comisión Centro Americana de Ambiente y Desarrollo, ni al Banco Mundial, o a ningún miembro del personal de los anteriormente mencionados, ya sean empleados, agentes, contratistas independientes, líderes de equipo u otros voluntarios. Absuelvo a todos ellos de toda responsabilidad por mi seguridad o cualquier perjuicio, pérdida de miembro(s) o pérdida de la vida, en la cual yo pudiera incurrir durante el proceso de llevar a cabo los métodos de monitoreo del PMS-SAM o cualquier derivación de ellos.

Firma: \_\_\_\_\_

Fecha: \_\_\_\_\_

Nombre completo (en letras de molde): \_\_\_\_\_

**PLAN DE ASISTENCIA EN EMERGENCIAS PARA LIDERES DE BUCEO O CUALQUIER BUZO COMPETENTE – PRIMEROS AUXILIOS INMEDIATOS UNA VEZ QUE LA VICTIMA ESTA EN LA ORILLA** (Del US Leader Incentive Program)

[http://www.usdivetravel.com/T-Wanna\\_be\\_a\\_Guide.html#H.%20EMERGENCY%20ASSISTANCE%20PLAN%20for](http://www.usdivetravel.com/T-Wanna_be_a_Guide.html#H.%20EMERGENCY%20ASSISTANCE%20PLAN%20for)

**El tratamiento es el mismo si se sospecha daño por expansión pulmonar o descompresión**

1. **Calme a la víctima**, si está conciente. Envíe a alguien rápidamente a llamar al número nacional de emergencia con los detalles de la emergencia.
2. Mantenga **abierto el paso del aire**. Esto es imperativo.
3. Durante los primeros 20 minutos después del accidente, coloque a la víctima **con la cabeza abajo, el lado izquierdo abajo**. Después de esto, cambie a la víctima a una posición acostado boca arriba. Mantenga inmóvil a la víctima.
4. Si la víctima está conciente y respirando, administre **oxígeno al 100%** a través del sistema de válvula reguladora de demanda. Mantenga el oxígeno fluyendo suavemente hasta que la ayuda médica de emergencia llegue.
5. Si la víctima no está respirando y el pulso no se detecta, **administre CPR**, como para entrenamiento de rescate (utilice el método **"A-B-C"** [Inglés] para refrescar a la memoria):
  - **Arousal & Airway, Breathing, Check Pulse** (Volver en si & Vías Respiratorias, Respiración y Pulso)
  - 15 compresiones al esternón, después dos respiraciones, repita indefinidamente hasta que la ayuda médica de emergencia llegue. Si cuenta con 2 rescatadores, divídanse los deberes.
  - En adultos, presione el esternón 1.5 - 2" hacia en un punto encontrado dos dedos arriba de la base donde las costillas se unen al esternón.
  - En adultos, haga compresiones a un ritmo de 80-100 por minuto. Mantenga el ritmo.
6. **Proteja a la víctima** del calor excesivo, frío, humedad o gases peligrosos.
7. **Dele líquidos a la víctima -- ¡pero absolutamente nada de alcohol, cafeína o estimulantes de ningún tipo!**  
Cuando lleguen los técnicos médicos calificados, infórmeles de la necesidad de introducir fluidos IV (intravenoso) durante el trayecto al hospital o a la cámara hiperbárica.
8. Cuando llegue la ayuda, organice una **evacuación inmediata**. Informe al equipo médico de emergencia que deberán mantener el flujo de oxígeno ininterrumpidamente durante el trayecto de regreso al centro médico. Así como con las IV, **esto es de vital importancia**.

**NUMERO DE EMERGENCIA DE LA RED DE ALERTA DE BUCEO: [001] (919) 684 8111**

## **NUMEROS TELEFONICOS Y DIRECCIONES DE EMERGENCIA EN EL SAM**

### **BELICE**

**NUMERO DE EMERGENCIA GENERAL PARA TODOS LOS SERVICIOS: 911**

#### **SERVICIO DE AMBULANCIA AEREA DE EMERGENCIA**

**BATSUB** (British Army Training Support Unit Belice) Ladyville. Tel: **[00 501] 225 2024, ext 241**

**EMERGENCIAS MAR / RIOS (BUSQUEDA Y RESCATE)**. Belice Defence Force Maritime Wing (24 hrs). Tel: **[00 501] 225 2174, ext 156**

**EMERGENCIAS DE SEGURIDAD NACIONAL (B.D.F. Ladyville):** Tel: **[00 501] 225 2087**

#### **EMERGENCIAS MEDICAS:**

**Belice City:** Tel: **[00 501] 223 1548; 2231564**

**San Pedro:** Tel: **[00 501] 226 3668**

**Dangriga:** Tel: **[00 501] 522 2078**

**Punta Gorda:** Tel: **[00 501] 722 2026**

**Corozal:** Tel: **[00 501] 422 2076**

**Independence:** Tel: **[00 501] 523 2167**

### **CAMARAS HIPERBARICAS**

#### **SAN PEDRO CAYO AMBERGRIS**

Cámara Hiperbárica San Pedro (Cámara de Descompresión)

San Pedro, Ambergris Caye

Tel: **[00 501] 226 2198**

Servicios de Seguridad Sub-Acuática

San Pedro Airstrip, Ambergris Caye

Tel: **[00 501] 226 2851; 226 2852; 226 3195**

### **GUATEMALA**

**SERVICIO DE RESCATE GENERAL: 911**

#### **PUERTO SANTO TOMAS DE CASTILLA, IZABAL**

**BANATLAN** (Base Naval del Atlántico): Tel: **[00 502] 948 3102; Fax: [00 502] 948 3127**

#### **EMERGENCIAS MEDICAS**

Servicios de Transporte de Pacientes: Tel: **[00 502] 332 9422; 332 9423**

#### **SERVICIO DE RESCATE**

Servicios de Transporte de Pacientes: Tel: **[00 502] 361 4001**

#### **PUERTO BARRIOS, IZABAL**

Departamento de Bomberos Voluntarios: Tel: **[00 502] 948 0122**

#### **EMERGENCIAS 24 HRS**

**Clínica Belen.** Calle Principal, Col. El Progreso. Puerto Barrios. Tel: **[00 502] 948 0613; 948 7118**

**Cruz Roja:** 14 Calle entre 15 y 16 Av. Puerto Barrios. Tel: **[00 502] 948 1351**

**Hospital Nacional:** Col. San Manuel cruce a Santo Tomás de Castilla, Izabal. Tel: [00 502] 948 3077; 948 3071

**Comandancia y Capitanía de Puerto.** 9ª Calle entre 3 Av y 4 Av. Puerto Barrios. Tel: [00 502] 948 0416

No existen cámaras hiperbáricas en Guatemala. La más cercana se localiza en Honduras (ver abajo).

## HONDURAS

### CAMARAS HIPERBARICAS

#### ROATAN, ISLAS DE LA BAHIA

Dr. Fermín López Arrazola; Rafael Díaz Zelaya

Anthony's Key Resort

Cámara Hiperbáricas

Roatán

Tel/Fax: [00 504] 445 1049; o through the Hotel: Tel: [00 504] 445 1003

Email: [cms@globalnet.hn](mailto:cms@globalnet.hn)

Bonne Beach Resort (antes Hotel Fantasy Island)

Roatán

Tel: [00 504] 455 5222; 455 5191

Email: [fantasyislandresort@bonnebeach.com](mailto:fantasyislandresort@bonnebeach.com)

#### CAUQUIRA – MOSQUITIA

Hay una cámara hiperbárica en el área, aunque es un área de difícil acceso y únicamente existe comunicación por radio. No se conocen detalles adicionales de este servicio en este momento.

#### TEGUCIGALPA

Clínica Hiperbárica New Life

Colonia Alameda , Edificio Correduría de Seguros, Planta Baja

Tel: [00 504] 239 2498 (Clinic)

Tel: [00 504] 224 4871

Cel: [00 504] 967 0929

Dr Mirna Lizette Martínez Iglesias

## MEXICO

**NUMERO DE EMERGENCIA GENERAL PARA POLICE, AMBULANCIAS Y BOMBEROS: 060**

**NUMERO DE EMERGENCIA EN QUINTANA ROO: 066**

**EMERGENCIAS MEDICAS:**

#### CANCUN

**Cruz Roja:** Tel: [00 52] (998) 884 1616; 879 511

**Ambulancia Aérea:** Tel: [00 52] (998) 886 0626; 8860627 Administración de Servicios Aeronáuticos de México (Aeropuerto de Cancún)

**Operadora para Servicios Médicos de Emergencia:** Tel: [00 52] (998) 887 9844 (Operadora de Servicios Médicos de Emergencia SA de CV)

**Capitanía de Puerto:** Tel: [00 52] (998) 880 1360 al 63 Asistencia a embarcaciones

## **CAMARAS HIPERBARICAS EN CANCUN**

Buceo Médico Mexicano. Cámara Multiplaza  
Calle Claveles # 5 SM 22 Lt 11 Int. Hospital Total Assist. Cancún, Q. Roo  
**Tel: [00 52] (998) 887 1688.** Email. [ssscun@produgy.net.mx](mailto:ssscun@produgy.net.mx)  
Dr. Enrique Minor

Hiperbárica de Cancún S.A de C.V.  
Alcatraces #44 Mza. 10 SM 22. Cancún, Q. Roo  
**Tel: [00 52] (998) 892 7680; Cel: [00 52] (998) 1057791; (998) 845 4257**  
**Beeper: [00 52] (998) 881 5252 Keys 13344 y 3230**  
Email. [hiperbarica@prodiqy.net.mx](mailto:hiperbarica@prodiqy.net.mx)  
Dr. César Soto Fernández

## **COZUMEL**

**Cruz Roja: Tel: [00 52] (998) 872 1058**  
**Secretaría de Marina -Armada de México: Tel: [00 52] (987) 872 1330; 872 1241; 872 1229**

## **CAMARAS HIPERBARICAS EN COZUMEL**

Servicios de Seguridad Subacuática (SSS). Cámara Multiplaza  
Calle 5 sur # 21B entre 5ª y Av. Rafael E. Melgar. Cozumel, Q. Roo C.P. 77600  
**Tel: [00 52] (987) 872 1430; 872 2387**  
**VHF Radio Channels: 2 y 16**  
Email. [bmmrocio@prodiqy.net.mx](mailto:bmmrocio@prodiqy.net.mx); [servicios@cozunet.finred.com.mx](mailto:servicios@cozunet.finred.com.mx)  
Dra. Wilma Padilla

## **CHETUMAL**

**Cruz Roja: Tel: [00 52] (983) 832 0571**  
**Emergencias: Tel: [00 52] (983) 837 1065**  
**Banco de Sangre: Tel: [00 52] (983) 832 5644 (para dar o recibir sangre)**  
**Capitanía de Puerto: Tel [00 52] (983) 832 0422 Asistencia a embarcaciones**  
**Secretaría de Marina: Tel: [00 52] (983) 832 0226; 832 0225**

## **ISLA MUJERES**

**Secretaría de Marina: Tel: [00 52] (998) 877 0575 (Guardacostas y seguridad en las playas)**

## **PLAYA DEL CARMEN**

### **CAMARAS HIPERBARICAS EN PLAYA DEL CARMEN**

Servicios de Seguridad Subacuática (SSS). Cámara Individual  
Avenida 10 Esquina 28. Playa del Carmen, Q. Roo  
**Tel: [00 52] (984) 873 1365**  
Email. [sssply@prodiqy.net.mx](mailto:sssply@prodiqy.net.mx)

## **INTERNACIONAL**

Diver Alert Network (DAN) <http://www.buzosalertnetwork.org/>

**Emergencias de Buceo (Recuerde: ¡Llame al servicio EMS primero, después a DAN!)**

**Tel: [00 1] 919 684 8111**  
**Tel: [00 1] 919 684 4DAN (por cobrar)**  
**Tel: [00 1] 800 446 2671 (sin costo)**  
**Tel: [00 1] 267 520 1507 (Latin America Hotline)**

[Internacional Emergency Hotlines](#)

**Asistencia en Viajes para Emergencias que no sean de Buceo**

**Tel: [00 1] 800-DAN-EVAC [00 1] 800 326 3822)**

Si se encuentra fuera de EUA, Canadá, Puerto Rico, Bahamas, British Virgin Islands o US Virgin Islands, llame a **Tel: [00 1] 215 245 2461 (por cobrar)**

**Envíe un Fax a DAN:** [00 1] 919 490 6630; [00 1] 919 493 3040 (Departamento Médico)

**Envíe una Carta a DAN:**

Divers Alert Network; The Peter B. Bennett Center; 6 West Colony Place; Durham, NC 27705 USA

**Visite DAN:**

[Direcciones para la Oficina principal de DAN Internacional](#)

**Información Contactos Internacionales**

[DAN Europa](#)

[DAN Japón](#)

[DAN South East Asia-Pacific \(SEAP\)](#)

[DAN Southern Africa](#)

## APENDICE 4

### GLOSARIO DE TERMINOS

**Agua Intersticial:** Agua en el suelo

**Algas:** Plantas unicelulares o multicelulares que no tienen raíces, ni sistemas de hojas. Carecen de estructuras reproductivas y todas las células son potencialmente fértiles

**Alga turf:** Algas densamente pobladas que se proyectan menos de un centímetro sobre el sustrato en el que crecen; por lo general son filamentosas

**Ambiente:** Entorno

**Antropogénico:** Producido o causado por los seres humanos

**Area Basal:** Area total del terreno cubierta por árboles, medido a la altura del pecho

**Arrecife de Barrera:** Un tipo de formación de arrecife de coral que está situada paralelamente a la costa y protege una laguna

**Arrecifes bordeantes:** Arrecifes que rodean tierra emergente

**Arena:** Partículas de sedimento sueltas que miden 2.0-0.0625 mm de diámetro

**Asentamiento:** Una transición en el desarrollo y crecimiento de un animal en el cual colonizan las larvas pelágicas o juveniles y hacen su residencia en hábitats bénticos

**Atolón:** Un tipo de formación de arrecife coralino que crece en forma de círculo, rodeando parcial o completamente una laguna

***Avicennia germinans*:** Manglar Negro

**Barlovento:** Lado expuesto al viento

**Béntico:** Organismo que vive en el fondo, asociado con el fondo o el lecho de un cuerpo de agua; o que vive sobre o bajo los sedimentos, pilotes, etc.

**Bentos:** Animales o plantas que viven en el fondo del mar

**Bioerosión:** El desgaste de material óseo cuando organismos lo perforan

**Biomasa:** Cantidad total de material orgánico de una especie en particular o en un hábitat en particular por unidad de área o volumen

**Biomasa cosechable:** Medición instantánea de la biomasa de una población

**Biomasa total:** Medición instantánea de la densidad de una población

**Biota:** El total de plantas y vida animal de un área en particular

**Biótico:** Los componentes vivos en el ambiente de un organismo

**Blanqueamiento:** Pérdida de color debido a la reducción del número de zooxantela y/o la cantidad de pigmentos fotosintéticos

**Bloom:** Un incremento súbito en la densidad de fitoplancton o algas bénticas en un área

**Carbonato de calcio:** Material de piedra caliza blanca que forma los esqueletos de los pólipos del coral y las conchas de los moluscos

**Clorofila:** Un grupo de pigmentos presente en las células de las plantas, los cuales son esenciales para el uso de la energía solar en la fotosíntesis

**Cnidario:** Un miembro del Phylum Cnidaria (también conocido como Celenterados), los cuales incluyen corales, octocorales, hidroides, medusas y anémonas

**Colonia de Coral:** Grupo de pólipos del coral que toman formas específicas

**Columna de agua:** Un volumen de agua entre la superficie y el fondo

**Comunidad:** Cualquier grupo de organismos pertenecientes a un número de diferentes especies que coexisten en la misma área e interactúan a través de relaciones tróficas y de espacio

**Congregación:** Un grupo de individuos, generalmente de diferentes tipos

**Conocarpus erectus:** Botoncillo, una importante especie asociada a los manglares

**Contorno de Profundidad:** Línea horizontal que une puntos de la misma profundidad

**Coral blando:** Animal que consiste de pólipos parecidos a las anémonas con ocho tentáculos de alimentación rodeando a la boca

**Coral de Fuego:** Un miembro de la Clase Hydrozoa, el cual forma un esqueleto de carbonato de calcio. Los miembros del género *Millepora* son muy evidentes en los arrecifes del Caribe y del Atlántico Occidental

**Cresta arrecifal o del arrecife:** El punto más alto por el lado donde rompen las olas, hacia mar abierto

**Críptico:** Escondido

**Cuadrante:** Unidad de muestreo cuadrada o rectangular bidimensional en la cual organismos son contados o medidos. También denota el marco que señala el área en cuestión

**Cualitativo:** Evaluación descriptiva, no numérica

**Cuantitativo:** Numérico, basado en conteos, mediciones u otros valores

**Hoja de Campo:** Un formato utilizado para registrar datos de campo

**Disco de Secchi:** Aparato usado para estimar la transparencia del agua

**Disturbio:** Cambios ocasionados por un agente externo, pueden ser naturales (ej., el clima) o provocado por humanos (ej., contaminación)

**Diversidad:** Variedad, expresado frecuentemente como una función de un número de especies en una muestra, modificado algunas veces por su abundancia relativa

**Diversidad Ecológica (Biodiversidad):** Es la totalidad de géneros, especies y ecosistemas en una región. La biodiversidad puede ser dividida en tres jerarquías de categoría, género, especie y ecosistema, que describen diferentes aspectos de los sistemas vivos y las cuales son medidas por científicos en diferentes formas

**Diversidad genética** se refiere a la variación de genes dentro de la especie. Esto cubre poblaciones distintas de la misma especie (tales como las miles de variedades del arroz tradicional en India) o la variación genética dentro de las poblaciones (muy alta entre los rinocerontes en India, y muy baja entre ciertos leopardos africanos)

**Diversidad de especies** se refiere a la variedad de especies dentro de una región y puede medirse de muchas maneras. El número de especies en la región -- su "riqueza" de especies—es una medida usada frecuentemente, pero una medición más precisa, la "diversidad taxonómica", también considera la relación de las especies entre sí. Por ejemplo, una isla con dos especies de aves y una especie de lagartija tiene una diversidad taxonómica mayor que una isla con tres especies de aves pero sin lagartijas

**Diversidad del ecosistema (o de la Comunidad)** es más difícil de medir que la diversidad de especies o genética porque las "fronteras" de las comunidades -- asociaciones de especies -- y ecosistemas son evasivos. Sin embargo, mientras se utilice una serie de criterios consistentes para definir las comunidades y ecosistemas, se puede medir su tamaño y distribución

**Ecosistema:** Un complejo dinámico de comunidades de plantas, animales, hongos y microorganismos y su entorno físico asociado que interactúan como una unidad ecológica

**Epifito:** Una planta que utiliza a otro organismo vivo como un sustrato

**Escleractino:** Un miembro del orden Scleractinia, los corales duros del arrecife que producen copas de carbonato de calcio llamadas coralitos

**Espacial:** Relativo a espacio

**Estructura de la Población:** La composición de una población de acuerdo a la edad y sexo de los individuos

**Fitoplancton:** Plantas microscópicas que flotan en la masa de agua

**Fondo duro:** Superficie de roca dura cementada que se ha litificado

**Formaciones de macizo de coral o espolón:** Camellones o escollos en la pendiente superior del arrecife seccionados por ranuras profundas espaciadas regularmente. Formados por corales como *Acropora palmata* y *A. cervicornis*

**Giro:** Corrientes circulatorias que giran en círculos mientras se mueven hacia el oeste en el Mar Caribe. La mayoría de los giros en la parte septentrional de la cuenca son remolinos anticiclónicos, girando en el sentido de las manecillas del reloj; mientras que aquellos en la parte meridional del Caribe son remolinos ciclónicos, al girar en contra del sentido de las manecillas del reloj

**Gorgonáceas:** Un coral blando del Orden Gorgonacea. Incluye a la mayoría de los octocorales, junto con los corales blandos de abanico, alambre y ramificado

**Índice del área de la hoja:** Una medida del área de superficie fotosintética que se extiende sobre un área de terreno determinada ( $m^2$  área de hoja  $m^2$  terreno)

**In situ:** Término en Latín que significa ‘en la posición normal o natural’

**Intertidal:** La región litoral entre la marea alta promedio y la marea baja promedio; es expuesta durante la marea baja y sumergida durante la marea alta

**Invertebrados:** Animales que carecen de esqueleto

**Laguna:** Cuerpo de agua separado del mar por un banco o arrecife de coral. La región entre una orilla y un arrecife de barrera o dentro de un anillo de islas que conforman un atolón

**Laguncularia racemosa:** Manglar blanco

**Larvas:** Etapa inmadura en un animal que experimenta una metamorfosis; un embrión en desarrollo que es independiente de los padres, pero que aún no asume sus características adultas

**Lecho de Pasto Marino:** Grupos grandes y densos de pasto marino como el pasto tortuga *Thalassia*

**Línea de Base:** Primera evaluación de una situación, contra la que los cambios subsecuentes son medidos. También conocida como caracterización.

**Longitud estándar:** Medición de la longitud de los peces desde la nariz hasta el hueso hipopural en la cola

**Macroalgas:** Algas que sobresalen más de un centímetro arriba del substrato, tales como *Dictyota* y *Halimeda*

**Manglar:** El ambiente de los manglares

**Mangle:** Una colección de árboles tropicales y arbustos que crece en la zona entre mareas; término no-taxonómico usado para describir a un grupo diverso de plantas que están todas adaptadas a un hábitat húmedo y salino. Mangle puede referirse típicamente a una especie en particular. Los términos tales como comunidad de mangle, ecosistema de mangle, bosque de mangle, pantano de mangle, y manglares son intercambiables para describir la comunidad de mangle en su totalidad

**Metodología:** Compilación de métodos usados en una actividad en particular

**Monitoreo:** Observación repetida de un sistema, generalmente para detectar cambios

**Muestra:** Cualquier porción o sub-serie de la población; una parte representativa de una unidad mayor que es usada para estudiar las propiedades del todo

**Muestreo:** Inspección organizada (ver Prospección)

**Neumatóforos:** Extensiones verticales de las raíces en el manglar blanco y negro

**Octocoral:** Un miembro de la Subclase Octocorallia, la cual incluye a gorgonáceas, abanicos de mar y otros organismos. Los pólipos portan ocho tentáculos, los cuales generalmente tienen pequeñas protuberancias

**Okta:** La unidad de medida para la cantidad de cobertura de nubes

**Paralaje:** Una distorsión que ocurre cuando se observa el mismo objeto de diferente ángulo o distancia por lo que la posición del objeto y su tamaño parecen cambiar

**Parámetro:** Medida utilizada para describir algunas características de una población

**Parche:** Distribución desigual o variable

**Pavimento:** Substrato de carbonato duro de relieve bajo, a veces dominado por octocorales

**Pelágico:** Organismos flotantes o que nadan libremente que viven exclusivamente en la masa de agua, al contrario de los que viven en el fondo

**Pendiente arrecifal o del arrecife:** El flanco del coral que se extiende hacia mar abierto de la cresta del arrecife

**Pizarra:** Superficie rígida para escribir estando sumergido bajo el agua

**Plancton:** Organismos microscópicos que flotan en la masa de agua, que no están asociados con el substrato, y que se pueden encontrar a diversas profundidades en los hábitats acuáticos

**Pólipo:** La unidad estructural básica de los cnidarios, que consiste de un cuerpo tubular o cilíndrico y que tiene una apertura que contiene la boca y los tentáculos

**Población:** Todos los miembros de una especie que viven en un área en común

**Predadores:** Consumidores secundarios; las presas vivas son consumidas total o parcialmente

**Productividad:** 1) La tasa potencial de incorporación o generación de energía o material orgánica por un individuo o población por unidad de tiempo, por unidad de área o volumen; tasa de fijación de carbono; 2) Usada muchas veces para la fertilidad orgánica o capacidad de un área determinada o hábitat

**Propágulo:** Unidad de dispersión del mangle; plántula o semillero

**Prospección:** Inspección organizada (ver Muestreo)

**Raíz fúlcrea:** Raíces aéreas (fúlcreas) del mangle rojo

**Reclutamiento:** Proceso en el cual los huevos flotantes de peces se dividen de una célula individual y se diferencian en larvas nadadoras minúsculas, también se les conoce como reclutas, que habitan en el plancton marino. Los reclutas siguen las corrientes oceánicas y eventualmente, si encuentran un hábitat adecuado, se metamorfosean a sus formas juveniles. Es la medida de nuevos individuos (reclutas) que llegan a una población

**Refractómetro:** Instrumento óptico usado para medir la salinidad

**Relación de Aspecto:** La relación o la proporción del diámetro a la altura

**Réplica:** Una muestra repetida de la misma localidad y hora

**Rhizophora mangle:** Manglar rojo

**Salinidad:** Medida de la concentración total de sales disueltas en el agua

**SCUBA:** Aparato de Respiración Submarino Autónomo (Self-contained Underwater Breathing Apparatus)

**Sedimentación:** Proceso de deposición de materia particulada

**Sésil:** Un organismo que se adhiere al fondo o a las rocas, pilotes, etc. y no se puede mover

**Sistema de Posicionamiento Global (GPS):** Sistema de navegación vía satélite

**Sotavento:** Lado protegido del viento

**Substrato:** La superficie sobre la cual vive un organismo

**Substratum:** La base sobre la cual se fija un animal estacionario o planta, pero puede ser cualquier superficie béntica

**Sucesión:** Cambio progresivo en la composición de la especies de un ecosistema a través del tiempo en lo que los organismos alteran el ambiente

**Surgencia:** Movimiento vertical de las corrientes de agua que trae nutrientes de las regiones más profundas

**Taxonómico:** Relativo a la taxonomía; los lineamientos formales para clasificar organismos basándose en relaciones evolutivas

**Termoclina:** Una región fronteriza entre dos capas de agua de diferente temperatura

**Temporal:** Relativo al tiempo

**Transecto:** Una línea o banda angosta usada para hacer un muestreo de la distribución de organismos o substrato en un área determinada. También, un método ecológico particularmente útil en la evaluación de zonación o gradientes

**Transecto de Banda:** Una banda estrecha de ancho predeterminado establecida a través de un área de estudio, y dentro de la cual se registra la ocurrencia o distribución de plantas o animales

**Turbulencia:** Movimiento no-lineal

**Variable:** Cualquier aspecto mensurable de una muestra que no es constante

**Visibilidad:** Distancia a la cual los objetos se pueden ver durante un muestreo

**Zonación:** Disposición inconfundible de especies a lo largo de un gradiente ambiental

**Zooplankton:** Animales microscópicos que flotan en la masa de agua

**Zooxantela:** Algas fotosintéticas, dinoflagelados (unicelulares) que viven simbióticamente en los tejidos de ciertos invertebrados marinos, incluyendo los corales constructores de arrecifes