



Manual para el Monitoreo de Arrecifes de Coral en el Caribe y el Atlántico occidental

**Servicio de Parques Nacionales
Parque Nacional de las Islas Vírgenes
Junio 1994
Traducción al Español Octubre 2001**

CONTENIDO

PREFACIO PARA LA EDICIÓN SEGUNDA

PREFACIO A LA EDICIÓN PRIMERA

I. INTRODUCCIÓN

El comienzo	1
Objetivos del monitoreo	3
Diseñando un programa de monitoreo	4
Principios básicos de monitoreo	5
Colección y análisis de datos	6
Estudios generales y mapas	7
Selección del lugar de estudio	16

II. MONITOREO FISICO Y QUÍMICO

Descripción general	1
Temperatura	2
Oxígeno disuelto	3
Salinidad	3
Medida de pH	4
Transparencia del agua y la luz	4
Deposición de sedimentos	7
Clorofila	9
Concentraciones bacterianas	10
Nutrientes	11
Corrientes	13

III. MONITOREO BIOLÓGICO

Descripción general	1
Monitoreando colonias individuales de corales pétreos	3
Comparación de métodos de monitoreo	12
Cuadrantes	13
Transectos con cadena	16
Transectos de línea y punto intercepto	21
Octocorales y esponjas	21
Algas	24
Reclutamiento de organismos bénticos	27
Fotografía submarina	29
Censo de peces de arrecife	36

IV. DISTURBIOS EN LOS ARRECIFES DE CORAL

Descripción general	1
Buceo libre ('snorkeling') y buceo SCUBA	2
Varamientos de botes y anclas	3

V. GLOSARIO

VI. FUENTES DE INFORMACION

Apéndice A: Fotografía submarina

Apéndice B: Análisis estadístico

Apéndice C: Materiales y abastecedores

Apéndice D: Lista de revisores

PREFACIO PARA LA EDICIÓN SEGUNDA

Estamos muy complacidos de que haya sido posible una segunda edición del Manual de Monitoreo para Arrecifes de Coral publicado originalmente por el Servicio de Parques Nacionales en 1994. Expresamos nuestro agradecimiento a Félix López del Servicio de Pesca y Vida Silvestre de los EU por sugerir que una porción de los fondos del acuerdo de un caso de descargas sanitarias provenientes de un barco de crucero fueran dirigidos a una segunda publicación de este manual y a su traducción al español. Estos fondos fueron administrados por la Fundación Nacional de Pesca y Vida Silvestre (National Fish and Wildlife Foundation). Un agradecimiento especial va para Bruce Potter, Jean Pierre Bacle, Judith Towle, y Ed Towle de la Fundación de Recursos para las Islas (Island Resources Foundation) por facilitar la publicación y traducción de la segunda edición de este manual y a Mayra Suárez Vélez por proveer la traducción al español. Mientras reconocemos que alguna de esta información necesita ser actualizada, creemos que muchas personas todavía han de encontrarla muy útil. Este manual ha sido distribuido a más de 650 personas en más de 45 países. Estamos muy complacidos por las continuas solicitudes de copias.

Los biólogos del Servicio de Parques Nacionales en el Parque Nacional de las Islas Vírgenes que produjeron el manual de monitoreo fueron transferidos al Servicio Geológico de los EU (USGS) y continúan haciendo investigación en los arrecifes de coral en las Islas Vírgenes. El enfoque principal ha sido el desarrollo de un protocolo para monitorear arrecifes de coral que depende del uso de una cámara de video digital con una cubierta para uso submarino y un sistema de SONAR para localizar los transectos establecidos al azar. Le recomendamos a las personas interesadas en este enfoque que vean la cinta de video y lean el protocolo escrito por Jeff Miller y Caroline Rogers, ambos disponibles en el sitio del web del Centro para las Ciencias en Florida y el Caribe del USGS en www.FCSC.usgs.gov y el de la Fundación de Recursos para las Islas (Island Resources Foundation) en www.irf.org. Para preguntas específicas sobre el protocolo, favor de contactar a Jeff Miller al teléfono (340) 693-8950 ext. 227.

Caroline Rogers
St. John, US Virgin Islands
junio 2001

DEDICATORIA

Me complace dedicar este manual al Dr. Edward Towle por su incansable y desinteresado esfuerzo a favor de las islas en todas partes y por su compromiso especial a las Islas Vírgenes Británicas y de los Estados Unidos. Cuando el resto de nosotros parecemos abrumados por nuestra aparente incapacidad de hacer algo ante el paso acelerado del desarrollo negligente y la destrucción concomitante de los recursos naturales que engalanan a estas islas, Ed avanza despacio y con esfuerzo mediante el uso de una percepción creativa de cómo podemos lograr un mejor trabajo balanceando la conservación y el desarrollo. Verdaderamente ha sido un placer conocerlo y trabajar con él durante los últimos 17 años.

PREFACIO A LA EDICIÓN PRIMERA

PROPÓSITO

Hemos desarrollado este manual como una guía práctica para científicos, estudiantes, y administradores de parques que necesitan describir arrecifes de coral o documentar cambios en ellos a través del tiempo. Aunque ningún libro puede sustituir un entrenamiento práctico o la asistencia en el lugar de estudio de alguien con experiencia en la técnica que usted quiere aprender, la necesidad para el monitoreo de arrecifes de coral es urgente y el número de "expertos" todavía es pequeño. Muchos de aquellos que necesitan comenzar un programa de monitoreo de arrecifes de coral no tienen otra opción que la de empezar por esfuerzo propio.

Como muchos procesos ecológicos, los cambios en un arrecife de coral pueden ser lentos y casi imperceptibles a corto plazo, o altamente variables de un año a otro. Por consiguiente, el observar las tendencias a largo plazo de la condición de los arrecifes de coral es sumamente importante. Aunque este manual enfatiza el monitoreo de todos los componentes ecológicos y estructurales de un arrecife, un programa más abarcador debe enfocar en los efectos de las actividades humanas tales como buceo, buceo libre, navegación recreativa, pesca y desarrollo costero.

Este manual no puede incluir todas las técnicas de monitoreo actualmente en uso, o indicar la "mejor" técnica a usar en una situación particular aunque intenta explicar algunos de los métodos que han demostrado ser útiles en programas de monitoreo de arrecifes de coral. Algunos de estos pasos pueden tomarse aun cuando usted tenga poco o ningún trasfondo en monitoreos ecológicos; para procedimientos más complicados, puede referirse a textos más detallados o contactar a alguien con más experiencia para que le sirva de guía. La parte VI, "Fuentes de Información" presenta otros manuales de procedimientos de monitoreo para arrecifes de coral.

Los métodos nuevos y los cambios a los ya existentes, deben reemplazar o complementar los métodos descritos en estas páginas; usted también puede desarrollar algunas modificaciones útiles. Aunque no es realista esperar que todos los programas de monitoreo de arrecifes de coral utilicen exactamente las mismas técnicas, la intención de este manual es promover una estandarización de métodos que puede ayudar a la discusión y comparación de datos a través de toda la región.

AGRADECIMIENTOS

Los biólogos del Servicio Biológico Nacional, Caroline Rogers, Ginger Garrison, y Rikki Grober trabajaron con la científico del Servicio Nacional de Parques, Zandy-Marie Hillis para compilar este manual. Estamos extremadamente agradecidos a Mary Ann Franke, escritora técnica y experta en comunicaciones, quien ofreció sus servicios voluntarios como editora y se convirtió en uno de los autores, contribuyendo más de seis meses de su tiempo para este proyecto. Sus contribuciones son inestimables y se reflejan en la organización general, despliegue del texto, claridad y facilidad de lectura.

Versiones en borrador de este manual fueron enviadas a más de cuarenta científicos, administradores de parques y otros usuarios potenciales en los Estados Unidos, el Caribe y Australia para ser revisadas (vea la lista en el Apéndice D). Las respuestas que recibimos realzan en gran manera la calidad de este documento y lo hacen más completo.

Agradecimientos especiales a Jim Petterson (Servicio de Parques Nacionales) por la asistencia con la sección de estadísticas, y a Manny Hernandez (Universidad de Puerto Rico) y Richard Laydoo (Instituto de Asuntos Marinos, Trinidad) por la información acerca de medidas de corrientes. Betty Buckley (Universidad de Rhode Island) fue de gran ayuda en la sección de nutrientes y clorofila. Jim Beets, Alan Friedlander, and Joe Kimmel nos complacieron al obligarse ellos mismos a lograr un consenso razonable en la revisión de la sección de monitoreo de congregaciones de peces. Jane Israel donó varias horas de su tiempo y llegó al rescate de un final amargo.

Queremos agradecer específicamente a Dominic Dottavio, anteriormente Jefe Científico Regional en la Oficina Regional del Sureste del Servicio de Parques Nacionales, quien reconoció el valor del monitoreo de arrecifes a largo plazo y proveyó fondos para este manual y para nuestras investigaciones durante los últimos años. Rob Milne, Director de la Oficina de Asuntos Internacionales del Servicio de Parques Nacionales, prometió ayuda financiera para la producción de este manual desde el comienzo y ha expresado su interés en preparar una traducción al español.

También queremos agradecer a The Nature Conservancy y el World Wildlife Fund por su asistencia con la publicación y otros costos. El Nature Conservancy ha trabajado con nosotros en varias sesiones de entrenamiento para el manejo de parques marinos. Como parte de un programa de entrenamiento en la República Dominicana, el World Wildlife Fund ha preparado, para un público no-científico, un manual para el monitoreo de arrecifes en español.

CREDITOS POR FOTOS E ILUSTRACIONES

La foto de la portada fue tomada por Dick y Tina Burks cerca de la isla Little St. James, en las Islas Vírgenes de los Estados Unidos. Otras fotos a color, tomadas por L. McLain (III-3, III-7), L. Lewand (III-6 superior), P. Edmunds (III-6 inferior, A-1, A-2), C. Rogers (III-9), V. Zullo (III-14), W. Gladfelter (III-23), M. Taylor (III-34), y J. Porter (A-6). Todas las fotos en blanco y negro tomadas por H. Tonnemacher excepto en la página III-11 por R. Halley. La figura en la página I-8 cortesía de D. Hubbard. Arte original de L. Smith-Palmer, Z. Hillis, K. Norfleet, and C. Rogers. Dibujos técnicos por Katyids, St. John, Islas Vírgenes de los Estados Unidos.

junio 1994

I. INTRODUCCIÓN

El monitoreo a largo plazo consiste en el estudio de organismos o parámetros ambientales por un largo período de tiempo para ayudarnos a entender una variedad de procesos naturales. Un programa de monitoreo puede proveer información de la biota, la diversidad del lugar, la condición de habitats particulares y cambios en el ambiente. Además nos puede facilitar la predicción de los efectos de las actividades humanas en los procesos ecológicos. Sin datos a largo plazo no podemos tomar decisiones apropiadas en cuanto al manejo de un sistema natural.

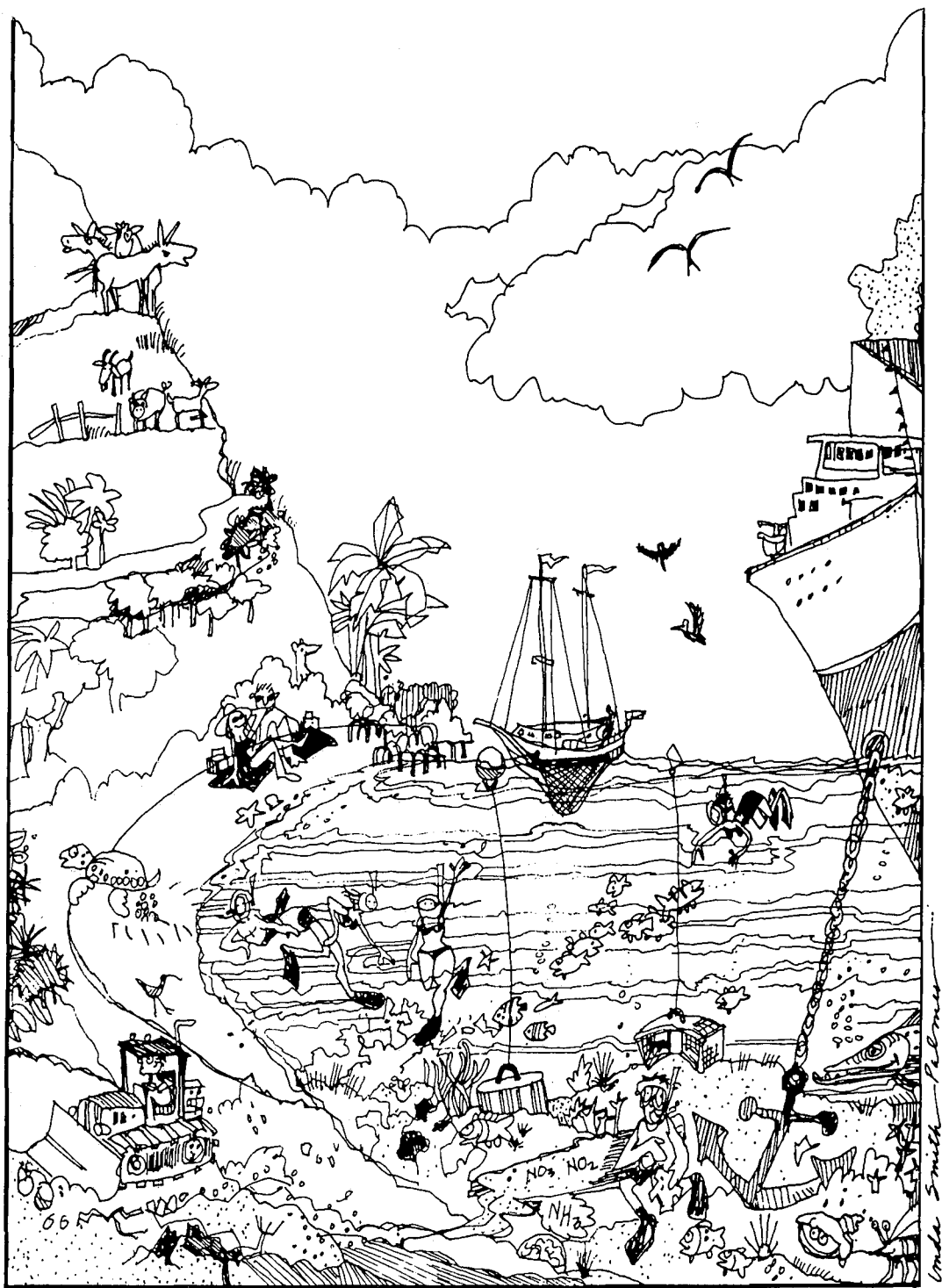
Los términos investigación a largo plazo y monitoreo a largo plazo se intercambian con frecuencia. Sin embargo para muchas personas el término investigación implica actividades experimentales manipuladas mientras que el término monitoreo lo relacionan con una colecta rutinaria de datos. Este manual utiliza el término monitoreo a largo plazo reconociendo que los monitoreos biológicos y ambientales son instrumentos válidos dentro de las actividades de investigación. Si tiene duda acerca de otros términos utilizados en este manual favor de consultar el Glosario en la Sección V.

EL COMIENZO

Las personas interesadas en establecer programas de monitoreo en ocasiones se sienten inseguras porque no saben cómo llevarlos a cabo o tienen poco dinero y personal disponible. Es importante reconocer que el monitoreo no tiene que ser complicado o costoso para ser efectivo. Para ayudarle a decidir cuales métodos son posibles con su presupuesto, el Apéndice C provee precios aproximados para el equipamiento descrito en este manual.

En la mayoría de las áreas se necesita equipo de buceo autónomo (SCUBA) para tener un acceso efectivo al arrecife, pero si su lugar de estudio se encuentra en zonas llanas, el buceo libre o "snorkeling" puede proveer mucha información. La mayoría de las técnicas utilizadas para muestrear comunidades de fondo duro incluye el uso de cuadrantes, transectos, fotografía, cinta de video o una combinación de estos métodos. Se pueden obtener buenos datos a través de procedimientos simples. Es mejor comenzar con un programa de monitoreo limitado pero bien planificado para obtener datos básicos, que esperar a tener suficientes fondos y personal para llevar a cabo un enfoque más abarcador. El arrecife que constituye su lugar de estudio podría ser muy diferente en otro año.

Si se hubieran tomado fotografías submarinas en determinados lugares del Caribe durante los últimos veinte años, tendríamos un buen récord visual de los cambios en la estructura de dichos arrecifes a través del tiempo; incluyendo variaciones en la abundancia relativa de plantas y animales y el porcentaje de cobertura de organismos vivos en el fondo. Esta información habría hecho más fácil la documentación actual del estado de ciertos arrecifes para así determinar la necesidad de establecer prácticas de manejo o distinguir los cambios que han ocurrido a consecuencia de actividades humanas de aquellos realizados por procesos naturales.



Los datos provenientes de arrecifes prístinos o de áreas donde no han ocurrido disturbios son de gran valor para llevar a cabo comparaciones ya que la preocupación acerca del deterioro de un arrecife es lo que lleva a establecer un programa de monitoreo. Los datos a ser utilizados como base deben ser colectados tan pronto sea posible para caracterizar el lugar tal y como existe hoy en día. Se necesita tener cierta idea del nivel "normal" de las variaciones a corto plazo que ocurren en el arrecife para distinguirlas de los cambios significativos que se llevan a cabo a largo plazo.

OBJETIVOS DEL MONITOREO

Para establecer un programa efectivo de monitoreo de arrecifes de coral necesita preguntarse: ¿Qué es lo que queremos saber? Su objetivo puede ser general, tal como “determinar el estado actual del arrecife y las tareas naturales de cambio,” o puede ser más específico, tal como:

- detectar cambios en la abundancia de un grupo de organismos en particular;
- descubrir posibles relaciones de causa y efecto;
- determinar la efectividad de una estrategia de manejo (por ej. la prohibición de pesca con arpón; y/o
- medir el efecto de disturbios naturales y disturbios causados por actividades humanas.

Algunos disturbios como huracanes o dragados son de tal magnitud que causan efectos visibles de inmediato. Otros como la sobre pesca y la contaminación pueden socavar lentamente la salud de un sistema de arrecifes de coral y pasar inadvertidos ante una observación casual. Un programa de monitoreo permanente puede recopilar la información necesaria para examinar los efectos de diversos disturbios.

Chapter II Disturbios que afectan a los arrecifes de coral

- Sedimentos provenientes de áreas de dragado o limpiezas de terrenos
- Flujos de nutrientes provenientes de aguas cloacales
- Escorrentías agrícolas (pesticidas, nutrientes)
- Varamiento y anclaje de embarcaciones
- Daño físico a consecuencia de personas practicando el buceo SCUBA, buceo libre y natación
- Desarrollo costero
- Contaminación industrial
- Sobrepesca
- Colecta de organismos para acuarios
- Derrames de petróleo
- Tormentas
- Enfermedades
- Disturbios térmicos
- Escorrentías urbanas

DISEÑANDO UN PROGRAMA DE MONITOREO

Sus objetivos, sean generales o específicos, son el punto de partida para el diseño de su programa de monitoreo y le ayudarán a determinar cómo abordar una pregunta, el nivel de detalle de su estudio, o que preguntas debe tratar de contestar. Por ejemplo, un científico quiere comparar la condición de un arrecife de un área sin disturbios a uno bajo disturbios causados por actividades humanas. Se le puede pedir a un desarrollador que monitoree las condiciones del arrecife para determinar si las tasas de sedimentación están aumentando a consecuencia de un dragado o del desarrollo tierra adentro. Los administradores de la zona costera pueden emitir un permiso que requiera el monitoreo de los efectos de los efluentes cloacales provenientes de un hotel sobre un arrecife cercano. Los operadores de excursiones de buceo pueden querer determinar si ciertos arrecifes se encuentran en deterioro por exceso de uso. Un oficial de pesquerías puede preguntarse si la prohibición del uso de pesca con arpón ha resultado en un aumento de ciertas especies de peces.

Además de entender bien sus objetivos, usted necesita contestar las siguientes preguntas para determinar cuál de los métodos de monitoreo sería el más efectivo.

Chapter II Diseñando un programa de monitoreo

- ¿Cuáles son nuestros objetivos?
- ¿Dónde vamos a llevar a cabo el monitoreo?
- ¿Con cuanta frecuencia debemos colectar datos?
- ¿Por cuánto tiempo debemos continuar colectando datos?
- ¿Qué métodos nos proporcionarán los mejores datos?
- ¿Quién va a llevar a cabo los monitoreos?
- ¿Qué métodos podemos utilizar considerando el tiempo disponible, dinero, equipo, personas y destrezas?
- ¿Cómo nos aseguraremos de que nuestros datos son de alta calidad?
- ¿Cómo analizaremos los datos que vamos a colectar?
- ¿Cómo almacenaremos y accesaremos los datos?

Aunque este manual tiene muchas referencias a datos cuantitativos, es importante recordar que los datos cualitativos también pueden ser útiles. Aunque el análisis cuantitativo es preferido en los círculos académicos y en las cortes, usted puede encontrar que la información cualitativa (por ej. fotografías o cintas de video de daños por anclaje) son suficientes para documentar la necesidad de establecer una práctica de manejo. Debido a que no se han establecido criterios específicos en cuanto a qué constituye una condición óptima para el arrecife, la mejor estrategia es observar cambios relativos en un arrecife en particular a través del tiempo. Para hacer buen uso de sus recursos y de su tiempo, va a necesitar dedicar un tiempo considerable al diseño de su programa de monitoreo.

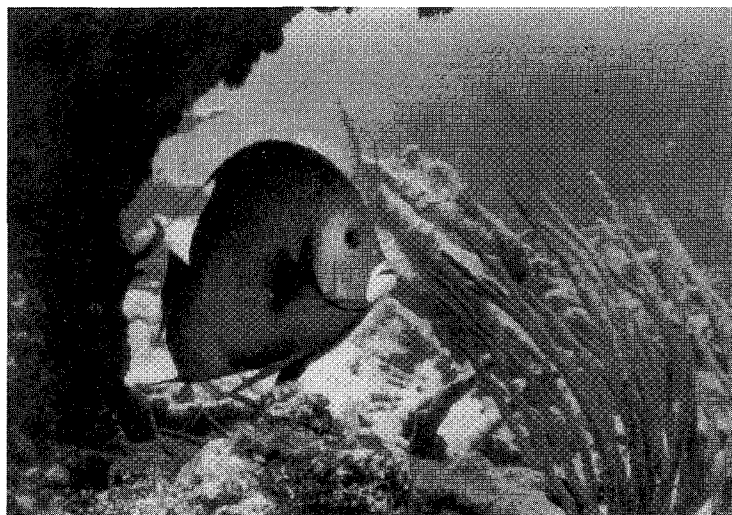
PRINCIPIOS BÁSICOS DE MONITOREO

Los arrecifes de coral son los ecosistemas marinos más complejos que existen en el planeta, y no es práctico monitorear todos los animales y plantas del arrecife y sus muchas interacciones.

De todas maneras aquí presentamos unos principios básicos para tener en cuenta, independientemente de sus objetivos específicos.

- Para desarrollar una base de datos históricos y poder estimar la extensión y causa de los cambios, obtenga información a cerca de:
 - Parámetros ambientales básicos tales como: temperatura, salinidad y turbiedad
 - Abundancia de corales pétreos, octocorales, algas, esponjas y peces del arrecife.
- Para lograr un buen historial tanto cualitativo como cuantitativo en un área designada y bien documentada, utilice una combinación de métodos: fotografía y transectos o cuadrantes.
- Muestree a menudo para obtener documentación de cambios en los organismos de interés en el arrecife, pero no tan frecuente como para que su muestreo sea destructivo o ineficiente.
- Establezca procedimientos para monitoreos a largo plazo que sean lo más libres posible de los errores debidos al observador, y que puedan ser repetidos facilmente por otras personas a las que se les asigne la tarea en un futuro y asegurese de que los procedimientos están bien documentados.
- Asegurese de que el lugar designado para el monitoreo está bien definido y es fácil de localizar por usted y por otras personas que nunca han visitado el área.

Utilizar las técnicas de monitoreo descritas en este manual le puede ayudar a determinar los cambios que están ocurriendo en un arrecife de coral, además pueden suministrar evidencia para sustentar la necesidad de estudios más detallados o de programas de manejo. Ningún programa de monitoreo puede proveer una imagen completa de la condición de un arrecife de coral y los datos resultantes sólo pueden ser tan precisos como el trabajo realizado para obtenerlos.



COLECTA Y ANÁLISIS DE DATOS

La colecta de datos en el campo puede estar cargada de dificultades, incluyendo problemas de logística, fallos en los equipos y mal tiempo. Pueden ocurrir errores al no realizar muestreos exactamente en el mismo lugar, no comunicar instrucciones con claridad a nuevas personas a cargo de la colecta de datos y errores en la anotación o transcripción de éstos. Aquí presentamos algunas sugerencias para aumentar su probabilidad de éxito.

- Pruebas preliminares y un diseño profundo deben ser parte de cualquier programa de monitoreo. Antes de que comience la colección de datos, la metodología y el equipo deben ser probados en el campo bajo las mismas condiciones que se encontrarán en el lugar de estudio; así puede asegurarse de que pueden proveer información confiable y repetible.
- Los métodos para monitoreos a largo plazo con la intención de ser utilizados en lugares de muestreo permanentes deben ser repetidos dentro de intervalos de tiempo cortos, preferiblemente por diferentes observadores para estimar la variación inherente al método. Un cambio real sólo se detecta cuando los valores estudiados varían más que la “varianza del método”. La variabilidad entre los colectores de datos debe ser cotejada mediante la anotación de datos para una misma muestra y la comparación de los resultados.
- Un estudio piloto puede ayudar a determinar el tamaño de muestra más efectivo para obtener la información requerida. Por ejemplo, el tamaño óptimo de muestra puede ser calculado al plotear el esfuerzo de muestreo contra el número de especies observadas durante el estudio piloto.
- Datos muy básicos (fecha, hora, localidad, profundidad, condiciones del tiempo, personal, lugar de estudio, especies, método) pueden ser críticos a largo plazo así que asegúrese de anotarlos cada vez que realice su trabajo de campo.
- Todas las notas de campo deben ser revisadas tan pronto sea posible para asegurarse de que están claras y completas, luego deben ser fotocopias para el archivo, transcritas a un libro permanente de datos y añadidas a una base de datos computarizada, con una copia adicional del archivo en otro lugar.
- Asegúrese de que las exigencias que conlleva la colecta de datos no utilice todos sus recursos en detrimento del manejo y análisis de éstos. Al planificar su programa de monitoreo asegúrese de incluir el tiempo y el costo que conlleva la interpretación y comprensión de sus datos. El uso de bases de datos computarizados puede mejorar y simplificar la organización de sus datos y su manipulación estadística.

Colecta de datos bajo el agua: Si utiliza una hoja mylar o una pizarra blanca usted puede reusarla, enjuáguela con un limpiador una vez que transcriba sus datos. Algunas personas prefieren utilizar un papel opaco a prueba de agua manufacturado por Nalgene; éste permite anotaciones permanentes lo que elimina la necesidad de transcribir las notas de campo. Usted puede sujetar las hojas de datos a la tablilla de apoyo utilizando cintas elásticas, también debe amarrar su lápiz. Si usted desea un lápiz que no flote utilice lápices Faber Castell de grafito sólido.

ESTUDIOS GENERALES Y MAPAS

La mayoría de los métodos para monitoreos biológicos en este manual se centran en el uso de censos en pequeñas secciones de un arrecife de coral (varios metros cuadrados) para detectar cambios a través del tiempo. Sin embargo en ciertas situaciones usted puede necesitar inspeccionar de manera rápida un área de gran extensión. Por ejemplo, un estudio general de la mayoría o de todos los arrecifes será esencial si usted quiere evaluar el daño causado por una tormenta o determinar los límites apropiados para un nuevo parque marino. Un estudio preliminar también puede ser útil en la selección de un área de estudio para un programa de monitoreo a largo plazo. El uso de fotografías aéreas y un estudio utilizando un remolque tipo manta son dos técnicas utilizadas para llevar a cabo este tipo de evaluación general.

Fotografía aérea

Las fotografías aéreas proveen un buen punto de partida para un estudio general de un arrecife de coral. Muchos rasgos del arrecife son visibles en una escala de 1:5000 y si las fotografías se toman bajo buenas condiciones de tiempo como días claros y el mar en calma, la claridad del agua puede permitir la resolución de rasgos principales a una profundidad de 60 pies o más. Las fotografías aéreas pueden usarse para:

- Ayudar a seleccionar lugares de estudio apropiados.
- Documentar la distribución y magnitud de los principales ecosistemas marinos y los patrones de uso de áreas marinas y terrestres que podrían afectar estos sistemas (ej., construcción de facilidades para el turismo, remoción de la capa vegetal en las laderas de las colinas, el aumento en el número de botes que usan un área).
- Disponer de un récord de cambios a gran escala en arrecifes poco profundos y praderas de hierbas marinas que han ocurrido por eventos naturales como tormentas o por actividades humanas como la construcción de marinas u otros desarrollos costeros.

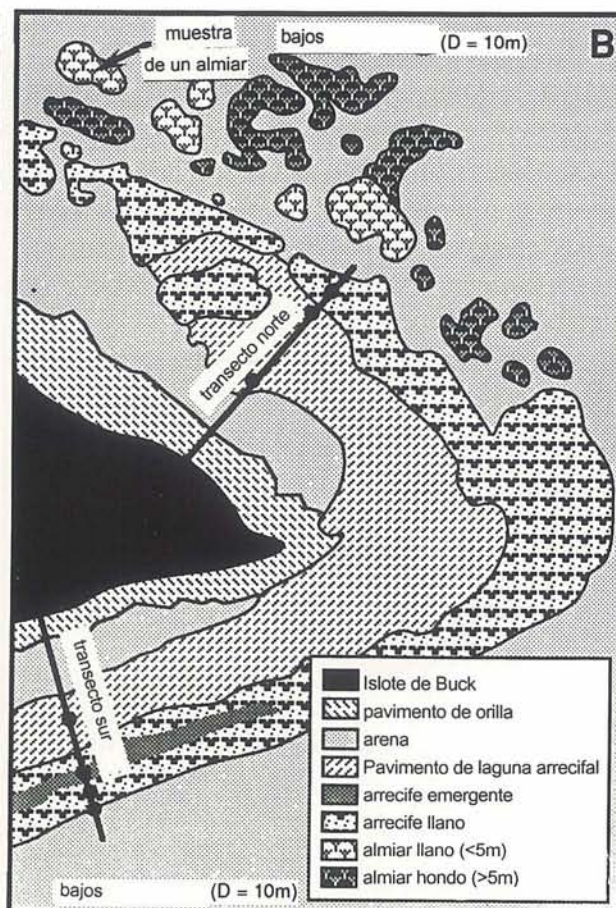
Corroboración o validación de campo ("Groundtruthing"): fotografías aéreas con alta resolución, a veces pueden usarse para identificar habitats y zonas de importancia, aunque los cambios en la condición o abundancia de organismos del arrecife generalmente no se pueden identificar. Usted puede necesitar del buceo SCUBA o del buceo libre para establecer con exactitud lo que representan algunas áreas; la fotografía puede indicar sólo la localización donde termina el arrecife y la transición entre zonas. Este esfuerzo de campo para verificar los patrones de zonación o los tipos de habitats que aparecen en las fotografías se conoce como "groundtruthing." (Vea "Estudio de Remolque tipo Manta," I-13.)

Trazado de mapas: Usted puede crear mapas de referencia de comunidades marinas mediante la ampliación de fotografías aéreas (normalmente por lo menos 10" x 10"). Es mejor usar fotografías aéreas producidas profesionalmente con una escala conocida. Las fotografías tomadas desde un avión con una cámara de 35-mm están bien para vistas generales; sin embargo, como normalmente no se toman perpendicular a la superficie, las medidas de rasgos son inexactas. Esta es una consideración importante si usted está intentando producir un mapa que sea preciso para ser utilizado como recurso.

Para crear un mapa de referencia, trace todos los rasgos costeros y marinos que pueda distinguir en el acetato de la fotografía aérea. El uso de un marcador a escala, tal como una embarcación que se encuentra a una distancia conocida de una marca de reconocimiento en tierra, realza la precisión del dibujo. Estos mapas de referencia pueden usarse para hacer estimados del tamaño de habitats de importancia y otras zonas de interés especial. (Vea "Digitalizando," III-34.)



Vista Aerea



Mapa de Base

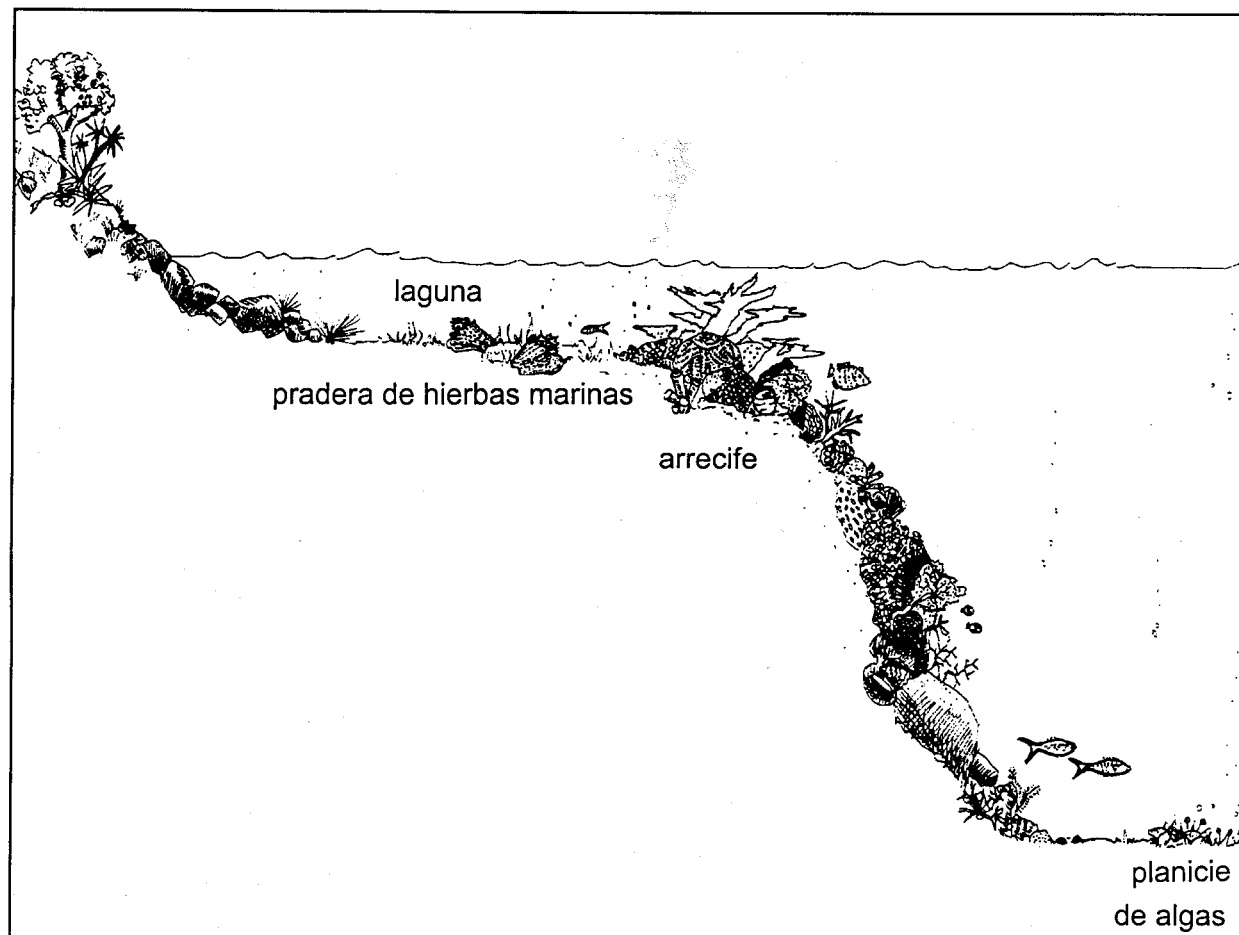
(Fotografía por NOAA, junto a un mapa que muestra los rasgos principales del área y los transectos del estudio. Los almiarres son arrecifes de parcho constituídos por pedazos rotos y cementados de coral orejón o cuerno de alce [*Acropora palmata*]).

SIG: los mapas desarrollados mediante el uso de fotografías aéreas pueden usarse con un sistema de información geográfica (SIG) o GIS, por sus siglas en inglés. Este sistema le permite: utilizar una computadora para analizar grandes cantidades de datos geolocalizados, identificar lugares dentro de un ambiente específico que cumple con ciertos criterios y exponer el ambiente de forma gráfica o numérica. Un SIG podría ser útil para documentar cambios en los patrones de uso de tierras (por ejemplo, construcción de caminos o desboces de terrenos), y cambios a gran escala en el área de cobertura de ecosistemas marinos, especialmente de praderas de hierbas marinas. Un SIG es una herramienta poderosa para integrar y desplegar grandes cantidades de datos geográficos. Sin embargo, los sistemas de información geográfica sólo son tan buenos como los datos en los que están basados, y algunos de los datos deben ser colectados mediante técnicas de campo intensivas y laboriosas.

Para conseguir mapas o fotografías aéreas que pueden estar disponibles para su área de interés, comuníquese con el Servicio de Estudios Geológicos de los Estados Unidos, la Guardia Costera de los Estados Unidos, la Administración Oceánica y Atmosférica Nacional (NOAA, por sus siglas en inglés), la Armada de los Estados Unidos, el Sistema de Información Geográfica del Servicio Nacional de Parques en Denver, o la agencia responsable de trazar mapas en su país o isla, (por ejemplo, la oficina de estudios de terrenos, o de estudios hidrográficos).

Hábitats principales y zonas del arrecife

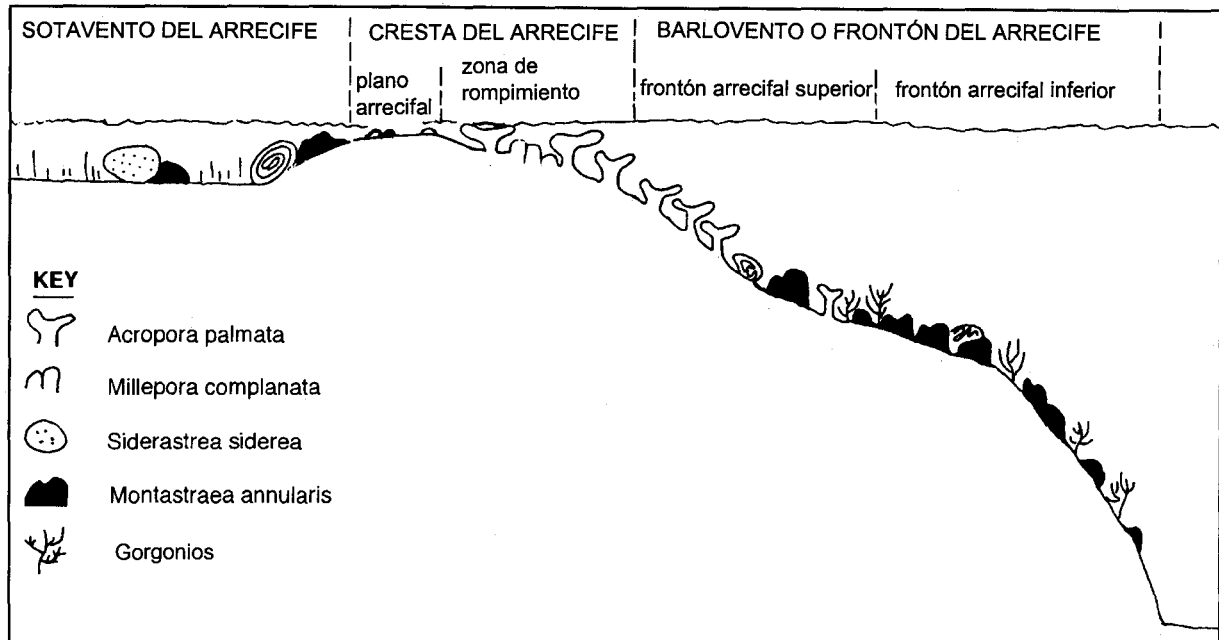
A menudo es provechoso saber cómo se compara la estructura general del arrecife de su interés con otros arrecifes en la región o a los arrecifes citados en informes científicos. Las zonas marinas y los hábitats se pueden distinguir basándose en la estructura y composición de su comunidad tomando en cuenta el relieve, profundidad, localidad y tamaño usando las siguientes definiciones.



Hábitats Marinos

- 1) **Orilla o zona intermareal:** la región entre la línea de agua más alta y el nivel promedio de la marea baja.
- 2) **Plataforma rocosa submareal:** una extensión de la plataforma rocosa terrestre o depósitos de cantos rodados y rocas sumergidos provenientes de la orilla.
- 3) **Laguna:** un área de agua relativamente tranquila, adyacente a la orilla y en el lado hacia tierra de un arrecife de barrera o cuerpo de agua rodeado por un atolón.
- 4) **Praderas de hierbas marinas:** Áreas de sustrato suave dominadas por una o más especies de hierbas marinas, tales como la hierba de tortuga (*Thalassia testudinum*), la hierba de manatí (*Syringodium filiforme*), y la hierba de banco de arena (*Halodule wrightii*).

- 5) **Arrecife:** rasgo geomórfico de importancia, generado por coral vivo y el crecimiento de algas coralinas, es una estructura en crecimiento y es resistente a las olas.
- 6) **Planicie de algas:** un área de agua profunda (normalmente más de 12 metros) dominada por algas, a menudo se encuentran *Penicillus* spp., *Halimeda* spp. y *Avrainvillea* spp.



Ejemplo de las zonas del arrecife

Zonas del arrecife

Un arrecife puede incluir las siguientes zonas (no todas las zonas se encuentran en todos los arrecifes):

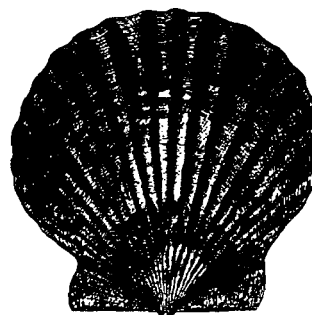
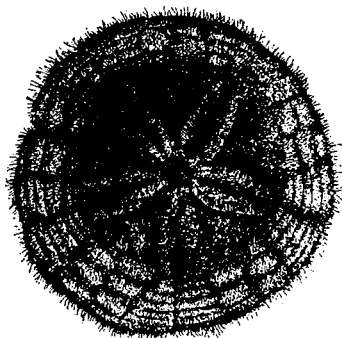
- 1) **Sotavento del arrecife:** la porción hacia tierra de la cresta del arrecife.
- 2) **Cresta del arrecife:** la porción poco profunda que separa las áreas de barlovento y sotavento del arrecife.
- 3) **Plano arrecifal:** una plataforma de fragmentos de coral y arena que puede quedar expuesta con la marea baja.
- 4) **Zona de rompimiento:** el área más expuesta al rompimiento de las olas, a menudo dominada por el coral orejón o cuerno de alce (*Acropora palmata*) y el coral de fuego (*Millepora complanata*).
- 5) **Barlovento o frontón del arrecife:** área hacia el mar de la cresta del arrecife, puede incluir una región de contrafuerte dominada por corales masivos (que alternan con canales o surcos de arena).
- 6) **Frontón arrecifal superior:** arrecife poco profundo típicamente dominado por el coral orejón o cuerno de alce (*Acropora palmata*) con alta complejidad estructural.

- 7) **Frontón arrecifal inferior:** Un frontón arrecifal más profundo, puede estar dominado por corales masivos con baja complejidad estructural o por gorgonios.
- 8) **Pavimento dominado por gorgonios:** fondo duro dominado por gorgonios; ocurre en una serie de profundidades.
- 9) **Camellón o filo de algas:** una barrera emergente formada por algas coralinas crustosas que han depositado varias capas de carbonato de calcio sobre las crestas del arrecife (sólo se encuentran en unos pocos lugares en el Caribe).

Tipos de Arrecifes

Un arrecife puede ser clasificado como uno de estos tipos:

- **Arrecife de parcho:** Complejo aislado de corales que provoca un cambio en la topografía.
- **Arrecife de banco:** Gran complejo lineal de arrecifes localizados mar afuera que no forman una barrera somera.
- **Arrecife de barrera:** Arrecife separado de la costa por una laguna profunda o un canal.
- **Arrecife de franja:** Arrecife que bordea la línea de la costa.
- **Arrecife del borde de la plataforma:** Arrecife localizado al borde de la plataforma continental o insular.
- **Arrecife de atolón:** Arrecife localizado en mar abierto que forma un anillo completo o parcial alrededor de una laguna con un frontón arrecifal que cae en aguas profundas.



Estudio de Remolque tipo Manta ("Manta Tow")

Aunque no existe una metodología establecida para llevar a cabo un estudio de remolque por manta, la técnica consiste en remolcar con una embarcación pequeña de motor externo a una persona con equipo de buceo libre (snorkeling) por encima del arrecife, haciendo paradas periódicas para anotar los datos.

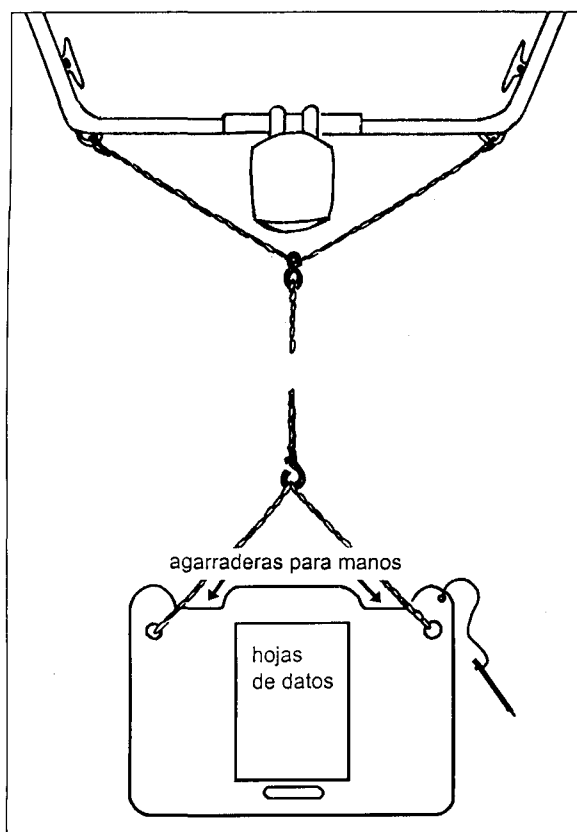
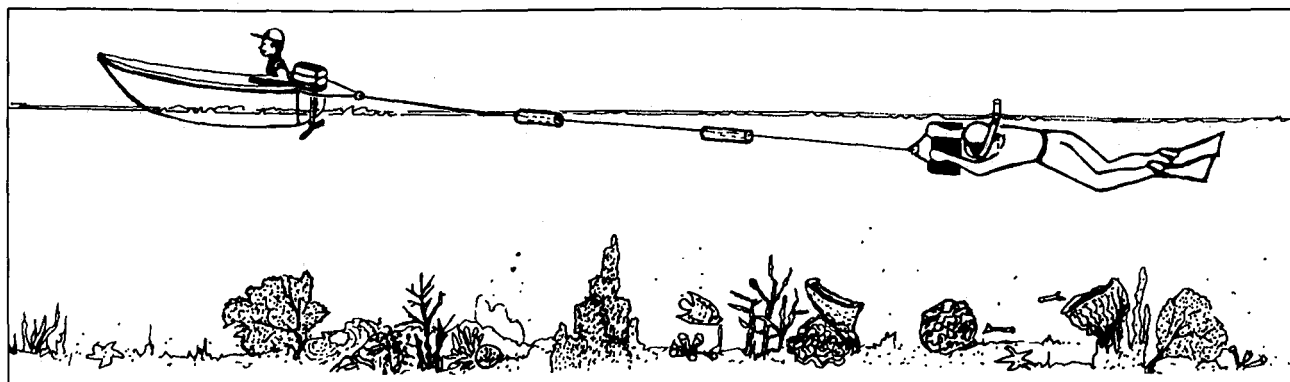


Tabla para el estudio de Manta

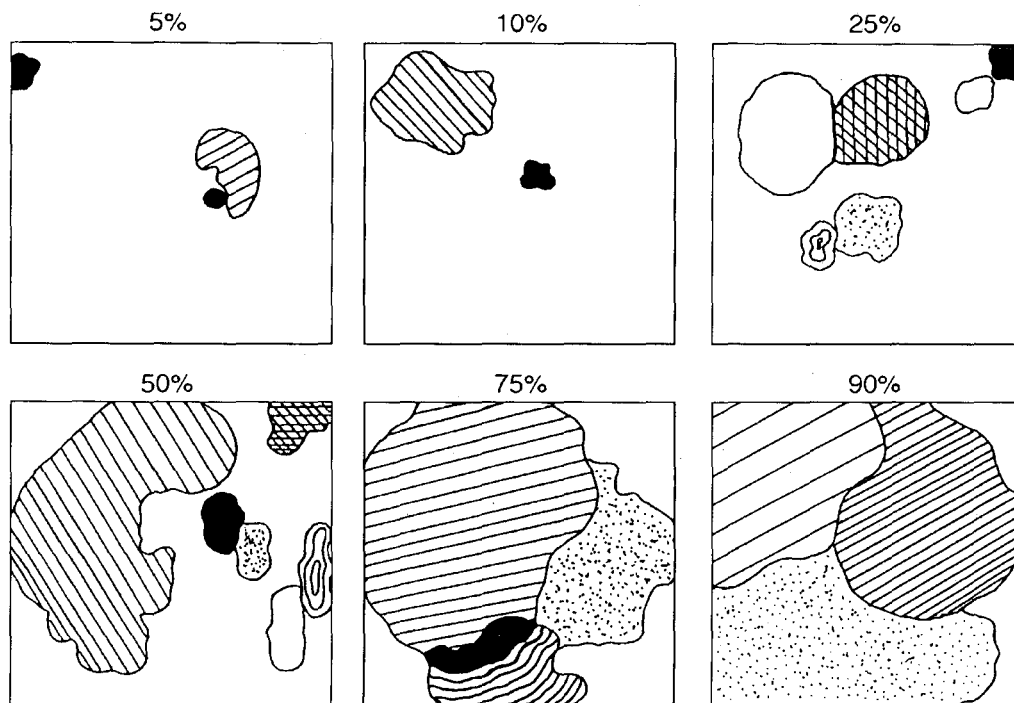
- 1) El observador se sostiene de un plano de buceo construido en panel marino de 2 cm de espesor; para sostener las manos cerca de cada esquina de la parte superior, el panel tiene dos agarraderas y una sola en la parte inferior. Atado a la tabla se lleva una hoja de datos y un lápiz.
- 2) El conductor de la embarcación, equipado con una fotografía aérea o un mapa del arrecife, remolca al observador a través del arrecife (3-5 km. por hora en tiempo de calma), asegurándose de que todas las zonas ecológicas del arrecife sean estudiadas. Puede ser útil empezar en un borde del arrecife y manejar en un patrón de zigzag hasta alcanzar el otro borde; sin embargo, los factores como el viento, corrientes y ángulo del sol pueden determinar la dirección del remolque.
- 3) Usando un reloj impermeable para cronometrar los intervalos, el conductor detiene la embarcación cada 2 minutos de modo que el observador pueda anotar todos los datos que necesita para el estudio. El conductor anota la ubicación de cada tramo recorrido cada dos minutos y empieza el próximo cuando el observador le señala que está listo.



Técnica del remolque por Manta

Muestra de la Hoja de Datos para el Estudio de Remolque tipo Manta				
Localidad:			Fecha:	
Observador:			Hora:	
Remolque	Por ciento de cobertura viva			Otras características
	Corales pétreos	Octo-corales	Algas	
1				
2				
3				
4				
5				
6				
7				
8				
9				
10				
11				
12				
13				
14				
15				

La muestra de la hoja de datos en la página anterior presenta una manera de organizar información recogida durante un estudio de remolque tipo manta. Su hoja debe reflejar el propósito particular de su estudio, por ejemplo, buscando evidencia de daño por tormentas o blanqueamiento de corales. Estimar el porcentaje de cobertura viva (el porcentaje del fondo cubierto por organismos vivos) puede ser difícil, especialmente para principiantes y en áreas donde los organismos están distribuidos irregularmente. Usted también puede desear anotar otras características u organismos específicos como caracoles o erizos de mar. Sin embargo, el número de las diferentes variables sobre las que podemos recopilar datos van a depender de la experiencia y la habilidad del observador.



Estimando Porcentaje de Cobertura

La precisión del estudio de remolque tipo manta está limitada por la dificultad de evaluar visualmente los organismos dominantes del arrecife mientras se es remolcado detrás de una embarcación. Otro inconveniente es que se pueden estudiar áreas no apropiadas (por ejemplo, áreas grandes de arena o aguas profundas) ya que la trayectoria es determinada por el conductor de la embarcación. Sin embargo, la ventaja de esta técnica es que le permite que vea la "representatividad" de sitios de estudio individuales en el contexto de la gran variabilidad del ambiente del arrecife.

Si es necesario, debido a la profundidad, un estudio de remolque tipo manta puede realizarse mediante el uso de buceo SCUBA y de un acuaplano que puede ajustarse para controlar la profundidad. Para más información sobre este método, consulte la referencia al final de la página.

Referencia

Miller, J.W. (1991) "Scientific Diving Procedures," *NOAA Diving Manual*, National Oceanic and Atmospheric Administration, Manned Undersea Science and Technology Office, U.S. Department of Commerce, Washington, D.C., páginas 8-28 y 8-30.

SELECCIÓN DEL LUGAR DE ESTUDIO

El tipo y ubicación de los lugares que usted seleccione para su programa de monitoreo dependerá de sus objetivos y de los métodos de monitoreo que usted tenga disponibles. Tal vez tenga que hacer algunos cambios ya que es probable que ningún lugar cumpla con todos sus criterios. He aquí algunas consideraciones:

Lugares de control: Para evaluar cambios que han sido el resultado de disturbios antropogénicos, intente incluir lugares "control" (donde no han ocurrido disturbios) y lugares degradados. Por ejemplo, si su objetivo es determinar si la contaminación está dañando un arrecife de coral, los lugares de estudio deben localizarse cerca de una fuente de contaminación con lugares apropiados para "control" en otra parte. Localizar un buen lugar de control puede ser difícil, debido a que aun los arrecifes que son similares en perfiles de diversidad de especies y profundidad pueden diferir en otros aspectos importantes. Los datos más valiosos se obtienen mediante muestreos repetitivos en lugares de muestreo permanentes y por un largo período de tiempo.

Lugares representativos: Si usted va a estar muestreando en lugares seleccionados para contestar preguntas referentes a un área de estudio de mayor tamaño, será necesario incluir algo de validación de campo o "groundtruthing" para corroborar que los lugares seleccionados son representativos en términos de profundidad, topografía y diversidad de especies. El lugar con el mejor desarrollo de estructuras de arrecifes no es necesariamente el mejor lugar de estudio. Si la cobertura de coral es de un 80-90% es muy probable que, con el tiempo, la abundancia local disminuya y no aumente aun en ausencia de disturbios.

La complejidad del arrecife y la distribución en "parchos" complican la selección del lugar para monitoreos a largo plazo. El término "parche" se refiere a la distribución desigual y variable de los organismos del arrecife de coral en el espacio, por ejemplo, una porción del arrecife puede diferir en gran manera de otra porción en la cantidad de cobertura de organismos del arrecife. ("cobertura" se refiere a la cantidad de sustrato ocupado por un organismo, a menudo expresado como un por ciento.) En algunos casos, la zona con el mayor por ciento de cobertura de corales pétreos no será la zona con el mayor número de especies. En general, mientras más grande sea el área sobre la que se distribuyen los lugares de muestreo, más representativa será la muestra.

Muestreo estratificado: Si usted está estudiando un área que contiene una variedad de profundidades, hábitats marinos, u otras zonas identificables, puede ser apropiado estratificar su área de estudio en zonas relativamente homogéneas y escoger un número proporcional de lugares de muestreo dentro de cada zona.

Muestreo al azar: Su muestreo dentro del área de estudio seleccionada o en la zona estratificada debe ser al azar o la mayoría de las pruebas estadísticas no serán válidas. Escoger un medio de selección del área de muestreo antes de visitar el arrecife puede ayudar a eliminar la tentación de evitar un área que sería difícil de muestrear o de seleccionar un área que "se vea saludable". Usted puede asegurarse de una selección de cuadrantes al azar (áreas de muestreo cuadradas o rectangulares), transectos (áreas de muestreo lineales) o colonias individuales usando:

- una tabla de números aleatorios de un libro de estadística básica;
- números al azar en un directorio telefónico, utilice los últimos dos o tres dígitos para seleccionar las distancias a lo largo de una línea de transecto o rumbos de la brújula desde un punto dado; o
- una calculadora con un generador de números aleatorios que pueda proveer pares de números para indicar las coordenadas “x” y “y” para los cuadrantes a lo largo de una línea de un transecto. Por ejemplo los números 15 y 6 pueden designar la colocación de un cuadrante 15 metros a lo largo del transecto y 6 metros al sur de éste.

Una vez usted ha seleccionado un cuadrante o un transecto al azar, si necesita hacer nuevas subdivisiones para propósitos de muestreo, puede seleccionar los puntos de muestreo dentro del cuadrante o a lo largo de la línea de transecto al azar (como se describió anteriormente) o de forma sistemática, por ejemplo, en los puntos de intersección de una rejilla colocada sobre el cuadrante o a intervalos de 5 metros a lo largo del transecto.

Muestreo repetitivo: Tanto los lugares de muestreo permanentes como los temporales pueden ser utilizados para estimar cambios en las comunidades marinas a través del tiempo, aunque los resultados tienen implicaciones estadísticas diferentes. Los lugares que en cada ocasión son seleccionados al azar, son considerados inherentemente menos susceptibles a errores porque la “representatividad” de un lugar permanente siempre puede ser cuestionable. Sin embargo, muestrear en diferentes lugares cada vez puede no ser lo suficientemente sensitivo para medir cambios debido a la distribución en parches del arrecife. Además, el empleo de sitios temporales requiere de más muestras para lograr el mismo nivel de confiabilidad estadística que el obtenido mediante el muestreo repetido en sitios permanentes. Los sitios permanentes son recomendados generalmente para los monitoreos a largo plazo descritos en este manual porque ofrecen la mayor cantidad de información, consistencia, repetibilidad y confiabilidad.

Marcando el Sitio

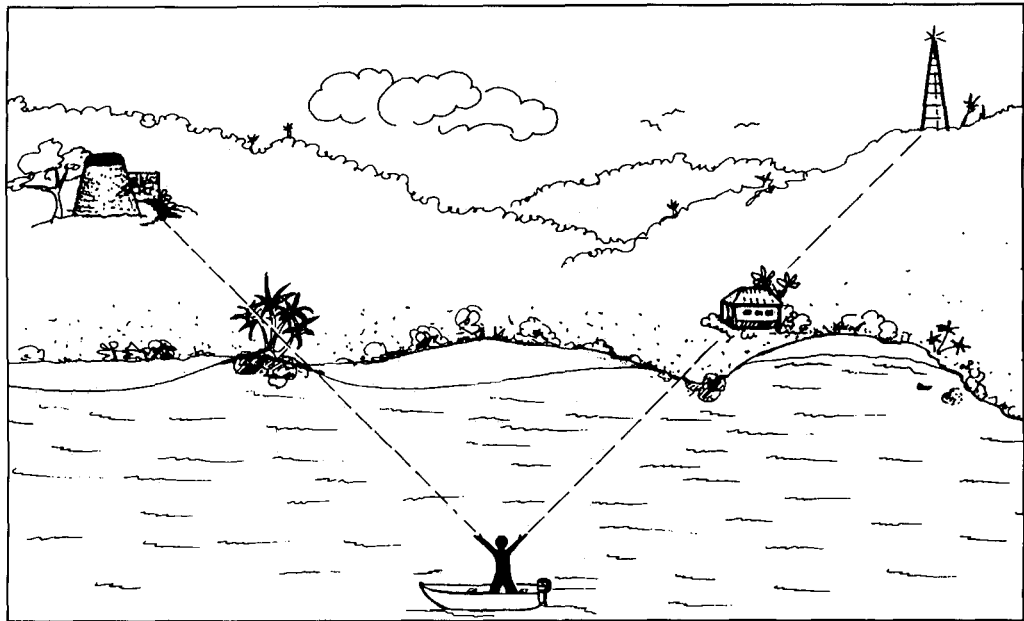
Una vez usted ha seleccionado un sitio permanente, necesita marcar y documentar su localización con mucho cuidado, para que en otra ocasión pueda encontrarlo fácilmente.

Marcadores de referencia: Los marcadores de referencia deben ser visibles a distancia. Varillas de acero inoxidable, latón, o estacas de estudio pueden durar por muchos años pero deben ser revisadas con regularidad, pues aun estos materiales se deterioran con el tiempo. Una estaca de estudio es un marcador de acero con una cubierta de cobre y una cabeza de bronce. Las hay disponibles en largos de 24”, 30” y la más útil, 36”. Las estacas de referencia también pueden construirse de tubos cuadrados de acero inoxidable, los tubos de 1-2 pulgadas de diametro y pared con espesor 1/8” usualmente son resistentes. También se pueden usar cáncamos (“eye pins”) de acero inoxidable. (Vea el Apéndice C, “Materiales y Abastecedores”).

Como instalar los marcadores: Introducir clavos, estacas, varillas o tubos en el sustrato con una mandarina es factible en algunos lugares pero no en otros. Usted puede instalar

marcadores en substratos duros con una perforadora de aire comprimido con barrena de carburo para cemento. La perforadora puede ser impulsada por aire proveniente de un tanque de buceo o por un compresor que opere desde la superficie. Algunos puntos a considerar: las herramientas de aire comprimido son ruidosas y requieren de mucha fuerza, de manera que el buzo tiene que llevar mucho peso para poder permanecer en el fondo, usar protección para los oídos y un traje de buceo grueso. Una perforadora de aire comprimido necesita un mantenimiento cuidadoso para garantizar una operación segura y efectiva.

Según aumenta la profundidad, las perforaciones con aire comprimido se vuelven menos eficientes. Los sistemas hidráulicos, aunque más costosos, proveen una alternativa menos ruidosa y más poderosa. Una vez se logra hacer una perforación, las estacas pueden ser colocadas con cemento hidráulico mezclado en la superficie y llevado al lugar de trabajo en bolsas plásticas con cierre ("ziplock") o envases "Tupperware" cerrados.



Anotando la localización

Anote la localización: Para encontrar el lugar con facilidad en el futuro, necesita anotar la localización con la mayor precisión posible. He aquí algunas sugerencias:

- La forma que se prefiere generalmente, es fotografiar dos pares de marcas de reconocimiento en tierra que sean conspicuas, permanentes, se encuentren en la misma línea del campo de visión y al menos separadas por 90 grados. Por ejemplo, en una dirección, usted puede ver una casa roja detrás del punto más alto de un área rocosa expuesta en la orilla y una torre de agua detrás de un árbol conspicuo en la otra dirección. Para regresar al lugar, usted tiene que encontrar el punto donde estos objetos quedan alineados.

- Si usted no puede encontrar pares alineados de marcas de reconocimiento en tierra, usted puede fotografiar al menos tres marcas en tierra y anotar las lecturas de la brújula para cada una de ellas desde un bote en el lugar de estudio. Nuevamente, mientras más amplio el ángulo entre las marcas de reconocimiento en tierra, mejor su documentación.
- Si usted selecciona marcas de reconocimiento en tierra que se encuentran en un mapa, usted puede utilizar las lecturas de su brújula o los pares de marcas alineadas en tierra para anotar su lugar de estudio en el mapa.
- Anotar la profundidad del lugar puede ayudar a confirmar la relocalización correcta, especialmente si se utiliza en combinación con las lecturas de una brújula o pares de marcas de reconocimiento en tierra.
- Usted puede anotar o fotografiar colonias de coral conspicuas u otros rasgos distintivos del área que le ayuden a navegar bajo el agua.
- Usted puede amarrar una boya sumergida a un pedazo de coral muerto con marcadores de vinilo ("flagging tape"). (Si usted la amarra a una estaca, su movimiento en el agua puede aflojar la estaca.)
- Si usted tiene un GPS de campo (sistema de posición global o GPS, por sus siglas en Inglés), puede determinar las coordenadas, latitud y longitud, del lugar de estudio. Sin embargo la exactitud de un GPS varía de ± 3 a ± 50 metros, dependiendo del instrumento y de si hay una estación de base cerca del área.

II. MONITOREO FISICO Y QUÍMICO

DESCRIPCIÓN GENERAL

Chapter II Las propiedades físicas y químicas del agua en su lugar de estudio deben ser medidas regularmente para una posible correlación con cualquier cambio observado en el arrecife. La mayoría de las especies de coral sólo pueden sobrevivir dentro de rangos estrechos de salinidad y temperatura, y cualquier cambio marcado en parámetros tales como transmisión de luz, sedimentación y oxígeno disuelto puede afectar el crecimiento y supervivencia de los organismos del arrecife.

Parámetro	Por qué/Dónde Puede ser de importancia especial
Temperatura	Preocupaciones recientes acerca de lo extenso de los eventos de "blanqueamiento" y su posible asociación a temperaturas elevadas en el agua, junto a una preocupación, aun más generalizada, acerca del calentamiento global, ha aumentado el interés en la recopilación de datos de temperatura del agua en los ambientes de arrecifes de coral.
Oxígeno disuelto	Necesario para la supervivencia de animales marinos; niveles bajos pueden ser indicativos de altas concentraciones bacterianas.
Salinidad	De interés en áreas de arrecifes que pueden estar sujetas a flujos de agua dulce (por ejemplo, aquellos cercanos a ríos), o alta salinidad y agua caliente proveniente de instalaciones donde se produce agua.
pH	Poco probable que varíe mucho a través del tiempo, pero cambios pueden ser indicativos de que el arrecife esta siendo afectado por una nueva fuente de contaminación o por contaminación adicional de una fuente que ya ha sido identificada.
Transmisión de luz	La cantidad de luz disponible para la fotosíntesis de algas de vida libre y simbióticas afecta el crecimiento de corales y de otros organismos.
Sedimentación	Los sedimentos pueden reducir la luz disponible para la fotosíntesis, agotar el oxígeno disuelto, y sofocar organismos.
Nutrientes	Su aumento puede causar cambios en la abundancia relativa de organismos tales como macro algas y bacterias.
Velocidad y dirección de la corriente	Las corrientes transportan nutrientes, sedimentos y otros contaminantes; alimento, peces y larvas de coral al ecosistema de arrecifes de coral.

La temperatura del agua, salinidad, turbiedad y oxígeno disuelto deben ser medidos como parte de un programa de monitoreo mínimo. En el océano abierto, éstos puede que fluctuen muy poco a través del tiempo, pero en aguas someras y cercanas a la costa pueden ocurrir muchas variaciones. Por ejemplo, las lluvias fuertes pueden disminuir la salinidad y la temperatura. Todos estos parámetros pueden ser medidos de forma conveniente en el campo.

Por ejemplo, un instrumento tal como el Hydrolab Datasonde medirá temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, pH, y conductividad mientras permanece en el lugar de muestreo para un monitoreo continuo. Qué usted elige medir y cómo usted mide dependerá de los objetivos de su monitoreo y de su presupuesto.

TEMPERATURA

La temperatura del agua puede ser medida sosteniendo un termómetro sencillo a 0.5 m debajo de la superficie y/o en la profundidad de su lugar de estudio. Lea la temperatura mientras que el bulbo del termómetro todavía está sumergido en el agua. Un termómetro de máximo/mínimo dejado en el lugar de estudio registrará lo más caliente y lo más frío que ha estado el agua desde que se instaló el termómetro. Generalmente es adecuado llevar a cabo un monitoreo mensual a menos que la temperatura sea una preocupación especial debido al blanqueamiento de corales o al efluente de una central termoeléctrica cercana.

Un termistor es un sensor de temperatura. Un termistor unido a un microprocesador y colocado dentro de una cubierta impermeable puede tomar automáticamente la temperatura del agua a intervalos periódicos.

El uso de un Termistor/Microprocesador

- Usted debe calibrar un termistor nuevo con un termómetro de la Oficina Nacional de Estándares y debe calibrarlo cada vez que lo despliegue. El instrumento debe ser enviado al fabricante para una recalibración cada año y medio.
- Amarre el instrumento a una estaca de referencia en el arrecife con varios cables plásticos o de un material similar.
- El instrumento puede funcionar por 1 o 2 años con las mismas baterías, pero si quiere proteger los datos contra pérdida o distorsión, es mejor retirar la unidad cada seis meses, obtener los datos, y cambiar las baterías. Si tiene un instrumento adicional, usted puede substituir la unidad inmediatamente para no interrumpir la secuencia en la toma de datos.

Los instrumentos Ryan y Hurgun Seamon se pueden leer con una precisión de 0.1°C, y se pueden programar para registrar la temperatura a intervalos designados hasta cada dos horas. La unidad Ryan oscilará hasta 0.3°C durante un período de meses si no se vuelve a calibrar. Usted puede extraer los datos y crear un termógrafo que muestra la fecha y la hora usando dos programas de computadora: Microsoft "Windows" y el programa "Windows" que trae el instrumento Ryan.

El instrumento de Hurgun Seamon viene con un programa que puede crear tablas y gráficos que muestran la fecha, la hora y la temperatura. Los datos pueden ser exportados a programas como Lotus o QuatroPro para análisis y creación de gráficos más complejos.

OXIGENO DISUELTO

El oxígeno disuelto es la cantidad de oxígeno disponible para la respiración por los organismos acuáticos y se expresa como mg O₂ por litro de agua (o partes por millón, ppm). El oxígeno disuelto se puede medir fácilmente en el campo usando un oxímetro o un módulo de prueba barato basado en el método de titulación.

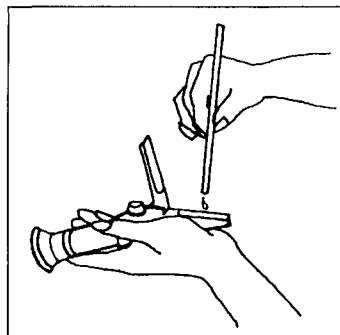
SALINIDAD

La salinidad es una estimación de la concentración de sales disueltas en agua de mar, expresada como S o/oo o S ppm (partes por millón, ppm). Puede ser utilizada para detectar un influjo de agua dulce de fuentes naturales o antropogénicas. Típicamente la salinidad en los arrecifes es de 34 a 37 ppm. En los lugares donde existen fuentes subterráneas de agua dulce, es preferible medir ambas salinidades, la del fondo y la de la superficie. He aquí tres instrumentos que se pueden utilizar para medir salinidad.

- **Hidrómetro:** Un hidrómetro es un tubo de cristal que mide la salinidad comparando el peso de una muestra de agua de mar a la del agua dulce. El agua de mar se debe recoger en una botella limpia por lo menos a 0.5 m debajo de la superficie. El hidrómetro se coloca en un envase que se va llenando con agua de mar hasta que el hidrómetro flota.

Usando el número en la escala del hidrómetro en la superficie del agua y la temperatura del agua, usted puede determinar la salinidad mediante tablas proporcionadas con el instrumento. Aunque un hidrómetro se puede utilizar en el campo, es frágil y se rompe fácilmente, así que es mejor hacer esta prueba en el laboratorio.

- **Refractómetro:** Este instrumento es más costoso que un hidrómetro, pero es menos frágil, fácil de utilizar en el campo, y proporciona datos suficientemente exactos para la mayoría de los propósitos. El refractómetro, que se asemeja a un telescopio pequeño, mide la flexión de la luz mientras pasa a través del agua de mar como resultado de las sales disueltas. Usted pone algunas gotas de la muestra de agua bajo la cubierta transparente y mira a través del ocular para ver la lectura en una escala calibrada. El refractómetro se debe calibrar con frecuencia usando agua destilada. Este instrumento puede no ser adecuado para aguas que tienen una gran cantidad de sedimentos suspendidos.
- **Salinómetro:** Un salinómetro a menudo posee también sensores de temperatura y conductividad en una sola unidad. El salinómetro se compone de una sonda conectada por un cable eléctrico a una cubierta con un metro de lectura. La sonda se baja a la profundidad deseada y la salinidad se lee en la esfera del metro, los datos también se pueden transmitir directamente a una computadora.



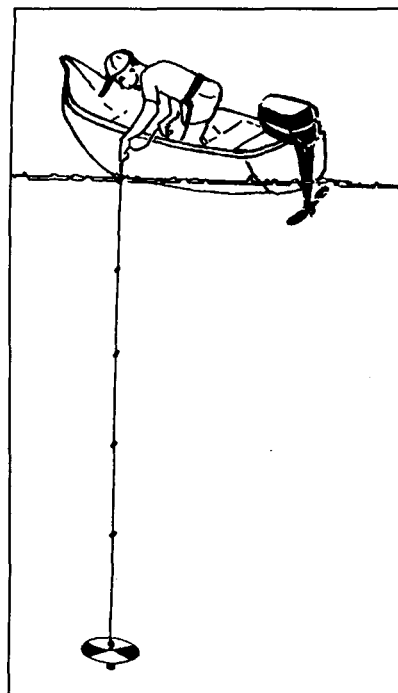
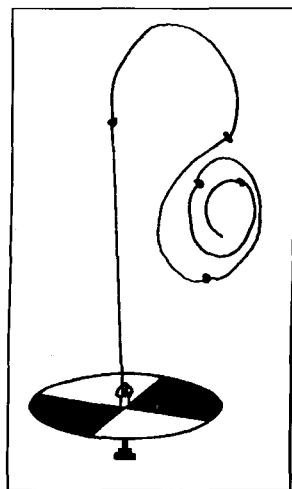
Refractómetro

MEDICIÓN DEL pH

El pH de una muestra de agua es una medida de la concentración del ion de hidrógeno y tiene una escala de 1 a 14, siendo el "1" el más ácido y el "14" el más alcalino; un pH de "7" se considera "neutro". El pH de las aguas del arrecife (que se encuentra en el rango de 7.5 a 8.4) no varía mucho, pero su medida es valiosa en monitoreos a largo plazo ya que cambios en pH pueden indicar que el arrecife está siendo afectado por contaminación. Usted puede utilizar un metro de pH, o un metro más elaborado que también medirá temperatura, salinidad, oxígeno disuelto y conductividad.

TRANSPARENCIA DEL AGUA Y LA LUZ

La luz es esencial para las zooxantelas, plantas unicelulares que se encuentran en la mayoría de los corales pétreos, los octocorales, zoántidos y en algunas anémonas y medusas. Las partículas suspendidas en el agua absorben y dispersan la luz, reduciendo su penetración en el agua. Usted puede medir la transmisión de luz directamente con un transmisómetro, o indirectamente, midiendo la visibilidad en el agua con un disco Secchi, o midiendo la cantidad de luz dispersada con un turbidímetro. Las medidas tomadas de estas diversas maneras no tienen ninguna correlación matemática simple, por ejemplo, la profundidad del disco Secchi no se puede utilizar para predecir la lectura del turbidímetro, y las concentraciones de materia suspendida no se correlacionan directamente con el porcentaje de la transmisión de luz.



Usando un Disco Secchi

Disco Secchi

Transparencia vertical: Para medir la transparencia vertical del agua, marque metros en una línea o una cuerda y amárrela a un disco de 20 a 30 centímetros de diámetro. El disco puede ser blanco o dividido en cuatro secciones iguales que alternen los colores blanco y negro. Coloque una pesa bajo el disco o utilice un material pesado para su construcción. La cuerda debe ser de un material que no estire, por ejemplo, polypropileno o nailón de doble trenza. Baje el disco en el agua hasta que usted no pueda verlo. Levante lentamente el disco hasta que apenas reaparece y registre la profundidad en ese punto. Si el fondo es visible, registre " F " para el fondo. Para obtener buenos datos comparativos a largo plazo, se recomienda tomar las lecturas a la misma hora ya sea en diferentes lugares o en un mismo sitio.

Transparencia horizontal: El disco Secchi también se puede utilizar para medir la visibilidad horizontal en el agua. Una persona coloca el disco de forma perpendicular y a 0,5 m debajo de la superficie del agua con el final de una cinta métrica; una segunda persona nada lejos del disco con la cinta métrica hasta que el disco desaparece de su vista, después lentamente retrocede hasta que reaparece el disco, y registra la distancia.

Turbidímetro

Un turbidímetro o un nefelómetro determina la claridad del agua en el laboratorio pasando un haz de luz a través de una muestra de agua y midiendo la cantidad de luz dispersada por las partículas a un ángulo de 90° del rayo de luz. La cantidad de luz dispersada es directamente proporcional a la turbiedad. Utilice muestras de agua de cerca de 100 ml de volumen procedentes de su lugar de estudio. El turbidímetro lee en unidades nefelométricas de turbiedad, (NTU) por sus siglas en inglés.

Usted debe tener cuidado al interpretar las lecturas del turbidímetro porque pueden fluctuar extensamente debido a la pequeña cantidad del volumen de cada muestra, la desviación del instrumento y a otros factores que no están relacionados directamente a la claridad del agua. Se deben analizar tres muestras y utilizar el promedio de las tres como el valor del dato. Busque las tendencias constantes en los datos, los aumentos o disminuciones sustanciales a largo plazo. Por ejemplo, si después de varios meses de obtener valores de menos de 1.0 NTU en un lugar determinado usted obtiene una serie de valores sobre 2.0 NTU, en general usted puede concluir que la turbiedad ha aumentado de manera significativa. Los cambios más pequeños son más difíciles de interpretar.

Midiendo la Penetración de la Luz

Transmisión de luz: Se utiliza un transmisómetro de Martek para medir la cantidad de luz que no es dispersada ni absorbida por las partículas o las moléculas solubles en una trayectoria de un metro de agua. Este instrumento es costoso, pesado y delicado para llevar, pero puede proveer una prueba de campo que no es afectada por el ángulo del sol o la hora del día.

Radiación fotosintética activa: PAR, por sus siglas en inglés, es la cantidad de luz del sol disponible para el proceso de la fotosíntesis en las plantas (longitudes de onda de 380 a 710 nm). La cantidad de PAR puede variar con la cobertura de nubes, el fitoplancton en la columna de agua o la turbiedad. Para obtener la radiación fotosintética activa y poder calcular la atenuación de la luz a profundidades seleccionadas en el lugar de estudio, se utiliza un contador o metro de cuántum, Li-Cor, con un sensor subacuático y un cable para bajar el sensor por el lado de la embarcación.

Radiación ultravioleta: La disminución del ozono en la atmósfera superior y el aumento simultáneo en la radiación UV que alcanza la superficie de la Tierra han logrado que los datos de la cantidad de radiación UV que llega a los arrecifes sean de interés especial. Existe cierta evidencia de que el blanqueamiento de corales puede ser producto de un sinergismo entre altas temperaturas del agua y altas intensidades UV. La radiación UV (longitudes de onda más cortas que PAR) se puede monitorear de forma continua con un espectroradiómetro si se instala un sensor permanentemente en el arrecife.

Materia Suspendida

La cantidad y el tipo de materia suspendida en la columna de agua afectan la transmisión de la luz y se pueden medir para monitorear cambios en la calidad del agua. Medir la concentración

de la materia suspendida en las aguas del arrecife requiere la colección de muestras en el campo y la filtración de éstas en el laboratorio. En muchos lugares las concentraciones de materia suspendida son tan bajas que puede tomar varios litros de agua para conseguir una cantidad detectable en el filtro. Sin embargo, los datos de base sobre las concentraciones de materia suspendida son importantes para propósitos de comparación.

Midiendo la Materia Suspendida

- 1) Pese un filtro seco, Millipore de 0.45 micrones, que haya sido previamente enjuagado con agua destilada.
- 2) Con un muestreador de agua Van Dorn o uno similar, obtenga al menos tres muestras de agua de mar (de un litro cada una) a dos profundidades: justo bajo la superficie y aproximadamente a un metro del fondo. Transfiera cada muestra a una botella clara de polietileno.
- 3) En el laboratorio, agite la muestra y luego filtre un volumen medido de agua de la muestra a través del filtro Millipore usando una bomba de vacío. Déjela secar (a 60°C si es posible) hasta obtener un peso constante.
- 4) Para determinar la cantidad de materia suspendida en mg/l, divida la diferencia entre el peso final del filtro y el peso inicial, después de la filtración, por el número de litros en la muestra (en este ejemplo, 1). Calcule el valor promedio para sus muestras.

$$\text{mg/l de materia suspendida} = \frac{\text{Peso final} - \text{peso inicial (mg)}}{\text{No. de litros de muestra filtrados}}$$

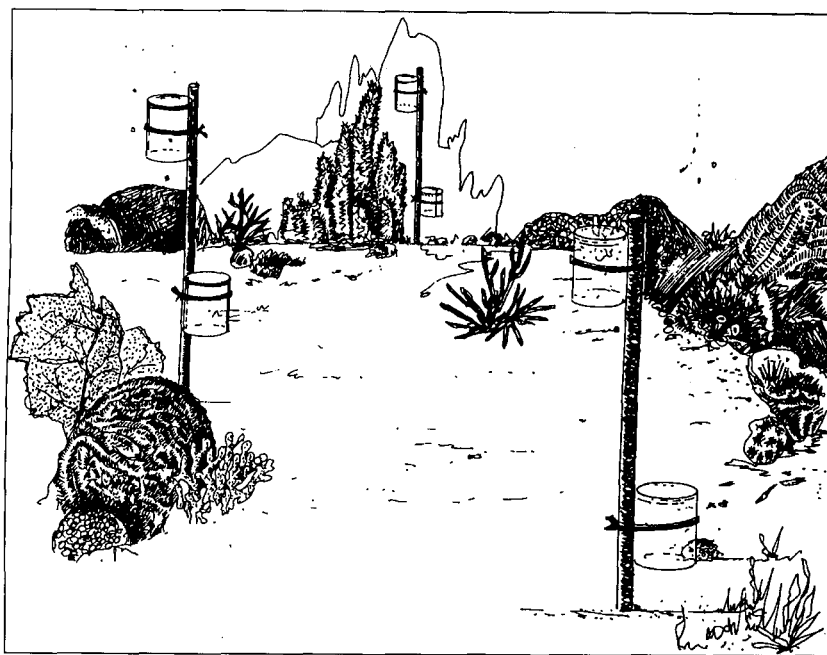
En la determinación de las posibles causas de un aumento en materia suspendida, usted necesita considerar la duración así como la tasa del cambio. Los aumentos pueden ocurrir después de las tormentas que resuspenden los sedimentos marinos o causan deslave en tierra, durante las afloraciones del plancton, y durante operaciones de dragado.

Referencia

Parsons, T.R., Maita, Y., Lalli, C.M. (1984) A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis, Pergamon Press, New York, NY.

DEPOSICION DE SEDIMENTOS

Los datos sobre las tasas de sedimentación son especialmente importantes para los arrecifes vulnerables a la sedimentación procedente de operaciones de dragado y de la erosión. Recogiendo muestras en y sobre el sustrato, usted puede estimar el sedimento que es resuspendido y transportado a lo largo del fondo (el componente del "bedload") así como el sedimento que se asienta, proveniente de la columna de agua.



Trampas de Sedimento

Midiendo la Deposición de Sedimentos

- 1) Utilice envases plásticos de lados rectos (de unos 10 centímetros de alto y 8 centímetros de diámetro) y que tengan tapas que ajusten bien, amarre los envases abiertos a las estacas de referencia a 50 centímetros y a 10 centímetros del substrato. Tome por lo menos tres muestras en cada altura y en cada lugar.
- 2) Después de un número determinado de días (generalmente no más de 14), cierre los envases bajo el agua y tráigalos al laboratorio. Remueva con pinzas cualquier organismo pequeño que encuentre en ellos
- 3) Pese filtros Whatman #2 y filtre las muestras vertiendo el contenido del envase a través del filtro, usando un embudo Buchner.
- 4) Enjuague cada filtro varias veces vertiendo agua destilada suavemente a través del filtro en el embudo para eliminar las sales del sedimento.
- 5) Seque los filtros con sedimento en un horno a 70°C hasta que obtenga un peso constante.
- 6) Calcule la razón de sedimentación como mg de sedimento por cm² por día. El peso del sedimento es el peso total menos el peso del filtro, y el área de la apertura del envase es πr^2 (r = radio en centímetros).

$$\text{Razón de Sedimentación} = \frac{\text{Peso del Sedimento}}{\text{Num. de días en el campo} \times \pi r^2}$$

CLOROFILA

El fitoplancton, las plantas microscópicas que flotan a la deriva en la columna de agua, contiene clorofila, que captura energía de la luz del sol para la fotosíntesis. Midiendo la cantidad de la clorofila a, b, y c en una muestra de agua, usted puede estimar las concentraciones del fitoplancton. Debido a que una afluencia de nutrientes puede causar un floracimientto del fitoplancton, un aumento en clorofila puede también indicar un aumento en nutrientes.

Midiendo Clorofila

- 1) Filtre una muestra de agua de dos litros (que fue guardada en la oscuridad y en hielo) a través de un filtro de fibra de vidrio de 47-milímetros con un vacío de 0.2 atmósferas mientras que agrega de 3-5 gotas de $MgCO_3$. (el volumen de agua necesitado dependerá de la cantidad requerida para producir un color visible en el filtro.). Seque el filtro bajo vacío.
- 2) Coloque el filtro en un tubo para centrífuga de 15-ml, añada 10 ml de acetona al 90%, y agítelo bien.
- 3) Cubra el tubo con papel de aluminio y colóquelo en el refrigerador para extracción de 18 a 24 horas; luego mezcle y coloque el contenido en una centrífuga por 10 minutos a 4,000 rpm.
- 4) Vierta cuidadosamente la porción líquida en una cubeta de espectrofotómetro de 10 cm de longitud de paso.
- 5) Mientras que la muestra está a temperatura ambiente, utilice un espectrofotómetro para medir rápidamente la extinción a 750, 664, 647, y 630 nm. Corrija la medida de extinción restando la lectura de los 750-nm de las lecturas de 664, las de 647, y de los 630 nm. (en los 750 nm, no se obtiene ninguna absorbencia del pigmento.)
- 6) Calcule la cantidad de clorofila en la muestra usando estas fórmulas:

$$\text{Clorofila } a = 11.85 E_{664} - 1.54 E_{647} - 0.08 E_{630}$$

$$\text{Clorofila } b = 21.03 E_{647} - 5.43 E_{664} - 2.66 E_{630}$$

$$\text{Clorofila } c = 24.52 E_{630} - 1.67 E_{664} - 7.60 E_{647}$$

E = absorbencia en las longitudes de onda conocidas (corregidas por la lectura a los 750-nm)

$$\mu g/l = \frac{\text{Clorofila } a, b, c \times \text{ml de acetona}}{\text{No. de litros de agua de mar filtrados} \times \text{cm path length}}$$

Referencia

Parsons, T.R., Maita, Y., Lalli, C.M. (1984) "Determination of chlorophylls and total carotenoids: spectrophotometric method," *A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis*, Pergamon Press, New York, NY, pp. 101-104.

Aunque es costoso, un fluorómetro también proporciona una medida sensible de clorofila *a* y utiliza una muestra de agua filtrada más pequeña que la que se usa en el espectrofotómetro. Usted puede colocar un tubo con la muestra de agua en el fluorómetro, o utilizar una bomba y un sistema de tubos para obtener medidas de flujo continuo en el lugar de muestreo. Para determinar la concentración de la clorofila *a* en la muestra, utilice la siguiente fórmula:

$$\text{Clorofila } a, \mu\text{g/l} = F_s (r/r-1) (R_b - R_a)$$

donde F_s = es el factor de respuesta para la configuración de la sensibilidad utilizada; R_b = fluorescencia del extracto de la muestra antes de la acidificación; R_a = fluorescencia del extracto de la muestra después de la acidificación; y r = cociente de antes-y-después de acidificar una solución pura de clorofila *a*.

Referencia

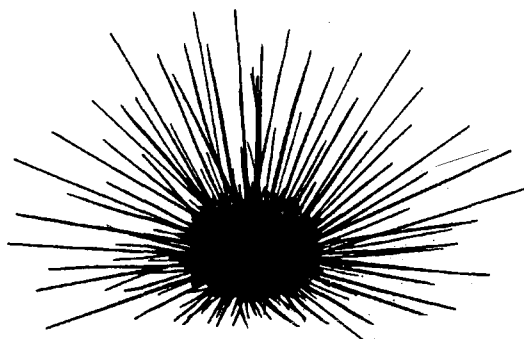
U.S. Environmental Protection Agency (1992) Method 445.0: In vitro determination of chlorophyll *a* and pheophytin *a* in marine and freshwater phytoplankton by fluorescence, *Methods for the Determination of Chemical Substances in Marine and Estuarine Environmental Samples*, Environmental Monitoring Systems Laboratory, Cincinnati, Ohio.

CONCENTRACIONES BACTERIANAS

Resulta importante comprobar si existe contaminación bacteriana si usted sospecha contaminación por efluentes de embarcaciones, aguas residuales, tanques sépticos viejos, campos de percolación sobrecargados, o escorrentías agrícolas. Las aguas marinas son examinadas generalmente para bacterias coliformes, contando las bacterias cultivadas en platillas Petri. Preparar un cultivo de bacterias requiere un autoclave, una incubadora, un baño de H_2O , un refrigerador, un metro de pH, y un muestreador de profundidad. Si usted tiene una incubadora, puede obtener un módulo de Hach Company que contiene los materiales para cultivar de 80 a 100 muestras. Si usted no tiene la experiencia para analizar las muestras usted mismo, puede enviarlas a un laboratorio. Las cervecerías y las procesadoras de azúcar generalmente tienen laboratorios bacteriológicos.

Referencia

Parsons, T.R., Maita, Y., Lalli, C.M. (1984). *A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis*, Pergamon Press, New York, NY.



NUTRIENTES

Los nutrientes se encuentran de forma natural en las aguas costeras y son requeridos por los organismos en el arrecife. Los arrecifes coralinos se encuentran típicamente en aguas calidas con concentraciones muy bajas de nutrientes. Las altas concentraciones de nutrientes pueden causar florecimientos de macroalgas y fitoplancton. Especialmente en aguas poco profundas cercanas a la costa, la descomposición de estas algas puede reducir en gran manera las concentraciones de oxígeno disuelto, presentando una amenaza potencialmente mortal a los organismos del arrecife. Las altas concentraciones de nutrientes también pueden indicar contaminación procedente de especies de bacterias como *Echerichia. coli*, que pueden ser peligrosas a la salud humana. La presencia de florecimientos de algas o bacterias puede indicar contaminación procedente de aguas residuales, domésticas e industriales y de escorrentías agrícolas.

Muestreo para Nutrientes

Idealmente, los sedimentos en la columna de agua y del fondo se muestrean por lo menos cuatro veces al año para monitorear los nutrientes en el sistema del arrecife. Esto requiere la colecta de:

- muestras de agua para el análisis de los nutrientes inorgánicos y orgánicos disueltos (nitratos, nitritos, amoníaco, fosfatos, y silicatos); y
- muestras de catas del sedimento para carbono total, nitrógeno, fósforo (C, N, P).

Los sedimentos almacenan nutrientes y pueden proporcionar un récord íntegro de las condiciones de éstos. La historia de la carga de nutrientes en zonas de surgencia (proceso por el cual el agua profunda es traída a la superficie por las corrientes y los vientos) se puede determinar mediante el análisis de metales traza (Cd, Mn, Ba) de catas barrenadas en corales. Los ácidos húmicos y fúlvicos correlacionan con los nutrientes procedentes de tierra cargados por escorrentías de agua dulce. (Vea "Muestras de catas," III-12)

Análisis de Nutrientes

Los datos básicos sobre la composición de nutrientes son útiles, pero el análisis de nutrientes no es simple y es difícil obtener buenos datos. La mayoría de los investigadores carecen de los recursos de laboratorio necesarios para los análisis de nutrientes, pero usted puede enviar muestras a un laboratorio para el análisis. Estas muestras pueden requerir tratamiento especial tal como refrigeración inmediata o la adición de fijadores antes del envío para detener cualquier actividad biológica que pueda alterar las concentraciones de nutrientes. Obtenga las instrucciones específicas de envío y la guía del laboratorio de prueba.

Debido a que el fitoplancton remueve rápidamente los nutrientes del agua, el análisis de nutrientes puede no mostrar una afluencia de nutrientes donde está presente un florecimiento de fitoplancton. Donde hay preocupación por la posible presencia de nutrientes, puede ser apropiado complementar los análisis de nutrientes con los de medidas de clorofila y el muestreo bacteriano, discutidos anteriormente.

En el otoño, después de la estación de lluvia, las aguas ricas en nutrientes del Orinoco, el segundo río más grande de América del Sur, son descargadas en el Golfo de Paria, que separa la isla de Trinidad de Venezuela, creando un penacho de agua dulce que es arrastrado al noroeste hacia el Caribe por las corrientes oceánicas. El análisis de las muestras de agua puede indicar la extensión del penacho.

El penacho del Orinoco

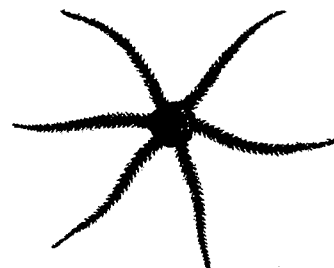
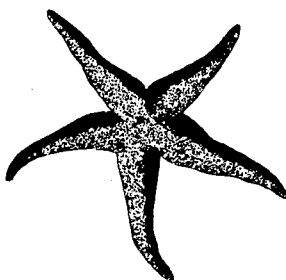
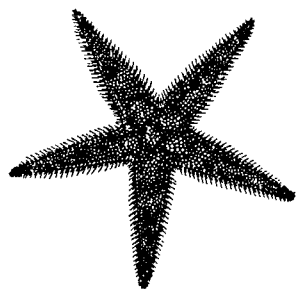
El penacho de agua dulce del Orinoco nutre a las algas marinas causando florecimientos de fitoplancton que pueden ser detectados por los satélites de Landsat. La extensión geográfica del penacho y la mezcla relativa del agua dulce con el agua de mar pueden ser detectadas mediante el uso de imágenes del "Coastal Zone Color Scanner" (rastreador a color de la zona costera) montado en satélites para estimar la concentración promedio de pigmentos del fitoplancton cerca de la superficie. Esto se logra mediante la relación de las longitudes de onda azules (443 nm) o azulverdosas (520 nm) a las verdes (550 nm).

Cuando el penacho del Orinoco llega al suroeste de Puerto Rico, el agua dulce ya se ha mezclado con el agua de mar, los nutrientes han sido utilizados y reciclados por el fitoplancton varias veces y los silicatos usualmente han sido reciclados por las diatomeas, de manera que el agua del penacho presenta muy poca diferencia del agua de mar "normal" del Caribe desde el punto de vista químico. Sin embargo, la salinidad puede todavía ser levemente más baja que el promedio, la concentración de silicatos un poco más alta y el agua puede parecer turbia, de color rojizo o marrón. Los productos de descomposición de la clorofila procedentes de los florecimientos de fitoplancton pueden ser detectados mediante el uso de un espectrofotómetro.

Cuando el penacho alcanza el Pasaje de la Mona, al oeste de Puerto Rico, generalmente es imperceptible. Sin embargo, un viento del sur prolongado (por varios días) empujará al penacho hacia el norte y no al noroeste, causando que el agua de mar se torne marrón de un día para otro, con una disminución dramática de la claridad del agua desde la isla de Antigua hasta la isla de St. Martin; llegando hasta las Islas Vírgenes. Su presencia se puede detectar si se buscan salinidades bajas y altas concentraciones de silicatos (3 a 5 μ moles por litro).

Referencia

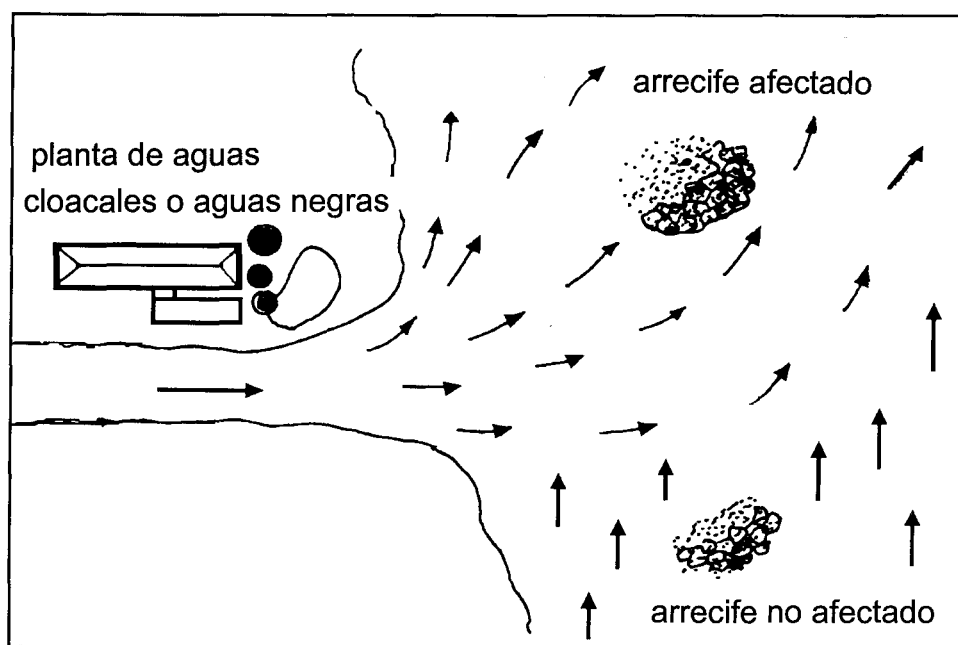
Müller-Karger, F.E., McClain, C.R., Fisher, T.R., Esaias, W.E., Varela, R. (1989): "Pigment distribution in the Caribbean Sea: Observations from space," *Progress in Oceanography*, 23:23-64.



CORRIENTES

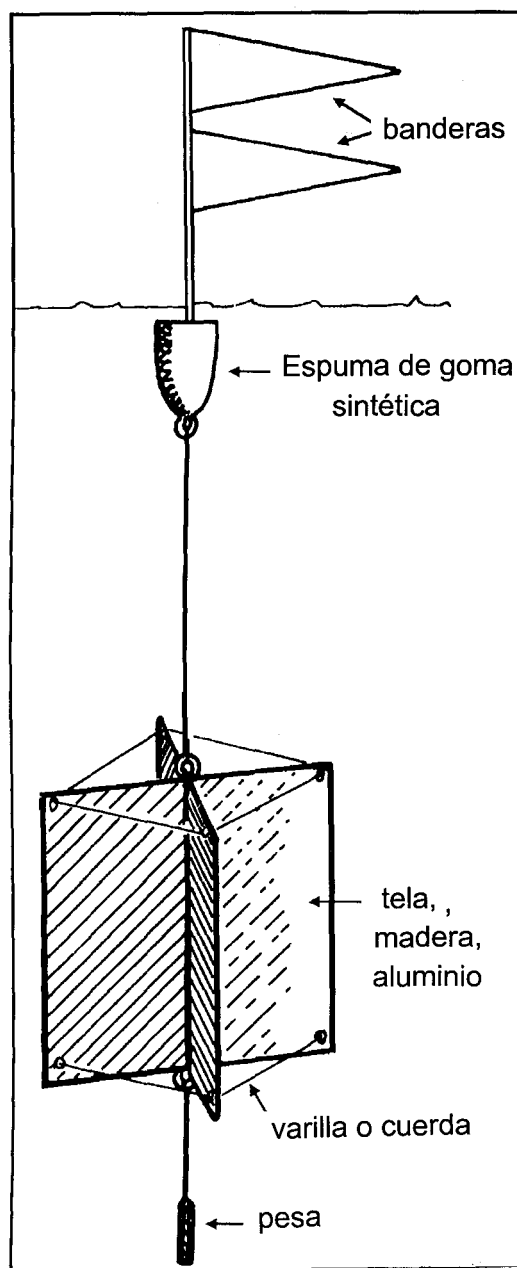
Es importante saber la dirección y la velocidad de las corrientes que prevalecen en el área de su lugar de estudio porque transportan organismos del arrecife en etapas larvales así como sedimentos y agentes contaminadores dañinos como el petróleo.

Los correntímetros que se pueden dejar in situ en el lugar de estudio son muy costosos. Para obtener una idea aproximada de la dirección y velocidad de la corriente, usted puede dispersar Rodamina B o un tinte de fluoresceína y medir el tiempo de su paso a través del agua, o soltar dispositivos a la deriva ("*drogues*") y observe su desplazamiento. Los dispositivos a la deriva son probablemente los mejores indicadores de corrientes en masas de agua pequeñas y semi-cerradas con corrientes lentas.



Ejemplo de Corrientes

Varios tipos de dispositivos a la deriva pueden ser comprados o contruidos. El aparato del "drogue" debe incluir una boya que sea bastante grande para aguantar un asta de bandera, un mástil de reflector de radar o una antena de radio, y para evitar que el peso lo hunda. Para asegurarse de que el aparato sea influenciado por las corrientes de agua más que por el viento, el área de las partes en el agua debe ser mayor que el área de las partes expuestas al aire. Las medidas pueden ser más exactas cuanto más grande sea, así que utilice un aparato que sea tan grande como práctico.



Cuerpo a la deriva

III. MONITOREO BIOLÓGICO

DESCRIPCIÓN GENERAL

Al diseñar un programa de monitoreo para arrecifes de coral, usted necesitará hacer algunos ajustes entre la exactitud y lo abarcador de sus datos, el tiempo, la dificultad y/o el costo de conseguirlo. Usted también necesita considerar si es justificable el riesgo de dañar el arrecife usando ciertos métodos de monitoreo.

Su programa de monitoreo necesitará reflejar la diversidad del área a través de los lugares de estudio seleccionados (composición) y responder a cualquier cambio que ocurra a largo plazo.

Por ejemplo, los cambios en la cobertura coralina se pueden medir adecuadamente con mucho menos esfuerzo de muestreo cuando es alta y uniforme que cuando es baja y parcheada. No hay conjunto de medidas ideal o aun posible de utilizar en todos los lugares o todo el tiempo, y su metodología debe ser flexible para evitar un muestreo excesivo o muy pobre.

Si es posible, es mejor que utilice una combinación de métodos, ya que es poco probable que el uso de una sola técnica para recopilar datos le pueda proporcionar toda la información que le sería de utilidad. Este manual resalta la documentación de cambios en el porcentaje de cobertura y arreglo espacial de los corales pétreos (incluyendo al coral de fuego, *Millepora*) porque son los que crean la estructura del arrecife. También se incluyen algunos procedimientos para monitoreo de octocorales, esponjas, algas y peces.

Ciertos organismos marinos, a menudo son designados como "especies claves", ya que tienen papeles funcionales que son más importantes de lo que su abundancia o biomasa sugiere. Los cambios en el tamaño de la población y distribución de estas especies pueden ser indicadores confiables de cambios más amplios en la comunidad marina local. Ejemplos de especies claves son: las estrellas de mar (*Acanthaster*) en los arrecifes coralinos del Pacífico y los erizos de mar (*Diadema antillarum*) en el Caribe.



Unidades de Muestreo

Este manual incluye tres enfoques al monitoreo de corales y otros componentes del arrecife: a través del uso de colonias individuales, de cuadrantes y de transectos lineales. Estos enfoques se pueden utilizar por separado o en combinación, y la fotografía submarina es un complemento importante para cualquiera de ellos. La siguiente tabla presenta un resumen de las unidades de muestreo y las clases de monitoreo a las que mejor satisface a cada una de ellas. Para una comparación más detallada de cuadrantes, foto-cuadrantes y los transectos de cadena, vea la página III-12.

Unidad de Muestreo	Usos en el monitoreo
Colonia de coral	Monitorea las condiciones generales de corales pétreos en específico, incluyendo crecimiento, blanqueamiento, enfermedades, crecimiento excesivo de algas.
Cuadrante	Mide por ciento de cobertura, diversidad de especies, abundancia relativa, densidad y tamaño; monitorea corales, octocorales, esponjas, hierbas marinas y algas.
Transecto lineal	Mide por ciento de cobertura, diversidad de especies y abundancia relativa en zonas dominadas por corales hemisféricos (cabezas de coral); estima índice espacial; no es apto para zonas de corales de alce, áreas de pavimento dominadas por octocorales, o áreas donde las colonias son pequeñas y están dispersas.

Frecuencia del Monitoreo

Las observaciones mensuales generalmente son las mejores para monitorear colonias de coral individuales. Los estudios de cuadrantes y transectos se pueden llevar a cabo cada seis meses y proporcionan suficientes datos para evaluar cambios en por ciento de cobertura y diversidad de especies; además reduce el riesgo de dañar organismos del arrecife durante el proceso de estudio. Por supuesto, en caso de sobrevenir una tormenta, un derrame de petróleo u otro disturbio, es importante evaluar los efectos cuanto antes, monitoree los cuadrantes y transectos permanentes para los cuales tiene datos anteriores al disturbio y continúe evaluando los daños y la recuperación.

Análisis de Datos

Es fácil recoger más datos de los que usted tiene el tiempo, los recursos, o el presupuesto para analizar inmediatamente, pero no permita que sus datos crudos se acumulen hasta el punto donde el análisis llegue a ser abrumador u ocurra demasiado tarde para ser útil. Los datos a corto plazo pueden ayudar a conseguir ayuda financiera para alcanzar las metas de monitoreo a largo plazo. Al planificar su programa de monitoreo, sea cuidadoso al determinar el esfuerzo y el costo que conlleva el análisis de datos.

Referencia

Hughes, T.P. (1992) "Monitoring of coral reefs: a bandwagon?" *Reef Encounter* 11:9-12.

MONITOREANDO COLONIAS INDIVIDUALES de CORALES PETREOS

Condición General

La observación de colonias individuales de corales pétreos (duros) a largo plazo, puede ser una manera simple de monitorear blanqueamiento, crecimiento excesivo de algas, depredación, enfermedad, sofocación por sedimentos, y el daño causado por buzos y buceadores libres ("snorkelers"). Aquí están los pasos básicos para recopilar datos de base.

- 1) **Marque la colonia.** La colonia puede ser marcada para futuros monitoreos usando un cable plástico con una etiqueta enumerada (como las que se usan para marcar al ganado) pegada a un clavo de 3 pulgadas (de los que se usan para estructuras de concreto) el cual se introduce en el sustrato cercano a la colonia. Se puede raspar cualquier organismo que crezca en las etiquetas para así poder observar el número de ésta.

Como cada colonia está marcada, registre la referencia del lugar con su brújula, la distancia de la colonia anterior, y el lado de la colonia donde se encuentra la etiqueta (N, S, E, O). Es también una buena idea colocar algunas estacas u otras marcas de referencia y registrar la distancia y la lectura de la brújula a cada colonia o grupo de colonias. Si las colonias de corales son derribadas por una tormenta, las marcas de referencia tienen mayor probabilidad de sobrevivir y permitirle localizar el resto de las colonias marcadas.



Colonia identificada

- 2) **Identifique las especies.** Existen sobre 40 especies de corales pétreos en el Caribe y en el Atlántico occidental. Aprender a identificarlos requiere práctica y un buen libro de consulta. (para sugerencias vea las " fuentes de información, " VI-5.) La taxonomía de corales, como la de muchos animales, está conforme a cambio. Por ejemplo, se sugiere que *Montastraea annularis*, considerado por mucho tiempo el coral más abundante y de mayor distribución en la región, son realmente tres "especies hermanas " dos de las cuales tienen tasas de crecimiento diferentes, y una de las cuales tiene una coloración inusual que se puede confundir con blanqueamiento.

Referencia

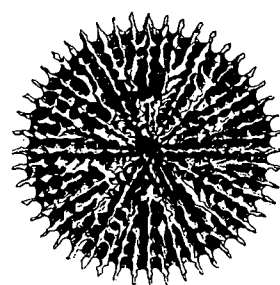
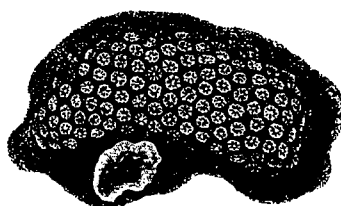
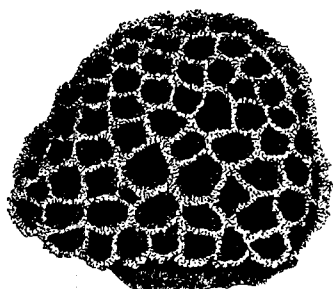
Knowlton, N., Weil, E., Weigt, L., Guzman, H. (1992) "Sibling species in *Montastraea annularis*, coral bleaching, and the coral climate record," *Science* 255:300-333.

3) **Registre la condición.** Las abreviaturas sugeridas en la próxima tabla pueden ayudar a describir las colonias.

Abrev.	Condición	Abrev.	Condición
blea	Coral blanqueado; blanco, todavía con tejido.	fr	tejido de coral pastoreado recientemente
dcw	Coral muerto; blanco, esqueleto de coral limpio, sin tejido	gr	área pastoreada hace mucho tiempo, con sobrecrecimiento de algas
dcs\turf	esqueleto de coral limpio, sin tejido pero con crecimiento de algas sobre el esqueleto	rg	área pastoreada hace mucho tiempo, muestra sobrecrecimiento de tejido
dca	coral muerto con crecimiento de algas; esqueleto no visible ni conspicuo, viejo	bbd	enfermedad banda negra
light	coloración clara; blanqueado pero no totalmente blanco	wbd	enfermedad banda blanca
lr	aristas y bifurcaciones claras (notado on <i>D. strigosa</i>)	mucus	cubierta de mucosa, notable en <i>P. astreoides</i> ; usualmente con sedimento adherido o crecimiento de algas; <i>S. siderea</i> tiende a mostrar masas adheridas de mucosa, con frecuencia se observa durante el verano en Florida
discol	tejido descolorado: color inusual no debido a blanqueamiento--púrpura, rosado, azulado, etc. (<i>S. siderea</i> tiene un color violeta que se vuelve luminiscente durante acontecimientos de blanqueamiento)	mustard	tejido color mostaza en <i>P. astreoides</i>
		ss	mancha de sedimento; pequeños agujeros llenos de sedimento

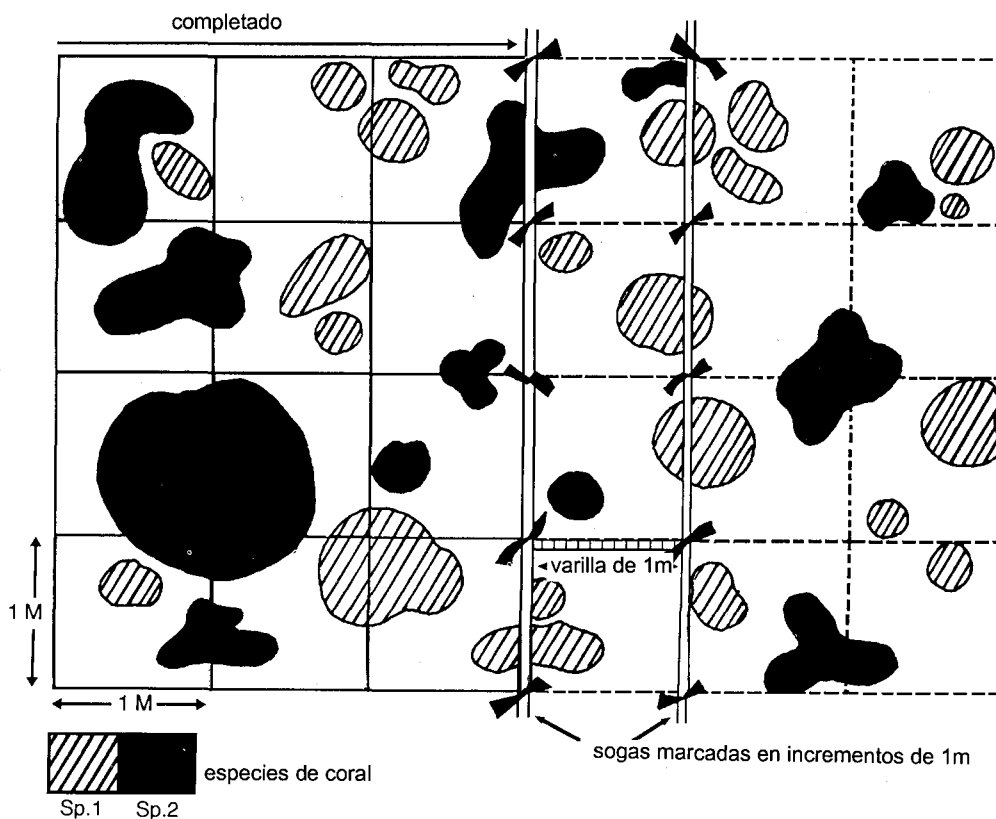
4) **Fotografíe la colonia.** Cada colonia debe ser fotografiada o grabada en cinta de video cuando se registra por primera vez. Incluya una pizarra en la foto con un número de identificación, fecha y escala (una carta de colores en la foto puede ayudar a documentar cambios sutiles a largo plazo). Tome la foto del ángulo que mejor represente a la colonia entera.

Usted puede laminar su fotografía y llevarla a su próxima visita de campo para evaluar cambios. Estas fotografías se utilizan para un análisis cualitativo más que cuantitativo porque es imposible reproducir exactamente el ángulo y la distancia de la cámara fotográfica, a menos que se utilice una montura rígida. Para más información sobre fotografía submarina, vea III-29.



Configurando mapas de las colonias: Si usted esta marcando colonias que son abundantes dentro de un área limitada (hasta 100m²), usted puede encontrar útil la configuración de mapas. Trace las colonias coralinas a escala en una rejilla mientras se encuentra bajo el agua.

Para colocar las colonias en la rejilla (cada cuadrado es igual a 1m²), ponga dos líneas pesadas (marcadas en metros con marcadores de vinilo ("flagging tape") paralelas, y a un metro de distancia. Solape una línea sobre otra hasta que haya trazado mapas de toda el área. Mantenga las lecturas de la brújula a lo largo de ambas líneas para mantenerlas paralelas. Aunque esta técnica proporciona una buena forma de relocalizar las colonias durante muestreos repetitivos y documentar su condición a largo plazo, es intensa y trabajosa: una configuración de un área de 100 m² a una profundidad de 3-4 m puede tomar 6 horas.



Mapa de colonias de coral

Frecuencia del Monitoreo: Las observaciones mensuales son generalmente las más eficaces para evaluar la causa y el efecto de cambios en colonias individuales de corales pétreos. Si las observaciones se hacen con menos frecuencia, puede ser difícil observar el daño que ha ocurrido desde el último monitoreo. Las algas pueden crecer rápidamente sobre áreas quebradas recientemente, a veces en una semana.

Referencias

French, K., Lewis, S., Hillis, Z. (1990) Coral monitoring conditions guide at the Buck Island Reef National Monument, report prepared for the U.S. Department of the Interior, National Park Service.

Bythell, J.C. Gladfelter, E.H. and M. Bythell (1993) "Chronic and catastrophic natural mortality of three common Caribbean reef corals," *Coral Reefs* 12(3/4): 143-152.

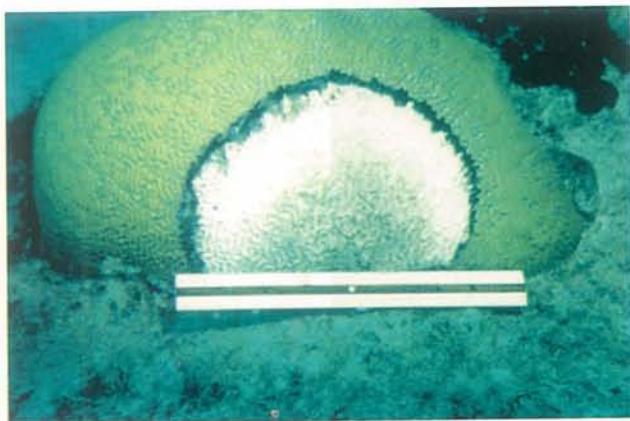
Enfermedades de los corales

Las enfermedades de los corales pétreos se han observado a través del Caribe y el Atlántico occidental, aun en arrecifes que se encuentran lejos de actividades humanas. El monitoreo de las colonias coralinas proporcionará información sobre la distribución de enfermedades a través de la región. Necesitamos aprender más sobre la extensión y severidad de estas enfermedades y sus causas. Para evaluar los efectos de las enfermedades coralinas, lo mejor es monitorear colonias individuales.



Coral cuerno de alce con la enfermedad de la banda blanca

Banda blanca: De etiología desconocida; afecta principalmente a las especies de *Acropora*. Aparece como una banda blanca que comienza alrededor de la base de una colonia o de una ramificación y de ahí se extiende. La "banda blanca" es el esqueleto descubierto, desprovisto del tejido de coral que sostiene a las zooxantelas. La enfermedad de la banda blanca progresa rápidamente, matando a la colonia entera.



Coral cerebro con la enfermedad de la banda negra

Banda negra: Causada por la cianobacteria ("alga verde-azul") *Phormidium corallyticum*, infecta comunmente a *Montastraea annularis*, *Diploria spp.*, *Colpophyllia natans* y *Siderastrea siderea*. Comienza como una banda del espesor de un lápiz que forma un halo en la cabeza del coral. El área a un lado de la banda parece normal mientras que el otro lado presenta el esqueleto con un cambio gradual de un color blanco puro a un área cubierta de algas. El coral puede morir de la enfermedad o eventualmente puede crecer de nuevo sobre el área muerta.

Referencias

- Gladfelter, W.B. (1982) "White-band disease in *Acropora palmata*: implications for the structure and growth of shallow reefs," *Bulletin of Marine Science* 32(2):639-643.
- Rutzler, K., Santavy, D. (1983) "The black band disease of Atlantic reef corals; I. Description of the cyanophyte pathogen," *PSZNI Marine Ecology* 4(4):301-319.

Blanqueamiento de Corales

El tejido de los corales pétreos y otros cnidarios con simbioses aparecen blanqueados cuando pierden sus algas endosimbióticas (zooxantelas) o cuando las zooxantelas pierden su pigmentación. El blanqueamiento debe distinguirse de la "foto-aclimatación", en la cual las concentraciones de pigmentos cambian simplemente en respuesta a los cambios de luz. Existe cierta evidencia de que el blanqueamiento puede ser una respuesta a altas temperaturas del agua y/o radiación ultravioleta. En el Caribe, ocurrieron eventos significativos de blanqueamiento en 1987 y 1990. Si queremos monitorear eventos de blanqueamiento, es mejor coleccionar datos de colonias individuales.

En la Florida, el zoántido conocido como la estera de oro del mar (*Palythoa*), ha sido el primer organismo en el que se ha observado blanqueamiento a causa de las altas temperaturas del agua y puede ser utilizado como especie indicadora de blanqueamiento. Usualmente precede al blanqueamiento de *Montastraea* por una semana. En un coral blanqueado puede ocurrir mortalidad parcial o total y las algas pueden crecer sobre el esqueleto de color blanco brillante. Algunas especies de Octocorallia (por ejemplo, *Briareum asbestinum*, *Plexaura homomalla*), y esponjas también pueden presentar blanqueamiento debido a la pérdida de sus algas simbióticas.



Coral blanqueado

Es importante considerar otras causas posibles para el cambio en apariencia cuando se sospecha blanqueamiento o enfermedad de la banda blanca, tales como:

- depredación por el "gusano de fuego" *Hermodice sp.* o el molusco *Coralliophila sp.*, ambos pueden dejar grandes áreas del esqueleto bien blancas.
- un abanico de mar (octocoral) que se encuentre cerca o un grupo de macroalgas (tal como *Dictyota*) que creen sombra o erosionen el coral.
- el uso de cabezas de coral como sostén para las manos en áreas de buceo, lo que causa muerte y eventualmente cobertura por algas.
- diferencias de color en especies de corales entre áreas e individuos; por ejemplo, el *Porites sp.* púrpura de la isla de San Juan (St. John), en las Islas Vírgenes de los Estados Unidos (IVEU) nunca ha sido visto en Buck Island, en la isla de Santa Cruz (St. Croix), IVEU, que solo se encuentra a 35 millas de distancia.

Cómo monitorear corales blanqueados

- 1) Obtenga la siguiente información:
 - dónde y cuándo se observó el blanqueamiento por primera vez
 - cuales especies están afectadas
 - la fluctuación en tamaño de las colonias
 - cuales partes están blanqueadas o pálidas (por ejemplo bifurcaciones, puntas de ramificaciones, surcos)
 - la profundidad a la que están creciendo las colonias afectadas
 - la densidad de las colonias blanqueadas, es decir, el número dentro de un área conocida (por ejemplo, 12 colonias en un área de 10m²)
 - condiciones ambientales poco usuales (tormentas, derrames de petróleo)
- 2) Marque con etiquetas enumeradas tanto las colonias blanqueadas como las no blanqueadas, siguiendo el procedimiento ya descrito bajo "Condiciones Generales".
- 3) Fotografié las colonias y si es posible grábelas en cinta de video. La fotografía que depende de la luz natural va a estar afectada por la profundidad, la calidad de la luz en la columna de agua, la hora del día y la estación del año. Si usted está considerando la luz de forma cuantitativa use un estroboscopio ("strobe"), el mismo tipo de película y la misma apertura para todas las fotografías.

Incluir una carta de colores en la foto con gradaciones del color característico de la especie puede ayudar a documentar cambios sutiles.
- 4) Para evaluar la recuperación y/o condiciones a lo largo del tiempo, observe y fotografe los corales bajo estudio cada uno o dos meses y tome nota de los cambios. ¿Están los pólipos extendidos? ¿Hay secreciones de mucosa?
- 5) Seleccione un subgrupo de colonias para medidas de crecimiento utilizando uno de los métodos descritos en la próxima sección "Crecimiento del Coral".
- 6) Si es posible, mantenga récord de datos de temperatura, turbiedad, salinidad y luz.

Si tiene disponible facilidades de laboratorio adecuadas, puede muestrear el tejido de las colonias afectadas y centrifugarlo para obtener la densidad de las zooxantelas y la concentración de pigmento.

Referencias

D'Elia, C.F., Buddemeier, R.W., Smith, S.V. (1991) "Workshop on Coral Bleaching, Coral Reef Ecosystems and Global Change," Report of Proceedings, Maryland Sea Grant College Publication, College Park, Maryland.

Jaap, W.C. (1985) "An epidemic zooxanthellae expulsion during 1983 in the lower Florida Keys coral reefs: hyperthermic etiology," Proceedings of the 5th International Coral Reef Symposium, 6:143-148.

Crecimiento del Coral

La tasa de crecimiento de una colonia de coral es altamente variable. Depende de la especie y puede fluctuar de manera significativa dentro de una misma colonia y de un mes a otro. Mientras que *M. annularis* puede crecer menos de 1 cm por año, los corales ramificados como *A. palmata* pueden crecer tanto como 10 centímetros por año. Aquí describimos cuatro métodos para monitorear el crecimiento de corales, del más simple al más complicado. El método que usted seleccione debe depender del tipo de coral que está monitoreando.

Corales ramificados : Para proveer una línea de base para medidas de crecimiento en corales ramificados usted puede atar un cable de plástico alrededor de una ramificación con una etiqueta para identificar la muestra. Con una regla plástica flexible, mida periódicamente la distancia de la línea de base al extremo de la ramificación para determinar la extensión lineal neta. El crecimiento puede ser evidente en las medidas tomadas tan a menudo como una vez al mes. Tenga en cuenta que a largo plazo el cable plástico puede incrustarse en el esqueleto.



Coral ramificado con cable plástico

Corales hemisféricos: Una manera simple de monitorear el crecimiento en los corales hemisféricos o cabezas de coral, es introducir un clavo en el substrato al lado de la cabeza de coral, o en una porción muerta del coral. Marque el clavo con una etiqueta y utilícelo como punto de referencia del cual puede tomar medidas.

Fotografías: Con los corales hemisféricos y de placa que son relativamente planos, usted puede estimar el crecimiento digitalizando la imagen fotográfica para calcular el área de coral vivo y comparar datos de fotografías sucesivas. El crecimiento puede ser evidente en las medidas tomadas cada seis meses. Sin embargo, asegúrese de tomar las fotos exactamente del mismo ángulo y a la misma distancia, y colocar una escala (tal como una regla) a lo largo del borde del foto-cuadrante como referencia para el tamaño. Para más instrucciones, vea " Fotografía Submarina ", III-29.

Tinte de hueso Alizarina Roja S: Si se lleva a cabo correctamente, este método puede proporcionar una medida más exacta del crecimiento coralino que las fotografías, y puede ser utilizado con corales ramificados o corales hemisféricos. Sin embargo, requiere remover coral vivo y no permite la medida del crecimiento del mismo coral a intervalos subsecuentes.

Midiendo el Crecimiento de Corales con el tinte de hueso Alizarina Roja S

- 1) Coloque una bolsa plástica transparente de 1 litro con 20 mg de tinte en la punta de una ramificación o sobre una colonia completa y amárrelo bien en una esquina con una cuerda de algodón. La concentración final del tinte dentro de la bolsa será de unos 10-15 mg/l de agua de mar. Si el tinte está muy diluido, será difícil medir el crecimiento.
- 2) Remueva los bolsos después de 24 horas excepto en el caso de *A. palmata*. Cuatro horas son suficientes para teñir los corales de crecimiento rápido como *A. palmata* pero no para los corales hemisféricos que son de crecimiento más lento. También, en las zonas de alta energía donde a menudo crece *A. palmata* el embate de las olas puede mover los bolsos plásticos hacia adelante y hacia atrás, dañando la colonia coralina.
- 3) Marque cada coral tratado con una etiqueta plástica enumerada.
- 4) Recoja los corales después de 2 a 4 meses, remueva el tejido de coral vivo con un chorro de agua y mida el crecimiento que ha ocurrido desde que se aplicó el tinte.

➤ Para *Acropora* y otras especies ramificadas:

Para determinar la extensión lineal del esqueleto nuevo, tome el promedio de 10 medidas igualmente espaciadas a lo largo de la zona de crecimiento nuevo.

Para determinar la tasa de calcificación por perímetro de ramificación, remueva el crecimiento nuevo (sin teñir) con una sierra y divida su peso por el perímetro de la ramificación en la base del crecimiento nuevo y por el número de días desde que se tiñó. Este valor (g/cm/tiempo) relaciona la calcificación a la cantidad original de tejido calcificante presente.

➤ Para corales hemisféricos:

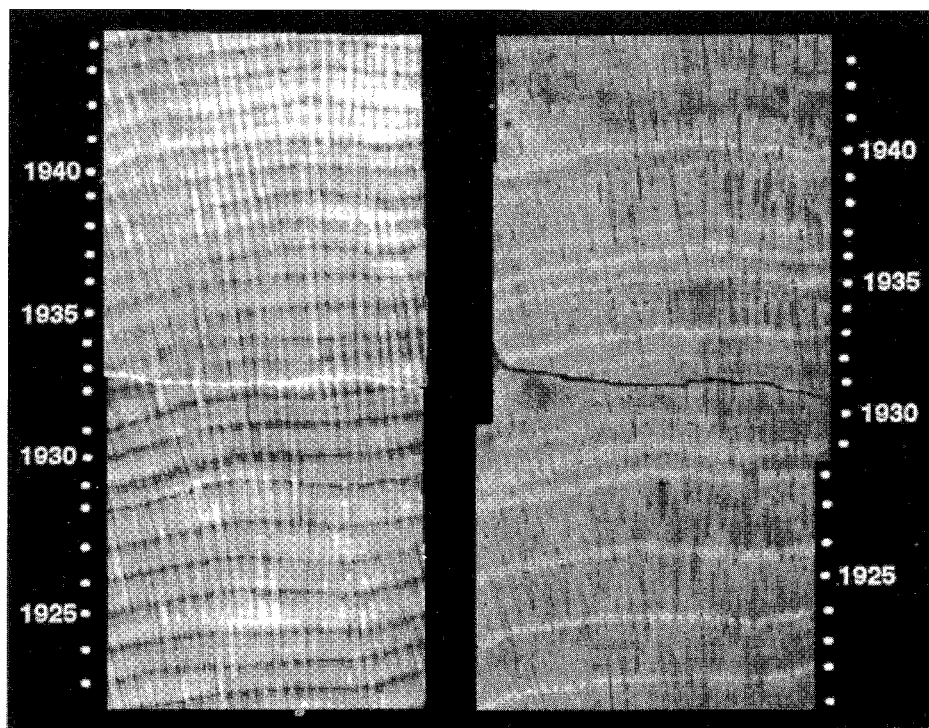
Para determinar el crecimiento de corales aproximadamente hemisféricos, secciónelos verticalmente a través del centro con una sierra para rocas. Mida la distancia entre el límite superior de la línea del tinte y la periferia de la colonia usando un microscopio de disección y un micrómetro ocular. El promedio de 10 de tales mediciones espaciadas uniformemente a través de la colonia se puede utilizar como valor promedio para esa colonia.

Referencia

Gladfelter, E.H., Monahan, R.K., Gladfelter, W.B. (1978) "Growth rates of five reef-building corals in the northeastern Caribbean," *Bulletin of Marine Science* 28:728-734.

Muestras de Catas : Un registro histórico del crecimiento de coral se puede obtener del centro de corales hemisféricos que tienen esqueletos con bandas anuales de densidad, semejantes a los anillos de los árboles. Estas especies incluyen *Montastraea annularis*, *M. cavernosa*, *Diploria strigosa*, *Siderastrea siderea*, and *Solenastrea bournoni*.

La muestra de cata o muestra de centro es seccionada en corte transversal paralelo al eje de crecimiento con una sierra para rocas que produzca cortes de 4 mm de espesor. Las radiografías X de estos cortes revelan la densidad de las bandas y permiten hacer estimados de crecimiento anual. Los cortes también se pueden analizar para una variedad de componentes químicos que pueden proporcionar información acerca de la historia de los contaminantes y otras características del agua de mar. Por ejemplo, el agua dulce puede tener ácidos fluorescentes procedentes de sedimentos que son transportados a las áreas de arrecifes costeros durante períodos de escorrentías y son incorporados al esqueleto en crecimiento. Estas bandas fluorescentes aparecen cuando el corte se ilumina con una lámpara de luz ultravioleta (UV).



Bandas de crecimiento anual en Montastrea annularis

Para obtener catas se requiere el uso de un taladro hidráulico submarino, bombas y equipo para catas por lo que resulta ser un método de monitoreo costoso. Usted puede conseguir que un laboratorio de un hospital tome la radiografía. Los huecos dejados por el taladro en el coral deben ser cubiertos con cemento Portland.

Referencia

Halley, R.B., Curry, R. (1993) "Coastal Geology and National Parks: An example from Biscayne National Park," *Park Science* 13(1):4-5.

COMPARACIÓN DE METODOS DE MONITOREO

Cuadrantes, foto-cuadrantes y transectos con cadenas son alternativas para obtener y documentar la información necesaria para medir porciento de cobertura, diversidad de especies y abundancia relativa. Según se resume en la siguiente tabla, cada método tiene sus ventajas y limitaciones. Lo ideal es que un programa de monitoreo de arrecifes de coral incluya más de un método cuando sea apropiado. Para más detalles en cuanto al uso de foto-cuadrantes, vea "Fotografía Submarina," III-29. Los transectos de cadena se describen con más detalle en la próxima sección.

	Cuadrantes	Foto-Cuadrantes	Transectos de cadena
Equipo	Relativamente barato	Puede ser bien caro, dependiendo del equipo que se utilice	Relativamente barato
Dificultad	Relativamente simple, pero al menos el estudio inicial debe ser hecho por alguien que pueda reconocer las especies en el campo.	Puede ser difícil de preparar dependiendo del equipo que se utilice, pero los métodos más sencillos pueden ser usados por personas que no son especialistas.	Tedioso y exigente, debe ser hecho por buzos especialmente entrenados.
Daño al arrecife	Leve riesgo en áreas de alto relieve, sobre todo si se usan rejillas.	Dependiendo del equipo utilizado, puede ser riesgoso en áreas con topografía compleja.	Aun a los buzos bien entrenados se les hace difícil evitar causar algún daño, especialmente en áreas con corales ramificados.
Datos obtenidos	Co el uso de rejillas, se pueden obtener medidas bastante exactas de porciento de cobertura, diversidad de especies, abundancia relativa, densidad y tamaño.	Se puede usar para estimar porciento de cobertura, diversidad de especies, abundancia relativa, densidad y tamaño.	Mide todas las áreas de superficie bajo la línea para determinar porciento de cobertura, diversidad de especies y abundancia relativa; estima el índice espacial.
Limitaciones	No se usa para medir relieve espacial; solamente provee datos en superficie de área proyectada; difícil de usar en áreas dominadas por <i>A. palmata</i> y <i>A. cervicornis</i> .	No se usa para medir relieve espacial; solamente provee datos en superficie de área proyectada; no adecuado para áreas con octocorales grandes o abundantes que oculten otras especies.	No se puede usar para medir directamente densidad de especies o tamaño de colonias; no apropiado en áreas donde los corales pétreos son pequeños y están muy separados. Imposible para áreas dominadas por <i>A. palmata</i> y <i>A. cervicornis</i> .
Uso de datos	Los datos están listos para usarse cuando el buzo sale del agua	Las medidas no se pueden determinar hasta que las fotografías no hayan sido digitalizadas.	Los datos están listos para usarse cuando el buzo sale del agua.
Réplica del estudio	Relativamente fácil si cada vez lo repite la misma persona o gente que ha sido entrenada en un mismo grupo.	En foto-cuadrantes permanentes, la precisión depende del aparato utilizado y la habilidad de tomar una foto exactamente en el mismo lugar.	Aun con transectos bien marcados, es imposible colocar la cadena exactamente igual en cada ocasión.
Calcular porciento de cobertura	Se puede calcular fácilmente, de forma manual si es necesario.	Digitalizar de forma manual consume mucho tiempo y es difícil sin acceso a una computadora y ciertos programas; el uso de puntos al azar también consume mucho tiempo.	Se puede calcular fácilmente, de forma manual si es necesario.

Referencia

Ohlhorst, S.L., Liddell, W.D., Taylor, R.J., Taylor, J.M. (1988) "Evaluation of reef census techniques," Proceedings of the 6th International Coral Reef Symposium 2:319-324.

CUADRANTES

El término "cuadrante" generalmente se refiere a una unidad de muestreo cuadrada o rectangular dentro de la cual se cuentan o se miden los organismos, o al marco que determina esta área. Los cuadrantes se pueden usar para determinar por ciento de cobertura de cada especie u otros componentes del arrecife y obtener información sobre la densidad, abundancia, diversidad y tamaño de la colonia.

Limitaciones: Generalmente los cuadrantes son preferibles a los transectos lineales en el monitoreo de Octocorallia y corales pétreos pequeños. Sin embargo, como un cuadrante sólo proporciona datos en el plano horizontal de la superficie del arrecife y no en el relieve espacial, su uso es inherentemente problemático en arrecifes de superficies irregulares y con gran desarrollo tridimensional. Taxones con morfologías en forma de plato, como *Agaricia* spp tienden a aparecer sobre-representados con relación a las especies columnares como el "coral de columna" (*Dendrogyra cylindrus*) en los datos de censos, mientras los taxones crípticos tienden a ser omitidos completamente. En estas situaciones, los transectos lineales pueden ser más apropiados.

Instalación

Tamaño: Aunque frecuentemente se usan cuadrantes de un metro cuadrado, el tamaño de éste puede depender del tamaño de los organismos que usted está monitoreando. Mientras los ficólogos usan a menudo cuadrantes con armazón de $\frac{1}{4}\text{m}^2$, los biólogos de corales los usan de $\frac{1}{2}\text{m}^2$, 1m^2 , o más grandes.

Localización: Los cuadrantes deben estar lo suficientemente lejos el uno del otro para que sus límites no solapen. El error de paralaje ("parallax") en que el tamaño y la localización de un objeto son afectados por el ángulo del que se observa, puede exacerbarse si se conglomeran una serie de cuadrantes. Para obtener datos generales de las condiciones del arrecife, los cuadrantes pueden establecerse de forma permanente o ponerse al azar. Los cuadrantes pueden muestrearse a lo largo de un transecto poniéndolos en lados alternos de la línea o centrándolos a lo largo de ésta.

Para marcar un cuadrante permanente, usted puede usar clavos de concreto o estacas hechas de varillas de construcción en dos esquinas en forma diagonal o en las cuatro esquinas del cuadrante. Estas marcas deben descansar dentro de las esquinas del cuadrante. Para más información sobre como marcar el sitio, vea " Selección del Lugar", I-16.

Construcción: La armazón de cuadrantes pequeños puede construirse de varillas de hierro o de acero inoxidable. Para cuadrantes grandes, donde hay que considerar el peso, el aluminio y los tubos PVC son fáciles de manejar bajo el agua y menos dañinos al sustrato. Usted puede taladrar agujeros en el armazón para reducir la flotabilidad y la resistencia del agua al cargarlo; éste se lleva al lugar de estudio y se retira después de cada visita de monitoreo del área.

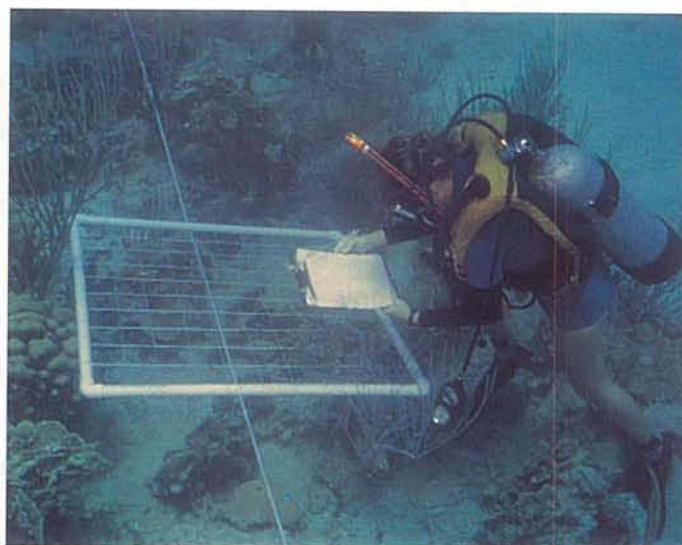
Cuadrante de rejillas: Para simplificar las medidas en sustratos relativamente llanos, usted puede crear rejillas en un cuadrante con cuerdas. Por ejemplo, un cuadrante de un 1m puede

atarse con 10 líneas verticales y horizontales para crear una rejilla de 100 cuadrados, donde cada cuadrado de 10 centímetros representa el 1% del cuadrante. Contando el número de cuadrados (o fragmentos de cuadrados) ocupados por una especie, usted puede estimar abundancia y porcentaje de cobertura dentro del cuadrante. En áreas donde la complejidad topográfica hace difícil el uso de un cuadrante de rejillas, usted puede crear una escala de referencia taladrando un agujero o pintando marcas cada 10 centímetros en cada lado del armazón.

Colecta de Datos y Análisis

Porcentaje de cobertura: Para cuadrantes que relativamente tienen pocas especies, poco coral vivo y poca cobertura de plantas, usted puede estimar cobertura para cada especie en el campo, contando el número de cuadrados (o fracciones de cuadrados) cubiertos por cada especie y anotando estos números como aparece en la siguiente muestra de hoja de datos.

Muestra de una Hoja de Datos	
Cuadrante #5	# de cuadrados
<i>A. agaricites</i>	1.0
<i>P. astreoides</i>	0.7
<i>S. siderea</i>	4.0
<i>M. annularis</i>	2.0
<i>P. astreoides</i>	6.5
<i>A. agaricites</i>	5.0
<i>D. strigosa</i>	10.0
<i>S. siderea</i>	8.8
macroalgas	20.0
arena	42.0



Usando un cuadrante de rejillas

Si los cuadrantes contienen varias especies y más cobertura viva, usted puede reducir la probabilidad de error si bajo el agua dibuja una rejilla en su pizarra y toma los datos cuadrado por cuadrado; cuente los cuadrados después del buceo.

De los datos en el ejemplo anterior, usted puede calcular el número de especies de coral (5), y la cobertura total de coral vivo (38%) sumando el número de cuadrados ocupado por cada especie de coral vivo ($1 + 0.7 + 4.0 + 2.0 + 6.5 + 5.0 + 10 + 8.8 = 38$; el espacio ocupado por las algas y la arena no es calculado para la cobertura de coral vivo). Sin embargo, típicamente usted usaría los datos de varios cuadrantes y derivaría el promedio del porcentaje de cobertura, etc. (Antes de hacer un análisis estadístico paramétrico (que asume una distribución en forma de campana), los datos en porcentaje de los cuadrantes y transectos deben ser transformados en arcoseno. Para más información sobre el análisis estadístico, vea el Apéndice B.)

Frecuencia y densidad: Usted puede calcular la “frecuencia” de una especie contando el número de cuadrantes en el que se observa la especie y dividiendo por el número total de

cuadrantes. La "densidad" es el número de diferentes especies o colonias que se encuentran en un área dada, usualmente en un metro cuadrado. Es importante recordar que el número de colonias de coral puede ser independiente de la diversidad de especies y la cobertura de coral.

Por ejemplo, un huracán que causa mortalidad significativa (pérdida de cobertura) puede traer como consecuencia un aumento en el número de colonias de coral debido a la fragmentación, pero estas colonias van a ser de menor tamaño. Además dos arrecifes pueden tener el mismo número de colonias y un porcentaje de cobertura totalmente diferente.

Diversidad de especies : Una preocupación creciente acerca de la pérdida de especies y la degradación de ecosistemas ha generado un interés en medir la genética, las especies, y la diversidad del ecosistema, lo que se conoce de forma colectiva como "biodiversidad". En el monitoreo de arrecifes de coral, la mayoría de los datos recolectados pertenecen al número de especies, a veces llamado "riqueza de las especies", y sus abundancias relativas. El índice de Shannon-Weaver (H') que combina los dos, el número de especies y la abundancia relativa, es calculado usando esta fórmula:

$$H' = -\sum p_i \ln p_i$$

donde $p_i = n_i/N$, en que N = el número total de colonias de todas las especies de coral en el cuadrante (o el número total de centímetros de coral vivo bajo la línea, para un transecto de cadena), y n_i = el número de colonias de cada especie de coral en el cuadrante (o el número de centímetros para cada especie).

Referencia

Shannon, C.E., Weaver, W. (1949) *The Mathematical Theory of Communication*, University of Illinois Press, Urbana.

Cuadrantes de rejilla vs. foto-cuadrantes: Usted puede obtener la misma información sobre un área proyectada de un cuadrante en el que se han creado rejillas como de una fotografía que provee una visión bidimensional (vea " Fotografía Submarina, III-29). Sin embargo, ciertos cálculos pueden tomar mucho más tiempo si se hacen bajo el agua en vez de hacerlos en una fotografía, y el uso de un cuadrante de rejillas requiere especialización en la identificación de las especies en cada muestreo. Con las fotografías, la identificación de las especies en el campo puede ser necesaria sólo en el estudio inicial, de manera que las fotografías subsiguientes pueden ser tomadas por cualquier buzo competente. La fotografía también puede combinarse con el uso de un cuadrante de rejillas.

TRANSECTOS DE CADENA

Un transecto lineal es una línea de longitud específica trazada dentro de un lugar de estudio. Generalmente los transectos se colocan paralelos a la orilla y a lo largo de los contornos de profundidad (por ejemplo, a 5, 10, y 15 metros). Un transecto colocado en forma perpendicular a la orilla puede ser apropiado si usted quiere incluir diferentes zonas del arrecife (o profundidades) en el mismo transecto. Pueden usarse transectos preliminares para delinear diferentes zonas dentro de su área de estudio, o para determinar la longitud necesaria de los transectos permanentes para monitoreos a largo plazo. Las medidas pueden tomarse a lo largo de toda la superficie bajo la línea, usando una cadena como se describe a continuación, o a intervalos específicos, como se explica en "Transectos de Intercepto de Línea y Punto" III-21.

Un transecto de cadena es una forma relativamente barata y exacta de obtener información sobre diversidad de especies, abundancia relativa de diferentes especies, y la cantidad de substrato duro o arena. Es muy eficaz para documentar los cambios en la abundancia de especies de coral grandes, y más apto para áreas dominadas por corales hemisféricos (en lugar de corales ramificados). La información sobre el porciento de cobertura de todos los componentes principales del arrecife puede calcularse fácilmente en una computadora, o a mano si es necesario.

Siguiendo el contorno de la superficie del arrecife, los transectos de cadena proporcionan datos que usted puede usar para estimar el "índice espacial" del arrecife: la proporción de la distancia del contorno de la superficie del arrecife a la distancia lineal. Como parte de un programa de monitoreo a largo plazo, el índice espacial proporciona una manera de cuantificar los cambios en la complejidad topográfica del arrecife.

Limitaciones

Aunque los transectos de cadena proporcionan cierta información que no se puede obtener de los cuadrantes, éstos tienen ciertas desventajas.

- Los transectos de cadena no son aptos para las zonas de *Acropora palmata* (el cuerno de alce), las áreas de pavimento dominadas por octocorales, o las áreas dónde las colonias de corales pétreos son pequeñas y están muy separadas. Sin embargo, si la cadena del muestreo atraviesa el disco basal de un octocoral, éste debe ser incluido en los datos. La cantidad de coral vivo en las zonas densas de *A. palmata* probablemente se estima mejor con fotografías.
- El método de transecto de cadena, también conocido como "método de bola y cadena", es tedioso y consume mucho tiempo. No es raro estar más de una hora en 10 m de un transecto.
- El arrecife puede dañarse si la cadena se enreda en corales ramificados.
- Es imposible colocar la cadena exactamente en el mismo lugar en cada muestreo. Los cambios notados durante muestreos repetitivos pueden reflejar movimientos en la posición de la cadena en lugar de cambios reales en la cobertura del arrecife; sin embargo, es poco probable que esto cause cambios significativos en los resultados para los organismos más abundantes.

Colecta de Datos

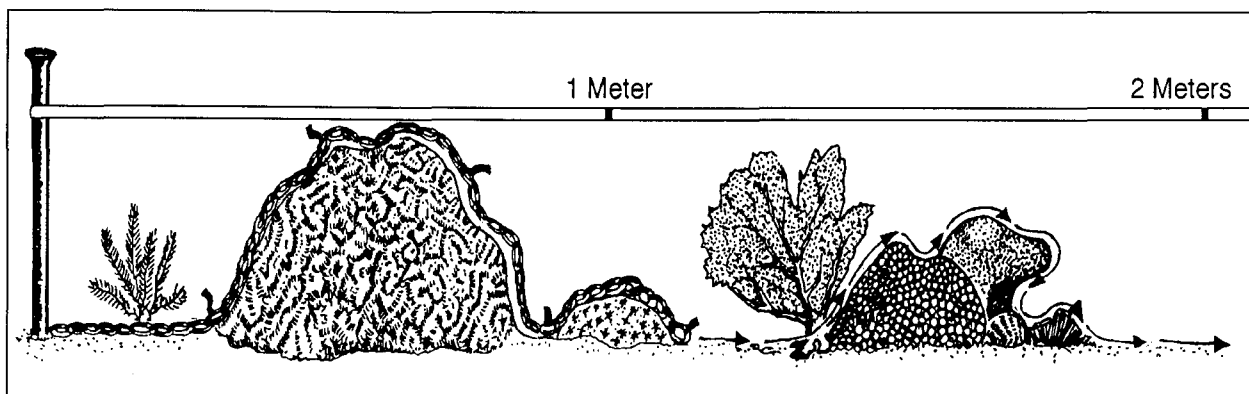
- 1) **Marque el transecto.** Para un transecto preliminar, amarre cada extremo de una línea marcada en metros o una cinta de medir de fibra de vidrio y a prueba de agua (usualmente de 20 a 30 m es suficiente) a un pedazo de coral muerto a lo largo del contorno de profundidad en un lugar seleccionado al azar. Mantenga la línea tan firme como le sea posible y a la altura del rasgo distintivo más alto a lo largo del transecto (usualmente una colonia de coral), y trate lo más que le sea posible de mantenerse a la profundidad seleccionada (dentro de unos pies). Si la línea está muy arriba del sustrato, el paralaje ("parallax") le hará su trabajo mucho más difícil y sus datos menos exactos.

Nota: Las líneas de nailon trenzado de tres filamentos se estiran cuando se humedecen, asegúrese de cotejar la medida de la línea una vez se haya mojado. Para prevenir el estiramiento use una línea de polipropileno, de nailon de doble trenza o una cinta de medir de fibra de vidrio.

Los transectos permanentes deben ser marcados con estacas de metal para indicar el lugar exacto del comienzo, el centro y el final de cada transecto. El atar cinta de vinilo de color brillante a las estacas las hace más fáciles de encontrar en muestreos repetitivos. Es buena idea marcar cada cinco metros con un clavo u otro marcador de referencia pequeño que le ayude a colocar la cadena en el mismo lugar cada vez que visite el área. (vea "Marcando el Sitio," I-17.)

- 2) **Coloque la cadena.** Deje caer una cadena liviana (tal como una cadena para perro) sobre, alrededor y debajo de todas las superficies naturales y fijas que se encuentran directamente debajo de la línea. Una cadena de cinco pies con eslabones de 1.3 cm (77 por metro) funciona mejor en muchas situaciones. Toma más tiempo contar los eslabones más pequeños mientras que los más grandes pueden omitir ciertos detalles o características. Asegúrese de usar cadenas con el mismo tamaño de eslabón cada vez que lleve a cabo un muestreo. Los muestreos progresan en incrementos de un metro, anotando los metros en los que se coleccionan los datos. Periódicamente coteje su posición aguantando la cadena contra la cinta de medir y luego dejándola caer al sustrato.

Sugerencia: Usted puede prevenir errores en el conteo de eslabones haciendo una marca cada diez eslabones con un pedazo pequeño de cinta de vinilo de color brillante o cinta de inspección.



Desplegando la cadena

- 3) **Mida las superficies.** Cuente el número de eslabones que toma trazar la superficie de cada especie o el componente del arrecife que es de su interés. Si su objetivo es determinar el largo apropiado para transectos permanentes y está interesado principalmente en corales pétreos, sólo necesita anotar la cobertura de coral vivo (por especies); todas las otras superficies, vivas y muertas, pueden ser categorizadas bajo “otros” o “no-coral”. Incluya el coral de fuego *Millepora* (también clasificado hasta especie).

En los transectos permanentes, tal vez quiera incluir componentes del arrecife tales como esponjas, corales blanqueados, coral muerto cubierto por algas, escombros (pedazos o fragmentos de corales ramificados o de placa, en vez de cabezas de coral muertas e intactas), algas macroscópicas, octocorales (sólo los discos basales), arena y pavimento (substrato de carbonato, duro y de bajo relieve, a veces dominado por octocorales).

La cadena debe tocar una estructura sólida todo el tiempo, aun cuando tenga que ser sostenida contra la parte de abajo de una ramificación de un coral o de rocas. ¡No trate de medir organismos móviles con los eslabones! Puede que desee tomar nota de herbívoros importantes como el erizo de mar espinoso *Diadema antillarum* cuando se encuentren debajo o cerca de la línea. El substrato que se encuentra debajo del erizo de mar es lo que debe ser contado en la recopilación de datos para el transecto.

El objetivo es medir tan cuidadosamente como sea posible las superficies bajo la línea, aun cuando se encuentren varias capas. Por ejemplo, si encuentra directamente debajo de la línea un *Agaricia* sobre una colonia de *Montastraea*, usted mide la parte superior de la placa viva de *Agaricia*, la sub-superficie muerta y luego el tope de la colonia de *Montastraea*.

- 4) **Anote sus datos.** Usando hojas mylar o papel a prueba de agua sobre una tabla para apuntes o una pizarra para uso bajo el agua, anote el número de eslabones para cada categoría en cada metro de línea (no en cada metro de cadena). Para cada metro de línea, coteje para asegurarse que ha anotado al menos el número de eslabones equivalente a un metro.

Muestra de las notas de campo			
Fecha:			
Lugar:		Profundidad:	
Buzos:			
Superficies -- # Eslabones			
<u>Metro 1:</u>		<u>Metro 2:</u>	
Ma	-- 5	Aa	-- 5
sand	-- 25	Ds	-- 7
Aa	-- 8	maca	-- 4
dca			
rubble	-- 35		

- Anote cada colonia u otra superficie según la encuentre a lo largo del transecto; no combine colonias separadas de una misma especie y anote un total para las especies dentro de cada metro. Abrevie los nombres de las especies y tenga cuidado de no usar abreviaturas confusas, por ejemplo *M.a.* podría ser *Montastraea annularis* o *Millepora alcicornis*.
- Si un sustrato duro o un coral muerto esta cubierto por sedimentos de menos de 1 cm de espesor, refierase a esta porción del transecto como "pavimento" o "coral muerto con algas".
- Si el sedimento en el pavimento o sobre el coral muerto tiene al menos un cm de espesor, anótelos como "arena".
- "Algas macroscópicas" (abreviadas "maca") se refiere a las algas conspicuas como el alga parda *Dictyota* y el alga roja *Martensia*, cuyas frondas se proyectan a más de 1 cm sobre el sustrato. Si es posible identifique el alga a género o especie.
- El coral muerto cubierto por un cespel de algas (abreviado "dca") a menudo ocupa una mayor porción del transecto que los corales vivos.

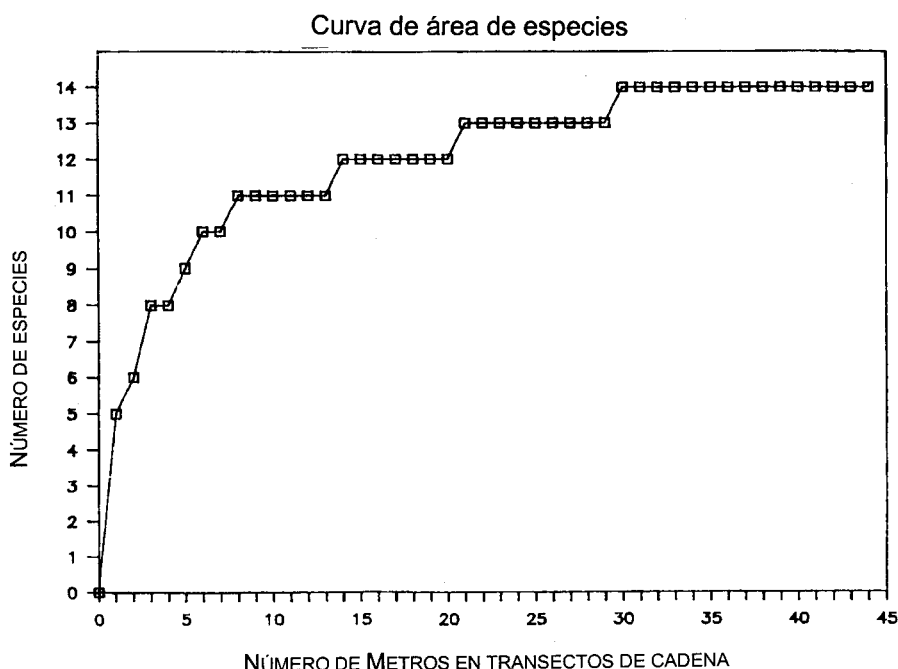
Si el tiempo y la energía lo permiten, usted puede cotejar la variabilidad entre los resultados procedentes de diferentes observadores o los de un mismo observador al repetir las medidas de un transecto en dos o tres ocasiones. Usualmente es adecuado estudiar los transectos cada seis meses.

Este proceso requiere una gran inversión de tiempo pero a cambio le provee mucha información. Los transectos de cadena son mucho más difíciles en unos lugares que en otros. ¡No se de por vencido! Si usted encuentra cuevas pequeñas o huecos grandes, trate de acomodar la cadena de manera que pueda estimar en estos lugares la cantidad de coral muerto, esponjas, etc. Si usted se encuentra con canales de arena profundos que ocupan más de dos metros a través del arrecife, tome nota de esto y comience sus anotaciones donde nuevamente encuentre el arrecife.

Análisis de Datos

Transectos preliminares: Para determinar el largo apropiado de un transecto permanente, debe trazar el número acumulativo de especies de coral (u otras especies de interés) contra el número de metros a lo largo de la línea del transecto preliminar. Luego de un cierto número de metros, dependiendo del lugar, típicamente ocurrirá una nivelación a medida que decrece el número de especies adicionales. Alrededor de la isla de San Juan (St. John) en las Islas Vírgenes, los transectos de 20 m han resultado apropiados, mientras que científicos en la Florida han encontrado que son preferibles los transectos de 25 m.

Luego de analizar los resultados provenientes de transectos preliminares, usted puede establecer transectos permanentes colocados al azar a lo largo de cada uno de los contornos de las profundidades escogidas dentro de zonas o áreas de estudio previamente seleccionadas.



Porciento de cobertura y complejidad estructural

- Para determinar el porciento de cobertura de coral vivo u otro componente, divida el número de eslabones para ese componente por el número total de eslabones en el transecto.

$$\text{Porciento de cobertura de coral vivo} = \frac{\text{Número de eslabones de coral vivo}}{\text{Número total de eslabones en el transecto}} \times 100$$

- Para determinar el índice de complejidad topográfica calcule la razón del largo de la cadena (en centímetros) al largo de la línea

$$\text{Complejidad estructural} = \frac{\text{Número de eslabones por transecto} \times \text{Número de cms por eslabón}}{\text{Largo total del transecto (cms)}}$$

Los cálculos anteriores se pueden hacer con una calculadora, pero son más fáciles si tiene un programa de computadora como Lotus or Microsoft Excel. Los biólogos del Parque Nacional de las Islas Vírgenes han desarrollado un programa sencillo en Lotus para analizar los datos provenientes de transectos de cadena y pueden proveer una copia si se les solicita. Un programa más sofisticado que puede calcular el índice de diversidad de especies, H' se puede obtener a través del Dr. James Porter, University of Georgia. Para más información acerca de los análisis estadísticos, vea el Apéndice B.

Referencia

Rogers, C.S., Gilnack, M., Fitz, H.C. (1983) "Monitoring of coral reefs with linear transects: a study of storm damage," *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 66:285-300.

TRANSECTOS DE INTERCEPTO DE LÍNEA Y PUNTO

Los transectos de intercepto de línea y de intercepto de punto son otras formas de obtener datos que pueden ser utilizados para estimar por ciento de cobertura, abundancia relativa y diversidad. El método de intercepto es más sencillo y más rápido que el uso de un cuadrante o transecto de cadena, de manera que usted puede estudiar un área de mayor tamaño en el mismo período de tiempo. Sin embargo, al igual que el cuadrante, los transectos de intercepto no se pueden utilizar para calcular el índice espacial, y al igual que los transectos de cadena, puede que no provean exactitud en los muestreos de áreas donde las colonias de corales son pequeñas y están muy esparcidas.

Para hacer un transecto de intercepto de línea, asegure una cinta de medir de fibra de vidrio a ambos extremos del transecto, con la cinta colgada sobre el arrecife que se encuentra en medio, anote cada especie o componente del substrato y su longitud bajo la cinta. En intercepto de punto usted anota solamente lo que se encuentra debajo de cada punto específico de la línea, por ejemplo, cada 20 centímetros. Dependiendo de sus objetivos y los recursos disponibles, usted tal vez quiera estudiar varias líneas en cada lugar, usar líneas más largas o un intervalo más largo. Para examinar si su tamaño de muestra es adecuado, coteje las especies acumuladas que ha obtenido contra el número de transectos estudiados. El número de puntos anotados para una misma especie dividido por el número total de puntos arroja el por ciento de cobertura.

Referencia

Ohlhorst, S.L., Liddell, W.D., Taylor, R.J., Taylor, J.M. (1988) "Evaluation of reef census techniques," Proceedings of the 6th International Coral Reef Symposium 2:319-324.

OCTOCORALES Y ESPONJAS

Los octocorales (corales blandos) y las esponjas son componentes importantes del arrecife. Los octocorales, un grupo de cnidarios (Coelenterata) que incluye a los "gorgonios", se encuentran en la mayoría de los hábitats del arrecife y dominan algunas de sus zonas. Muchas veces su abundancia varía de forma inversa a la cobertura de corales pétreos. La identificación de especies puede ser tediosa y difícil, pero vale la pena el esfuerzo de aprender a identificarlas en el campo para evitar muestreos destructivos. Se puede obtener información valiosa del estudio de octocorales a nivel de familias o géneros antes que al nivel de especie.

Cuadrantes: para estudiar octocorales, los cuadrantes de 1 metro cuadrado son la norma pero también se utilizan los de 0.25 m². Además se puede utilizar la fotografía para identificar especímenes, crecimiento de nuevos reclutas y progreso de enfermedades. Los foto-cuadrantes y cuadrantes con rejillas son inapropiados para la mayoría de estos hábitats pues los octocorales ocurren en una gran variedad de tamaños y tienden a sobrelaparse, lo que impide una colocación adecuada de las rejillas. Además, en una fotografía, los octocorales grandes pueden ocultar otros organismos benthicos.

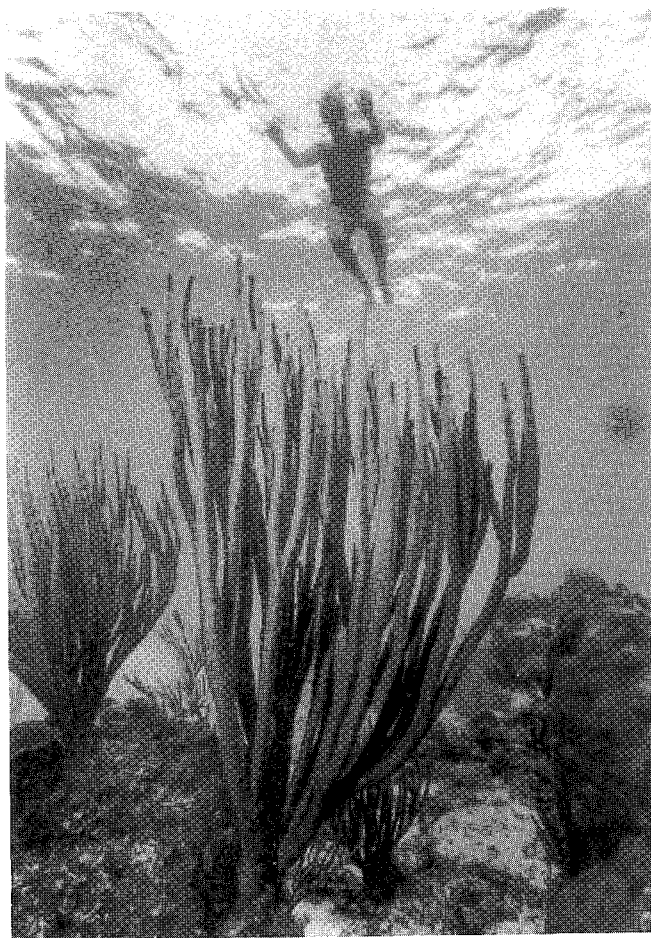
Transectos de banda (belt transects): Para una estimación rápida de la abundancia y distribución de octocorales, usted puede observar las especies dentro de un transecto de banda de un ancho específico a través del área de estudio. Por ejemplo, un metro de ancho y de 20 a 25 metros de largo. A lo largo de los contornos de profundidad, use cintas de medir de fibra de vidrio con los extremos bien asegurados. Cuente e identifique (hasta el menor taxón posible) todos los octocorales dentro de cada metro lineal del transecto. Para un muestreo adecuado en el Caribe, generalmente, veinte transectos son suficientes.

Datos a ser anotados: Identificación de especies, número de colonias, medidas de altura, y el número de reclutas asentados recientemente (≥ 5 cm de alto).

Referencias

Kinzie, R.A. (1973) "The zonation of West Indian gorgonians," *Bulletin of Marine Science* 23(1):93-155.

Goldberg, W.M. (1973) "The ecology of the coral-octocoral communities off the southeast Florida coast; geomorphology, species composition, and zonation," *Bulletin of Marine Science* 23(3):465-488.



Eponjas: Mientras que en los arrecifes de las Indias Occidentales hay alrededor de 40 especies de corales, existen más de 300 especies comunes de esponjas. Las esponjas son constituyentes críticos del arrecife, por ejemplo, ayudan a construir la armazón del arrecife (escleroesponjas); y contribuyen de manera significativa a la creación de sedimentos mediante bioerosión y formación de espículas. La variedad de formas de crecimiento y abundancia de las esponjas aumenta la complejidad topográfica del arrecife, lo que contribuye a incrementar la diversidad local. Además de ser un productor primario neto de oxígeno una sola especie tal como la esponja hígado de pollo puede contribuir de un 50% a un 120% del nitrógeno requerido para sostener la productividad del arrecife. Esta especie es ingerida frecuentemente por ciertos peces del arrecife (mayormente el pez ángel), y constituye el alimento más importante para el Carey, tortuga en peligro de extinción.

Generalmente las esponjas se pueden muestrear junto a otros organismos benthicos con el uso de cuadrantes o transectos de cadena (vea las secciones previas). Aunque algunas especies se pueden identificar en el campo, muchas sólo pueden ser identificadas en el laboratorio.



Referencia

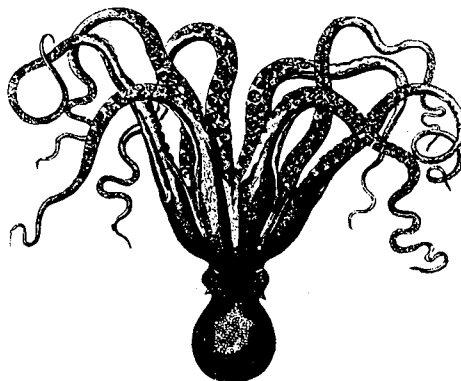
Vicente, V.P. (1982) Common sponges. In: Kaplan, E.H. *A Field Guide to Coral Reefs (Caribbean and Florida)*, The Peterson Field Guide Series, Houghton Mifflin Company, Boston, pp. 127-133.

ALGAS

Muchos arrecifes en el Caribe y el Atlántico occidental tienen, relativamente, poca cobertura de coral vivo (muchas veces menos del 40%) y gran cobertura de algas macroscópicas y de cespel de algas. La biomasa de algas macroscópicas puede variar ampliamente a través del arrecife y a lo largo del tiempo, muchas veces la variación es por temporadas. La población de macroalgas puede fluctuar dependiendo de los flujos locales de nutrientes (a veces asociados a lluvias fuertes o eventos de surgencia) y cambios en temperatura. Sin embargo, un aumento dramático en la cobertura y biomasa de algas puede ser indicativo de un aumento en nutrientes proveniente de aguas cloacales, fertilizantes agrícolas o un descenso en el pastoreo por erizos o peces herbívoros.

Las algas pueden ser agrupadas, de forma general, en una de las cuatro categorías que se presentan a continuación. La distinción de 1cm entre algas macroscópicas y el cespel de algas es algo arbitrario.

Algas macroscópicas (Macroalgas)	Algas carnosas que no son duras al tacto y se extienden a más de un centímetro sobre el sustrato.
Algas calcáreas	Compuestas por una amplia variedad de especies de algas verdes y rojas que son duras al tacto; <i>Halimeda</i> es el género más común.
Algas coralinas encrustantes	Se asemejan a un sustrato duro y liso que cubre áreas pequeñas o grandes; el color varía de rosado oscuro a púrpura, o pueden mostrar un matiz grisáceo; no lo confunda con el sustrato duro y descubierto que tiende a tener una apariencia blancuzca o amarillenta.
Cespel de algas ("algal turf")	Puede parecer carnoso o filamentososo pero no se extiende a más de un centímetro sobre el sustrato. <i>Gelidium pusillum</i> y <i>Coelothrix irregularis</i> son especies comunes.



Biomasa de algas

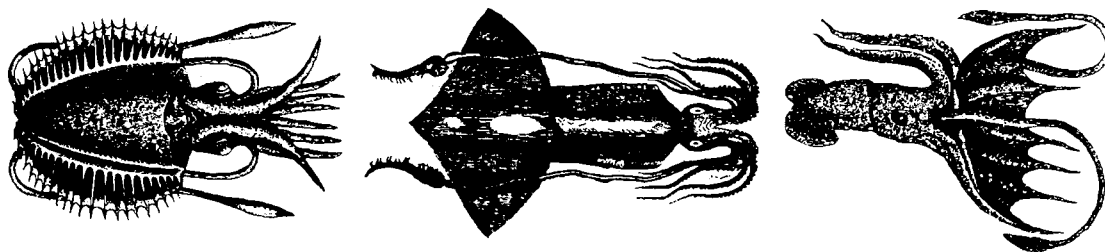
Usted puede hacer un estimado aproximado de la biomasa de algas (húmeda) expresada en g/m² si colecta todas las algas dentro de un cuadrante de 0.25 m². Para obtener una muestra adecuada y al azar usted necesitará recolectar y pesar las algas de al menos 15 cuadrantes.

Para estimar la biomasa de algas (seca) de formas endolíticas (las algas que crecen directamente en el sustrato) usted puede utilizar placas de asentamiento hechas de sustrato natural (por ejemplo, secciones de cortes transversales de coral orejón o cuerno de alce), o una variedad de otros sustratos tales como lozas de cerámica.

Estimando la biomasa de algas

- 1) Enlace al menos tres placas de asentamiento a un coral muerto o átelas a una estaca, varilla de construcción u otro aparato y déjelas en el lugar de estudio. Las algas comenzarán a crecer en las placas dentro de una semana. (Vea el método para el monitoreo de reclutamiento de organismos bénticos en la próxima sección.)
- 2) Use una rejilla y tres pares de números al azar para seleccionar tres submuestras de 1 cm² en cada placa. Raspe las submuestras hasta una profundidad de un milímetro y presérvelas en una solución de formalina al 1%, combine todas las submuestras de una misma placa. Decalcifique la muestra usando un ácido diluido (HCL al 5% o HNO₃).
- 3) Filtre la muestra en filtros de peso conocido, enjuáguelos con agua deionizada y séquelos hasta obtener una masa constante a 60°C.
- 4) Para determinar los g/cm² de biomasa, divida la diferencia entre el peso final y el peso inicial del filtro, antes de la filtración, por el número de submuestras de un cm² que fueron filtradas (en este ejemplo, tres).

$$\text{g/cm}^2 \text{ de biomasa} = \frac{\text{Peso final} - \text{peso inicial}}{\text{Número de cm}^2 \text{ de sub muestras}}$$



Composición de las especies de algas

En el proceso de determinar la composición de las especies de algas, usted quiere asegurarse de obtener un muestreo adecuado de las comunidades de algas macroscópicas y de cespel de algas. Aquí presentamos algunos métodos de muestreo.

Estimando la composición de especies en el cespel de algas

- 1) Como se describió para la estimación de biomasa, en cada placa raspe cuatro submuestras de 1 cm², preserve la muestra en una solución de formalina al 1% y decalcifíquela.
- 2) Monte todas las submuestras de una misma placa en un portaobjetos y anote las especies de algas presentes mientras rastrea el portaobjetos a un aumento de 100x.
- 3) Para estimar la abundancia relativa, coloque una rejilla ocular de 10 x 10 sobre la laminilla y cuente el número de intersecciones en cada especie en, al menos, cincuenta campos de visión.
- 4) Para calcular el porcentaje de abundancia relativa de una especie, divida el total de intersecciones para esa especie en todos los campos de visión entre el total de intersecciones para todas las especies en todos los campos de vista y multiplíquelos por cien.

$$\% \text{ abundancia relativa} = \frac{\text{Número de intersecciones para una especie}}{\text{Total de intersecciones para todas las especies}} \times 100$$

Macroalgas: Para estimar la composición de especies de macroalgas en una placa de asentamiento, cuente las intersecciones de una rejilla de 8cm x 8cm (64 puntos en total) colocada encima de cada especie de macroalgas.

Foto-cuadrantes: Usted puede estimar la abundancia de algas usando una cámara Nikonos con un lente de 28-mm y un armazón para retratar de cerca. Proyecte las diapositivas obtenidas, a color y de 35 mm, en una hoja de papel 8 x 11 con puntos localizados al azar. (Vea "Rejilla de puntos" III-34.) El número de puntos correspondientes a cada componente de algas - cespel de algas, algas incrustantes (principalmente coralinas), algas calcáreas y macroalgas - pueden sumarse y expresarse como un porcentaje de la cobertura total de algas.

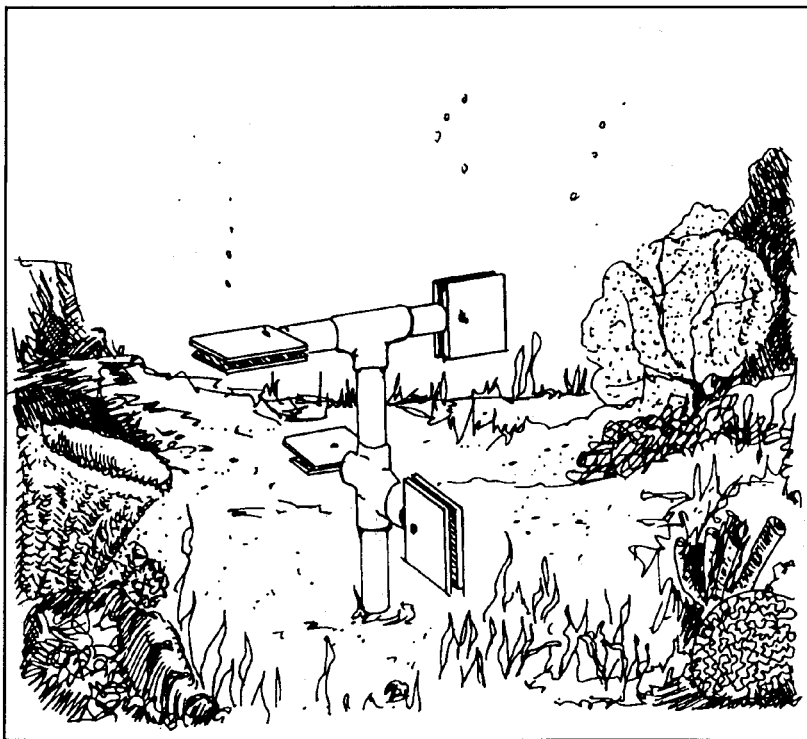
Referencias

Bohnsack, J.A. (1979) "Photographic quantitative sampling of hard-bottom benthic communities," *Bulletin of Marine Science*, 29(2): 242-252.

Carpenter, R.C. (1990) "Mass mortality of *Diadema antillarum*; I. Long-term effects on sea urchin population dynamics and coral reef algal communities," *Marine Biology*, 104:67-77.

RECLUTAMIENTO DE ORGANISMOS BÉNTICOS

Reclutamiento es la incorporación de nuevos miembros a una población por reproducción o inmigración. El establecimiento de nuevos reclutas generalmente indica buenas condiciones para el desarrollo y crecimiento del arrecife. Para un estimado completo del arrecife usualmente resulta adecuado la toma de fotografías cada tres meses para documentar la presencia de reclutas de más de 5mm de espesor. Usted también puede examinar el reclutamiento mediante placas de asentamiento sujetadas al sustrato o atadas a un aparato de muestreo en forma de "árbol" con cuatro ramas horizontales. Las siguientes instrucciones le indican como construir un aparato de muestreo permanente para el estudio de reclutamiento, tal como el que se muestra a continuación.



Aparato para el muestreo de reclutamiento

Construyendo un aparato para el muestreo de reclutamiento

- 1) Usando cemento para PVC y tubos PVC (Tipo 40, y de 1 ¼ pulgada de diámetro) diseñados para ajustarse a estacas de referencia de acero inoxidable, pegue dos piezas de tubos de 17.8-cm (7-pulgadas) en los extremos opuestos de un tubo de ajuste cruzado. Inserte un empalme tipo "T" en las piezas del tope.
- 2) Pegue una pieza de un tubo de 9.9 cm (3.5 pulgadas) a una pieza de tubo (plana de PVC—PVC flat stock) de 10.8 x 3.8 x 0.64 cm (4 ¼ x 1 ½ x ¼ pulgadas) en los extremos abiertos de la T y los tubos de ajuste cruzado.
- 3) Para cada arreglo de reclutamiento, atornille cuatro pares de lozas cuadradas de cerámica de 10.8 cm (4 ¼ pulgadas) a la pieza plana con tornillos de acero inoxidable de ¼ de pulgada de manera que las superficies sin brillo queden expuestas.
- 4) Coloque dos pares horizontales y verticales en un arreglo para ayudar a determinar si los organismos prefieren una orientación en particular para asentarse.
- 5) Asegure el arreglo a la estaca de acero inoxidable usando dos tornillos de ¼ de pulgada.
- 6) Cada seis o doce meses (dependiendo de los objetivos de su estudio) remueva un par de lozas para examinarlas y reemplácelas con lozas limpias.

Luego de coleccionar las placas de asentamiento, examínelas con un microscopio de disección. Los corales pétreos y otros organismos en la placa deben ser identificados hasta el taxón más bajo que sea posible y enumerados para determinar abundancias y densidades, por ejemplo, el número de reclutas de cada especie por placa o por metro cuadrado.

Referencias

Rogers, C.S., Fitz, H.C., Gilnack, M., Beets, J. Hardin, J. (1984) "Scleractinian coral recruitment patterns at Salt River Submarine Canyon" (St. Croix, U.S. Virgin Islands), *Coral Reefs* 3:69-76.

Jaap, W.C., Wheaton, J.L., Donnelly, K.B., Kojis, B.L., McKenna, Jr., J.E. (1992) "A three-year evaluation of community dynamics of coral reefs at Fort Jefferson National Monument, Dry Tortugas, Florida, USA," *Proceedings of the 7th International Coral Reef Symposium*.

FOTOGRAFIA SUBMARINA

Usos

La fotografía es útil para documentar las condiciones generales del arrecife, los cambios en su estructura y los efectos de daños naturales y antropogénicos. Debido a la variedad de técnicas de muestreo disponibles la fotografía se puede usar para llevar a cabo estimados cualitativos y rápidos de los cambios en el arrecife o para análisis cuantitativos y detallados. Las cintas de video son especialmente útiles para mostrar el ambiente marino a los administradores de parques y a las personas que no bucean.

Las fotografías y las cintas de video proveen un historial de la composición de la comunidad y el ordenamiento espacial de los organismos del arrecife que no se puede obtener de otros tipos de datos y que puede ser de mucha importancia en el futuro. Por ejemplo, aunque nadie anticipó la muerte masiva en 1983 del erizo negro, *Diadema antillarum*, las fotografías muestran su densidad previa al evento de mortandad. En muchos casos una fotografía habla más alto y claro que un reporte estadístico sobre los cambios en porciento de cobertura a través del tiempo. Una fotografía puede valer mil números.

Como técnica de monitoreo, la fotografía tiene la ventaja de ser relativamente fácil para voluntarios y otras personas que no han sido entrenadas como biólogos de arrecifes. Por ejemplo, los operadores de excursiones de buceo visitan los mismos lugares frecuentemente y pueden proveer observaciones útiles acerca de las condiciones del arrecife y fotografiar lugares específicos cada cierto número de meses para documentar cambios.

Limitaciones

Aunque la fotografía puede proveer información muy valiosa, tiene limitaciones que deben ser consideradas cuando usted diseñe un programa de monitoreo y seleccione sus lugares de muestreo.

- Los organismos que se encuentran debajo de las placas de corales o lechos de piedra, no van a estar visibles en una fotografía y aun aquellos que son visibles no siempre pueden ser identificados. La observación directa en el campo es necesaria para distinguir entre ciertas especies.
- Es difícil obtener información cuantitativa de fotografías tomadas en áreas con octocorales grandes y/o abundantes ya que éstos cubren y sombrean a otros organismos.
- Debido a que las fotografías sólo proveen una visión bi-dimensional del arrecife, éstas no pueden ser utilizadas para estimar el relieve espacial. Sin embargo, la estereofotografía produce fotos tridimensionales que pueden arrojar información sobre el relieve. Técnicamente es más compleja y requiere sistemas de análisis sofisticados.
- Para detectar con exactitud los pequeños cambios que ocurren dentro de un área pequeña, en cada ocasión usted tiene que fotografiar el área desde exactamente el mismo punto. Esta tarea puede ser casi imposible cuando ocurren cambios en posición de las colonias de coral y del carricoche tras el paso de tormentas o por el proceso de

bioerosión. (Este problema puede minimizarse si se utiliza un monopodio, como se explica luego en el manual.)

- Los corales pueden ser dañados si usted coloca un cuadrapodio sobre o cerca de ellos, especialmente en áreas con una topografía compleja
- El análisis de fotografías para estudiar cambios en el porcentaje de cobertura de diferentes especies puede llevarse a cabo digitalizando las fotografías (“procesando las imágenes”). La digitalización manual consume mucho tiempo y muchas personas no tienen acceso inmediato al equipo y a los programas necesarios para la digitalización computarizada. Sin embargo, usted puede almacenar las fotografías (preferiblemente en un lugar fresco y seco para evitar el daño por hongos) hasta que usted tenga la capacidad de analizarlas o enviarlas a un colega para el análisis. (Aunque es menos preciso, usted puede utilizar una rejilla de puntos al azar para estimar la cobertura).
- La cobertura fotográfica de áreas extensas es problemática. Si se toma una foto a gran distancia, la resolución y la claridad del agua puede que no sean suficientes para poder identificar los organismos. Una alternativa es tomar una serie de fotos que solapen y crear un foto-mosaico. Bajo condiciones óptimas, es posible lograr mosaicos precisos y repetibles.
- Cualquier movimiento de la cámara, el armazón y otros componentes del aparato va a reducir la calidad de la fotografía. Las fotos tomadas en topografías escarpadas son muy difíciles de alinear y emparejar. Una serie de fotografías independientes tomadas desde referencias fijas son una alternativa a los foto-mosaicos.

Lugares Apropriados

Existen algunas consideraciones especiales respecto a la selección del lugar de estudio si usted espera utilizar fotografía submarina o cintas de video, especialmente si constituyen su método primario o su único medio para coleccionar datos.

- El sustrato del lugar debe ser capaz de acomodar cualquier número necesario de estacas permanentes para el anclaje del aparato de montaje de la cámara.
- Si los alrededores del área tienen una topografía extrema, la profundidad de campo que establece el aparato de montaje va a crear límites en la cobertura fotográfica.
- La fotografía puede ser utilizada en áreas de alto relieve si el análisis cualitativo es suficiente para sus propósitos.
- Evite las áreas con una cobertura densa de gorgonios. Un abanico de mar grande puede obstruir una fotografía en su totalidad.

Para más direcciones en la selección de lugares de estudio, vea “Selección del lugar de estudio”, I-16.

Replicación

Los monitoreos a largo plazo requieren un proceso de adquisición de datos que sea repetible. Si su objetivo es medir con precisión los cambios en lugares específicos a través del tiempo, usted tiene que asegurarse de que su cobertura fotográfica siempre sea la misma. Por ejemplo, usted puede:

- Utilizar un aparato de montaje, de manera que la cámara siempre se coloque al mismo ángulo y distancia del sustrato (o sujeto), y marcar los lugares exactos para colocar el aparato.
- Amarrar el aparato a una marca de referencia, o muévelo entre dos marcas de referencia, de manera que su cobertura fotográfica siempre sea la misma.
- Incluir una regla u otra escala, brújula, número de identificación y la fecha de muestreo en la foto o imagen de video.

Para ver si usted puede repetir la foto con exactitud, repita una serie de fotografías en el mismo lugar cuando lleve a cabo el primer muestreo y cotéjelas para corroborar su consistencia.

Paralaje (“Parallax”): Cuando usted observa el mismo objeto desde diferentes ángulos o distancias, su posición y tamaño pueden parecer diferentes, un fenómeno conocido como “paralaje”. En fotografía si su cámara no se encuentra propiamente alineada para una serie de fotos, el paralaje puede resultar en un solape de marcos fotográficos. Mientras más grande sea la distancia entre la cámara y la superficie que usted esté fotografiando mayor es la posibilidad de paralaje.

Variaciones en color: Los factores que afectan el color, tales como los cambios diarios y temporales en la disponibilidad de luz y la variabilidad en la luz externa que utilice su cámara, también tienen que ser considerados cuando compare fotografías. Para ayudarlo a documentar cambios leves a través del tiempo, debe incluir una carta de colores que incluya los grados de color característicos de la especie en la foto. Utilice una exposición manual en vez de automática para una mejor consistencia en los colores.

Equipo

Aun si usted no tiene el tiempo, dinero o experiencia en el uso de técnicas submarinas sofisticadas, es importante que utilice cualquier cámara submarina y equipo que tenga disponible para fotografiar su lugar de estudio al principio y de manera periódica; así tendrá un historial visual que puede ser utilizado para documentar cambios importantes en el arrecife.

Cámaras Nikonos: La mayoría de los métodos a los que hace referencia este manual, especifican el uso de una cámara Nikonos, una unidad a prueba de agua que es compacta, resistente y generalmente confiable que tiene un metro de luz automático y exposición de flash. Sin embargo, a diferencia de las cámaras SLR (single-lens reflex, por sus siglas en inglés) los modelos III-V de Nikonos requieren que usted haga una composición de la fotografía que va tomar a través de un visor, no directamente a través del lente y usted debe enfocar ya sea midiendo o estimando la distancia. Esto no constituye un problema si usted utiliza un marco

para tomar fotos de cerca. La Nikonos nueva es una cámara SLR.

Estuche Nikonos para fotografiar de cerca: El estuche de Nikonos para fotografiar de cerca, viene con varios accesorios que sirven de “mini enmarcador” y con una montura de trípode. Provee una forma sencilla de documentar el reclutamiento de corales y de monitorear otros cambios en áreas pequeñas y de bajo relieve. Un lente de 28-mm o uno de 35-mm puede proveer una resolución de 3-5 mm con una película Kodachrome 64. Los foto-cuadrantes permanentes localizados en sustrato duro pueden ser marcados para muestreos futuros martillando clavos de cemento en tres de las esquinas del armazón para fotografías, dejando el clavo al menos a 2 cm sobre la superficie. Recuerde que los clavos para cemento no van a durar más de dos o tres años bajo el agua.

Cámara SLR: Si usted quiere una fotografía de exactamente lo que ve a través del visor, usted puede que prefiera el uso de una cámara SLR dentro de una cubierta a prueba de agua con una portilla en forma de domo para que pueda enfocar con precisión. Aunque las fotografías resultantes pueden ser excelentes, este equipo es más voluminoso y frágil que las cámaras Nikonos y más difícil de atar al armazón para montar la cámara. Algunas cámaras SLR tienen enfoque automático y pueden imprimir la fecha y la hora en el negativo o en la diapositiva. La cámara SLR de Nikonos no necesita de una cubierta especial a prueba de agua para ser sumergida y hay disponible una variedad de lentes (incluyendo un zoom).

Lentes y luces externas: Los lentes especiales y las unidades electrónicas de luz externa, pueden ayudar a mejorar la calidad de sus fotografías submarinas. El agua de mar actúa como un filtro, reduce el contraste, y disminuye los colores especialmente los de mayores longitudes de onda. Mientras más viaja la luz a través del agua, el efecto se vuelve más pronunciado. Sólo las longitudes de onda azules y algunos verdes se extienden bajo los 250 metros. Por este motivo, la fotografía submarina se lleva a cabo con lentes de ángulos de 15 a 28-mm para poder llevar la cámara tan cerca del sujeto como sea posible.

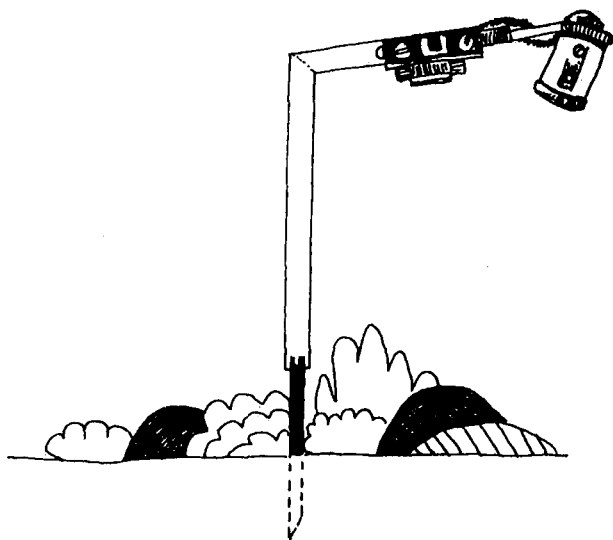
En aguas claras y poco profundas, se pueden tomar fotografías usando la luz natural, pero a medida que aumenta la profundidad, se necesita de una unidad electrónica de luz externa (flash) para proveer suficiente luz, contraste y buena reproducción de colores. No obstante, el uso de un flash para iluminar un sujeto también va a iluminar las partículas suspendidas que pueden crear manchas blancas en la fotografía. Para minimizar este efecto, se debe colocar el flash de manera que concentre la luz en el sujeto en vez de iluminar el agua entre el lente y el sujeto. Para reducir costos, utilice baterías recargables de Níquel y Cadmio (*nicad*). Luego de 36 fotos las baterías deben ser descargadas completamente y luego recargadas.

Mantenimiento: El equipo para cámaras submarinas requiere un cuidado meticuloso antes y después de las buceadas para evitar la corrosión. Utilice alcohol isopropílico para limpiar los lentes y enjuague la cámara (en su lavado final) con agua destilada o deionizada para evitar los depósitos de sal. Los anillos “O-rings” internos de la cámara Nikonos y de la cubierta para el uso bajo el agua deben ser reemplazados de cada 6 a 12 meses por el fabricante o entidades autorizadas para la reparación de Nikonos.

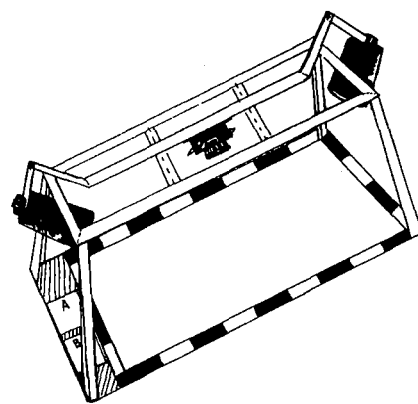
Película: Su selección de película puede depender en gran manera de preferencias personales tanto como de la visibilidad en el agua y lo oscuro que sea el sustrato. Aunque las películas

más caras, las películas a color hacen más fácil la tarea de distinguir entre componentes tales como las algas coralinas incrustantes, foraminíferos incrustantes y roca descubierta; lo que tal vez no es posible con fotografías en blanco y negro. Las películas de alta velocidad (ASA/ISO de más de 100) son apropiadas para fotografía con luz natural que requieren una exposición rápida (por ejemplo, si hay un movimiento inevitable bajo el agua), pero carecen del grano fino que poseen las películas de menor velocidad. El tener una fuente de luz artificial permite el uso de velocidades de exposición rápida y película lenta, lo que produce fotos nítidas.

Aparato para montaje: Para fotografiar áreas más grandes en muestreos repetitivos, usted necesita un aparato que coloque la cámara a un ángulo y distancia constante y una forma de anclar el aparato al arrecife, en cada lugar de muestreo permanente mientras usted toma las fotografías. Dos de los métodos más comunes utilizan un monopodio de aluminio o de tubos PVC (anclados a una estaca de estudio) o un cuadrapodio (anclado a extremos opuestos o en los cuatro extremos).



Monopodio



Cuadrapodio

Ventajas: Menos peligroso para el arrecife, especialmente en áreas donde los corales son grandes o abundantes; fácil de construir y su uso es más rápido.

Limitaciones: Debido a que su replicación es menos precisa, es mejor para obtener datos cualitativos que cuantitativos.

Ventajas: Más estable; puede proveer mejor replicación minimizando los efectos de la oleada y de las manos inestables.

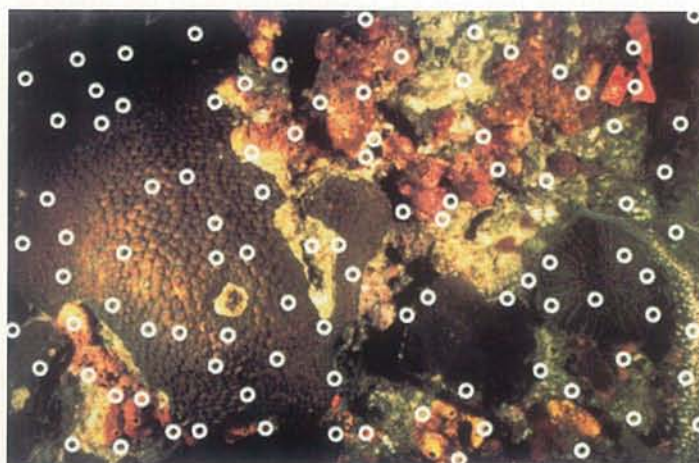
Limitaciones: Encontrar un lugar apropiado con un sustrato que se pueda marcar (y perforar) hasta en cuatro extremos, puede ser difícil en algunos lugares.

Aunque las dimensiones del aparato deben reflejar el tamaño de las colonias que usted está monitoreando, su habilidad para manejar un aparato de gran tamaño bajo el agua y sin lastimar el arrecife es limitada. Ni el monopodio ni el cuadrapodio se ajustan a las áreas de alto relieve. Para algunas sugerencias específicas a cerca de algunos aparatos de montaje, vea el Apéndice A.

Análisis de fotografías

Luego de haber tomado las fotografías, encontrará que hay varios métodos disponibles para su análisis y éstos difieren en niveles de sofisticación.

Rejilla de puntos: Si usted ilumina en un proyector una diapositiva con la imagen de un fotocuadrante y sobre ésta coloca una rejilla con puntos al azar, usted puede asumir que la proporción de puntos que se encuentran sobre el sustrato es igual al área proporcional del sustrato. Los puntos al azar son preferibles porque no requieren que cada imagen se encuentre a escala. Cada configuración de puntos debe usarse sólo cuatro veces, pero usted puede rotar la hoja y obtener cuatro configuraciones diferentes.



Usted puede determinar el número óptimo de puntos llevando a cabo un análisis estadístico preliminar. Una rejilla de cien puntos usualmente resulta adecuada para organismos grandes, aunque estadísticamente una de doscientos es mejor ya que más puntos disminuyen la varianza para algunas especies. De no haber disponible un proyector, usted puede obtener resultados similares utilizando un microscopio binocular si coloca debajo de la diapositiva una rejilla de puntos al azar fotografiada con una película de 35 mm.

Digitalizando: Un método más preciso para determinar porcentaje de cobertura que a la vez consume mucho tiempo, es la demarcación de cada colonia de coral u otro organismo en la fotografía usando un planímetro digital o un planímetro electrónico conectado a una computadora o a un analizador de imágenes. Debido a que un arrecife de coral es tridimensional, el área demarcada representa el área proyectada no el área real. Los cambios a través del tiempo en estas áreas indican cambios en la cobertura total de coral vivo y en la abundancia relativa de diferentes especies. Este método no estudia la parte de abajo ni las superficies verticales de las colonias expuestas en la foto.

Hay varios programas disponibles que le pueden ayudar en el análisis si se digitalizan áreas escogidas (tales como colonias de coral) dentro de las fotografías. El programa desarrollado por el Dr. James Porter y Ms. Linda Chiang de la Universidad de Georgia utiliza Microsoft Quick Basic y un digitalizador Jandel para analizar áreas dentro de las fotoestaciones (vea el

Apéndice A página 6). Luego de trazar el contorno de cada colonia de coral en las fotografías a hojas mylar, usted las digitaliza para obtener estimados de las superficies de áreas proyectadas. Para obtener una copia del manual que contiene un disquete (diskette) con el programa, vea "Personas a contactar", VI-7, para la dirección y número de teléfono.

Jandel's Sigma Scan es un paquete con un programa muy popular que permite el manejo de datos digitalizados. Para mayores detalles comuníquese con Jandel Scientific, 65 Koch Road, Corte Madera, CA 94925.

Escaneo ("scanning"): Otra manera de cuantificar los datos fotográficos es escanear la imagen a una base de datos computarizada. El escanear consume menos tiempo que digitalizar, sin embargo los programas y el equipo son relativamente costosos. Tanto las fotografías como las diapositivas pueden ser escaneadas pero las imágenes pueden presentar límites borrosos que pueden confundir el proceso de análisis de datos.

Referencia

Porter, J.P. (1990) Methods for the Analysis of Coral Reef Community Structure; I. Photostation, A. Field methods and data acquisition, Report to National Park Service.

Videgrabación

La videgrabación tiene ciertas ventajas sobre la fotografía en los monitoreos ecológicos. Aunque la cinta de video es ideal si usted quiere fotografiar rápidamente un área de gran extensión, ésta tiene limitaciones para el análisis comparativo y cuantitativo. En teoría, dos videos tomados en la misma área y en ocasiones diferentes, pueden unirse y formar un solo video para observar cambios generales. Sin embargo, en muestreos repetitivos, resulta difícil la reproducción exacta de la trayectoria, la velocidad y la distancia entre la cámara y el sustrato. Un mecanismo parecido al de los "carros eléctricos" se utiliza para deslizar la cámara a una distancia fija del sustrato y para crear un transecto de banda visual (vea el Apéndice A, p. 7). Una vez que se instala, el aparato de cables que sirve de carruaje a la cámara de video resulta fácil de usar, aunque se requiere experiencia para obtener resultados confiables.

Usted no debe subestimar el valor de simplemente nadar alrededor del arrecife y tomar grabaciones con una cámara de video. Este método le proveerá información cualitativa acerca de la condición del arrecife. Las imágenes de video puede ser importadas a programas de análisis gráfico con un paquete especial que selecciona un marco y evalúa los polígonos a color. La cámara de video submarina y el análisis computarizado de la información en cinta de video son herramientas caras pero pueden acelerar la recolección de datos.

Limitaciones: Generalmente la videgrabación sólo puede proveer datos cualitativos. Debido a que no hay una distancia constante entre el lente de la cámara y la superficie del arrecife es difícil determinar la escala relativa de los componentes. Aunque sea parcialmente, usted puede aliviar este problema atornillando una varilla con una escala para tomar medidas en la parte de abajo de la cubierta de la cámara para que la imagen tenga una escala.

CENSO DE PECES DEL ARRECIFE

Los peces del arrecife dependen de los arrecifes para obtener alimento y protección. A cambio, los arrecifes son afectados por las especies de peces que se alimentan de las macroalgas y de los céspedes de algas. (herbívoros), y por aquellos que se alimentan de los pólipos del coral (coralívoros). Los peces a través de sus desperdicios, también constituyen una fuente importante de nutrientes, un recurso muy limitado en los arrecifes de coral.

Los objetivos principales de los censos de peces son comparar las poblaciones de peces entre los arrecifes y otros habitats y monitorear de manera cuantitativa, la composición de especies y la abundancia relativa a través del tiempo. Por ejemplo, una reducción en los depredadores superiores (piscívoros), la declinación en abundancia de especies y los cambios a tamaños promedios más pequeños, pueden indicar presión de pesca. Los censos de peces son una tarea difícil en los ambientes de los arrecifes de coral debido a la complejidad estructural del habitat y la diversidad, movilidad y abundancia de los peces del arrecife. Los censos de peces también requieren un entrenamiento extensivo ya que puede ser necesario saber reconocer sobre 300 especies diferentes.

Evaluando poblaciones de peces

Se conoce como "congregaciones de peces" a las diferentes especies de peces que aparecen juntas. Tres aspectos de las congregaciones de peces del arrecife que pueden ser monitoreados lo son:

- Diversidad: Número de especies diferentes;
- Estructura: Composición de especies y abundancia relativa, y
- Densidad poblacional: Número de peces de una especie dada por unidad de área.

Aunque se ha tratado de desarrollar un solo método para el censo que mida con exactitud las tres características, los biólogos de peces están de acuerdo en que dicho método no existe. Usted tiene que decidir que información es la más importante para sus necesidades de manejo y luego seleccionar uno o más métodos que sean apropiados.

Métodos para censos

Los métodos más comunes para censos visuales de peces son: conteos estacionarios, transectos de banda y la técnica de nado al azar. Al seleccionar un método asegúrese de tomar en consideración el comportamiento de las especies de peces que le sean relevantes (por ejemplo, crípticas, que forman cardúmenes que son atraídas o alejadas por los buzos.

- El **censo estacionario** (Bohnsack y Bannerot, 1986) centra su atención en la abundancia relativa y frecuencia de ocurrencia de todas las especies observadas en el lugar.
- El **método del transecto de banda** (Brock, 1954) proporciona mejores estimados de densidad y cubre un área mayor en cada censo.
- La **técnica de nado al azar** (Jones y Thompson, 1978) provee más información sobre

el total de la riqueza de especies.

Limitaciones: Todos los métodos de censos visuales tienen las siguientes limitaciones:

- Los observadores generalmente subestiman la abundancia de la mayoría de las especies.
- Sólo se cuenta la porción "observable" de la fauna, de manera que es muy probable que las especies crípticas, nocturnas y pelágicas sean subestimadas.
- Los observadores deben ser capaces de identificar la fauna rápida y correctamente; es difícil obtener pericia y consistencia entre los observadores.
- La presencia de un buzo va a afectar el comportamiento de los peces.

Frecuencia y número de censos: Sus objetivos de monitoreo van a determinar cuántos censos, cuántos lugares y con cuanta frecuencia usted debe muestrear. Inicialmente puede llevar a cabo censos de peces durante varios días consecutivos para determinar si existe alguna variabilidad a corto plazo. Para detectar cambios temporales en abundancia y riqueza de especies, se deben llevar a cabo censos mensuales hasta establecer una línea de base. Para detectar cambios a largo plazo, el muestreo se debe llevar a cabo al menos una vez al año y aproximadamente a la misma hora del día. Es preferible llevar a cabo el censo durante el mismo mes o al menos durante la misma temporada del año y cada vez realizar al menos diez censos en cada lugar. Los análisis estadísticos pueden indicar que se necesita más cantidad de muestras para optimizar el muestreo. En Green (1979) y Bros and Cowell (1987) se presentan métodos para optimizar el número de muestras.

Referencias

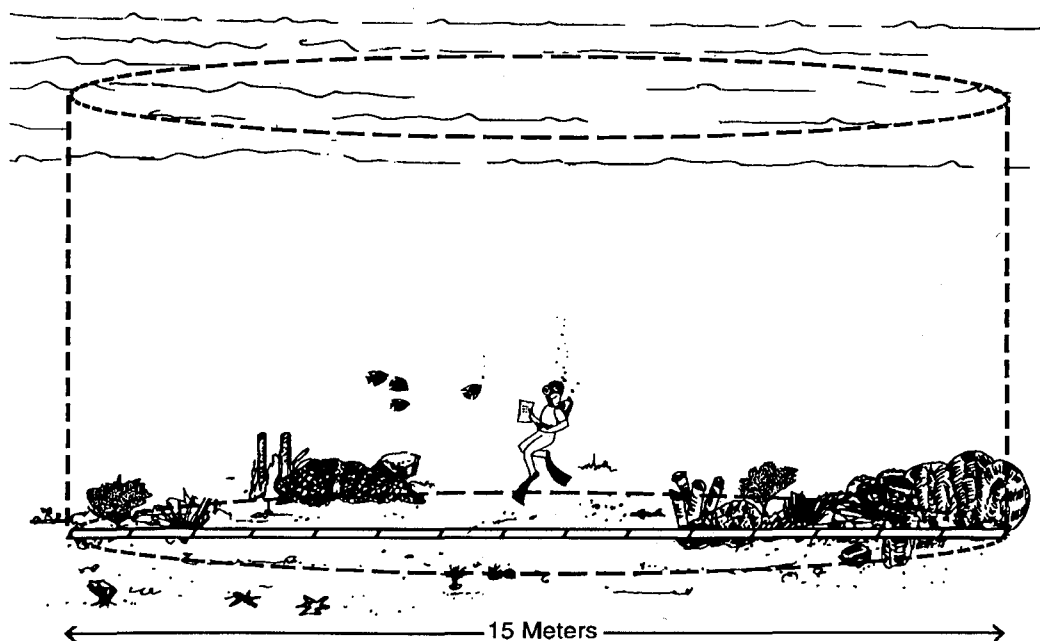
- Bros, W.E., Cowell, B.C. (1987) "A technique for optimizing sample size," *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 114:63-71.
- Green, R.H. (1979) *Sampling Design and Statistical Methods for Environmental Biologists*, John Wiley & Sons, New York, 257 pages.

Censo estacionario para peces

El método Bohnsack and Bannerot (1986) ha sido utilizado ampliamente en el Caribe. Aquí se presenta la técnica básica, aunque usted puede encontrar que una variación del método es mejor para su área en particular. Las modificaciones apropiadas (por ejemplo, cambio del tamaño del área a ser muestreada, la cantidad de tiempo que se invierte en el censo, la distribución del tiempo bajo el agua) van a depender de las condiciones locales (por ejemplo visibilidad, profundidad) y necesidades de manejo.

- 1) **Establezca un radio de muestreo.** En cada lugar seleccionado al azar, anote la profundidad, relieve máximo del sitio y por ciento de cobertura por varios tipos de clasificaciones de fondo (por ejemplo, arena, corales, algas, carricoche, etc.). Desenrolle una cinta y mida quince metros a lo largo del arrecife para marcar el diámetro del muestreo, colóquese en la marca de los 7.5-m.
- 2) **Haga una lista de especies.** Mientras rote en la marca de 7.5-m, rastree el campo de visión dentro de un cilindro imaginario que se extiende del fondo a la superficie y con un

radio de 7.5 m. Anote todas las especies observadas dentro de los primeros cinco minutos. Para simplificar la colección de datos, abrevie el nombre de cada especie usando las primeras dos letras del género y la especie (por ejemplo, el Mero criollo, *Epinephelus striatus*, sería EPST), o las primeras tres letras si es necesario para distinguir entre nombres similares.



Censo estacionario para peces

Durante el período inicial de cinco minutos, anote sólo las especies diferentes que observe dentro del cilindro. No anote datos referentes al tamaño de los peces ni al número de individuos—excepto para las especies que se mueven a través del cilindro y que es improbable que permanezcan ahí como tiburones, rayas, macarelas y jureles.

3) **Anote el número y el tamaño de cada especie en la lista.** Cuando se acabe el período inicial de cinco minutos, comience la anotación de datos sobre tamaño y abundancia de las especies en su listado.

- Comenzando con la parte de abajo de su lista de especies, cuente y mida el número de peces para cada especie, una especie a la vez, rotando en la marca de 7.5-m hasta que toda el área sea rastreada.
- Cuando se encuentran cardúmenes grandes, el número de peces puede ser estimado contando cada 10, 20, 50 o incluso 100.
- Para estimar el largo horquilla del pez (de la punta de la mandíbula superior al final de los radios centrales de la aleta caudal), compárelo con una regla. Divida cada especie en clases de tamaño basadas en el mínimo y el máximo del largo horquilla, al centímetro más cercano. El número de clases puede depender del número de peces y la extensión de la variación en tamaños, pero en general cada clase debe incluir un rango en tamaño de no más de 5 centímetros.

- Si una especie anotada durante el período inicial de muestra de cinco minutos ya no esta presente, apunte el dato de memoria.
- Se ignoran las especies de peces adicionales que se observen en el cilindro de muestra despues del período de los primeros cinco minutos a menos que usted quiera incluirlas en una lista de especies para el lugar de estudio.

Cada censo no debe tomar más de quince minutos, incluyendo el tiempo requerido para anotar la profundidad, relieve del lugar, porciento de cobertura de coral, arena y algas. Sus anotaciones de datos bajo el agua pueden parecerse a la muestra que se presenta a continuación, apuntando las especies y el número de individuos de esa especie contados bajo cada clase de tamaño. En el siguiente ejemplo el observador vio un ejemplar de *Epinephelis striatus* de 15 cm de largo y dos de 5-7 cm de largo.

Muestra de una hoja de datos para un censo de peces			
Especies	Número y largo de peces por clase de tamaño		
CHCY	3 (1-2)	56 (3-4)	101 (5-7)
HAAU	2 (10-12)	16 (16-19)	
EPST	2 (5-7)	1 (15)	
GYCI	1 (300)		
CARO	3 (3-4)		

Cuando usted entre sus datos a una hoja en su computadora, anote el número de cada especie y el tamaño mínimo, máximo y promedio de los peces en cada clase de tamaño.

Modificaciones: Algunos investigadores han encontrado que un radio pequeño es preferible en lugares donde hay poca visibilidad. Sin embargo, el mismo radio debe ser utilizado en todos los lugares de estudio para poder comparar los datos a través del tiempo y entre estaciones de muestreo; hacer modificaciones en su lugar de estudio va a hacer difícil la comparación de sus datos con los de otras áreas donde se ha usado el método estándar.

Una de las modificaciones reduce el radio del cilindro a cinco metros e incluye a cualquier especie que se observe durante el período de los quince minutos (Kimmel, 1993). Debido a que muchos peces se adaptan a la presencia de un buzo durante el período de quince minutos, esta modificación da como resultado la inclusión de peces más pequeños, crípticos y sedentarios (por ejemplo, gobios, blenios, morenas). Este método modificado también puede arrojar mejores estimados de densidad para especies territoriales pequeñas y abundantes.

Referencias

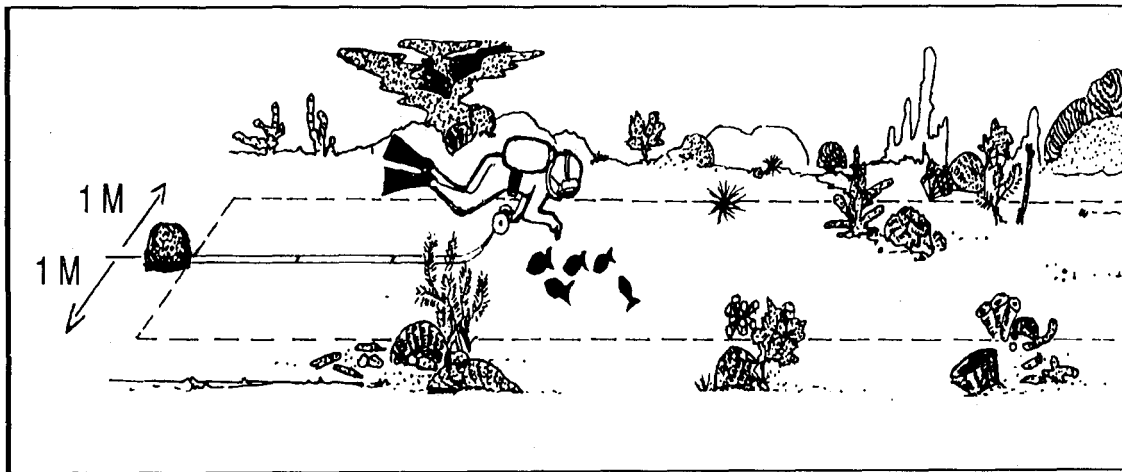
- Bohnsack, J.A., Bannerot, S.P. (1986) "A stationary visual census technique for quantitatively assessing community structure of coral reef fishes," NOAA Technical Report NMFS 41: 1-15.
- Kimmel, J.J. (1993) "Suggested modifications to diver-oriented point counts for fishes," Proceedings of the 73rd Annual Meeting, American Society of Ichthyologists and Herpetologists, Austin, Texas.

Censo de transecto de banda

Los transectos de banda (Brock, 1954) cubren un área mayor en cada censo que los conteos estacionarios y se consideran de mayor utilidad al contar especies que tienen una distribución en parcho. Se pueden llevar a cabo a lo largo de transectos permanentes marcados con estacas de estudio u otros marcadores, o a lo largo de transectos seleccionados al azar en el arrecife.

El largo y ancho de un transecto de banda puede variar de acuerdo a las especies seleccionadas para el censo pero usted debe usar las mismas dimensiones para todos los transectos muestreados. Un transecto estrecho, (2m de ancho) puede ser bueno para especies crípticas y pequeñas mientras que un transecto ancho (de 4 a 5 m) puede ser útil para meros, pargos y loros. He aquí la técnica básica:

- 1) Nade a una velocidad constante a lo largo del área seleccionada mientras extiende una cinta de medir de fibra de vidrio a 50 o 100 metros en el fondo.
- 2) A medida que nade a lo largo del transecto y desenrolle la cinta, anote las especies de peces, el número de individuos y los largos máximos y mínimos de especies dentro de una distancia determinada (de 1 a 5 metros) a cada lado y sobre la línea, incluyendo especies que se encuentren debajo de usted o que le crucen al frente. No anote los peces que entran al transecto detrás de usted.



Censo de transecto de banda

La velocidad de nado debe estandarizarse para censos repetitivos; las especies altamente móviles pueden sobrestimarse a velocidades bajas, mientras que las especies crípticas pueden pasar inadvertidas a altas velocidades.

Referencia

Brock, V.E. (1954) "A preliminary report on a method of estimating reef fish populations," *Journal of Wildlife Management* 18:297-308.

Técnica de nado al azar

La técnica del nado al azar proporciona buena información sobre la abundancia relativa y la riqueza de especies pero no en cuanto a la densidad poblacional. El período del censo se consume en su totalidad en la búsqueda de especies que no han sido anotadas antes de recolectar otros datos acerca del pez. Para obtener datos confiables se necesita llevar a cabo replicados de los censos de muestra.

Variaciones de esta técnica aparecen en Jones y Thompson (1978), y en Kimmel (1985). A continuación se presenta la técnica básica para un censo de 50-minutos.

- 1) Comience el censo en un lugar escogido al azar en el área seleccionada dentro del arrecife.
- 2) El período del censo se divide en cinco intervalos de diez minutos. Anote el nombre de cada especie en el intervalo dentro del cual se observa por primera vez.
- 3) Para estimar abundancia, se le da una puntuación a cada especie basada en el intervalo dentro del cual se observa por primera vez. (Es probable que las especies más abundantes se anoten en los primeros intervalos y las especies crípticas o raras en los siguientes). Las especies observadas en el primer intervalo reciben una puntuación de 5, en el segundo 4, y así sucesivamente.

Su hoja de datos debe parecerse a la siguiente:

Muestra de una hoja de datos para el nado al azar				
2/5/94: Plataforma superior, Cobertura de coral: 21%, Profundidad: 52'				
0-10 min	11-20 min	21-30 min	31-40 min	41-50 min
GOEV STPL STDO SCVI SPRU OCCH HYPU CARU CARO	HARA HAMA HABI CHCY ABSA CHMU STPA	POPA HOTR CHCA ANVI CAPU	CHAN SAVE OPMA SCCO	EPCR LAGO SETO
Puntuación: 5	Puntuación: 4	Puntuación: 3	Puntuación: 2	Puntuación: 1

Referencias

Jones, R.S., Thompson, M.J. (1978) "Comparison of Florida reef fish assemblages using a rapid visual technique," *Bulletin of Marine Science* 28:159-172.

Kimmel, J.J. (1985) "A new species-time method for visual assessment of fishes and its comparison with established methods," *Environmental Biology of Fishes* 12:23-32.

Comparación de métodos para censos de peces		
	Ventajas	Desventajas
Censo estacionario	Bueno para abundancia relativa; permite tamaños de muestra grandes en distintos habitats.	El entrenamiento de personas toma más tiempo, menos probable que provea una lista completa de especies en el lugar de estudio (a menos que se modifique).
Transecto de banda	En cada censo se puede muestrear un área extensa, puede incluir más especies móviles, puede proveer mayor precisión en los estimados de densidad para especies tales como meros y pargos.	Menos muestras por unidad de tiempo que en los métodos estacionarios; puede que no provea datos para habitats pequeños.
Nado al azar	Muy probable que provea una lista completa de especies, describe una mayor porción de especies por muestra.	Menos muestras por unidad de tiempo, provee menos datos cuantitativos y ningún estimado de densidad.

Análisis de datos

Usted necesita considerar cómo va a analizar sus datos cuando diseñe su método para el censo de peces. Usualmente es importante analizar sus datos de acuerdo a la frecuencia de ocurrencia, abundancia, riqueza, uniformidad y diversidad de especies en lugares de estudio individuales y entre dichos lugares. Los datos sobre cambios en abundancia relativa y frecuencia de ocurrencia pueden proveer información sobre cambios poblacionales de especies individuales. Los cambios la talla media y en la estructura de las clases de talla de las especies de importancia también pueden ser evaluados.

Los datos pueden ser resumidos utilizando un programa de manejo de datos tal como dBase 4 o Paradox, y luego analizados con un paquete estadístico tal como SAS o Minitab. Hay varias técnicas estadísticas disponibles para el análisis de datos cuando usted tiene variables múltiples (análisis clasificación jerárquica o análisis de correspondencia sin tendencia) y pruebas para determinar diferencias entre los lugares de estudio (técnicas paramétricas/ no-paramétricas) o a lo largo del tiempo (análisis de series de tiempo). Las referencias que aparecen a continuación proveen explicaciones de éstos y otros métodos estadísticos.

Referencias

- Johnson, R.A., Wichern, D.W. (1992) *Applied Multivariate Statistical Analysis*, Prentice-Hall, Englewood Cliffs, New Jersey, 642 pages.
- Ludwig, J.A., Reynolds, J.F. (1988) *Statistical Ecology: A Primer on Methods and Computing*, John Wiley and Sons, New York, 337 pages.
- Green, R.H. (1979) *Sampling Design and Statistical Methods for Environmental Biologists*, John Wiley & Sons, New York, 257 pages.

IV. DISTURBIOS EN LOS ARRECIFES DE CORAL

DESCRIPCIÓN GENERAL

Las siguientes tablas resumen los componentes sugeridos para un programa básico de monitoreo que ha de considerar una variedad de situaciones. En todos los casos es una buena idea utilizar la fotografía para documentar su lugar de estudio.

Para esta situación:	Para un programa básico de monitoreo debe:
Blanqueamiento de corales	Monitorear colonias individuales de coral; medir temperatura del agua, PAR, y UV.
Daño por botes, buceo libre y scuba	Medir el área dañada físicamente; anotar el número de ramificaciones de coral rotas.
Sobre pesca	Llevar a cabo un censo de peces del arrecife.
Sedimentos de dragados o escorrentías	Medir las tasas de sedimentación y las concentraciones de bacterias.
Penacho del Orinoco	Medir la temperatura y transparencia del agua, salinidad, y concentración de clorofila.

En estas situaciones, usted debe monitorear cuadrantes o transectos establecidos en las áreas afectadas y en los lugares control.

Monitoreo de línea de base	Monitorear colonias individuales de coral y cobertura de coral vivo; medir la salinidad, temperatura y transparencia del agua, biomasa de algas; hacer un censo de peces del arrecife.
Aguas cloacales u otros aportes de nutrientes	Monitorear colonias individuales de coral; medir nutrientes, salinidad y temperatura del agua, biomasa de algas, cobertura de coral vivo, oxígeno disuelto y concentraciones de bacterias.
Efluente de planta de desalinización	Medir la salinidad y la temperatura del agua.
Daño por tormentas	Monitorear colonias individuales de coral; medir la biomasa de algas; hacer un censo de peces del arrecife.
Derrames de petróleo	Monitorear colonias individuales de coral.

Una discusión completa y detallada de los efectos de todos estos disturbios en los arrecifes esta fuera del alcance de este manual. Algunas de las actividades humanas que causan daño físico a la estructura del arrecife se describen a continuación con sugerencias para su monitoreo.

BUCEO LIBRE ("SNORKELING") Y BUCEO AUTÓNOMO (SCUBA)

El creciente número de personas que practican el buceo libre "snorkeling" y buceo SCUBA esta causando un aumento en el daño a los arrecifes de coral. El daño ocasionado por este último, depende de la destreza y entrenamiento de los buzos y operadores de buceo. En los lugares de mucho uso, los buzos pueden resuspender sedimentos y romper corales. Sin embargo, a menos que usted visualice el daño en el momento en que esta ocurriendo es muy difícil determinar su causa.

En áreas muy poco profundas donde abundan corales ramificados y frágiles, el daño causado por personas practicando buceo libre puede presentar un problema de manejo. Por ejemplo, el administrador de un parque puede necesitar información para determinar si una vereda submarina debe ser cerrada, las personas que practican buceo libre reubicadas y así permitir la recuperación del lugar inicial. Idealmente, las veredas submarinas deben estar localizadas en áreas lo suficientemente profundas como para reducir el daño ocasionado por las aletas pero la mejor protección proviene de la educación a los que practican todo tipo de buceo.

Para cuantificar daños al coral de cuerno de alce, (*Acropora palmata*), usted tiene que considerar el número y tamaño de las rupturas. He aquí una forma fácil de hacer esto:

Estimando daños al coral de cuerno de alce

- 1) Mientras nade en los transectos paralelos a través del área del arrecife, cuente el número de ramificaciones de coral de cuerno de alce que han sido quebradas recientemente.
- 2) Mida el "largo" y "ancho" del área de cada fractura o fragmento con una regla plástica y pequeña marcada en milímetros. Debido a que la mayoría de las áreas de fractura en los corales de alce son elípticas, las medidas de largo y ancho pueden ser usadas para calcular el área usando la fórmula de una elipse.

$$\text{Área de fractura} = \text{largo} \times \text{ancho} \times 0.8$$

- 3) Aunque cada vez usted no tiene que nadar exactamente los mismos transectos, es útil conocer el área total que esta siendo estudiada, de manera que pueda estimar la densidad de fracturas de coral, por ejemplo, el número de fracturas por metro cuadrado.

Las observaciones mensuales de las áreas de buceo libre son las más efectivas. Si los estudios se hacen con mayor frecuencia, se hace difícil distinguir las fracturas nuevas de las viejas, de forma tal que una fractura puede ser contada más de una vez. Si las visitas se hacen con menor frecuencia, las fracturas ocurridas después del último estudio pueden ser difíciles de distinguir ya que las algas crecen rápidamente sobre las áreas fracturadas recientemente (a veces en una semana).

Referencia:

Rogers, C.S. McLain, L., Zullo, E. (1988) "Damage to coral reefs in Virgin Islands National Park and Biosphere Reserve from recreational activities," Proceedings of the 6th International Reef Symposium 2:405-410.

VARAMIENTO DE BOTES Y ANCLAS

Aumentos dramáticos en la navegación recreativa en Florida y el Caribe han traído como consecuencia un aumento en varamientos de botes y daños por anclas. Esta sección contiene algunas sugerencias de cómo conducir un estudio general de daños causados por pequeñas embarcaciones y por grandes barcos de crucero y de cómo estimar daños provenientes de un anclaje o de un varamiento en particular. Las fotografías aéreas de bahías y lugares de anclaje populares pueden ser utilizadas para estimar el aumento en el número de botes que utilizan un área a través del tiempo.

Dependiendo de la profundidad, usted necesitará del uso de buceo libre o SCUBA para anotar los datos necesarios. Es importante que sólo buzos experimentados investiguen cerca de anclas y cadenas de anclas, especialmente aquellas de barcos grandes. Si se está levantando el ancla, usted no debe estar en ningún lugar cercano al barco! Si el daño ocurrió en un área protegida, y tal vez se lleve a cabo acción legal, no intente ninguna rehabilitación del área hasta consultar con las autoridades legales pertinentes.

Estudio general de daño ocasionado por anclas

Si le preocupan los efectos del anclaje en una bahía en particular o en un lugar de buceo, usted puede bucear alrededor de los anclas de varias embarcaciones y:

- 1) Anotar la hora del estudio, el largo del bote, el tipo de ancla, el largo de la cadena del ancla que se encuentra descansando en el fondo, profundidad y tipo de fondo (coral, hierbas marinas, arena, escombros, pavimento y fango).
- 2) Clasifique el daño observado en una escala de 1 a 5, de insignificante a severo.
- 3) Analice sus datos para describir la magnitud del daño causado por anclas, y si resulta apropiado, restrinja el anclaje.

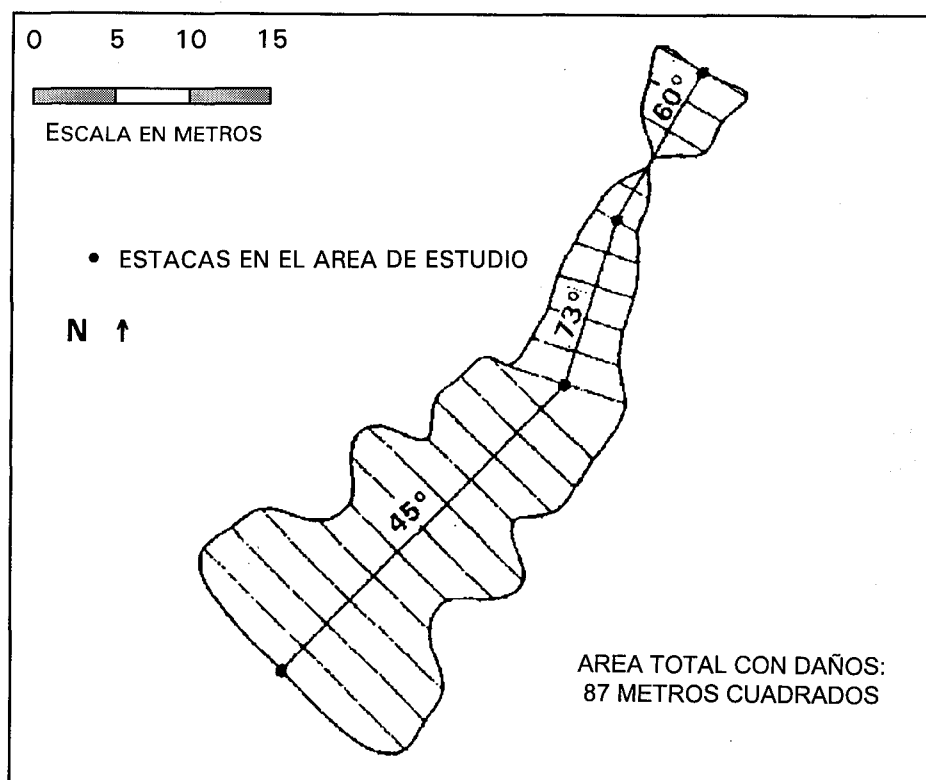
Incidentes específicos

Cuando usted quiere estimar el daño causado por un varamiento o un incidente de anclaje específico, su enfoque va a depender en parte, del tamaño del área afectada. En todos los casos es esencial anotar la localización del lugar, ya sea marcándola en un mapa o anotando la orientación de la brújula a puntos fijos; determine las coordenadas del LORAN o GPS. Para lograr encontrar el lugar de estudio de nuevo, usualmente se necesitan puntos en tierra, orientación de brújula y boyas. Para más sugerencias, ver "Marcando el Sitio," I-17.

Para un varamiento pequeño o cicatriz de ancla: Si es factible, marque el perímetro del daño y/o la localización de la embarcación varada instalando estacas de varilla de construcción u otros marcadores permanentes que en un futuro faciliten los monitoreos. Luego, entre cada estaca, anote la distancia y la orientación de la brújula y estime el tamaño del área afectada ya sea midiéndola o trazando la localización de las estacas y digitalizando los resultados en un mapa. Como las brújulas subacuáticas no proveen lecturas exactas, es importante utilizar boyas en la superficie atadas al fondo y una brújula "de consola" (calibrada) a bordo de la embarcación para determinar la localización exacta de la cicatriz.

Para un área de varamiento de mayor tamaño o una cicatriz de mayor extensión: extienda una cinta a través del eje central aproximado de la cicatriz, la cual puede tener varios virajes.

- 1) Según sea necesario, asegure la cinta a las estacas o a los escombros coralinos en ambos extremos y en puntos intermedios, de manera que esta línea de base permanezca en su lugar cuando se tomen las medidas.
- 2) Anote las orientaciones de la brújula en el área de la cicatriz. Si la cicatriz no es recta, anote la orientación de la brújula en cada segmento. Estos datos van a ser importantes para regresar al área y para la construcción de mapas computarizados de la cicatriz.
- 3) Para determinar el tamaño total de la cicatriz, mida en intervalos de dos a tres metros, la distancia perpendicular entre la línea de base y el borde de la cicatriz. El borde de la cicatriz usualmente es bastante claro debido a la presencia de corales dañados y/o material suelto.



Mapa de una cicatriz de ancla con las orientaciones de la brújula

Para áreas de gran extensión: un método alternativo, especialmente apropiado para áreas de gran extensión, es construir sobre la cicatriz una rejilla con cuadrados de 10 m (u otro tamaño apropiado). Estime el porcentaje de daño dentro de cada cuadrado, tal como se describe en la próxima sección. Aunque es importante ser tan cuantitativo como sea posible, las restricciones relacionadas al tiempo de fondo del buzo pueden comprometer la exactitud y el detalle si la zona se encuentra en áreas profundas o es muy grande.

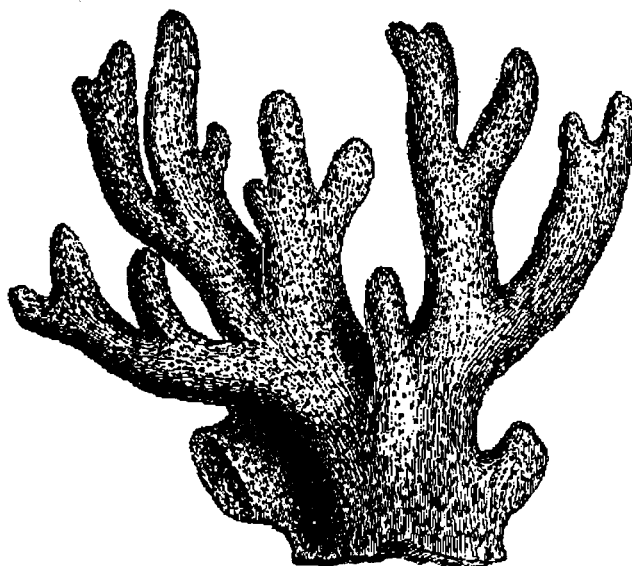
Fotografía aérea: si el daño cubre varias hectáreas, el uso de fotogrametría aérea puede ser la mejor alternativa. Para proveer una escala de referencia en la imagen, usted puede colocar en el fondo del océano y adyacente al área de daño, carpas azules de plástico encerado de 12' x 12'.

Estimando daños a los corales

Para estimar el porcentaje de corales vivos y de otros organismos así como la cantidad de daño, use cuadrantes de 1m^2 hechos de tubos de PVC y divididos en 100 cuadrados con una cuerda de nailon. Cada cuadrado por lo tanto representa el 1% del cuadrante.

- 1) Coloque el cuadrante al azar a lo largo de la línea del transecto y también al azar en un arrecife cercano que no ha recibido daño, de manera que pueda estimar como era la composición de la comunidad de corales en el área antes de ser afectada.
- 2) Anote la cantidad de daño y el tipo (por ejemplo abrasión, pulverización, fragmentación). Si se utiliza una rejilla de 10m, dos observadores deben estimar la cantidad de cobertura viva remanente y promediar los dos valores.
- 3) Si es posible, cuente el número de corales caídos o fragmentados y las piezas en el sustrato de toda el área. De otra manera, cuente los números en un área conocida (por ejemplo, 20 m^2) y extrapole a toda el área afectada. Dependiendo del tamaño del área afectada y de los recursos que usted tenga disponibles, usted puede que necesite establecer un número arbitrario para el tamaño límite de las cabezas de coral y el carricoche que ha de incluir en su conteo.

Usted también puede estimar el porcentaje de cobertura viva en el área damnificada y en áreas cercanas donde no ha ocurrido daño en el arrecife utilizando el método de transecto lineal de cadena o el de línea e intercepto. Dependiendo de su objetivo, usted puede decidir entre medir solamente colonias de coral vivo o todos los componentes del arrecife.



RESUMEN

Las técnicas de monitoreo descritas en este manual son presentadas como una guía para algunos de los métodos que han probado ser efectivos en programas de monitoreo de arrecifes en la región del Caribe y el Atlántico occidental. Este manual no incluye todas las técnicas de monitoreo que se utilizan actualmente, pero provee detalles de numerosos métodos utilizados para examinar y documentar información de los parámetros físicos, químicos y biológicos del ecosistema de los arrecifes de coral. Otros manuales de monitoreo de arrecifes de coral que usted puede encontrar útiles aparecen listados bajo "Otras Fuentes de Información," VI-1.

Estas herramientas le facilitarán la colecta de los datos de base necesarios para documentar cambios en los componentes ecológicos y estructurales del arrecife. Luego usted puede utilizar esta información para evaluar y estimar impactos, naturales y humanos, a los ecosistemas de arrecifes de coral. La recopilación de información de base es un pre-requisito para entender el sistema natural, y un mejor entendimiento del estado actual de los arrecifes es esencial antes de que se puedan tomar decisiones de manejo.

Un programa completo de monitoreo debe incluir componentes físicos, químicos y biológicos. La información recolectada acerca de las condiciones físicas del arrecife ayudará a explicar las características biológicas encontradas en el lugar de estudio. La mayor parte de nosotros operamos bajo muchas restricciones de personal, equipo y fondos limitados, pero es crucial que comencemos a recopilar datos de base. No importa que tan pequeño sea su presupuesto, hay técnicas de monitoreo descritas en este manual que pueden proveer información de mucho valor. No subestime el valor de recopilar aun los datos más básicos, la documentación cualitativa es mejor que ninguna información. Aunque usted necesitará entallar un programa que se ajuste a sus objetivos específicos, presupuesto y límites de tiempo, el uso de los métodos estandarizados y resumidos en este manual facilitará la discusión y comparación de datos a través de toda la región.

¡Buena Suerte!

V. GLOSARIO

algas – plantas de una o de muchas células que no tienen sistemas de raíces, tallos u hojas.

béntico – que habita en el fondo, vive sobre o debajo de los sedimentos, pilares de muelles, etc.

bioerosión – colapso de material del esqueleto al ser perforado por otros organismos.

biomasa – el peso total del material orgánico de una especie o un habitat en particular por unidad de área o volumen.

biota – el total de vida vegetal y animal en un área determinada.

blanqueamiento – pérdida de color debido a la reducción en el número de zooxantelas y/o la cantidad de pigmentos fotosintéticos

cesped de algas (“algal turf”) – algas densamente compactadas que no se extienden a más de un centímetro sobre el substrato en el que crecen; usualmente filamentosas.

clorofila – grupo de pigmentos presentes en las células de las plantas; éstos son esenciales en el uso de la energía proveniente de la luz durante el proceso de fotosíntesis.

cnidario – miembro del *Phylum* Cnidaria (también conocido como Coelenterata), el cual incluye corales, octocorales, hidroides, medusas y anémonas.

coral de fuego – miembro de la Clase Hydrozoa que forma un esqueleto de carbonato cálcico; los corales de fuego *Millepora* spp. son bien notables en los arrecifes del Caribe y el Atlántico occidental.

cuadrante – unidad de muestreo en dos dimensiones, cuadrada o rectangular dentro de la cual se cuentan o miden organismos; también se le llama cuadrante a la armazón que marca esta área.

digitalizar – determinar el área de un objeto en una fotografía o en un mapa trazándolo manualmente con un planímetro o electrónicamente con una computadora.

dinoflagelados – alga unicelular en la Division Pyrrophyta.

disco basal – estructura para el anclaje, como la que poseen los octocorales.

disturbio termal – carga energética sobre un organismo ocasionada por temperaturas más altas o más bajas de las que éste puede tolerar.

endolítico – que crece dentro de una roca u otro substrato duro e inorgánico.

endosimbiótico – que vive dentro de otro organismo.

escleractinio – miembro del Orden Scleractinia, los corales pétreos del arrecife que producen copas de carbonato cálcico llamadas coralites.

floreCIMIENTO – un aumento repentino en la densidad de fitoplancton o algas bénticas en un área.

fondo duro – superficie de roca dura y cementada que se ha litificado.

foraminíferos – Orden de protozoarios planctónicos y bénticos que poseen cubiertas protectoras que usualmente se componen de carbonato cálcico

foto-cuadrante – un cuadrante que es fotografiado con el propósito de medir o monitorear especies.

gorgonios – coral blando del Orden Gorgonacea; también se le llama gorgonios a la mayoría de los octocorales, incluyendo los abanicos de mar, plumas de mar y corales blandos ramificados.

in situ – término en latín que significa “en la posición normal o natural”.

índice espacial – la razón de la distancia del contorno superficial del arrecife a una distancia lineal; es utilizado como una medida de la complejidad topográfica del arrecife o relieve tridimensional.

laguna – cuerpo de agua separado del mar por un banco o arrecife de coral; también se le llama laguna a la región entre la orilla y un arrecife de barrera o el área dentro de un anillo de islas que componen un atolón.

macroalgas – algas que se extienden a más de un centímetro sobre el substrato; tales como *Dictyota* y *Halimeda*.

octocoral – miembro de la Subclase Octocorallia, que incluye gorgonios, abanicos de mar y otros organismos; los pólipos tienen ocho tentáculos que usualmente poseen pequeñas proyecciones.

paralaje (“parallax”) – distorción que ocurre cuando se observa un objeto desde diferentes ángulos o distancias, de manera que la posición y tamaño del objeto parecen haber cambiado.

parchos – distribución desigual o variable.

pavimento – substrato de carbonato duro y bajo relieve, a veces dominado por octocorales.

pelágico – organismos que nadan libremente o flotan y viven exclusivamente en la columna de agua no en el fondo.

piscívoro – que se alimenta de peces.

plancton – organismos que flotan a la deriva o nadan lentamente y están sujetos a las corrientes; en su mayoría son algas microscópicas, protozoarios y etapas larvales de animales superiores.

pólipo – la unidad estructural básica de un cnidario, consiste de un cuerpo tubular o cilíndrico que tiene un extremo oral donde se encuentran la boca y los tentáculos.

protozoa – Phylum de animales unicelulares con material nuclear contenido dentro de una envoltura nuclear.

sésil – pegado al fondo o a las rocas, pilares de muelles, etc., y que no se puede mover.

simbionte – un organismo simbiótico; cada uno de los organismos que participa en la simbiosis o relación interactiva entre dos especies.

transecto – una línea o banda estrecha utilizada para estudiar las distribuciones de organismos o sustratos a través de un área determinada.

transecto de banda – banda estrecha de ancho pre-determinado dentro de la cual se anota la ocurrencia o distribución de plantas y animales; se instala dentro del área de estudio.

transecto de cadena – un transecto lineal bajo el cual se coloca una cadena para la recolección de datos en todas las superficies debajo de ésta.

transecto lineal – línea de largo específico bajo la cual se obtienen datos para obtener un muestreo aleatorio de organismos dentro de una zona en el lugar de estudio.

zoántido – Cnidarios pequeños (solitarios o coloniales) parecidos a las anémonas.

zona fótica – región del agua de mar donde al menos penetra el 1% de la radiación de sub- superficie.

zooxantelas – algas dinoflageladas y fotosintéticas que habitan en simbiosis en los tejidos de ciertos invertebrados marinos, incluyendo a los corales que forman arrecifes.

VI. FUENTES DE INFORMACION

Otros Manuales para el Monitoreo de Arrecifes de Coral

CARICOMP (Caribbean Coastal Marine Productivity, 1991) *Manual of Methods for Mapping and Monitoring of Physical and Biological Parameters in the Coastal Zone of the Caribbean*, Florida Institute of Oceanography, 35 páginas.

Cintrón, G., Lysenko, N., Sang, L., and J.R. García (1993) *Manual de Metodos para la Caracterizacion y Monitoreo de Ecosistemas de Arrecife de Coral*, MacArthur Foundation and World Wildlife Fund, 25 páginas.

Coyer, J. and J. Witman (1990) *The Underwater Catalog: A Guide to Methods in Underwater Research*, Shoals Marine Laboratory, Ithaca, New York, 72 páginas.

Dahl, A.L. (1981) *Coral Reef Monitoring Handbook*, South Pacific Commission Publications Bureau, Noumea, New Caledonia, 21 páginas.

Dartnall, A.J. and M. Jones (1986) *A Manual of Survey Methods for Living Resources in Coastal Areas*, Australian Institute of Marine Science.

IUCN Publications (1993) *Monitoring Coral Reefs for Global Change*, a review of inter-agency efforts compiled by John C. Pernetta, IUCN Publications Services Unit, Cambridge England, 102 páginas.

Kenchington, R.A. and B. Hudson, eds. (1984) *Coral Reef Management Handbook*, UNESCO Regional Office for Science and Technology for Southeast Asia, 281 páginas.

UNEP/AIMS (1993) *Monitoring Coral Reefs for Global Change*, Reference Methods for Marine Pollution Studies No. 61 (United National Environment Programme), 72 páginas.

UNESCO (1984) *Comparing Coral Reef Survey Methods*; Report of a regional UNESCO/UNEP Workshop, Phuket Marine Biological Centre, Thailand, UNESCO Report in Marine Science No. 21, 170 páginas.

Libros y artículos de referencia

- Dubinsky, Z., Ed. (1990) *Ecosystems of the World*, Volume 25: Coral Reefs, Elsevier Science Publishing Company, Inc., New York, 550 páginas.
- Kaplan, E.H. (1982) *A Field Guide to Coral Reefs* (Caribbean and Florida), The Peterson Field Guide Series, Houghton Mifflin Company, Boston, 289 páginas.
- Likens, G.E., ed. (1988) *Long-Term Studies in Ecology: Approaches and Alternatives*, Springer Verlag, New York.
- Magnuson, J.J. (1990) "Long-term ecological research and the invisible present," *Bioscience* 40(7):495-501.
- Sale, P.F., ed. (1992) *The Ecology of Fishes on Coral Reefs*, Academic Press.
- Strandberg, C.H. (1967) *Aerial Discovery Manual*. John Wiley and Sons, Inc. New York.

Métodos de investigación para arrecifes de coral

- Jaap, W.C., Wheaton, J.L., and K. Boomer Donnelly (1990) "Materials and methods to establish multipurpose, sustained, ecological research stations on coral reefs at Dry Tortugas," Proceedings of the American Academy of Underwater Sciences, 10th Annual Scientific Diving Symposium, pp. 193-211.
- Littler, M.M., and D.S. Littler (1985) "Nondestructive sampling," in *Phycological Methods*, Littler, M.M. and D.S. Littler, ed., Cambridge University Press, pp. 161-175.
- Ohlhorst, S.L., Liddell, W.D., Taylor, R.J., and J.M. Taylor (1988) "Evaluation of reef census techniques," Proceedings of the 6th International Coral Reef Symposium 2:319-324.
- Stoddart, D.R. and R.E. Johannes, eds. (1978) *Coral Reefs: Research Methods*, UNESCO Monographs on Oceanographic Methodology 5.
- Weinberg, S. (1981) "A comparison of coral reef survey methods," *Bijdragen tot de Dierkunde*, 51(2):199-218.

Monitoreo físico y químico

- Parsons, T.R., Maita, Y., and C.M. Lalli (1984) *A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis*, Pergamon Press, New York, NY, 173 páginas.
- Strickland, J.D.H. and T.R. Parsons (1972) *A Practical Handbook of Seawater Analysis*, Fisheries Research Board of Canada, Ontario, Canada.

Fotografía submarina y otras técnicas

Coyer, J. and J.D. Witman (1990) *Underwater Catalog: A Guide to Methods in Underwater Research*, Shoals Marine Laboratory, Cornell University, Ithaca, New York, 72 páginas.

DeCouet, H.G. and A. Green (1989) *The Manual of Underwater Photography*, Verlag Christa Hemmen, Weisbaden, German, 394 páginas.

Maney, E.J., Jr., Ayers, J., Sebens, K.P., and J.D. Witman (1990) "Quantitative techniques for underwater video photography," *Proceedings of the 10th Diving for Science Symposium*, pp. 255-265.

Evaluación de daños al arrecife y rehabilitación

Birkeland, C., Randall, R.H., and G. Grimm (1979) "Three methods of coral transplantation for re-establishing a coral community in the thermal effluent area of the Tanguisson Power Plant," *University of Guam Marine Laboratory Technical Report 60*, 24 páginas.

Bouchon, C., Jaubert, J., and Y. Bouchon-Navaro (1981) "Evolution of a semi-artificial reef built by transplanting coral heads," *Tethys* 10(2):173-176.

Desvousges, W.H., Dunford, R.W., and J.L. Domanico (1989) "Measuring natural resource damages: an economic appraisal," *Report of the Research Triangle Institute*.

Gittings, S.R., Bright, T.J., Choi, A., and R.R. Barnett (1988) "The recovery process in a mechanically damaged coral reef community: recruitment and growth," *Proceedings of the 6th International Coral Reef Symposium* 2:225-230.

Guzman, H.M. (1991) "Restoration of coral reefs in Pacific Costa Rica," *Conservation Biology* 5(2):189-195.

Harriot, V.J. and D.A. Fisk (1988) "Coral transplantation as a reef management option," *Proceedings of the 6th International Coral Reef Symposium* 2:375-379.

Harriot, V.J. and P.L. Harrison (1984) "Methods to accelerate the recolonization of corals in damaged reef systems," *Report to Great Barrier Reef Marine Park Authority*, 58 páginas.

Maragos, J.E. (1974) "Coral transplantation: a method to create, preserve, and manage coral reefs," *UNIHI-Seagrant-Ar-74-03*, 29 páginas.

Técnicas para el censo de peces

Bell, J.D., Craik, G.J.S. Pollard, D.A. and B. C. Russell (1985) "Estimating length frequency distributions of large reef fish underwater," *Coral Reefs* 4:41-44.

Bortone, S.A., Hastings, R.W. and J.L. Ogleby (1986) "Quantification of reef fish assemblages: A comparison of several in situ methods," *Northeast Gulf Science* 8(1):1-22.

Brock, R.E. (1982) "A critique of a visual census method for assessing coral reef fish populations," *Bulletin of Marine Science* 32: 269-276.

Harmelin-Vivien, M. L., J. G. Harmelin, C. Chauvet, C. Duval, R. Glazin, P. Lejeune, G. Barnabe, F. Blanc, R. Chevalier, J. Duclerc and G. Lasserre (1985) "Evaluation visuelle des peuplements et populations de poissons: methodes et problemes," *Rev. Ecol. (Terre Vie)* 40: 467-539.

Kaufman, L.S. and J.P. Ebersole (1984) "Microtopography and the organization of two assemblages of coral reef fishes in the West Indies," *Journal of Experimental Marine Biology* 78:253-278.

Kimmel, J.J. (1985) "A new species-time method for visual assessment of fishes and its comparison with established methods," *Environmental Biology of Fishes* 12:23-32.

St. John, J., Russ, G.R., and W. Gladstone (1990) "Accuracy and bias of visual estimates of numbers, size structure and biomass of a coral reef fish," *Marine Ecology Progress Series* 64:253-262.

Thresher, R.E. and J.S. Gunn (1986) "Comparative analysis of visual census techniques for highly mobile, reef associated piscivores (Carangidae)," *Env. Biol. Fish.* 17:93-116.

Identificación de peces

Böhlke, J.E., and C.C.G. Chaplin (1993) *Fishes of the Bahamas and Adjacent Tropical Waters (Second Ed.)*, Univ. of Texas Press, Austin, Texas.

Chaplin, C.C.G. (1972) *Fishwatchers' Guide to West Atlantic Coral Reefs*, Horrowood Books.

Hoese, H.D. and R.H. Moore (1985) *Fishes of the Gulf of Mexico, Texas, Louisiana and Adjacent Waters*, Texas A&M Press.

Humann, P. (1989) *Reef Fish Identification; Florida, Caribbean, Bahamas*, New World Publications, Inc. Jacksonville, Florida.

Randall, J.E. (1983) *Caribbean Reef Fishes*, T.F.H. Publications, Inc., Neptune City, New Jersey, 350 páginas.

Robins, R.C., Ray, G.C., Douglass, J. and E. Freund (1986) *A Field Guide to Atlantic Coast Fishes of North America*, Peterson Field Guide Series, Houghton Mifflin Company, Boston Massachusetts.

Stokes, F. (1984) *Divers' and Snorkelers' Guide to the Fishes and Sea Life of the Caribbean, Florida, Bahamas, and Bermuda*, The Academy of Natural Sciences, Philadelphia.

Identificación de corales, octocorales y otros invertebrados

Bayer, F.B. (1961) *The Shallow-Water Octocorallia of the West Indian Region*, Martinus Nijhoff, The Hague, Netherlands, 373 páginas.

Colin, P.L. (1978) *Caribbean Reef Invertebrates and Plants*, T.F.H. Publications, Inc., Neptune City, New Jersey, 512 páginas.

Gladfelter, W.B. (1988) *Tropical Marine Organisms and Communities (St. Croix)*, ARGUS.

Goldberg, W.M. (1973) "The ecology of the coral-octocoral communities off the southeast Florida coast," *Bulletin of Marine Science* 23(3):465-488.

Humann, P. (1993) *Reef Coral Identification; Florida, Caribbean, Bahamas*, New World Publications, Inc., Jacksonville, Florida, 338 páginas.

Humann, P. (1992) *Reef Creature Identification; Florida, Caribbean, Bahamas*, New World Publications, Inc. Jacksonville, Florida, 320 páginas.

Kinzie, R.A. (1973) "The zonation of West Indian gorgonians," *Bulletin of Marine Science* 23(1):93-155.

Soest, R.W.M. van (1981) "A checklist of the Curacao sponges (Porifera Demospongiae)," Zoology Museum, University of Amsterdam, 39 páginas.

Weidenmayer, F. (1977) "Shallow water sponges of the Western Bahamas," *Experientia Supplement* 28, Birkhauser Verlag, Basel, Switzerland.

Wells, J.W. (1973) "New and old scleractinian corals from Jamaica," *Bulletin of Marine Science* 23(1):16-58.

Plantas marinas

Littler, D.S., Littler, M.M., Bucher, K.E., and Norris, J.N. (1989) *Marine Plants of the Caribbean*, Smithsonian Institution Press, Washington, D.C., 263 páginas.

Taylor, W.R. (1972) *Marine Algae of the Eastern Tropical and Subtropical Coasts of the Americas*, University of Michigan Press, Ann Arbor, Michigan, 870 páginas.

Enfermedades de corales

Edmunds, P.J. (1991) "Extent and effect of black band disease on a Caribbean reef," *Coral Reefs* 10(3): 161-165.

Gladfelter, W.B. (1982) "White-band disease in *Acropora palmata*: implications for the structure and growth of shallow reefs," *Bulletin of Marine Science* 32(2): 639-643.

Peters, E.C. (1993) "Diseases of other invertebrate phyla: Porifera, Cnidaria, Ctenophora, Annelida, Echinodermata," *Pathology of Marine and Estuarine Organisms*, John A. Couch and John W. Fournie, eds., CRC Press, Boca Raton, Florida.

Peters, E.C. Oprandy, J.J., and P.P. Yevich (1983) "Possible causal agent of white band disease in Caribbean acroporid corals," *Journal of Invertebrate Pathology* 41:394-396.

Peters, E.C. (1984) "A survey of cellular reactions to environmental stress and disease in Caribbean scleractinian corals," *Helgolander Meeresunters* 37: 113-137.

Rutzler, K., Santavy, D. (1983) "The black band disease of Atlantic reef corals," I. Description of the cyanophyte pathogen, *PSZNI Marine Ecology* 4(4): 301-319.

Blanqueamiento de corales

D'Elia, C.F., Buddemeier, R.W., and S.V. Smith (1991) "Workshop on Coral Bleaching, Coral Reef Ecosystems and Global Change," Report of Proceedings, Maryland Sea Grant College Publication, College Park, Maryland.

Jaap, W.C. (1985) "An epidemic zooxanthellae expulsion in the lower Florida Keys coral reefs: hypothermic etiology," *Proceedings of the 5th International Coral Reef Symposium*, 6:143-148.

Williams, E. H., Jr. and L. Bunkley-Williams (1990) "The world-wide coral reef bleaching cycle and related sources of coral reef mortality," *Atoll Research Bulletin* (Smithsonian) 335:1-71.

Williams, E. H., Jr., C. Goenaga and V. Vicente (1987) "Mass bleachings on Atlantic coral reefs," *Science*, 238:877-878.

PERSONAS A CONTACTAR PARA ASISTENCIA

Si usted tiene una pregunta acerca de los procedimientos de monitoreo o si necesita ayuda para localizar información sobre un tópico en específico, estos individuos pueden asistirle o ponerle en contacto con alguien que le pueda ayudar.

Dr. Jim Beets
University of Richmond
Department of Biology
Richmond, VA 23173
(804) 272-3798

Mr. Walter Jaap
Ms. Jennifer Wheaton
Florida Marine Research Institute
100 8th Avenue, S.E.
St. Petersburg, FL 33701
(813) 896-8626

Dr. Jim Bohnsack
National Marine Fisheries
75 Virginia Beach Drive
Miami, Florida 33149
(305) 361-4252

Dr. Joe Kimmel
National Marine Fisheries Service
Southeast Regional Office
St. Petersburg, FL 33702
(817) 893-3721

Dr. Pete Edmunds
Department of Biology
California State University
Northridge, CA 91330
(818) 885-2502

Dr. Jim Porter
University of Georgia
Department of Zoology
Athens, GA 30602
(706) 542-3410

Dr. Betsy Gladfelter
Gallows Bay Station
P.O. Box 26472
St. Croix, USVI 00824
(340) 773-1383

Dr. Caroline Rogers
National Biological Survey
Virgin Islands National Park
P.O. Box 710
St. John, USVI 00830
(340) 693-8950

Ms. Zandy-Marie Hillis
Buck Island Reef National Monument
P.O. Box 160
Christiansted, USVI 00820-0160
(340) 773-1460

Apéndice A: FOTOGRAFIA SUBMARINA

De los muchos métodos disponibles para muestreos fotográficos, esta sección describe seis aparatos en orden aproximado de aumento en complejidad. Aunque éstos además, varían en costo, la meta es asegurarse de que cada fotografía es tomada exactamente en la misma área, a la misma distancia y al mismo ángulo. Estos métodos continuarán evolucionando a medida que la experiencia y la nueva tecnología desarrollen mejores técnicas. Para información general y sugerencias acerca de la fotografía submarina, vea III-29.

Método A: Cuadrapodio para foto-cuadrantes grandes

En los métodos con cuadrapodio, una cámara submarina se monta en el centro de un marco de aluminio o PVC con los lentes orientados hacia el substrato. Cuatro patas hechas de tubos de PVC de una pulgada conectan este armazón a las esquinas de un rectángulo más grande (el foto-cuadrante), de manera que el aparato parece un trapezoide tridimensional. Para asegurar una Nikonos a una plataforma de montaje de PVC de 7/8 de pulgada, use un pasador de 1/4 de pulgada que enrosque en la montura del trípodo de la cámara. Si utiliza los agarres "quick handles" de la compañía Ikelite y soportes de 18 pulgadas, usted también puede atar dos luces externas ("strokes") a la parte trasera de la plataforma de montaje, o solo una fuente de luz con un "stroke" SB 103 en la parte superior del marco.



Cuadrapodio para foto-cuadrantes grandes

Las dimensiones exactas del cuadrapodio van a depender del tamaño del área que usted quiere fotografiar y el tamaño de sus lentes, pero usted puede utilizar este método para fotografiar áreas grandes sin necesidad de tener un equipo costoso. Este sistema también se puede utilizar para tomar fotografías a lo largo de una línea de transecto tendida entre dos marcas de referencia permanentes.

Por ejemplo, para cubrir un área de aproximadamente 55 x 80 cm sin relieve o con relieve moderado, usted puede usar un lente de 28-mm Nikonos con un cuadrapodio que sostenga la cámara a 95-cm sobre la superficie del arrecife. O si el plano focal de la película está localizado a 1.63 m sobre la base del cuadrapodio, su fotografía cubrirá un área de 1 x 0.75 m.

Aunque las exposiciones automáticas “a través del lente” funcionan, el utilizar la cámara en ajuste manual, le dará mayor consistencia en el balance de colores entre montajes; por ejemplo, f/8 o f/11 a 1/60 de una segunda exposición con ISO 64 o película 110 para diapositivas o fotos.

En lugares de estudio de 10 a 30 pies de profundidad en las Islas Vírgenes de los E.U. se han obtenido buenos resultados con película Kodachrome, velocidad del obturador de M90, apertura 5.6, foco 1.2 m, y ajustes manuales. La resolución mínima confiable es para organismos con diámetros de 4 a 5 cm, pero la gran escala de las fotografías subestima los corales que crecen en cavidades y grietas pues no aparecen visibles en las diapositivas.

(Pete Edmunds, California State University, suministró casi toda la información sobre este método)

Método B: Cuadrapodio para foto-cuadrantes pequeños en áreas de bajo relieve

Este método es apropiado para superficies de arrecifes de bajo relieve, tales como las comunidades incrustantes. Permite fotografiar la mayor área posible con la cámara cerca al sujeto, aumenta la claridad y compactación del diseño.

Marque dos esquinas diagonales de cada cuadrante permanente (0.25 m^2) revistiendo con cemento, dos varillas de acero inoxidable en perforaciones taladradas en el sustrato. Las varillas pueden servir como puntos de alineamiento para las esquinas de un cuadrapodio que va a sostener dos luces externas y una cámara Nikonos con lente de 15 mm.



Cuadrapodio para foto-cuadrantes pequeños

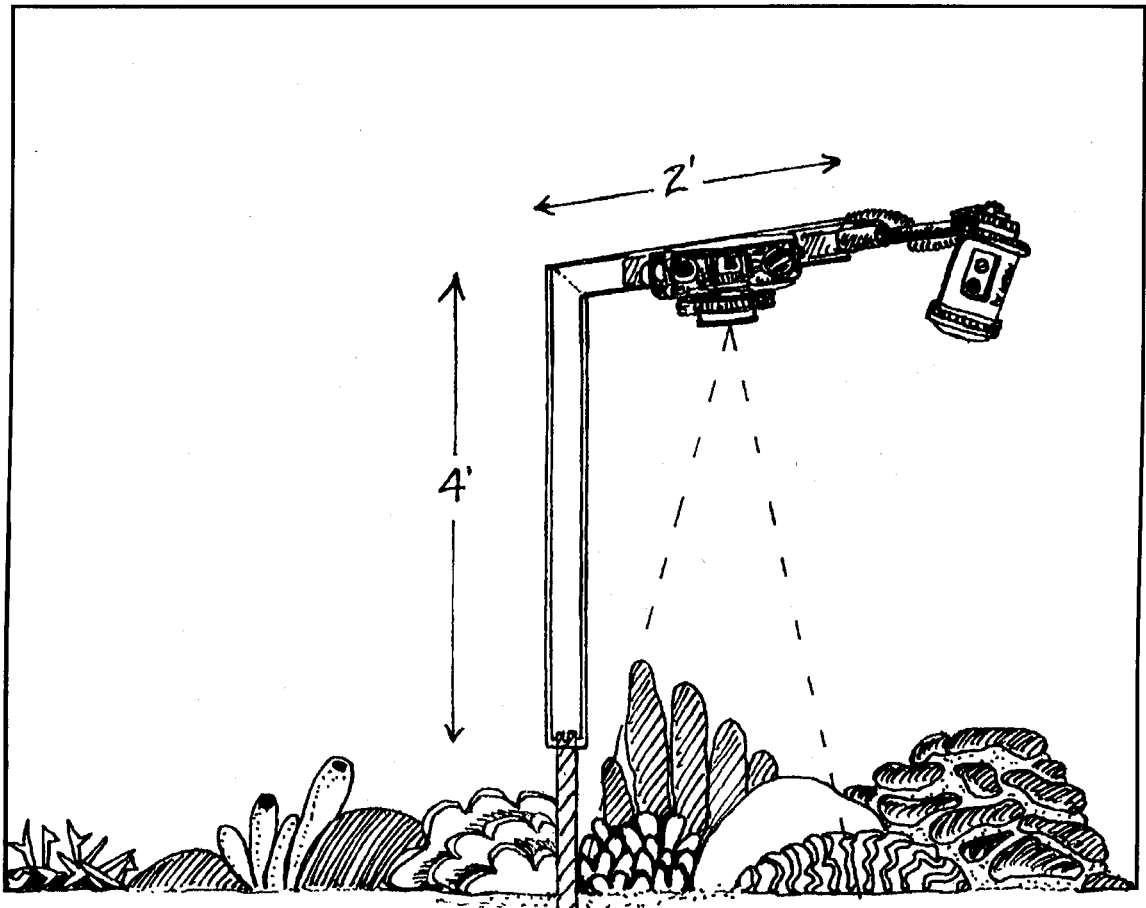
Referencia

Coyer, J. and J. Witman (1990) *The Underwater Catalog: A Guide to Methods in Underwater Research*, Shoals Marine Laboratory and New York Sea Grant Program, Cornell University, Ithaca, New York.

Método C: Monopodio

En este método, la única estructura que toca el sustrato del arrecife es la estaca que aguanta al foto-estante o "monopodio". Especialmente en áreas donde los corales son grandes o abundantes, estos métodos son menos propensos a causar daño que aquellos que requieren sostener una cámara en un marco voluminoso o cuadrante. Sin embargo, al igual que los cuarpodios, los monopodios son convenientes en áreas de bajo relieve.

La cámara se ata al monopodio, un aparato en forma de L que se ajusta a una estaca que está instalada de forma permanente. Aunque usted puede variar las dimensiones del foto-estante de acuerdo al tamaño que usted ha seleccionado para su foto-cuadrante y el relieve del sustrato que esta fotografiando, el lado largo del monopodio es de unos cuatro pies y el lado corto de unos dos pies. Mientras más alto es el foto-estante, mayor el potencial para "parallax" (que se produzca el error de paralaje).



Monopodio

Construyendo un foto-estante monopodio

- 1) Usando un tubo cuadrado de aluminio con un diámetro interno de 1 pulgada, suelde una pieza de 2' a una pieza de 4' a un ángulo de 90 grados.
- 2) Suelde una plataforma de montaje a la pieza de 2'.
- 3) Atornille la cámara a la plataforma con el lente orientado hacia el sustrato.
- 4) Usando una perforadora de aire comprimido y una barrena de ½-pulgada, perfore en el pavimento o sobre coral muerto a una profundidad de alrededor de un pie.
- 5) Con una mandarina, introduzca una pieza de un tubo de acero inoxidable de 1 pulgada cuadrada y aproximadamente 1' de largo (la estaca de referencia) en el agujero.
- 6) Para aumentar la estabilidad de la estaca, utilice el compuesto para remiendos bajo el agua "Pettit 2-part".

Tomando las fotografías: En el foto-estante, monte una cámara submarina Nikonos V con un lente de 28-mm y una luz externa con difusor, SB103 Nikonos. Coloque el foto-estante sobre la estaca y rotelo de manera que pueda fotografiar cada uno de los cuatro lugares accesibles. Con un largo focal pre-determinado de 1.3 m, la cobertura total de cada foto será de 0.7 m² (2.8 m² por estaca).

(Este método fotográfico fue desarrollado por Craig Tobias, Virginia Institute of Marine Sciences, y Walter Jaap, Florida Marine Research Institute.)

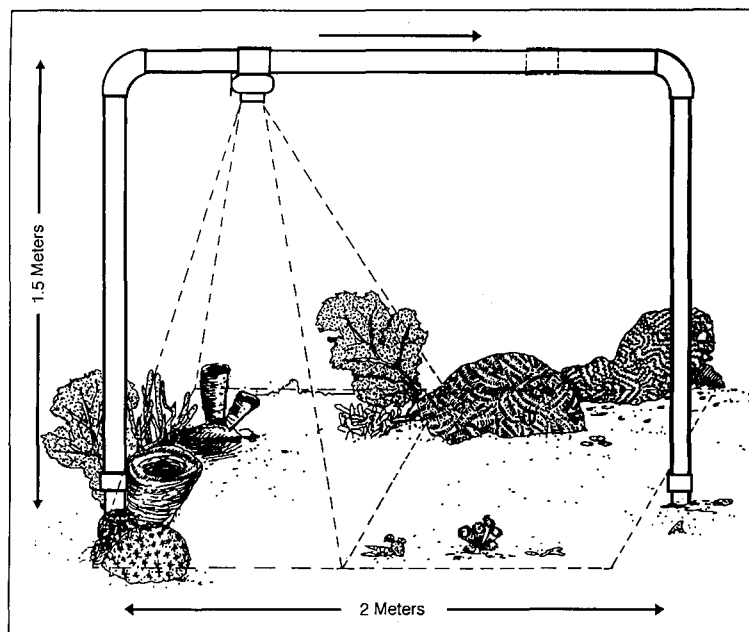
Se ha desarrollado un monopodio que utiliza un sistema estereofotográfico para llevar a cabo análisis tri-dimensionales, pero el análisis de datos de esta técnica es muy difícil al igual que el replicado exacto de la posición de la cámara fotográfica.

Referencia

Done, T.J. (1981) "Photogrammetry in coral reef ecology: a technique for the study of change in coral communities," Proceedings of the 4th International Coral Reef Symposium, Manila, Philippines 2:315-320.

Método D: Armazón para montar una cámara

Este aparato para montar una cámara tiene dos puntos de apoyo en el substrato, de manera que usted pueda mover la cámara a lo largo de una barra horizontal y tomar una serie de fotos en posiciones designadas que puedan ser replicadas en estudios subsiguientes.



Armazón para montar una cámara

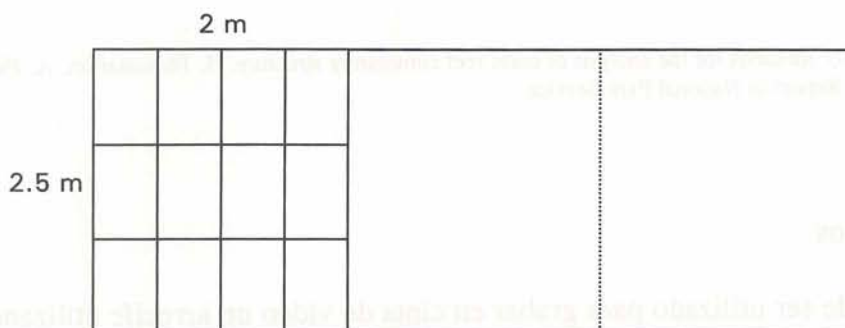
Construyendo un armazón para montar una cámara

- 1) Para que un armazón de montar cámaras pueda fotografiar dos cuadrantes adyacentes de 1m^2 , cimente en el arrecife dos tubos PVC de $1\frac{1}{2}$ " a dos metros de distancia usando una mezcla de cemento Portland y yeso de Paris.
- 2) Inserte dos tubos PVC en posición vertical para aguantar una barra horizontal de 2-m con codos que ajusten a los tubos de PVC. La altura de los tubos PVC es determinada por el largo focal de los lentes de su cámara: un lente de 15-mm colocado a 1.5 m sobre el substrato va a cubrir un poco más de 1m^2 ; un lente de 28-mm va a necesitar estar un poco más alto para cubrir el cuadrante completo en la foto.
- 3) Usando tornillos o líneas grabadas al agua fuerte, marque la barra horizontal a 0.5 y 1.5 m a lo largo para indicar donde se va a colocar la cámara para las dos fotos.
- 4) Para poder colocar fácilmente una rejilla mylar para trazar sobre las fotografías, ate una línea tiesa entre los tubos verticales justo sobre el substrato y marque con una cuenta la posición a 0.5 y 1.5 m para indicar el centro de cada cuadrante.

(Este método fue desarrollado por Allan Smith, Instituto Caribeño de Recursos Naturales.)

Método E: Fotoestación

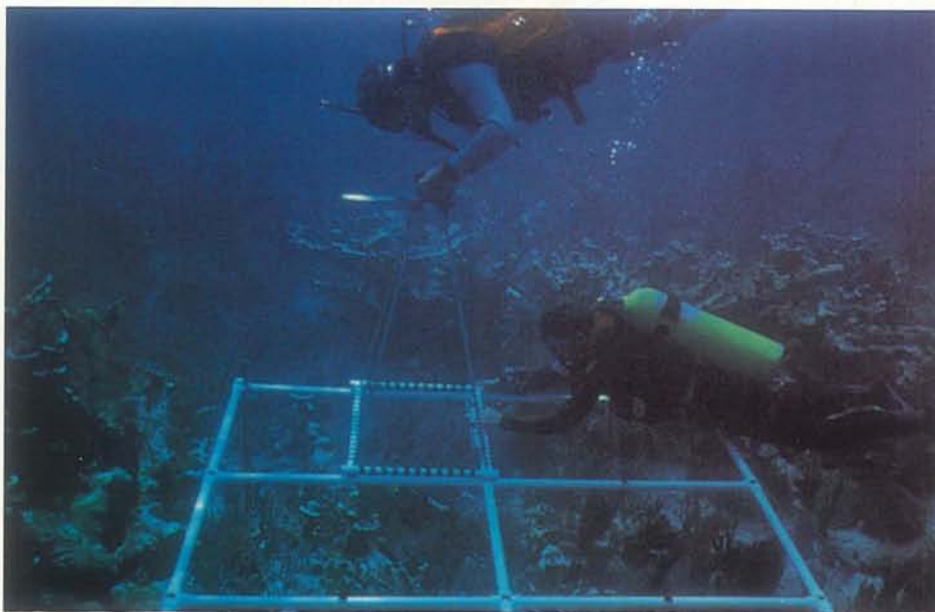
Esta "fotoestación" está marcada por 8 estacas de acero inoxidable que enmarcan un cuadrante de tres partes, tal como se muestra abajo. Las estacas son insertadas en hoyos taladrados en el arrecife y luego son cementadas en el mismo lugar. Tubos de PVC de una pulgada son utilizados para construir una rejilla de 2.25 m x 2 m con 12 rectángulos; cada uno mide 0.75 m x 0.5 m.



Rejilla de PVC

Cuadrantes para la Fotoestación

La rejilla de PVC se usa como guía para una cámara atada a un cuadrapodio que sirve de marco fotográfico con una base de 0.75 m x 0.50 m. Coloque una Nikonos con un lente sumergible de 28-mm a 1 m sobre la rejilla para incluir el área enmarcada en la fotografía. Para cubrir el área marcada por las ocho estacas (13.5 m²), mueva la rejilla tres veces y tome 36 fotografías. Cada foto debe incluir el número del marco (con velcro en la parte de atrás) y una pequeña placa con la fecha e información del lugar.



Aparato de la fotoestación

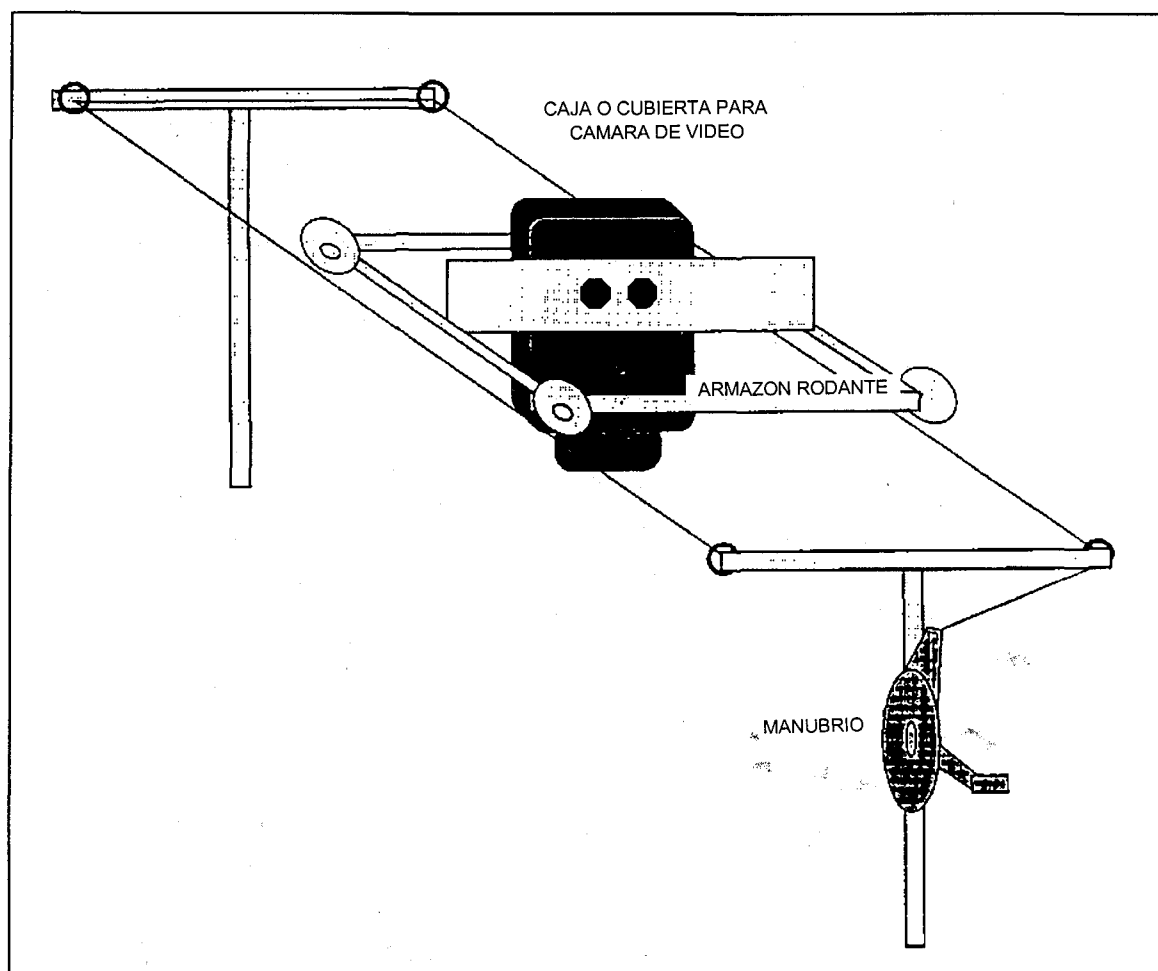
Consideraciones: Este método tiene una aplicación limitada. Debido al gran tamaño del aparato, solo se puede utilizar en algunos lugares, y debido al tiempo que requiere, es difícil obtener suficientes replicados. La armazón de PVC no es rígido, así que el marco fotográfico se puede mover. El montar una serie de fotografías para crear un mosaico es problemático; la magnificación cambia de fotografía a fotografía debido al paralaje y lo irregular de la superficie.

Referencia

Porter, J.P. (1990) Methods for the analysis of coral reef community structure. I. Photostation, A. Field methods and data acquisition. Report to National Park Service.

Grabando videos

Este aparato puede ser utilizado para grabar en cinta de video un arrecife utilizando una cámara Sony TR81 hi-band 8 dentro de una cubierta Amphibico.



Aparato para video grabación

- La caja o cubierta se monta en un “carruaje” de aluminio con cuatro ruedas de nailón con ranuras que ruedan en dos cables desplegados entre dos postes de aluminio en forma de T que se deslizan sobre las estacas de referencia. Un cable de acero inoxidable es desplegado desde un manubrio de un aparejo de pesca montado en posición vertical en uno de los postes.
- Luego de que se suelta el agarre en el manubrio, un buzo nada con el cable hacia el otro poste, desliza el cable a través de dos cáncamos en la parte superior de la T, devuelve el cable al primer poste y abrocha el clip (o presilla de alambre) de acero inoxidable en el extremo del cable a otro cáncamo. Con el manubrio se crea tensión en el cable hasta que quede tenso y el agarre es re-engranado.
- Con la cámara en posición vertical, el carruaje para el video es suspendido en los cables mientras que el buzo lo desliza lentamente hacia el otro poste y luego de regreso, logrando una grabación de video del área del arrecife entre las estacas. Una cinta de medida en el video da una referencia de tamaño.

Debido a que hay cierto arqueamiento en el medio del cable y el fondo del mar es irregular, la cámara no puede mantenerse a una distancia fija del fondo. Una vez en el lugar de estudio, el tiempo requerido para desplegar y recuperar el equipo es alrededor de 10 minutos.

Referencia

Jaap, W.C., Wheaton, J.L., Donnelly, K.B. (1990) “Materials and methods to establish multipurpose, sustained, ecological research stations on coral reefs at Dry Tortugas,” Proceedings of the American Academy of Underwater Sciences, 10th Annual Scientific Diving Symposium, pp. 193-211.

Apéndice B: ANALISIS ESTADISTICO

Aunque una explicación detallada de la estadística se encuentra fuera del objetivo de este manual; se pueden hacer ciertas generalizaciones acerca del análisis estadístico en lo que pertenece al monitoreo de arrecifes de coral. Las guías en este apéndice, las cuales asumen un conocimiento básico de estadística, están basadas mayormente en Zar (1984) y Green (1979). Las referencias están listadas al final de esta sección. Si es posible, consulte un estadístico o biólogo/ecólogo de campo familiarizado con diseños experimentales antes de comenzar su programa de monitoreo.

Su Hipótesis

Mientras formula su hipótesis tiene que tener en mente los objetivos de su programa de monitoreo y las preguntas que está tratando de contestar. Como señala Green (1979), "En un estudio ambiental debe haber un flujo lógico: propósito > pregunta > hipótesis > diseño experimental > análisis estadístico > pruebas de hipótesis > interpretación y presentación de los resultados".

Existe una variedad de pruebas estadísticas que usted puede hacer con los datos que ha recopilado para determinar si debe aceptar o rechazar su hipótesis, se conoce como la hipótesis nula (H_0). Su hipótesis nula puede ser que un derrame de petróleo no causó disminución en el porcentaje de coral vivo en un plano arrecifal. La hipótesis alterna (H_a) sería que el derrame de petróleo sí causó tal disminución.

Si usted rechaza la hipótesis nula cuando en realidad es cierta, usted comete un error Tipo I. Usualmente un nivel de significación del 5% ($\alpha = 0.05$) es usado para estimar la probabilidad del Error Tipo I. El Error Tipo II es el riesgo de concluir que H_0 es cierta cuando en realidad es falsa.

Muestreo

¿Cuántas muestras usted necesita para cumplir con sus objetivos de monitoreo? Por ejemplo, ¿Cuántos cuadrantes deben ser medidos para determinar si las aguas cloacales (aguas negras) fluyendo sobre un arrecife han aumentado la biomasa de macroalgas de manera significativa? Si usted toma muy pocas muestras no será capaz de poder contestar las preguntas que se ha formulado. Sin embargo, si toma más muestras de las que necesita, estará desperdiciando tiempo y dinero. Además algunas técnicas de muestreo pueden dañar a algunos organismos del arrecife y no deben hacerse con más frecuencia de lo que es necesario.

El número de muestras que usted va a necesitar depende de tres factores:

- el nivel de precisión que usted desea (por ejemplo, la precisión de la media de la muestra viene dada por la cercanía con que estima la media real de la población entera);
- El grado de confianza ($1 - \alpha$) que usted quiere (por ejemplo, 0.95 le va a dar una probabilidad de 1-en-20 de concluir incorrectamente que usted ha estimado la media dentro del nivel específico de precisión); y

- la variabilidad en la población (s^2), estimada en una muestra preliminar.

Hay muchas fórmulas que usted puede usar para determinar el número de muestras requeridas y el intervalo de confianza resultante, pero ciertos principios generales aplican a la mayoría de las situaciones. Por ejemplo, mientras más alto el grado de confianza y más variable la población, mayor la cantidad de muestras que usted necesitará obtener. De forma similar, la precisión aumenta según aumenta el tamaño de muestras. Para muchos propósitos, se requiere una precisión de $< 10\%$ de la media. Al nivel deseado, del Error Tipo I ($\alpha = 0.05$), la media estimada de la muestra debe tener un 95% de probabilidad de estar entre el 10% de la media verdadera, la de la población.

El intervalo de confianza indica el rango dentro del cual cae la verdadera media de la población (u otro parámetro), dado el grado de confianza especificado. Por ejemplo, con un nivel de confianza de 0.95, un intervalo de confianza de $\{17.5 \leq x \leq 20.5\}$ indicaría que el promedio verdadero de la población se encuentra entre 17.5 y 20.5, 95% del tiempo. Mientras más variable es la población, más amplio el intervalo de confianza.

También es posible calcular el número de muestras requeridas para determinar una diferencia significativa en la media de dos muestras independientes (prueba de dos muestras). Usted necesitará saber la variabilidad esperada en sus datos, el nivel de significación y el poder de la prueba ($1-\beta$).

Hay disponible un programa de computadora que corre con hojas de Lotus 1-2-3, que calcula el número mínimo de muestras que usted debe obtener y grafica el error estándar; alto, promedio y bajo versus el número de muestras. Vea Bros and Cowell, 1987.

Análisis de Varianza

Muchas pruebas estadísticas comprenden el análisis de varianza (ANOVA). En general, el ANOVA provee una manera de determinar si los promedios de tres o más muestras difieren significativamente de uno a otro. Las "medidas repetidas de ANOVA" son apropiadas si usted está interesado en determinar si existe una diferencia significativa entre valores promedio para tres o más muestras obtenidas de cuadrantes o transectos permanentes en varias ocasiones diferentes.

Si el ANOVA indica diferencias significativas en los promedios entre grupos, se llevan a cabo pruebas de comparaciones múltiples para identificar cuáles promedios difieren significativamente de uno a otro. Debe darse cuenta de que los cambios que usted detecta sólo son representativos de sus lugares de estudio fijos y pueden o no reflejar cambios generales en todo el arrecife.

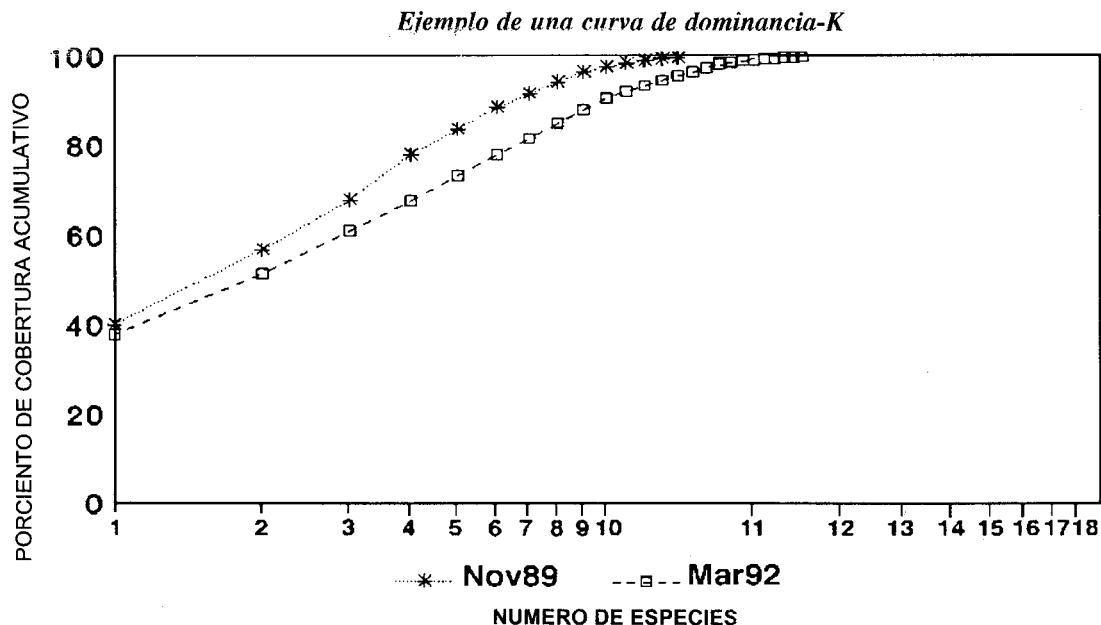
Si usted desea comparar dos grupos de muestras donde hay una relación entre un punto en los datos de la primera muestra y otro punto correspondiente en la segunda muestra, utilice una prueba-t pareada. Por ejemplo, usted puede usar una prueba-t pareada para ver diferencias en porcentos de cobertura de una especie dominante en transectos permanentes antes y después de un huracán u otro disturbio.

Pruebas Paramétricas vs. No-Paramétricas

El ANOVA y las pruebas-t pareadas son ejemplos de pruebas paramétricas. Las pruebas no-paramétricas se usan cuando la hipótesis no incluye un parámetro poblacional (por ejemplo, la media o la varianza) y cuando no se puede cumplir con las suposiciones requeridas en el uso de procedimientos paramétricos. Por ejemplo, el ANOVA asume que las muestras han sido obtenidas de poblaciones que tienen una distribución normal y varianzas iguales. Muchos tipos de datos ecológicos no cumplen con estas suposiciones. Una asunción inherente de las estadísticas no-paramétricas es que grupos diferentes tienen una distribución similar. Datos procedentes de censos visuales de peces de arrecifes colectados con el método de Bohnsack pueden ser analizados mediante pruebas no-paramétricas, como la prueba U de Mann-Whitney.

Curvas de dominancia-K

Las medidas de univariadas (por ejemplo, porcentaje de cobertura, diversidad H' de Shannon) han demostrado ser menos sensitivas que las escalas multi dimensionales y ciertos descriptores gráficos (curvas de dominancia-K) al detectar cambios en la estructura de la comunidad de corales a través del tiempo. Las curvas de dominancia-K, que pueden ser utilizadas para mostrar diferencias en la diversidad de especies de dos o más muestras, son independientes de cualquier sesgo debido a la riqueza de especies o a la uniformidad, un problema que afecta los índices combinados tal como el H' .



Para crear curvas de dominancia-K, usted calcula el percentil de la abundancia o cobertura por rango, en orden descendiente, con la especie más abundante primero. La comparación de las curvas a través del tiempo o entre muestras tomadas en diferentes lugares puede indicar cambios en rango o categoría en la riqueza de especies. Las gráficas en las cuales la curva es más baja que la línea de base implican un aumento en diversidad; si la curva es más elevada que la línea de base, la diversidad en la muestra ha disminuido. Las curvas de dominancia-K que no se intersectan indican una diferencia en la diversidad de especies de ambas muestras,

donde la curva superior representa una muestra menos diversa. (Vea Lambshead et al. 1983, Warwick et al. 1990, Warwick y Clarke, 1991).

Análisis Multivariado

Los análisis multivariados son otra manera de evaluar conjuntos de datos obtenidos en una serie de tiempo. Ejemplos de técnicas multivariadas incluyen: análisis de clasificación, escalas multi dimensionales, análisis de componente principal y ordenación. En la técnica de clasificación, se comparan los datos de todas las muestras y se genera una matriz de similitud o distancia entre los conjuntos de datos. Otro procedimiento de clasificación, produce un dendrograma que clasifica geográficamente las estaciones en orden jerárquico descendente. Estas técnicas son útiles para detectar patrones de cambio o estabilidad. Es difícil lograr muchas de las suposiciones estrictas de las estadísticas paramétricas en programas de monitoreo con estaciones fijas de muestreo; así que los análisis multivariados y no paramétricos son herramientas poderosas para desentrañar la dinámica de los sistemas.

El sistema de análisis comunitario (Community Analysis System) es un programa para computadoras PC que puede crear tablas simples de abundancia jerárquica de especies, curva de área para especies, curvas de dominancia K, o gráficos sofisticados de dendrogramas. Se puede obtener de: Ecological Data Consultants, Inc. P.O. Box 760, Archer, Florida 32618.

Referencias

- Bros, W.E., Cowell, B.C. (1987) "A technique for optimizing sample size," *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 114:63-71.
- Daniel, W.W. (1978) *Applied Nonparametric Statistics*, Houghton Mifflin Company, Boston, 510 páginas.
- Green, R.H. (1979) *Sampling Design and Statistical Methods for Environmental Biologists*, John Wiley & Sons, New York, 257 páginas.
- Lambshead, P.J.D., Platt H.M., Shaw, K.M. (1983) "The detection of differences among assemblages of marine benthic species based on an assessment of dominance and diversity," *Journal of Natural History* 17:859-874.
- Ludwig, J.A., Reynolds, J.F. (1988) *Statistical Ecology: A Primer on Methods and Computing*, John Wiley & Sons, New York, 337 páginas.
- Peterman, R.M. (1990) "Statistical power analysis can improve fisheries research and management," *Canadian Journal of Fish and Aquatic Science* 47:2-15.
- Sokal, R.R., Rohlf, F.J. [1981]) *Biometry*, 2nd edition, W. H. Freeman & Co., San Francisco, 859 páginas.
- Warwick, R.M., Clarke, K.R., and Suharsono (1990) "A statistical analysis of coral community responses to the 1982-1983 El Niño in the Thousand Islands, Indonesia," *Coral Reefs* 8(4):171-179.
- Warwick, R.M., Clarke, K.R. (1991) "A comparison of some methods for analyzing changes in benthic community structure," *Journal of the Biological Association*, United Kingdom 71:225-244.
- Zar, J.H. (1984) *Biostatistical Analysis*, 2nd edition, Prentice Hall, New Jersey, 718 páginas.

Apéndice C: MATERIALES Y ABASTECEDORES

Abastecedores y compañías de catálogos

Materiales

Forestry Suppliers, Inc.
205 West Rankin Street
P.O. Box 8397
Jackson, MS 39284-8397
Phone: 1-800-647-5368 (U.S.)
(601) 354-3565

Estacas de acero, cinta de medir en fibra de vidrio, marcadores en vinilo, tablas para datos con sujetapapeles, brújulas, discos Secchi, materiales de laboratorio, bolsas para muestreo

Hamm's Spectrum Art Supply
1756 Central Avenue
St. Petersburg, FL 33712

Lápices Faber-Castell, grafito puro 2900 HB

Ryan Recorder
8801 148th Avenue NE
P.O. Box 599
Redmond, WA 98073-0599
Phone: 1-800-999-7926
Fax: 206-883-3726

Hugron
Skipholt 50c
Rezkjavik
Iceland
Fax: 354-1-689061

Termistores

Martek Instruments, Inc.
P.O. Box 97067
3216-0 Wellington Court
Raleigh, NC 27624-7067
Phone: (919) 790-2371
Fax: (919) 790-2375

Transmisómetros, metros multi-parámetros para calidad de agua

Hydrolab Corporation
P.O. Box 50116
Austin, TX 78763
(512) 255-8841
1-800-949-3766

Metros multi-parámetros para calidad de agua

Ben Meadows Company
3589 Broad Street
P.O. Box 80549
Atlanta, GA 30366
1-800-241-6401

Papel Nalgene a prueba de agua, marcadores de vinilo, cintas de medir de fibra de vidrio, marrones, libretas de campo

47th Street Photo
455 Smith Street
Brooklyn, NY 11231
1-800-221-7774

Rollos de película en grandes cantidades, cámaras, electrónicos, computadoras

Abastecedores y compañías de catálogos**Materiales**

Fisher Scientific
711 Forbes Avenue
Pittsburgh, PA 15219s
(412) 562-8300

Materiales de laboratorio,
balanzas, microscopios,
centrífugas, metros de
conductividad/salinidad, filtros
Whatman

Hach Chemical Company
P.O. Box 389
Loveland, CO 80539
1-800-227-4224

Hach kits para cultivos de
bacterias

Turner Designs
845 W. Maude Avenue
Sunnyvale, CA 94086
Phone: (408) 749-0994
Fax: (408) 749-0998

Nefelómetros, fluorómetros

Global Computer Supplies
1050 Northbrook Parkway,
Dept. 44
Suwannee, GA 30174

Materiales de computadoras

Goldberg's Marine
201 Meadow Road
Edison, NJ 08818
1-800-BOATING

West Marine
P.O. Box 50050
Watsonville, CA 95077

Materiales marinos y para botes

1-800-538-0775

Millepore Corporation
80 Ashby Road
Bedford, MA 01730
1-800-221-1975

Filtros, equipo de filtración

Thomas Scientific
P.O. Box 99
Swedesboro, NJ 08085-0099
(609) 467-2000

Instrumentos y materiales de
laboratorio, microscopios, bombas
de vacío, termómetros, cristalería,
balanzas, refractómetros,
fluorómetros, oxímetros

McMaster-Carr Supply Company
P.O. Box 4355
Chicago, IL 60680-4355

Marcadores de nailón para las
colonias de coral

Para más información de abastecedores de materiales para uso bajo el agua, vea: *The Underwater Catalog: A Guide to Methods in Underwater Research* (1990), by J. Coyer and J. Witman, Shoals Marine Laboratory and New York Sea Grant Program, Cornell University, Ithaca, New York.

COSTO APROXIMADO DE EQUIPO (1994)

Instalando Marcadores

Sistemas hidráulicos para perforaciones	\$5,000
Tubos de acero inoxidable	\$5 por pie
Estacas para el estudio (30" de largo)	\$124 por 10 estacas

Monitoreo físico y químico

Instrumentos para medir temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, pH y conductividad	\$1,600 - \$7,200
Termistor Hugrun Seamon	\$1,300
Termistor Ryan y cubierta para uso bajo el agua	\$752
Ryan "Windows"	\$200
Programa Microsoft "Windows"	\$86
Herramientas neumáticas	\$100
GPS (Global Positioning System)	sobre \$1,000
Turbidímetro/Nefelómetro	\$600
Transmisómetro de luz	\$8,000
Metro para cuántum Li-Cor	\$1,400 - \$2,000
Espectroradiómetro	\$16,000
Metro para oxígeno disuelto	desde \$500
Refractómetro	\$400
Metro para pH	\$60 - \$1,600
Centrífuga	desde \$400
Fluorómetro	desde \$3,500

Hach kit	desde \$30
Disco Secchi	\$115
Espectrofotómetro	desde \$4,400

Monitoreo Biológico

Tabla para datos con sujetapapeles	\$2
Libreta de campo (para uso aun bajo inclemencias del tiempo)	\$13
Pizarra para uso bajo el agua	\$10
Lápiz de grafito	\$2
Hojas Mylar	\$0.50
Cinta de medir en fibra de vidrio (50 m)	\$45
" " " " (100 m)	\$100
Etiquetas de nailón numeradas	\$1 cada una
Marcadores de vinilo ("vinyl") (rollo de 150')	\$1.35
Acotillo o mandarrias (2-lb.)	\$14
" (4-lb.)	\$20
Cámara Nikonos V con luz externa ("strobe") y lente de 28-mm	\$1,500
Lente de 15-mm para una cámara Nikonos	\$1,000
Nikonos SLR con luz externa ("strobe") y lente "zoom"	\$7,000
Construcción básica de monopodio o cuadropodio	< \$100
Cámara de video Sony Handicam Super High 8mm	\$1,300

Apéndice D: LISTA DE REVISORES

Bill Alevizon
Caribbean Conservation Corporation

Donald K. Atwood
Ocean Chemistry Division
Atlantic Oceanographic and
Meteorological Laboratory, NOAA

Paul Bartels
Department of Biology
Warren Wilson College, North Carolina

Jim Beets
Department of Biology
University of Richmond, Virginia

Gigi Beretta
Australian Institute of Marine Science

Jim Bohnsack
National Marine Fisheries Service
Miami, Florida

David Booth
Australian Institute Marine Science

John Bythell
University of Newcastle-upon-Tyne
Center for Tropical Coastal
Management Studies

Kalli De Mayer
Bonaire Marine Park

Mary Falconer
The Nature Conservancy

Alan Friedlander
Department of Zoology
University of Hawaii, Honolulu

Ellen Gorman
National Biological Survey
Virgin Islands National Park

Robert B. Halley
U.S. Geological Survey
St. Petersburg, Florida

Doug Harper
National Marine Fisheries Service
Miami, Florida

Julie Hawkins
Eastern Caribbean Center
University of the Virgin Islands

Walter C. Jaap
Florida Marine Research Institute
St. Petersburg, Florida

Joe Kimmel
National Marine Fisheries Service
St. Petersburg, Florida

Richard Laydoo
Environmental Research Programme
Institute of Marine Affairs, Trinidad

Malden Miller
Montego Bay Marine Park, Jamaica

John Ogden
Florida Institute of Oceanography
St. Petersburg, Florida

Julie Overing
Conservation and Fisheries Department
Ministry of Natural Resources and Labour
Tortola, British Virgin Islands

Jim Petterson
National Park Service
Virgin Islands National Park

Callum Roberts
Eastern Caribbean Center
University of Virgin Islands

Allan "Kaf" Smith
Caribbean Natural Resources Institute

Kathleen Sullivan
The Nature Conservancy
Miami, Florida

Craig Tobias
Virginia Institute of Marine Sciences

Ed Towle
Island Resources Foundation
St. Thomas, USVI

Tom Van't Hof
Saba, Netherlands Antilles

Vance P. Vicente
National Marine Fisheries Service
Hato Rey, Puerto Rico

Bert Williams
Department of Marine Science
University of Puerto Rico-Mayaguez

Nicholas Wolff
University of Rhode Island

