



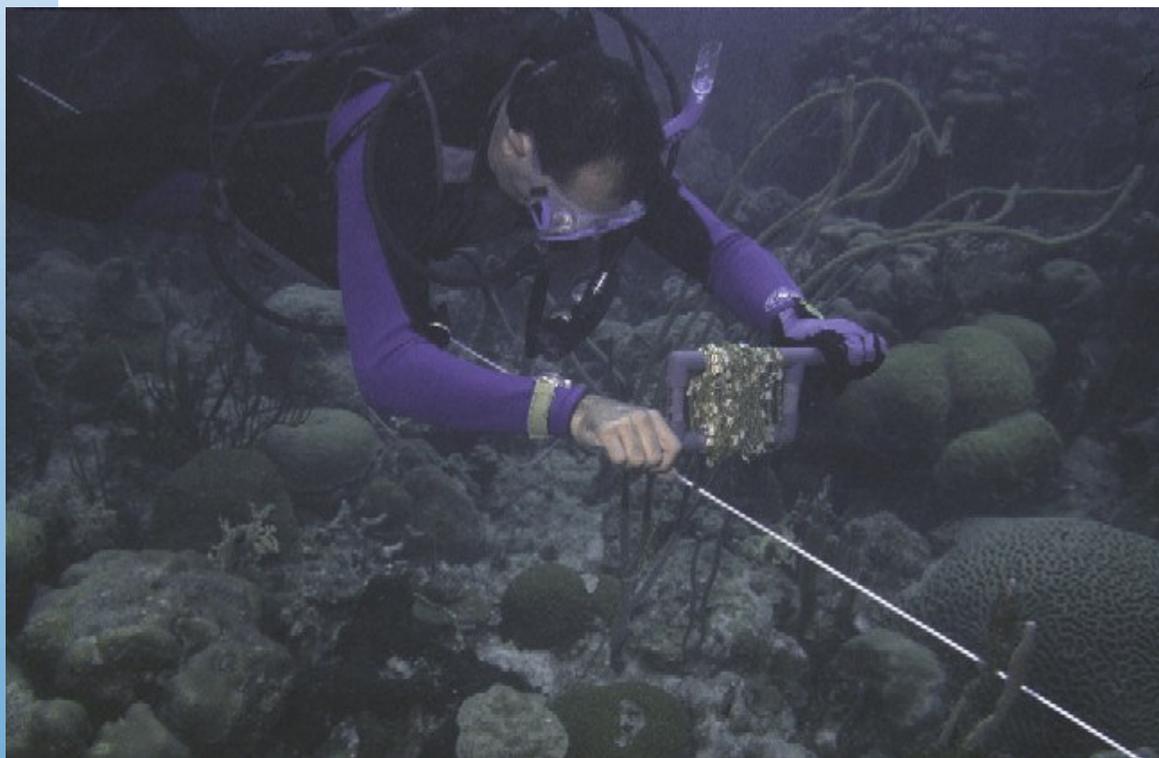
invemar



MINISTERIO
DEL MEDIO AMBIENTE

MANUAL DE MÉTODOS DEL SIMAC

SISTEMA NACIONAL DE MONITOREO DE ARRECIFES CORALINOS EN COLOMBIA



Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras
José Benito Vives De Andrés
Vinculado al Ministerio del Medio Ambiente

Santa Marta, noviembre de 2002

MANUAL DE MÉTODOS DEL SIMAC

Sistema Nacional de Monitoreo de Arrecifes Coralinos en Colombia

DIRECTIVOS INVEMAR

Director General
Capitán de Navío
Francisco A. Arias Isaza

Subdirector (E)
Coordinación de Investigaciones
Jesús Antonio Garay Tinoco

Coordinador
Programa Biodiversidad y
Ecosistemas Marinos (BEM)
Juan Manuel Díaz Merlano

Coordinador (E)
Programa Valoración y
Aprovechamiento de Recursos
Marinos Vivos (VAR)
Roberto Federico Newmark U.

Coordinador
Programa Calidad
Ambiental Marina (CAM)
Jesús Antonio Garay Tinoco

Coordinadora
Programa de Investigación
para la Gestión en Zonas Costeras (GEZ)
Paula Cristina Sierra Correa

Subdirector de Recursos y
Apoyo a la Investigación (SRAI)
Carlos Augusto Pinilla Gonzáles

Coordinadora
Oficina de Divulgación
y Documentación (DID)
Claudia María Villa

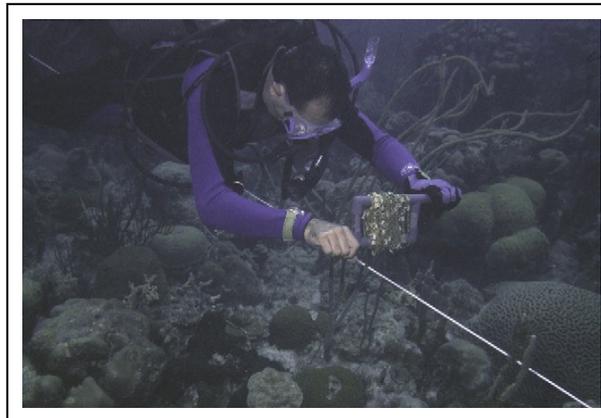
INVEMAR - Cerro Punta de Betín, Santa Marta,
Colombia, Apartado Aéreo 1016.
<http://www.invemar.org.co>

ELABORADO POR

Jaime Garzón-Ferreira
Director proyecto SIMAC

María Catalina Reyes-Nivia
Investigadora en monitoreo

Alberto Rodríguez-Ramírez
Coordinador de monitoreo



Portada:
Investigador desplegando la cadena para registrar la composición de la estructura coralina en las Islas San Bernardo (Foto J. Garzón-Ferreira).



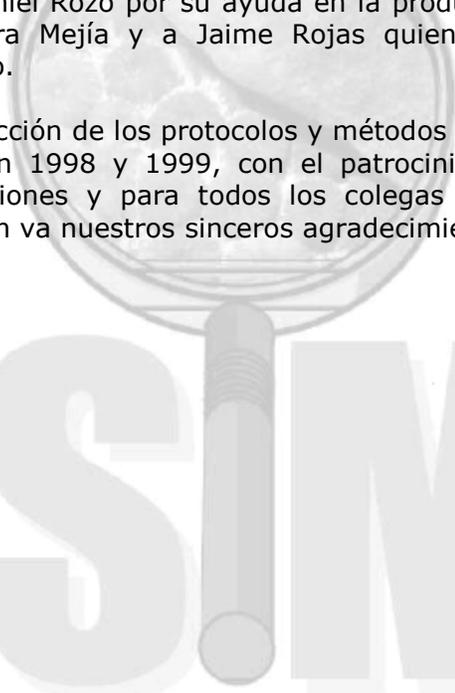
Santa Marta, noviembre de 2002



AGRADECIMIENTOS

La elaboración y publicación de este documento se realizó gracias al aporte financiero del Ministerio del Medio Ambiente-FONAM (Convenio Programa Ambiental BID-7740C/CO) y del Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras "José Benito Vives de Andreis" INVEMAR dentro del marco del proyecto "Consolidación y expansión del Sistema Nacional de Monitoreo de Arrecifes Coralinos en Colombia" (SIMAC). Agradecemos especialmente a Edwin Sánchez y a Nadia Santodomingo por la elaboración de las figuras que se incluyen en este documento y a Daniel Rozo por su ayuda en la producción de los mapas. También queremos agradecer a Nazira Mejía y a Jaime Rojas quienes aportaron significativamente al inicio de este proceso.

La selección de los protocolos y métodos del SIMAC se realizó durante dos talleres llevados a cabo en 1998 y 1999, con el patrocinio de COLCIENCIAS y UNEP-CAR/RCU. Para estas instituciones y para todos los colegas que participaron activamente en dichos talleres, también va nuestros sinceros agradecimientos.



SIMAC

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. PROTOCOLOS.....	3
2.1. Variables fisicoquímicas.....	3
2.1.1. Temperatura del agua del fondo.....	3
2.1.2. Temperatura ambiental y precipitación pluvial.....	5
2.1.3. Nubosidad.....	5
2.1.4. Estado del mar.....	6
2.1.5. Temperatura del agua superficial.....	7
2.1.6. Salinidad.....	8
2.1.7. Transparencia de la masa de agua.....	9
2.1.8. Tasa de sedimentación y carbonato de calcio en los sedimentos.....	10
2.1.9. Seston.....	13
2.1.10. Clorofila a.....	17
2.1.11. Nutrientes.....	18
2.1.11.1. Determinación de Amonio.....	19
2.1.11.2. Determinación de Fósforo reactivo.....	21
2.1.11.3. Determinación de Nitritos.....	22
2.1.11.4. Determinación de Silicatos.....	23
2.1.11.5. Precauciones y recomendaciones para la determinación de nutrientes.....	24
2.1.12. Registro y almacenamiento de datos.....	25
2.2. Variables biológicas.....	25
2.2.1. Cobertura de organismos sésiles.....	25
2.2.1.1. Selección de sitios para monitoreo.....	26
2.2.1.2. Instalación de transectos permanentes.....	26
2.2.1.3. Muestreo de transectos permanentes.....	27
2.2.1.4. Definición de las categorías.....	30
2.2.1.5. Recomendaciones.....	32
2.2.2. Abundancia de invertebrados vágiles.....	34
2.2.3. Abundancia de gorgonáceos.....	35
2.2.4. Salud Coralina.....	36
2.2.4.1. Tipos de enfermedades y signos de deterioro.....	38
2.2.5. Riqueza y abundancia de peces arrecifales	40
2.2.5.1. Recomendaciones.....	42
2.2.6. Registro y almacenamiento de datos.....	42
3. ÁREAS DE MONITOREO EN COLOMBIA.....	43
3.1. Parque Tayrona.....	44
3.2. Islas del Rosario.....	45
3.3. Islas de San Bernardo.....	46
3.4. Urabá Chocoano.....	47
3.5. Isla de San Andrés.....	49
3.6. Isla Gorgona.....	50
3.7. Ensenada de Utría.....	51
4. BIBLIOGRAFÍA.....	54
5. ANEXOS.....	58



1. INTRODUCCIÓN

El Sistema Nacional de Monitoreo de Arrecifes Coralinos en Colombia "SIMAC" es un programa de largo plazo cuyo propósito es generar información acerca de la salud y la dinámica de los arrecifes coralinos en Colombia, para contribuir al entendimiento de los factores que han originado el deterioro de los mismos y proveer recomendaciones para el uso sustentable de sus recursos y la conservación de su biodiversidad. El SIMAC surgió ante los síntomas alarmantes de deterioro observados en las últimas dos décadas en numerosos arrecifes colombianos y ante la carencia de series de datos apropiadas (confiables, comparables, suficientes y de largo plazo) que permitieran caracterizar el fenómeno, comprender su evolución y entender sus causas entre una serie de factores naturales y antropogénicos (Garzón-Ferreira y Díaz, 2000). El pilar para la constitución del SIMAC fue la experiencia adquirida por el INVEMAR desde que se vinculó en 1992 al programa regional CARICOMP (Caribbean Coastal Marine Productivity), con una estación de monitoreo en la Bahía de Chengue (Parque Nacional Natural Tayrona). En 1998 el INVEMAR da inicio al SIMAC con la colaboración de varias entidades nacionales como MINAMBIENTE, COLCIENCIAS, CEINER, CORALINA, UAESPNN, Universidad Nacional y Universidad del Valle y con el apoyo complementario de UNEP-RCU/CAR. Entre los años 1998 y 2001, el SIMAC realizó monitoreos anuales en la Isla de San Andrés, la Bahía de Chengue, las Islas del Rosario y la Isla de Gorgona y durante el 2002 amplió su cobertura con tres nuevas áreas de monitoreo: Islas San Bernardo, Urabá Chocoano y Ensenada de Utría.

Dentro del establecimiento del SIMAC se realizaron dos talleres (Garzón-Ferreira, 1999 y 2000) que permitieron identificar aspectos claves para su futuro. Durante el primer taller se identificaron variables relevantes para conocer el estado de salud y la dinámica del ecosistema arrecifal y se definieron las metodologías para medir dichas variables a partir de la experiencia de otros sistemas de monitoreo en el mundo. Como estrategia para desarrollar el SIMAC se propuso en este primer taller, que las instituciones participantes llevaran a cabo el monitoreo en cada localidad siguiendo las metodologías de muestreo establecidos en un manual. En el segundo taller se revisó entre otros el estado de avance del sistema de monitoreo y una de las primeras recomendaciones fue la necesidad urgente de producir un manual de métodos con los protocolos utilizados por el SIMAC, con el ánimo de proporcionar un documento base de consulta para facilitar el entrenamiento de todas aquellas personas e instituciones que se involucren con el programa y de realizar mediciones de forma más segura y estandarizada. Por ello, dentro de una nueva etapa para la consolidación y expansión del SIMAC financiado por Minambiente-FONAM (Convenio Programa Ambiental BID-7740C/CO), se programó la elaboración y publicación del presente documento. El manual de métodos contiene información detallada sobre los equipos, materiales, definiciones y procedimientos utilizados para medir las variables fisicoquímicas y

biológicas, así como los datos de ubicación y descripciones básicas de todas las estaciones permanentes de monitoreo establecidas hasta ahora. Incluye además una serie de anexos con catálogos ilustrativos y fotográficos para apoyar la identificación en campo de las principales categorías, especies o condiciones tenidas en cuenta dentro del monitoreo. También proporciona los modelos de los formatos para anotar los datos una vez hayan sido colectados y los mapas de las localidades con sus estaciones y la distribución y organización de las parcelas con sus transectos de monitoreo.



2. PROTOCOLOS

2.1. Variables fisicoquímicas

Con base en las características de los diferentes sistemas de monitoreo de arrecifes del mundo en la actualidad y en la experiencia de los participantes en el estudio del ecosistema arrecifal, durante el primer taller del SIMAC se elaboró preliminarmente un listado de las variables fisicoquímicas deseables en un programa de monitoreo de arrecifes coralinos. En total resultaron 39 variables, las cuales se agruparon en cuatro secciones: condiciones atmosféricas/oceanográficas, columna de agua, fondo y contaminación (Garzón-Ferreira 1999). Sin embargo, dichas variables fueron analizadas con el fin de seleccionar aquellas factibles de implementar en un sistema de monitoreo en Colombia, teniendo en cuenta los siguientes criterios: a) importancia de la variable al favorecer o limitar el desarrollo normal de los arrecifes; b) costos y requerimientos técnicos y logísticos para medir la variable. A continuación se mencionan las variables que han sido objeto de monitoreo dentro del programa SIMAC y se describen en detalle los protocolos utilizados en cada caso particular, los cuales en su mayoría siguen los procedimientos del manual de métodos CARICOMP (1994). De acuerdo a la frecuencia del monitoreo, los parámetros fisicoquímicos presentan cuatro tipos de mediciones en series de tiempo así: continuas, diarias, semanales y bimensuales; tales frecuencias de monitoreo serán aclaradas en cada punto particular.

2.1.1. Temperatura del agua del fondo

Se registra con un termómetro electrónico ubicado en el fondo tan cerca como sea posible de la estación arrecifal de monitoreo, idealmente en una zona de profundidad intermedia (9-12). Presenta una frecuencia de medición continua por emplearse un registrador automático de temperatura "Hobo", el cual toma y almacena la información cada cierto tiempo y por un período determinado dependiendo de cómo sea programado.

Materiales:

- Termómetros electrónicos o Hobos (Ref: HOB0 Temp., Onset Computer Corporation <http://www.microdaq.com/product/temperature/>).
- Computador y software BoxCarPro versión 3.01 o posterior
- Cable de conexión hobo-computador
- Cajas sumergibles herméticas
- Papel aluminio

- Silicona en crema
- Cuerda
- Pastilla de lastre

Procedimiento:

- Programar el hobo antes de su instalación en el campo: para ello se utiliza un computador con el software BoxCarPro versión 3.01 (versiones más adelantadas están disponibles en <http://www.Onsetcomputer.com>). Inicialmente se selecciona la opción "logger", luego la opción "launch", se ingresan los datos del lugar y fecha del muestreo y se escoge el intervalo de lectura que permita registrar datos al menos durante dos meses (figura 1).
- Una vez programado, ubicar el hobo dentro de la caja sumergible y rellenar los espacios vacíos con papel aluminio para que éste quede inmóvil y para mejorar la conducción de la temperatura del agua al hobo.
- Engrasar el empaque que rodea la caja sumergible con un poco de silicona y ajustar debidamente la tapa.
- Amarrar a la caja sumergible una pastilla de lastre para evitar que esta flote.
- Identificar un sitio apropiado para instalar el hobo (por ejemplo en una grieta o bajo una cabeza de coral donde este quede seguro y no sea visible a los buzos) y anotar la ubicación mediante un mapa esquemático para facilitar su relocalización en muestreos posteriores.
- Anotar la hora en que se instala y en la que se recoge el hobo.
- Recoger el hobo en las fechas establecidas cada dos meses y reemplazarlo por otro hobo previamente programado para así no interrumpir el registro.

Almacenamiento de datos:

Los datos son descargados y grabados en el computador y en disquetes con el software BoxCar Pro. Una vez los datos estén guardados en el computador el hobo queda apagado y este podrá ser reprogramado de la manera como se describió arriba. Luego, el juego de datos se almacena en la base de datos del SIMAC. Para analizar la información asegúrese de eliminar aquellos datos que fueron registrados antes o después de que el aparato se ubicara y se recogiera en el sitio de muestreo.

Calibración:

Una vez al año los hobos deben ser calibrados de la forma propuesta en CARICOMP: empezando en la tarde, programar los hobos para registrar datos cada 12 minutos. En una nevera aislada, llena de hielo y agua dulce poner al menos un termómetro de referencia (calibrado y certificado) junto con los hobos (cada uno ubicado en su caja sumergible respectiva). Anotar la hora de inicio y dejar la nevera y los hobos en una habitación toda la noche a temperatura ambiente. A la mañana siguiente leer el termómetro de referencia por seis veces, cada doce minutos, anotando la hora de lectura y la temperatura leída. Vaciar la nevera y llenarla con agua dulce a temperatura ambiente y junto con el termómetro de referencia y los hobos dejarla hasta el otro día. A la mañana siguiente leer el termómetro de referencia una vez cada doce minutos por seis veces, anotando la hora de lectura. Remover los hobos de la nevera, secarlos e ingresar la información al computador. Enviar los archivos de datos junto con los que se registraron manualmente a la base de datos del SIMAC.

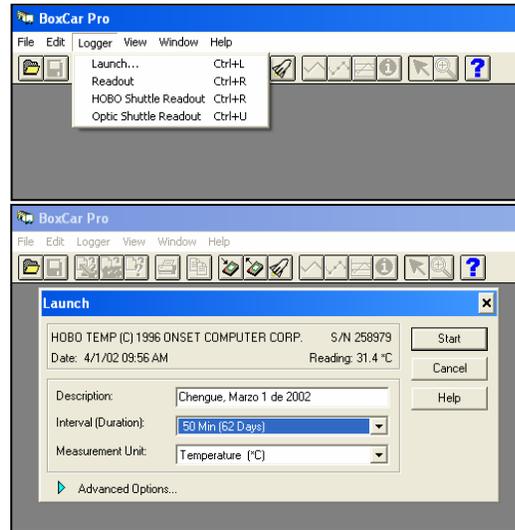


Figura 1. Ventana que despliega el software BoxCar Pro para la activación de los hobos.

2.1.2. Temperatura ambiental y precipitación pluvial

Ya que la medición de estas dos variables tiene una frecuencia diaria, normalmente por facilidades logísticas no se registran directamente en las estaciones del arrecife sino en algún punto cercano que puede coincidir con el laboratorio o la sede de la entidad a cargo. Lo primordial es que las mediciones reflejen las mismas condiciones meteorológicas de la localidad del arrecife, para así apoyar en la identificación e interpretación de fenómenos que se presenten. Por ejemplo un aumento en la concentración de algunos nutrientes o de la clorofila se puede relacionar con la precipitación (Rodríguez-Ramírez y Garzón-Ferreira en prep.). La toma de datos debe hacerse en el horario de 7-9 a.m.

Materiales y Procedimiento:

La temperatura ambiental se registra con un termómetro de mercurio de máximos y mínimos instalado en un lugar sombreado al menos a 1.5 m de altura sobre el suelo. Se anota la temperatura del aire máxima y mínima y la temperatura al momento de la medición (con precisión de 0.5 °C). No olvidar retornar los indicadores de máximos y mínimos a la temperatura actual con ayuda de un imán.

La precipitación acumulada (precisión de 1mm) se registra cada 24 horas con un pluviómetro ubicado en el laboratorio. El pluviómetro debe ubicarse en un sitio despejado, a una altura de 1.5 m, sin obstrucción en un radio de 25 m y debe vaciarse cada vez que se toma la información.

2.1.3. Nubosidad

Se refiere a la cantidad de nubes en el cielo y se mide de acuerdo al número de octavos de la bóveda celeste (octas) a partir de categorías determinadas (tabla 1). Esta variable se evalúa directamente en la estación arrecifal cada ocho días (los miércoles) en un horario entre las 10 a.m - 12.m.

Tabla 1. Categorías para determinar la nubosidad.

Categoría	Cantidad de nubes
0	despejado
1	1 octa o menos pero > 0
2	2 octas
3	3 octas
4	4 octas
5	5 octas
6	6 octas
7	7 octas
8	8 octas

Procedimiento:

- Ubicarse en una posición donde el cielo pueda observarse en su totalidad.
- Dividir la bóveda celeste en cuatro cuadrantes, cada uno de los cuales se subdivide en octas (1 cuadrante = 2 octas) (figura 2).
- Estimar la cantidad de nubes en cada cuadrante y combinar los cuadrantes con nubes para tener el valor total.
- Registrar el número de octas en una tabla de anotaciones de campo (tabla acrílica). Si el cielo está totalmente despejado se registra como "0", si solo hay una pequeña cantidad de nubes, se registra "1" (tabla 1).

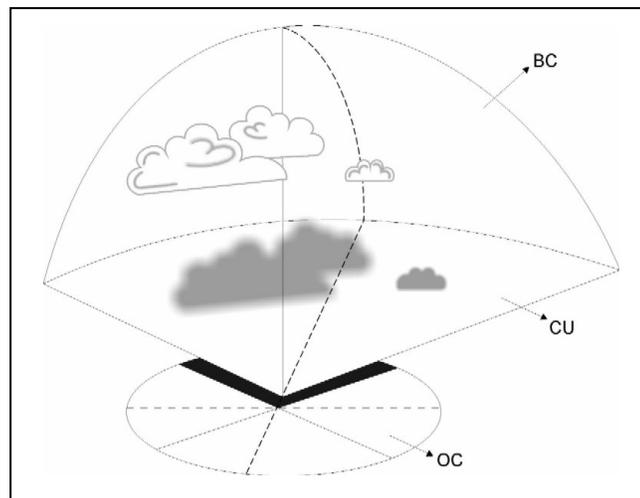


Figura 2. Estimación de la nubosidad usando octas. BC= bóveda celeste, CU= cuadrante, OC= octa. Modificado de S. English et al. (1997).

2.1.4. Estado del mar

Se registra a partir de la escala propuesta por Percy Douglas (tabla 2), observando la superficie del mar y anotando su estado bajo la categoría apropiada. Esta variable se mide directamente en la estación arrecifal cada ocho días (los miércoles) en un horario entre las 10 a.m - 12.m.

Tabla 2. Clasificación de las olas según su altura (m).

Denominación	Altura de las olas (m)
0 calma	
1 rizada	0 - 0.1
2 marejadilla	0.1 - 0.5
3 marejada	0.5 - 1.25
4 marejada fuerte	1.25 - 2.5
5 mar gruesa	2.5 - 4.0
6 mar muy gruesa	4.0 - 6.0
7 arbolada	6.0 - 9.0
8 montañosa	9.0 - 14.0
9 enorme	> 14.0

2.1.5. Temperatura del agua superficial

Se toma a 0.5 m de profundidad con un termómetro de mercurio (precisión de 0.1 °C). Esta variable se mide directamente en la estación arrecifal cada ocho días (los miércoles) en un horario entre las 10 a.m - 12.m. Ya que el termómetro empleado es muy frágil, se recomienda elaborar una estructura de protección, la cual puede construirse con un tubo de PVC y espuma de alta densidad (figura 3). Adicionalmente para la movilización del termómetro, es conveniente introducirlo dentro de otro tubo de PVC sellado en uno de sus extremos y con una tapa libre en el otro (Figura 3).

Procedimiento:

- Sumergir el termómetro y contabilizar tres minutos aproximadamente antes de retirarlo, con el fin de estabilizar el registro.
- Hacer la lectura de la temperatura justo cuando el termómetro se saca del agua para así obtener un registro preciso.

Calibración:

Una vez al año el termómetro utilizado en campo debe ser calibrado de la siguiente forma: empezando temprano en la mañana, poner hielo en una nevera hasta casi llenarla y agregar agua dulce hasta el tope. Después de una hora colocar el termómetro a calibrar y el termómetro de referencia (calibrado y certificado) dentro de la nevera, agitando regularmente. Esperar una hora y anotar los valores registrados por los termómetros sin sacarlos completamente del agua. Durante la siguiente hora, leer los termómetros cada 10 minutos registrando los valores y horas de medición respectiva para cada termómetro. Vaciar la nevera y llenarla con agua dulce y junto con los termómetro dejarla en una habitación a temperatura ambiente hasta el otro día. A la mañana siguiente registrar la temperatura y hora de lectura de cada termómetro, seis veces durante una hora. Reportar los valores de calibración y almacenarlos en la base de datos del SIMAC.

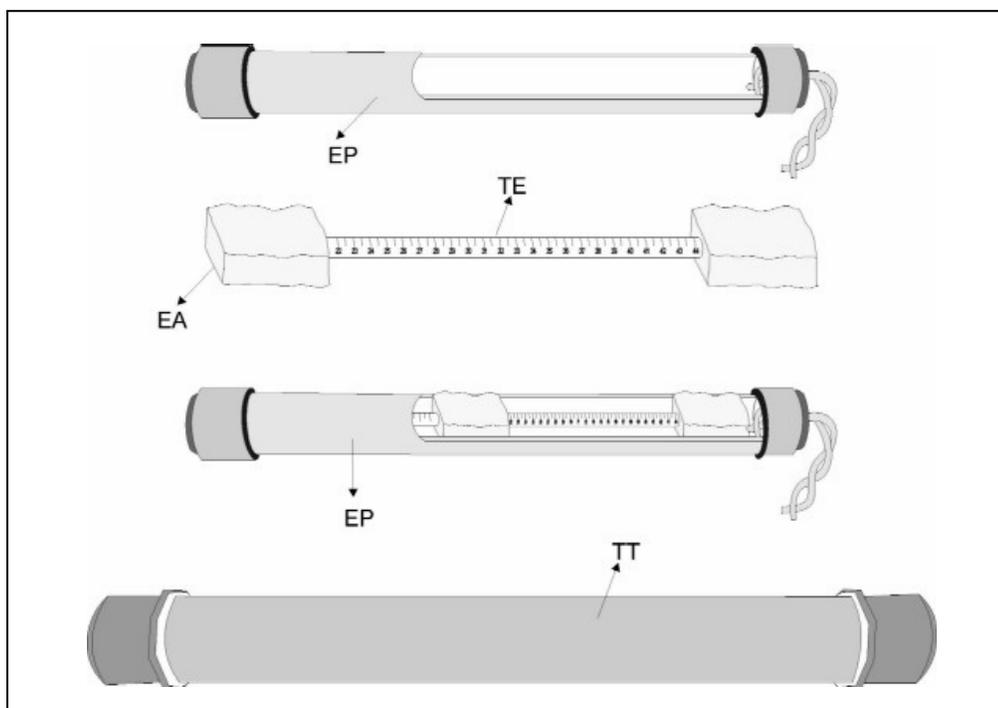


Figura 3. Termómetro para medir la temperatura del agua superficial y su estructura de protección. EP= estructura de protección de PVC para ensamblar el termómetro, TE= termómetro, EA= espuma de alta densidad, TT= tubo de PVC para transportar el termómetro.

2.1.6. Salinidad

Se toma una muestra de agua superficial (0.5 m de profundidad) en un pequeño recipiente plástico de 10 ml aproximadamente y en el laboratorio se emplea un refractómetro manual (figura 4), el cual está compensado para la temperatura y tiene una precisión de una unidad práctica de salinidad (que es equivalente a partes por mil). Esta variable se mide en la estación arrecifal cada ocho días (los miércoles) en un horario entre las 10 a.m – 12 m.

Procedimiento:

- Purgar el recipiente plástico un par de veces con el agua marina antes de tomar la muestra.
- Colectar la muestra de agua y cerrar bien el recipiente para que pueda ser transportado hasta el laboratorio sin perderse.
- Purgar el prisma del refractómetro antes de hacer la lectura para asegurarse de limpiarlo de posibles muestras anteriores que variarían el resultado.
- Verter una o dos gotas del agua marina sobre el prisma del refractómetro y luego cerrar la cubierta (figura 4).
- Realizar la lectura en un lugar con iluminación natural y ubicar el instrumento de frente a la luz.
- Observar a través del ocular la escala y una línea divisoria de dos tonalidades que indica el valor de salinidad.
- Después de utilizar el refractómetro, la celda de vidrio y la cubierta deben lavarse cuidadosamente con agua destilada (en lo posible) y luego secarse con un papel suave

Calibración:

El aparato debe ser calibrado una vez al mes de la siguiente forma: poner dos gotas de agua destilada sobre el prisma y observar a través del ocular si la línea indicadora coincide con el valor cero. Si esto no es así, tomar la llave de calibración, introducirla en el orificio ubicado en la parte superior del refractómetro y observando el ocular, girarla hasta que el indicador coincida con el valor cero. Confirmar la calibración con dos lecturas adicionales de agua destilada.

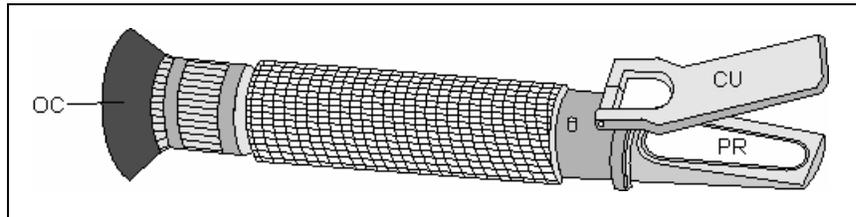


Figura 4. Refractómetro para medir la salinidad del agua superficial. OC= ocular, CU= cubierta, PR= prisma.

2.1.7. Transparencia de la masa de agua

Se refiere a la distancia máxima de visibilidad vertical (profundidad) a la que el disco Secchi es observado desde la superficie en una lancha. Esta variable se mide en la estación arrecifal cada ocho días (los miércoles) entre las 10 a.m – 12 m. En caso de que el muestreo coincida con el medio día, se puede atenuar la molestia que produce en la visión el reflejo de los rayos solares en el agua, ubicándose hacia el lado donde la embarcación hace un poco de sombra. El disco Secchi puede construirse con una lámina de acrílico de 1 cm de espesor y 30 cm de diámetro. La superficie se divide en cuatro partes, dos de color blanco y dos de color negro alternadas. En la parte superior y central del disco, se debe sujetar una cuerda de 50 m con marcas cada 50 cm y en su parte inferior, amarrar una pastilla de plomo para hacer que este se sumerja fácilmente (figura 5). Se recomienda acondicionar al disco un sistema (carrete) que permita desenvolver y recoger la cuerda cómodamente (figura 5).

Procedimiento:

- Ubicarse en un sitio lo más cercano posible a la estación del arrecife, pero lo suficientemente profundo para que el disco no toque el fondo antes de alcanzar el punto de registro.
- Bajar el disco hasta el punto donde ya no es observado y luego subirlo lentamente hacia la superficie justo hasta que sea nuevamente visible y considerar éste como el punto de máxima visibilidad.
- Recoger el disco a partir del punto de su máxima visibilidad, contabilizando los metros para establecer la profundidad que alcanzó el disco.

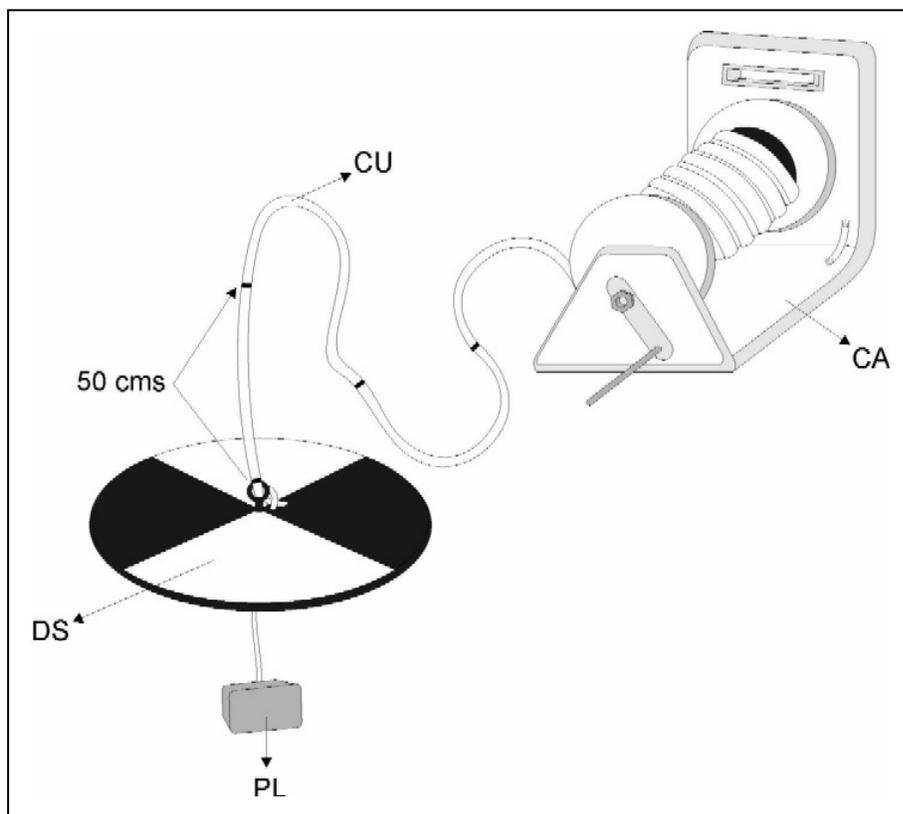


Figura 5. Disco Secchi para medir la transparencia de la masa de agua (DS). CA= carrete, CU= cuerda con marcas cada 50 cm, PL= plomo o pastilla de lastre.

2.1.8. Tasa de sedimentación y carbonato de calcio en los sedimentos

Estas dos variables se evalúan por lo menos en dos estaciones arrecifales de cada localidad mediante el establecimiento de tres trampas por estación, las cuales son removidas y reemplazadas bimensualmente. Los siguientes criterios para minimizar sesgos en la estimación de las tasas (Zea 1994) deben ser tenidos en cuenta para su construcción: tubos colectores instalados de forma vertical, diámetro interno del recipiente mayor o semejante a 4.5 cm y relación altura-diámetro de 5 a 1. Las trampas de sedimentación son ubicadas entre 9-12 m (nivel medio) de profundidad.

Materiales y equipos:

- Tubos de PVC de 5.5 cm de diámetro y 30 cm de altura
- Tapas de PVC para cerrar los extremos de los tubos (un par por tubo)
- Varillas de acero inoxidable de 1.3 cm de diámetro y 60 cm de largo
- Cuerda sintética
- Marcador indeleble
- Tamices con ojo de malla de 1 mm, 300 μ m y 53 μ m
- Bandejas plásticas hondas
- Manguera plástica de 1 cm de diámetro y 40 cm de largo
- Frascos de vidrio tipo "bombonera" de 5 litros aproximadamente
- Frasco lavador

- Cajas de petri
- Horno
- Calcímetro tipo Barnard
- Balanza digital (con precisión de 0.01)

Construcción e instalación en el campo:

Las trampas son elaboradas con los tubos de PVC. Uno de los extremos del tubo debe cerrarse con la tapa de PVC y se sella con silicona; el otro extremo, que corresponde a la boca, se deja libre (figura 6). Cada trampa debe llevar un código inscrito (marcador indeleble) que permita identificar la estación y el número de la trampa (figura 6). En el campo, se identifican cabezas coralinas muertas o sustratos inertes elevados donde se puedan clavar las varillas de sostenimiento de las trampas. Las varillas deben clavarse de manera vertical y quedar bien agarradas al sustrato para evitar que sean removidas por las corrientes o los buzos. Cada trampa se sujeta a la varilla con ayuda de cuerdas sintéticas en dos puntos, uno hacia el extremo inferior y otro dirigido un poco arriba de la mitad de la trampa (figura 6). Esto porque la varilla no debe sobrepasar el nivel superior de la trampa, por el contrario, el extremo superior del tubo colector debe quedar unos cinco centímetros por encima del extremo superior de la varilla (figura 6). Después de dos meses las trampas con los sedimentos son cambiadas por un nuevo juego de trampas limpias. El día del recambio se llevan tapas sueltas de PVC, porque con éstas se cierran las trampas antes de ser removidas de la varillas, verificando que las tapas queden bien ajustadas. Una vez retiradas, las trampas deben mantenerse en posición vertical durante la finalización de la inmersión y el transporte hasta el laboratorio. Las muestras deben ser procesadas inmediatamente se regresa del campo; en caso de que algún inconveniente se presente, es necesario mantenerlas refrigeradas el menor tiempo posible hasta su tratamiento.

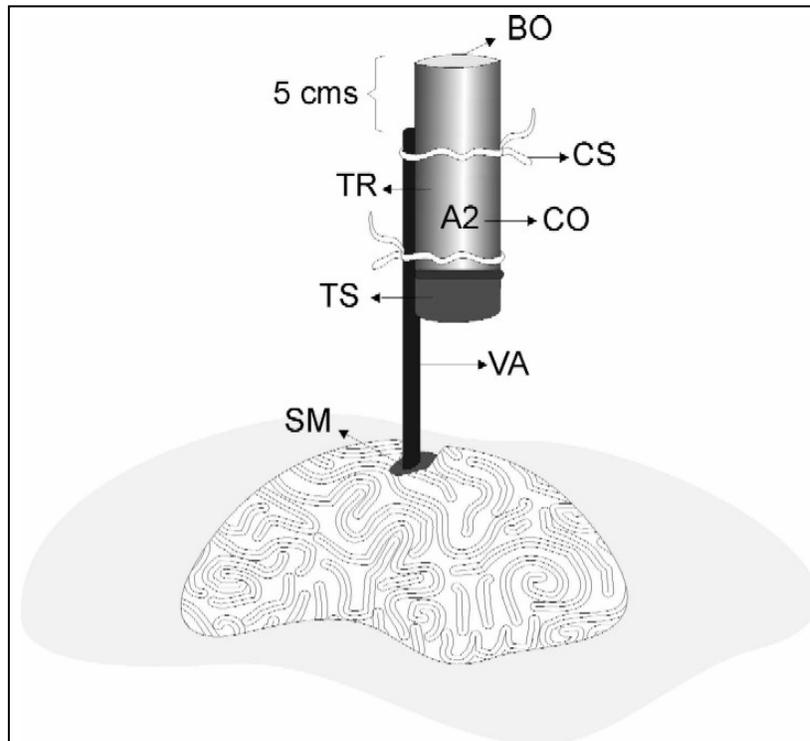


Figura 6. Trampa de sedimentación instalada en la estación arrecifal (TR). VA= varilla, TS= tapa sellada, BO= boca de la trampa, CO= código de identificación, CS= cuerda sintética, SM= sustrato muerto para clavar la varilla.

Procedimiento:

Para estimar la tasa de sedimentación y el contenido de carbonato de calcio (CaCO_3), se utiliza el método descrito por Zea (1994) con algunas modificaciones. Cada trampa debe procesarse por separado como se describe a continuación y consta de varios pasos:

➤ *Lavado de sedimentos*

- Ubicar el tamiz de 1 mm sobre la bandeja colectora.
- Pasar el contenido de la trampa por el tamiz para retirar elementos extraños como conchas de moluscos, escamas de peces, cangrejos, poliquetos y otros organismos que se establecen en su interior.
- Lavar muy bien el interior de la trampa así como los elementos extraños retenidos en el tamiz con agua dulce para recuperar todos los sedimentos.
- Verter el material que queda en la bandeja colectora (agua con sedimentos) a un frasco de 5 l rotulado y si es necesario se le adiciona agua dulce hasta completar el volumen.
- Dejar este material en reposo por 24 horas o más mientras los sedimentos se precipitan para luego iniciar el proceso de lavado de sales.
- Tomar la manguera y tatarla por uno de sus extremos con el dedo pulgar, llenarla con agua (figura 7) y sostener el otro extremo con la otra mano para mantenerla con el agua.
- Sumergir uno de los extremos de la manguera en el frasco con el material (agua con sedimentos depositados en el fondo) y destapar el otro para que se cree vacío, lo que inicia la salida del agua del frasco o "sifoneo" (figura 7).
- Retirar la manguera en un nivel de agua (figura 7) donde no se corra el riesgo de perder los sedimentos a través de ésta.
- Llenar nuevamente con agua dulce el frasco hasta completar los 5 l para completar el primer lavado. Una vez más dejar la muestra en reposo por 24 horas o más mientras los sedimentos se precipitan, para luego iniciar el segundo y último lavado de sales.

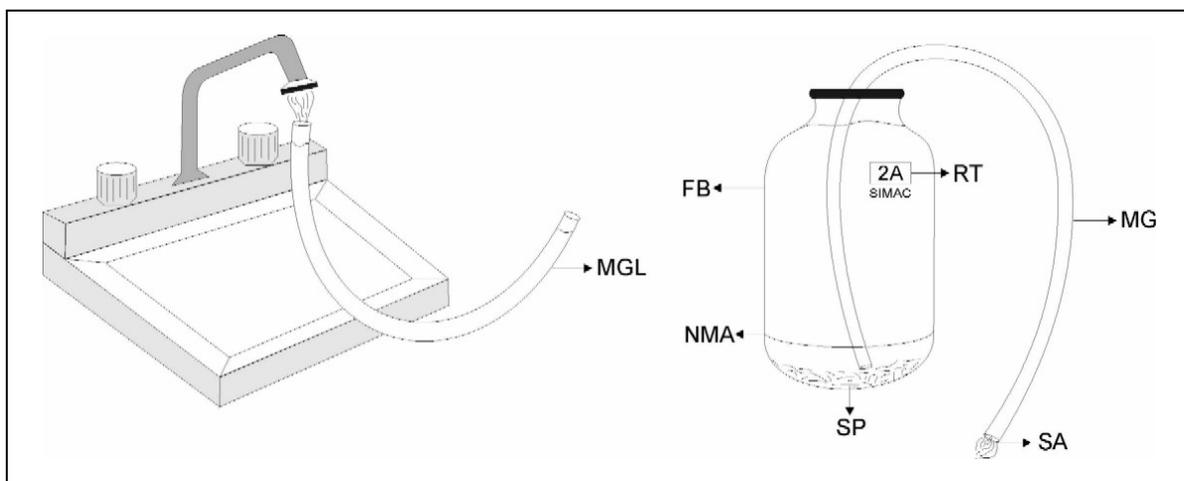


Figura 7. Diagrama del lavado de sales de los sedimentos mediante el método de "sifoneo". MGL= manguera llena de agua, FB= frasco de 5 l tipo bombonera, RT= rótulo, MG= manguera extrayendo el agua, SA= extremo de salida del agua, NMA= nivel mínimo del agua, SP= sedimentos precipitados.

➤ *Separación y pesaje de las fracciones de sedimento*

Mediante "sifoneo" retirar con mucho cuidado el agua del frasco hasta el mínimo nivel posible sin que los sedimentos se resuspendan o sean succionador por la manguera. Ubicar el tamiz de 300 μm sobre el de 53 μm y estos a su vez sobre la bandeja colectora. El material del frasco se vierte en los tamices y se lava con abundante agua del frasco lavador hasta separar en el

primer tamiz las arenas medias, en el segundo las arenas finas y muy finas y en el recipiente colector los limos. El material que queda en cada tamiz se vierte en una caja de petri con ayuda del frasco lavador. Las cajas son previamente marcadas y pesadas en la balanza digital para obtener el peso inicial. El material que queda en la bandeja se vierte nuevamente al frasco de vidrio y se deja tres días en reposo hasta que los limos se precipiten. Luego, nuevamente por "sifoneo", se extrae el agua con sumo cuidado y los limos se vierten en un pequeño frasco de vidrio (150 ml) previamente marcado y pesado (no se utiliza una caja de petri porque la cantidad de agua es mayor y su tamaño no es suficiente para contener la totalidad de la muestra). Finalmente cada una de las fracciones es secada en un horno a una temperatura de 90 °C por tres días y luego es pesada en su respectivo recipiente en la balanza digital para obtener el peso final y calcular así la tasa de sedimentación:

$$\text{Tasa de sedimentación por fracción (mg/cm}^2\text{/día)} = W \times \frac{1}{1000 \text{ mg}} \times \frac{1}{AB} \times \frac{1}{ND}$$

W= peso de la fracción en gr

AB= área de la boca de la trampa (22.9 cm²)

ND= número de días

➤ *Calcimetría*

Cada fracción seca se reúne con las de las otras trampas de la misma estación en un solo recipiente (p.ej: los limos de las tres trampas de una estación) y se homogenizan muy bien. Luego, extraer una muestra de 50-100 mg para ser sometida al proceso de calcimetría. Para ello se utiliza un calcímetro tipo Barnard adaptado en el INVEMAR para tamaños de muestras pequeñas (figura 8). Se utilizan pequeñas cantidades de la muestra (en el orden de los miligramos) ya que en ambientes arrecifales, los niveles esperados del contenido de carbonatos son altos y por lo tanto es suficiente para obtener un desplazamiento apropiado de la columna de agua (ver más abajo) durante el proceso de calcimetría. Inicialmente se coloca la muestra dentro de un tubo de vidrio cerrado y con ayuda de un inyector (figura 8) se le adicionan 2 ml de ácido clorhídrico (2N). La reacción del ácido con el sedimento que contiene calcio, ocasiona desprendimiento de CO₂ y éste en contacto con la columna de agua marina provoca su desplazamiento (figura 8), lo que marca un volumen determinado (G. Ramírez com. personal). Cada muestra se debe trabajar por duplicado y para calcular el porcentaje de CaCO₃ de cada una se utiliza la siguiente ecuación:

$$\% \text{ CaCO}_3 = \frac{4.677 (DV) - 7.169}{w} \times 100$$

DV= cambio de volumen en ml

w= peso de la muestra en mg

2.1.9. Seston

Para estimar la cantidad de sólidos en suspensión y su contenido de materia orgánica es necesario recolectar una muestra de agua superficial (0.5 m de profundidad) en la estación arrecifal. Se utilizan dos recipientes plásticos de 5 litros (una muestra= 10 l) que deben purgarse con el agua marina un par de veces antes de recoger la muestra y luego se llevan al laboratorio para ser procesados el mismo día de la colección. El procedimiento consiste en filtrar un volumen de agua que varía entre 6 a 10 litros, dependiendo de la transparencia de la misma. Si el agua está muy turbia (abundante materia particulada en suspensión) se debe

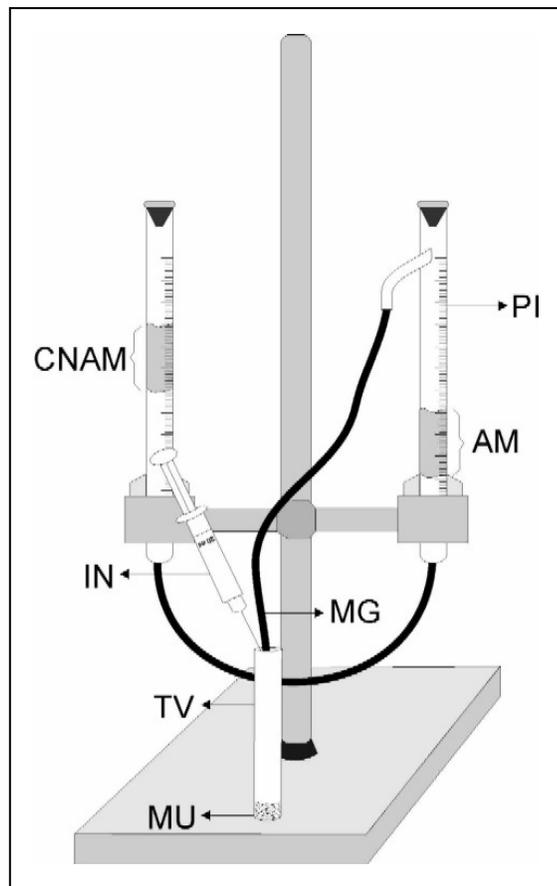


Figura 8. Calcímetro tipo Barnard. MU= muestra de sedimentos, TV= tubo de vidrio, IN= inyector, MG= manguera, PI= pipeta, AM= agua marina, CNAM= cambio en el nivel del agua marina.

utilizar a mínima cantidad requerida ya que el filtro (ver procedimiento) se colmatará muy rápido e impedirá que el procedimiento de filtración continúe normalmente. Las determinaciones de seston se realizan siguiendo los procedimientos descritos por Strickland y Parsons (1972) y las sugerencias de Widdows (1985) y Boyd y Tucker (1992). Para el transporte de la muestra se sugiere emplear un nevera de fibra de vidrio y si van a transcurrir dos horas o más antes de procesarla, se debe refrigerar. Cabe aclarar que el procedimiento que se describirá a continuación se refiere al tratamiento de una sola muestra para una estación arrecifal. Es necesario por lo tanto coleccionar 20 litros de agua para tener al menos dos datos (una muestra y su réplica) de la misma estación.

Materiales y equipo para el laboratorio:

- Bomba de vacío eléctrica
- Equipo de filtración (ver figura 9)
- Filtros de fibra de vidrio (GF/C Whatman de 4.7 cm de diámetro)
- Pinzas
- Agua destilada
- Frasco lavador
- Sobres de papel aluminio
- Horno y mufla
- Desecador
- Balanza digital
- Probeta de 2 litros

Procedimiento:

Se recomienda utilizar siempre las pinzas para cualquier manipulación de los filtros.

➤ *Preparación de Filtros*

- Lavar los filtros con agua destilada, dejarlos secar e introducir cada filtro en el sobre de papel aluminio debidamente rotulado.
- En una mufla los filtros son llevados a ignición a 550 °C por 30 minutos.
- Dejar enfriar la mufla, retirar los filtros e introducirlos en un desecador.
- Registrar el peso inicial de los filtros en una balanza digital, preferiblemente de cinco cifras.
- Guardar en un desecador los filtros prepesados para ser empleados en el proceso de filtración.

➤ *Filtración*

- Antes de iniciar el proceso, lavar cuidadosamente con agua dulce cada parte del sistema de filtración que estará en contacto con el filtro (figura 10).
- Ubicar el soporte para el filtro sobre la base de filtración (figura 10).
- Colocar el filtro sobre el soporte (figura 10) y humedecerlo con agua destilada para que se fije mejor, asegurándose que quede bien centrado en el soporte.
- Sujetar con las pinzas de agarre el embudo o vaso colector y el soporte con el filtro a la base de filtración (figura 10).
- Prender la bomba de succión e iniciar el proceso de filtración, con una succión no mayor a -0.5 bar, llevando el registro del volumen de agua filtrada mediante la probeta.
- Vaciar la trampa de agua filtrada cuando sea necesario para evitar el paso del agua hacia las trampas de seguridad y la bomba de succión. En este proceso se debe apagar la bomba.
- Cuando el volumen total del agua haya sido filtrado, anotar este valor en el formato correspondiente (ver sección 2.1.12).
- Hacer circular por el sistema 250 ml de agua destilada para remover las sales del filtro.
- Retirar el embudo o vaso colector y con el frasco lavador limpiar cuidadosamente los bordes del filtro mientras se continua haciendo vacío.
- Apagar la bomba, tomar con cuidado el filtro con las pinzas e introducirlo en el sobre de papel aluminio correspondiente.
- Trabajar la réplica siguiendo el procedimiento completo descrito arriba, es decir utilizar un filtro por muestra.

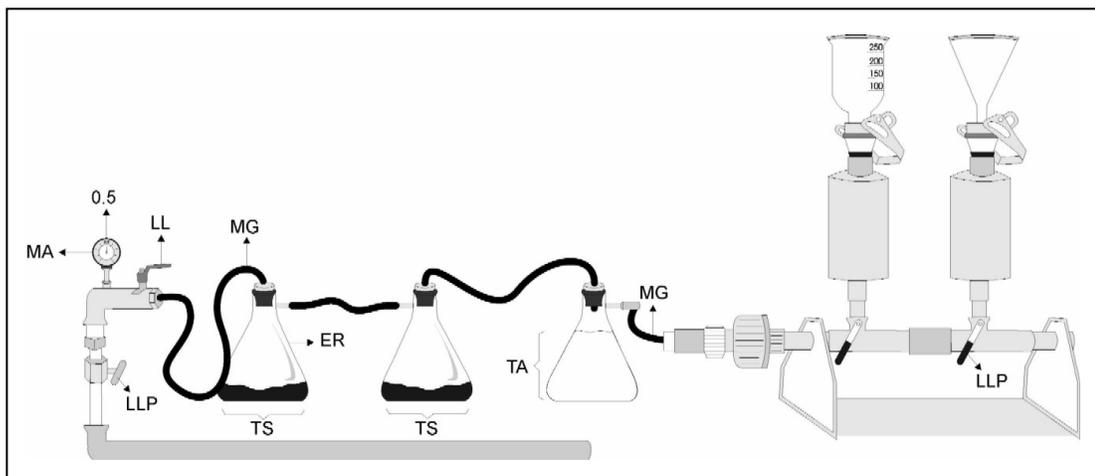


Figura 9. Montaje del equipo de filtración. MA= manómetro, LL= llave de vacío, LLP= llave reguladora de la presión, MG= manguera, ER= erlenmeyer TS= trampa de seguridad (con aceite), TA= trampa de agua filtrada.

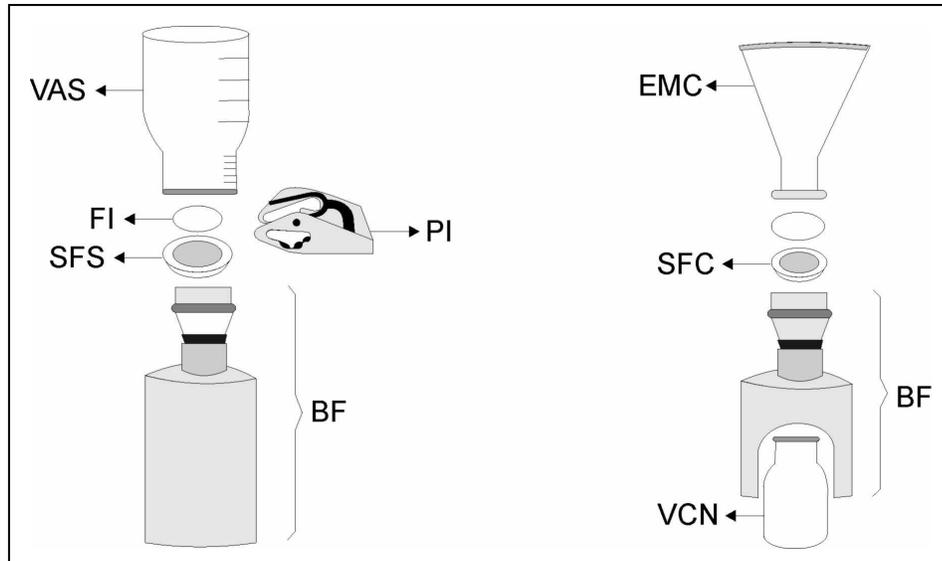


Figura 10. Partes del equipo de filtración en detalle. VAS= vaso colector para seston, EMC= embudo colector para clorofilas FI= filtro, SFS soporte para el filtro de seton, SFC= soporte para el filtro de clorofilas, BF= base de filtración, PI= pinzas, VCN= vaso colector para la muestra de nutrientes.

➤ *Secado para determinar seston total*

- Inmediatamente la filtración termina, el filtro se lleva en su sobre al horno a 95 °C aproximadamente durante 24 horas como mínimo.
- Dejar enfriar el horno a 40 °C para retirar el filtro e introducirlo en el desecador.
- Pesar el filtro (sin sobre) en la balanza digital (cinco cifras decimales) y anotar este valor en el formato correspondiente (ver sección 2.1.12).
- Guardar nuevamente el filtro en el sobre.

➤ *Calcinado para determinar materia orgánica*

- Calcinar el filtro en la mufla a 550 °C por una hora.
- Dejar enfriar la mufla, retirar los filtros e introducirlos en un desecador.
- Pesar el filtro (sin sobre) en la balanza digital (cinco cifras decimales) y anotar este valor en el formato correspondiente (ver sección 2.1.12).

Cálculos:

$$\text{Seston total (mg/l)} = (B - A) \times \frac{1000}{v}$$

A= peso inicial del filtro en mg
 B= peso del filtro después del secado en mg
 v= volumen de agua filtrado en ml

$$\text{Materia orgánica (\%)} = \frac{(B - C)}{(B - A)} \times 100$$

A= peso inicial del filtro en mg
 B= peso del filtro después del secado en mg
 C= peso del filtro después de la calcinación en mg

2.1.10. Clorofila *a*

Para estimar la concentración de clorofila es necesario coleccionar una muestra de agua superficial (0.5 m de profundidad) en la estación arrecifal en un recipiente plástico de 5 litros. Se debe purgar el recipiente con el agua marina un par de veces antes de recoger la muestra, la cual se lleva al laboratorio para ser procesada el mismo día de la colección. El procedimiento consiste en filtrar un volumen de agua que varía entre 3 a 5 litros, dependiendo de la transparencia de la misma (ver sección 2.1.9). Las determinaciones de clorofila *a* se realizan siguiendo los procedimientos descritos por Strickland y Parsons (1972) y Garay et al. (1993). Para el transporte de la muestra se recomienda emplear un nevera de fibra de vidrio y si van a transcurrir dos horas o más antes de procesarla, se debe refrigerar. El procedimiento que se describirá a continuación se refiere al tratamiento de una sola muestra para una estación arrecifal. Es necesario por lo tanto coleccionar al menos 10 litros de agua para tener dos datos (una muestra y su réplica) de la misma estación.

Materiales y equipo para laboratorio :

- Espectrofotómetro UV - VIS con rango espectral de 400 a 900 nm.
- Celdas en vidrio de 10 cm de paso óptico
- Bomba de vacío eléctrica
- Equipo para filtración (figuras 9 y 10)
- Centrífuga
- Homogenizador o macerador
- Filtros de fibra de vidrio Whatman GF/C de 25 mm o filtros Millipore de 25 mm
- Probeta de 2 litros
- Tubo plástico de 30 ml para centrífuga
- Micropipeta plástica
- Pinzas
- Papel aluminio

Reactivos:

- Acetona al 90%: se mezclan en proporción 9:1 acetona (grado reactivo para análisis) y agua desionizada.
- Ácido clorhídrico diluido: mezclar 50 ml de ácido clorhídrico (grado reactivo para análisis) con 100 ml de agua desionizada.

Procedimiento:

-Filtrar la muestra a través de la bomba de vacío, de la misma forma como se explicó para el seston pero utilizando el filtro de 25 mm y obviando el paso del lavado del filtro con agua destilada.

-Durante la filtración introducir un recipiente plástico dentro de la base de filtración (figura 10) para recolectar una muestra de agua de 250 ml que será utilizada para el análisis de nutrientes (sección 2.1.11). Se recomienda purgar el recipiente un par de veces antes de tomar la muestra.

-Trabajar la réplica siguiendo el procedimiento completo, es decir utilizando un filtro por muestra.

-Terminada la filtración, colocar el filtro dentro del tubo de ensayo plástico con capacidad mínima de 30 ml. En caso de no poder continuar el procedimiento, guardar el filtro dentro de un sobre de papel aluminio rotulado y congelarlo a -20°C .

-Agregar 5 ml de acetona al 90 % y macerar aproximadamente durante 5 minutos. Se debe desintegrar completamente el filtro hasta dejarlo casi como un polvillo.

-Adicionar 25 ml de acetona al 90 % y tapar, para esto, si los tubos no cuentan con tapa propia se puede acondicionar una de papel aluminio.

-Centrifugar por 20 minutos a 4000 rpm.

- Una vez procesada la muestra se debe leer en espectrofotómetro lo antes posible.
- Separar con una micropipeta plástica el líquido sobrenadante del precipitado.
- Colocar el sobrenadante en una celda de 10 cm de paso óptico y medir la absorbancia de la solución en longitudes de onda de 750, 665, 645, 630 y 480 nm contra un blanco de acetona al 90 %. Antes de leer cada longitud utilizar el blanco de acetona al 90% para fijar la absorbancia en cero.
- Una vez leída la muestra en todas las longitudes, agregarle dos gotas de la solución de ácido clorhídrico diluido, agitarla y leerla inmediatamente a 750 y 665 nm; esto con el fin de determinar la concentración de feopigmentos presentes.

Cálculos:

$$\text{Concentración de clorofila } a \text{ (mg/m}^3\text{) o } (\mu\text{g/l)} = \frac{C \times v}{V \times l}$$

v= Volumen de acetona en ml

l= largo de la celda en cm

V= Volumen de muestra de agua filtrada en l

C= Clorofila *a* a partir de la ecuación de Strickland y Parsons (1972) así:

$$C = 11,6 A_{665} - 1,31 A_{645} - 0,14 A_{630}$$

$$\text{Concentración de feopigmentos (mg/m}^3\text{)} = \frac{26,7[1,7(A_{665_a} - A_{665_i})] \times v}{V \times l}$$

Para determinar la concentración de feopigmentos se debe restar el valor de la absorbancia a 750 nm del valor de la absorbancia a 665 nm antes de aplicar la ecuación anterior.

A_{665_i} = absorbancia a esa longitud de onda antes de agregar el ácido clorhídrico.

A_{665_a} = absorbancia a esa longitud de onda después de agregar el ácido clorhídrico.

v= volumen de acetona empleado en ml

V= volumen de muestra filtrado en l

l= longitud de la celda en cm

2.1.11. Nutrientes

A partir del agua marina filtrada para el análisis de clorofilas se determina la concentración de los nutrientes amonio, fósforo reactivo, nitrito y silicatos midiendo la absorbancia de las soluciones con un espectrofotómetro. Para esto se utilizan en el caso de los tres primeros los protocolos descritos en Garay et al. (1993) con algunas modificaciones, mientras que para silicatos se sigue la metodología descrita por Gocke (1984).

Materiales y equipos:

- Espectrofotómetro UV-VIS con un rango espectral de 400 a 900 nm
- Celdas en vidrio con paso óptico de 1 y 10 cm
- Balanza analítica
- Agua destilada
- Agua desionizada
- Pipeta Eppendorf o de precisión
- Combitips para pipeta Eppendorf de 1.25, 2.5, 5.0, 12.5 y 25 ml
- Pipetas de vidrio de 1, 2, 5, 10, 20 y 25 ml
- Balones aforados plásticos y de vidrio de 50, 100, 500 y 1000 ml

- Pera de succión para pipetas
- Frasco lavador
- Espátula
- Frascos plásticos con tapa de 250 ml, para almacenar las muestras
- Frascos plásticos o de vidrio con tapa y capacidad de 50 ml (para la determinación de las muestras)
- Frascos plásticos con de 250, 500 y 1000 ml, para almacenar reactivos
- Reactivos varios (ver adelante)

Curvas de calibración generales:

Para cada nutriente es indispensable realizar una curva de calibración por conjunto de reactivos que se preparan; este procedimiento es importante para determinar las concentraciones reales de las muestras. Las curvas se realizan a partir de un estándar primario o solución patrón 1 (reactivo correspondiente según el nutriente a analizar), del cual se prepara un patrón secundario o solución patrón 2 (SP) que sirve como base para hacer soluciones de cinco concentraciones conocidas (este procedimiento se explicará detalladamente para cada nutriente en las tablas 4,6,8,10). Posteriormente, con las cinco concentraciones se desarrolla el mismo protocolo empleado para la determinación del respectivo nutriente y con los valores obtenidos se realiza una gráfica de absorbancia contra concentración ajustada a una regresión lineal. Las concentraciones reales se calculan a partir de la pendiente e intercepto de la recta y la curva ajustada por mínimos cuadrados, para esto se tiene en cuenta la ecuación de la recta:

$$X = \frac{y - a}{b}$$

y= absorbancia de la muestra.

b= pendiente

a=: intercepto

x= concentración real de la muestra.

Las soluciones patrón (SP) 1 y 2 y las demás soluciones se preparan en balones aforados según el procedimiento que se detallará para cada nutriente. Sin embargo, es importante tener en cuenta que para realizar la SP 1 de todos los nutrientes, se debe, pesar un poco más de la cantidad a utilizar y ponerla a secar previamente a 110 °C durante 24 horas, posteriormente se pesa y se prepara a la concentración que se requiera.

2.1.11.1. Determinación de Amonio

La presencia del ión amonio en aguas marinas se determina a través del método azul de indofenol. La cantidad mínima de amonio detectable en una celda de 10 cm es de 0.1 μM/l.

Reactivos:

En la tabla 3 se presentan los reactivos y su modo de preparación para la determinación del amonio.

Tabla 3. Preparación de reactivos para la determinación de amonio.

REACTIVO	CANTIDAD DEL REACTIVO	MEZCLAR CON
1- Solución de fenol	50 g	500 ml de etanol al 96%.
2- Solución de nitroprusiato de sodio.	2.5 g	500 ml de agua desionizada
3- Reactivo alcalino: citrato de sodio hidróxido de sodio	100 g 5 g	500 ml de agua desionizada
4- Hipoclorito de sodio	Solución 1.5 N	
5- Solución oxidante: mezcla de reactivos 3 y 4; se prepara solo el día que se utiliza	5 ml de reactivo 4 20 ml de reactivo 3	Para un set de 4 muestras con su respectiva réplica y dos blancos se requieren 25 ml

Procedimiento:

- Tomar 25 ml de muestra de agua marina filtrada y colocarlos en un frasco oscuro.
- Adicionar 1 ml del reactivo 1 y agitar.
- Adicionar 1 ml del reactivo 2 y agitar.
- Adicionar 2.5 ml de reactivo 5 y agitar.
- Tapar y dejar reposar en la oscuridad mínimo una hora.
- Leer la absorbancia a una longitud de 640 nm en celda de vidrio de 10 cm de paso óptico.

Curva de calibración:

Para la realización de la curva de calibración se prepara inicialmente un patrón de Cloruro de Amonio (SP 1) de 1000 $\mu\text{M/l}$, un SP 2 de 100 $\mu\text{M/l}$ y cinco soluciones de concentraciones 0.1, 0.5, 1.0, 10 y 30 $\mu\text{M/l}$ (Tabla 4). Posteriormente se realiza a cada uno de los anteriores el mismo protocolo descrito para la determinación de la concentración de amonio en las muestras de agua marina, junto con dos blancos de agua desionizada. Con las absorbancias obtenidas se realiza la curva y se determina la concentración real de las muestras como se explicó anteriormente en curvas de calibración generales.

Tabla 4. Procedimiento para realización de la curva de calibración de amonio.

CONCENTRACIÓN	PESO O VOLUMEN INICIAL	VOLUMEN FINAL
SP 1. (1000 $\mu\text{M/l}$)	0.02675 g de Cloruro de Amonio	500 ml de agua desionizada
SP 2. (100 $\mu\text{M/l}$)	10 ml de la SP 1.	Llevar a 100 ml con agua desionizada.
Solución 0.1 $\mu\text{M/l}$	0.1 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 0.5 $\mu\text{M/l}$	0.5 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 1.0 $\mu\text{M/l}$	1.0 ml de la SP 2.	Levar a 100 ml con agua desionizada
Solución 10.0 $\mu\text{M/l}$	10 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 30.0 $\mu\text{M/l}$	30 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada

2.1.11.2. Determinación de Fósforo reactivo

La presencia de iones fosfato en aguas marinas se determina por medio del método del ácido ascórbico. La cantidad mínima de fósforo reactivo que se puede detectar a través de una celda de 10 cm es de 0.03 $\mu\text{M/l}$.

Reactivos:

En la tabla 5 se presentan los reactivos y su modo de preparación para la determinación del fósforo.

Tabla 5. Preparación de reactivos para la determinación de fósforo reactivo.

REACTIVO	CANTIDAD DEL REACTIVO	MEZCLAR CON
1- Solución de heptamolibdato de amonio $6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$.	15 g	500 ml de agua desionizada (se debe guardar en frasco oscuro)
2- Solución de ácido sulfúrico (H_2SO_4).	140 ml (solución concentrada)	+ 900 ml de agua desionizada
3- Solución de ácido ascórbico (se prepara el día que se utiliza)	0.27 g	5 ml de agua desionizada
4- Solución de tartrato de potasio antimónico	0.34 g	250 ml de agua desionizada
5- Solución reductora mezcla de reactivos 1, 2, 3 y 4. Como resultado se obtiene una solución de color amarillo - verdoso	5 ml de reactivo 1 12.5 ml de reactivo 2 5 ml de reactivo 3 2.5 ml de reactivo 4	Para un set de 4 muestras, sus réplicas y dos blancos se requieren 25 ml

Procedimiento:

- Tomar 25 ml de muestra de agua marina filtrada y depositarlos en un frasco.
- Adicionar 2.5 ml de la solución reductora (reactivo #5).
- Tapar, agitar y dejar en reposo por un periodo de 30 minutos a 2 horas.
- Leer la absorbancia a una longitud de onda de 885 nm utilizando celda de 10 cm de paso óptico.

Curva de calibración:

La curva para calibración de fósforo requiere de un estándar inicial o SP 1 con concentración de 1000 $\mu\text{M/l}$ a partir del cual se prepara una SP 2 de concentración 100 $\mu\text{M/l}$ (tabla 6). Luego, se elaboran cinco soluciones de concentración 0.1, 0.3, 0.5, 1 y 3 $\mu\text{M/l}$ (tabla 6) y se procesan con el mismo protocolo empleado para las muestras de agua marina, junto con dos blancos de agua desionizada. Con las absorbancias obtenidas se realiza la curva y se determina la concentración real de las muestras como se explicó anteriormente en curvas de calibración generales.

Tabla 6. Procedimiento para la realización de la curva de calibración para fósforo reactivo.

CONCENTRACIÓN	PESO O VOLUMEN INICIAL	VOLUMEN FINAL
SP 1 (1000 $\mu\text{M/l}$)	0.068 g de potasio fosfato bibásico.	500 ml de agua desionizada
SP 2 (100 $\mu\text{M/l}$)	10 ml de la SP 1.	Llevar a 100 ml con agua desionizada.
Solución 0.1 $\mu\text{M/l}$	0.1 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 0.3 $\mu\text{M/l}$	0.3 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 0.5 $\mu\text{M/l}$	0.5 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 1.0 $\mu\text{M/l}$	1.0 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 3.0 $\mu\text{M/l}$	3.0 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada

2.1.11.3. Determinación de Nitritos

La determinación de iones nitrito en el agua de mar se hace con base en la reacción de GRIESS la cual consiste en un proceso de diazotización de un compuesto amino y una reacción de copulación. La mínima cantidad que se detecta es de 0.01 $\mu\text{M/l}$, usando una celda de 10 cm de paso óptico.

Reactivos:

En la tabla 7 se presentan los reactivos y su modo de preparación para la determinación de nitritos.

Tabla 7. Preparación de reactivos para la determinación de nitritos.

REACTIVO	CANTIDAD DEL REACTIVO	MEZCLAR CON
1-Solución de sulfanilamida: sulfanilamida ácido clorhídrico	2.5 g 25 ml	Llevar a 250 ml con agua desionizada. (estable solo por tres meses)
Solución de diclorhidrato de N(1-naftil) etilendiamina	0.25 g	250 ml de agua desionizada (estable solo por un mes; almacenar en frasco oscuro)

Procedimiento:

- Tomar 25 ml de muestra de agua marina filtrada y colocarla en un frasco con tapa.
- Adicionar 0.5 ml del reactivo # 1, agitar y dejar reposar dos minutos.
- Adicionar 0.5 ml del reactivo # 2, agitar y dejar reposar de 10 minutos a máximo 2 horas.
- Leer la absorbancia a una longitud de onda de 543 nm en celda de 10 cm de paso óptico.

Curva de calibración:

Se realiza a partir de un estándar SP 1 de Nitrito de sodio (NaNO_2) con una concentración de 1000 $\mu\text{M/l}$. Posteriormente se prepara un segundo patrón o SP 2 cuya concentración es 100 $\mu\text{M/l}$, el cual sirve para preparar cinco soluciones con concentraciones de 0.1, 0.3, 0.5, 0.8 y 1.0 $\mu\text{M/l}$ (tabla 8). Luego se lleva a cabo el mismo protocolo descrito para la determinación de la concentración de nitritos en las muestras de agua marina, junto con dos blancos de

agua desionizada. Con las absorbancias resultantes, se elabora la curva y se determina la concentración real de las muestras como se explicó anteriormente en curvas de calibración generales.

Tabla 8. Procedimiento para la realización de la curva de calibración para nitritos.

CONCENTRACIÓN	PESO O VOLUMEN INICIAL	VOLUMEN FINAL
SP 1 (1000 $\mu\text{M/l}$)	0.0345 gr de nitrito de sodio.	500 ml de agua desionizada
SP 2 (100 $\mu\text{M/l}$)	10 ml de la SP 1.	Llevar a 100 ml con agua desionizada.
Solución 0.1 $\mu\text{M/l}$	0.1 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 0.3 $\mu\text{M/l}$	0.3 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 0.5 $\mu\text{M/l}$	0.5 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 0.8 $\mu\text{M/l}$	0.8 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada
Solución 1.0 $\mu\text{M/l}$	1.0 ml de la SP 2.	Llevar a 100 ml con agua desionizada

2.1.11.4. Determinación de Silicatos

Para la determinación del ión silicato en muestras de agua marina, se emplea el ácido ascórbico como agente reductor sobre un compuesto complejo formado por ácido hexamolíbídico y silicato. Este método se caracteriza por ser bastante preciso pero presenta el inconveniente de que el ácido ascórbico se descompone muy rápidamente.

Reactivos:

En la tabla 9 se presentan los reactivos y su modo de preparación para la determinación de silicatos.

Tabla 9. Preparación de reactivos para la determinación de silicatos.

REACTIVO	CANTIDAD DEL REACTIVO	MEZCLAR CON
1- Ácido sulfúrico (7.2 N)	50 ml	Llevar a 250 ml con agua desionizada.
2- Solución de heptamolíbídico de amonio tetrahidratado $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}\cdot 4\text{H}_2\text{O}$.	50 g	Llevar a 250 ml con agua desionizada (almacenar en frasco oscuro)
3- Reactivo mixto: mezcla de reactivos 1 y 2	125 ml del reactivo 1 + 125 ml del reactivo 2 (adicionar en ese orden <u>NO</u> al revés, estable por unos meses; almacenar en frasco oscuro)	
4- Ácido ascórbico	0.348 g	20 ml de agua desionizada. (estable por pocas semanas)
5- Ácido oxálico	10 g	100 ml de agua desionizada.

Procedimiento:

- Tomar 10 ml de muestra de agua marina filtrada en un recipiente plástico.
- Adicionar 0.3 ml de reactivo # 3, agitar y dejar reposar por 15 minutos.
- Adicionar 0.2 ml de reactivo # 5 y agitar.
- Adicionar 0.2 ml de reactivo # 4, agitar y dejar en reposo por un periodo de 30 minutos a máximo 3 horas.
- Leer la absorbancia a una longitud de onda de 810 nm en celda de paso óptico de 1 cm.

Curva de calibración:

La curva de calibración se prepara a partir de la SP 1 de Silico fluoruro de sodio (Na_2SiF_6) a una concentración de 2000 $\mu\text{M/l}$, a partir del cual se elabora un patrón secundario de 100 M/l que se toma como base para la dilución de cinco soluciones con concentraciones de 0.1, 0.5, 1.0, 10.0 y 30.0 $\mu\text{M/l}$ (tabla 10). Posteriormente se realiza el mismo protocolo descrito para la determinación de la concentración de silicatos en las muestras de agua marina, junto con dos blancos de agua desionizada. Con las absorbancias resultantes, se realiza la curva y se determina la concentración real de las muestras como se explicó anteriormente en curvas de calibración generales.

Tabla 10. Procedimiento para la realización de la curva de calibración para silicatos.

CONCENTRACIÓN	PESO O VOLUMEN INICIAL	VOLUMEN FINAL
SP 1 (2000 $\mu\text{M/l}$)	0.1881 g de silico fluoruro de sodio.	500 ml de agua desionizada
SP 2 (100 $\mu\text{M/l}$)	5 ml de la SP 1.	Llevar a 100 ml con agua desionizada.
Solución 0.1. $\mu\text{M/l}$	0.05 ml de la SP 2.	Llevar a 50 ml con agua desionizada
Solución 0.5 $\mu\text{M/l}$	0.25 ml de la SP 2.	Llevar a 50 ml con agua desionizada
Solución 1.0 $\mu\text{M/l}$	0.5 ml de la SP 2.	Llevar a 50 ml con agua desionizada
Solución 10.0 $\mu\text{M/l}$	5.0 ml de la SP 2.	Llevar a 50 ml con agua desionizada
Solución 30.0 $\mu\text{M/l}$	15.0 ml de la SP 2.	Llevar a 50 ml con agua desionizada

2.1.11.5. Precauciones y recomendaciones para la determinación de nutrientes

- El análisis de los nutrientes se debe efectuar inmediatamente después de recolectar y filtrar la muestra. En caso de que esto no sea posible, se puede congelar a $-20\text{ }^\circ\text{C}$ manteniéndola almacenada el menor tiempo posible.
- Las muestras se colectan en frascos plásticos que no hayan sido empleados para almacenar ningún tipo de reactivo químico u otro tipo de muestra.
- Es indispensable que todos los recipientes e instrumentos que van a ser empleados se laven con solución de ácido clorhídrico al 1% y posteriormente se enjuaguen varias veces con agua destilada o preferiblemente desionizada.
- En la preparación de los reactivos se deben emplear balones aforados, pesar cantidades exactas y utilizar siempre agua desionizada. Así mismo almacenarlos dentro de la nevera en recipientes que no hayan sido manipulados con otros productos químicos.
- Procurar siempre utilizar los mismos frascos para la determinación de cada nutriente evitando así el intercambio entre ellos.
- La preparación de los reactivos se debe realizar bajo una campana de extracción de

gases; se recomienda el uso de guantes de goma, máscara de gases y bata para prevenir el contacto con los reactivos ya que algunos de ellos son demasiado tóxicos como el fenol, el cual requiere de un cuidado extremo.

- Evitar mantener los recipientes de los reactivos abiertos, así como los de las muestras, con el fin de que no se contaminen.
- En la aplicación de los reactivos, es aconsejable utilizar un combitip (pipeta Eppendorf) fijo para cada uno, para evitar que por el intercambio se contaminen.
- En la determinación de cada nutriente, las muestras se analizan con su respectiva réplica; así mismo se preparan dos blancos agregando los reactivos en agua desionizada con el fin de corregir su absorción en las muestras.
- Durante la determinación de amonio no se pueden abrir frascos que contengan amoniaco.
- Las muestras y reactivos que se requieren para el análisis de silicatos se almacenan y procesan en frascos y balones plásticos, evitando totalmente el contacto con el vidrio.

2.1.12. Registro y almacenamiento de datos

Los datos de las variables fisicoquímicas que se registran directamente en el campo, son todos anotados inicialmente en tablas acrílicas y luego en el laboratorio se transcriben a un formulario en papel. Las variables que requieren tratamiento en el laboratorio se registran directamente en sus formularios de papel. En términos generales, el SIMAC cuenta con dos formatos en papel diseñados para anotar de una manera simple y rápida las variables fisicoquímicas (anexos 1 y 2). Los datos, son luego ingresados a planillas electrónicas en Excel y de allí llevados a la base de datos del SIMAC, la cual es administrada y mantenida por el INVEMAR en Santa Marta.

2.2. Variables biológicas

A partir del análisis de diversos sistemas de monitoreo en el mundo durante el primer taller del SIMAC y de la participación de expertos en temas de investigación y manejo de arrecifes coralinos, se acordó adoptar el monitoreo de cinco parámetros biológicos los cuales se describen en detalle a continuación.

2.2.1. Cobertura de organismos sésiles

En la implementación del SIMAC, inicialmente se utilizó el protocolo establecido por el programa internacional CARICOMP (CARICOMP, 1994) con algunas variaciones para la selección de estaciones e instalación de transectos, para el seguimiento de corales y otros macroorganismos de vida sésil (algas, esponjas, etc.). En las primeras áreas monitoreadas (ver sección 2.2.7) se escogieron dos sub-áreas o estaciones y en cada una de ellas se instalaron cinco transectos en tres niveles de profundidad para un total de 15 unidades muestrales por estación. Sin embargo, después de extensas discusiones durante el primer taller del SIMAC, se modificó el esquema utilizado con el propósito de incrementar la representatividad y eficiencia del muestreo al considerar la diversidad estructural de las diferentes formaciones arrecifales existentes en el país (Garzón-Ferreira, 1999). A continuación se describirá el actual protocolo que se emplea para la instalación y muestreo de las estaciones de monitoreo en las áreas arrecifales colombianas.

Materiales:

- Cintas métricas de 20 m
- Estacas de acero inoxidable de 1.3 cm de diámetro y 60 cm de largo para el Caribe
- Estacas de acero inoxidable de 1.3 cm de diámetro y un metro de largo para el Pacífico
- Cuerda sintética blanca de 12 m de largo, de 3-5 mm de diámetro y marcada cada metro
- Cuerda sintética de 2-4 mm de diámetro cortada en tramos de 35 cm
- Cuerda parafinada delgada cortada en tramos de 70 cm
- Cuerda sintética de 3-5 mm de diámetro cortada en tramos de 4 m
- Clavos de acero inoxidable de 8-10 cm de largo
- Cinceles de estrella
- Martillos y mazos de 2 kg
- Cadenas livianas de cobre de 15 m de largo (eslabones de 1.7 cm)
- Esparadrapo delgado
- Boyas acrílicas de 15 y 6 cm de diámetro de color blanco o amarillo preferiblemente (pueden emplearse bolas de icopor o tarros plásticos)
- Tubos, "Ts" y codos de PVC de ½ pulgada
- Tablas acrílicas de 18 cm de ancho y 25 cm de largo
- Lápices
- Geoposicionador GPS
- Equipo de buceo autónomo
- Computador de buceo

2.2.1.1. Selección de sitios para monitoreo

En primera instancia, es importante recopilar información secundaria del área coralina escogida para el monitoreo que permita tener una idea general de sus características y condiciones, para así facilitar el trabajo en el campo y la selección de las estaciones. Los lugares para establecer las estaciones de monitoreo deben ser representativos del ambiente local, estar en buenas condiciones de conservación y en lo posible estar libre de perturbaciones antropogénicas. Se sugiere elegir inicialmente localidades protegidas y con buen desarrollo coralino para el establecimiento de las estaciones y los transectos permanentes.

Mediante buceos de exploración en el área seleccionada, escoger al menos dos localidades que pueden estar separadas como mínimo por 500 metros pero que pertenecen a la misma expresión de la comunidad arrecifal (ver capítulo 3). En cada localidad identificar una o más estaciones donde se distribuyen los transectos o unidades muestrales en cada una de las parcelas (niveles de profundidad). Las parcelas deben corresponder a un nivel somero o planicie arrecifal (entre los 2 y 5 m), y a un nivel medio (entre los 9 y 12 m). Se opta por éstas profundidades para facilitar el trabajo subacuático y evitar limitaciones por tiempo de buceo. Idealmente cada estación contará con dos parcelas y cada una de éstas con tres transectos para un total de seis transectos por estación, sin embargo esta distribución puede variar ya que depende de las características propias de cada zona arrecifal (ver capítulo 3).

2.2.1.2. Instalación de transectos permanentes**Labores previas a la instalación de los transectos:**

-Con la cuerda sintética delgada hacer marcas de reconocimiento de los transectos. Estas consisten en pares de cuerdas con un número determinado de nudos que va de 1 a 3 e identificarán la pareja de varillas que forman un transecto. Por ejemplo el par de marcas con dos nudos corresponde al transecto N° 2.

- Amarrar a cada boya de 5 cm de diámetro un tramo de cuerda parafinada de 70 cm o acondicionar las bolas de icopor para construir boyas. Estas serán útiles para marcar los transectos y para facilitar su relocalización (ver procedimiento).
- Amarrar a cada boya de 15 cm de diámetro un tramo de cuerda sintética de 4 m o acondicionar los tarros plásticos para construir boyas. Estas serán de gran utilidad para dejar marcada la estación y para facilitar su relocalización durante el trabajo (ver procedimiento).

Procedimiento de instalación:

- En el sitio seleccionado para la parcela, registrar con el GPS su posición (indicando el sistema de coordenadas utilizado) y amarrar un par de boyas (15 cm de diámetro) a media agua para facilitar la reubicación del sitio desde la superficie.
- Mediante buceo con equipo autónomo, escoger al "azar" los puntos de inicio de los transectos sobre sustratos coralinos muertos. Se recomienda para el caso de arrecifes del Caribe, utilizar cabezas macizas muertas o parcialmente muertas de *Montastraea faveolata*, *Siderastrea siderea* y *Diploria* spp. que favorecen el agarre de las estacas y evitar especies frágiles como *Colpophyllia natans* y *M. annularis*.
- Ubicar el cincel en el punto inicial y golpearlo con el mazo hasta perforar verticalmente el sustrato unos cuantos centímetros.
- Reemplazar el cincel por la estaca y continuar golpeando firmemente hasta que esté bien clavada. Es importante verificar que la estaca haya quedado bien agarrada, halándola con fuerza hacia arriba.
- Registrar con el computador la profundidad de la estaca.
- Desplegar el flexómetro 10 m en línea recta a partir de la estaca (punto inicial) e instalar la otra estaca tratando de conservar el mismo nivel de profundidad. Luego medir con el flexómetro la longitud exacta del transecto entre los extremos superiores de las estacas.
- Amarrar a cada pareja de varillas que forman un transecto la cuerda anudada que lo identificará.
- Amarrar a cada varilla una boya (5 cm de diámetro) para facilitar la relocalización de los transectos en el campo.
- Establecer los otros dos transectos de la misma manera, procurando que estos queden separados por al menos 5 m. En realidad la ubicación de los transectos dependerá en últimas de las características particulares del área arrecifal que será monitoreada. Sin embargo en la medida de lo posible, es muy importante dejar un espacio prudencial entre los transectos tanto por sus extremos como por los costados.
- Una vez que los tres transectos que conforman un parcela estén instalados, amarrar las líneas guía (cuerda de 12 m) entre cada par de estacas para delimitar los transectos.
- Dibujar en una tabla acrílica un mapa esquemático que contenga la ubicación de cada transecto con respecto a: norte geográfico, línea de costa más cercana, los demás transectos, boyas de media agua, isobata o alguna característica conspicua del fondo (por ej: canal de arena) (capítulo 3). Además con la ayuda de un flexómetro, determinar la distancia entre las estacas de los diferentes transectos para incluir esta información en el esquema. También anotar el número que identifica cada transecto y la dirección como serán registrados los datos -por ejemplo de sur a norte indicando con un flecha- porque así mismo deben ser muestreados en cada monitoreo.

2.2.1.3. Muestreo de transectos permanentes

Labores previas al muestreo:

- Las cadenas se rotulan con el esparadrapo cada 10 eslabones a partir del inicio o eslabón "cero" y se marcan con color negro cada 10 eslabones a partir del eslabón "cinco". Los eslabones 0, 10, 20, etc, llevarán rótulos de esparadrapo donde va inscrito con marcador indeleble el número correspondiente y los eslabones 5, 15, 25, etc quedan pintados de color

negro. Se recomienda dejar al inicio 10 eslabones libres antes de comenzar con la rotulación de la cadena (figura 11) pues estos servirán para sujetarla durante el registro de datos (ver procedimiento de muestreo).

-Con los tubos y codos de PVC diseñar carretes para enrollar las cadenas, lo que facilitará su transporte, su despliegue y su posterior recolección (figura 11).

-Asegurar la cadena al carrete y enrollarla a partir el extremo final (últimos eslabones numerados) de modo que el eslabón "cero" inicie cuando la cadena sea desplegada en el campo.

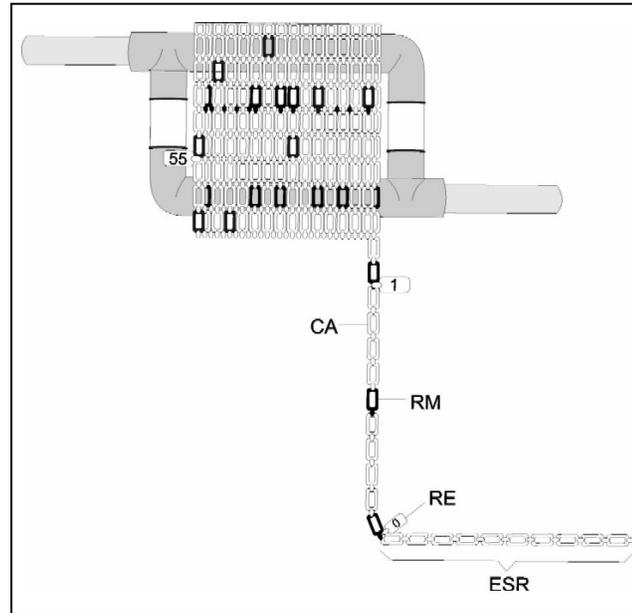


Figura 11. Cadena rotulada y enrollada en su carrete para la estimación de la cobertura de organismos sésiles. CA= cadena, RM= rótulos de marcador, RE= rótulos de esparadrapo, ESR= eslabones sin rotular.

Procedimiento de muestreo:

Consiste en establecer para cada transecto la secuencia de los componentes del sustrato y su cobertura mediante el método de intersección continua utilizando la cadena liviana numerada. Los componentes del sustrato se han clasificado en diferentes categorías, las cuales son recomendadas para la caracterización de la estructura arrecifal. Estas categorías a su vez presentan definiciones y características particulares que serán ampliadas más adelante (sección 2.2.1.4).

- Dibujar en las tablas acrílicas los mapas esquemáticos de la parcela que será muestreada.
- Identificar la pareja de estacas (con ayuda de los mapas y la cuerda anudada) (figura 12).
- Asegurar la línea guía lo más templada posible entre las estacas para delimitar el transecto. La línea guía debe sujetarse del extremo superior de las estacas (figura 13) porque a partir de ese punto fue medida la longitud de cada transecto y ahí se inicia el registro de datos.
- Enrollar a la base de la estaca inicial los eslabones que se dejaron sin rotular y ubicar el punto "cero" como el primer eslabón del transecto (figuras 12 y 13). Si la estaca inicial está un poco inclinada, el eslabón cero debe quedar perpendicular al punto de amarre de la línea guía en el extremo superior de la estaca.
- Desplegar la cadena sobre el sustrato justo debajo de la línea guía. Llevar la cadena hasta el otro extremo del transecto tratando de que ésta siga lo más fielmente posible el relieve de la superficie (figuras 13). La cadena no debe pasar formando puentes por encima de los

huecos sino que debe describir el contorno de los mismos, a menos que estos sean muy estrechos (figura 13). Para corales ramificados o foliáceos en los cuales habrá normalmente espacios entre las ramas y sobrelapamientos, se debe dejar que la cadena tome la forma general de la colonia y no forzarla a que se acomode a los techos y huecos (figura 13).

-Nadar por arriba de la línea guía para inspeccionar la posición de la cadena y hacer los ajustes necesarios para que ésta quede ubicada exactamente debajo de la línea.

-Clavar las puntillas de acero inoxidable a lo largo del transecto por lo menos a intervalos de un metro justo al lado de la cadena (preferiblemente sobre sustrato muerto). Adicionalmente, algunos clavos pueden ubicarse en posiciones que se consideren necesarias para evitar que la cadena se mueva o resbale por la forma del sustrato. Los clavos servirán como referencia permanente para colocar la cadena en la misma posición durante cada muestreo.

-Antes de iniciar el registro de los datos, anotar el nombre de la estación, el nivel de profundidad, el número del transecto y la fecha del muestreo.

-Comenzar la observación desde el eslabón "cero" y anotar el número de eslabones hasta donde haya un cambio en el componente del sustrato. Es decir, se debe registrar el número de eslabones de forma sucesiva como lo indica la cadena y no intervalos o cantidad de eslabones que pasan por un componente dado.

-Anotar el código de la categoría general a la que pertenece el componente del sustrato observado (sección 2.2.1.4, tabla 11) e identificarlo hasta el nivel taxonómico más bajo posible y hasta especie para el caso de los corales.

-Hacer lo mismo para el siguiente componente y continuar el registro sucesivamente hasta el final del transecto, anotando siempre el número del último eslabón que toca cada nuevo componente.

-El punto final de lectura de la cadena debe corresponder perpendicularmente al punto de amarre de la línea guía en el extremo superior de la estaca final.

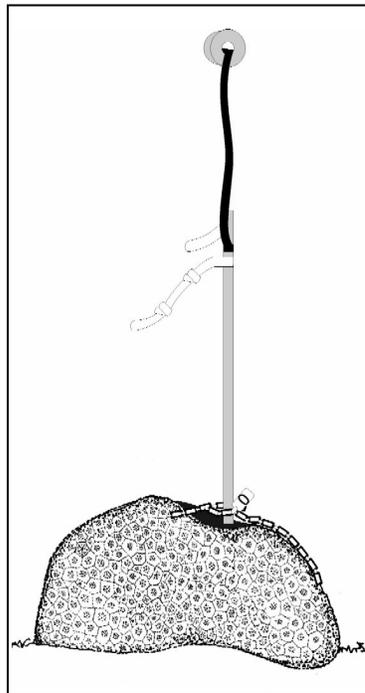


Figura 12. Estaca instalada con sus marcas de relocalización y posición inicial de la cadena para la estimación de la cobertura de organismos sésiles.

2.2.1.4. Definición de las categorías

Las siguientes son las categorías básicas recomendadas por el programa CARICOMP (CARICOMP 2001) para la caracterización de la estructura del sustrato arrecifal. Para facilitar el registro de datos en el campo se recomienda el uso de códigos como los propuestos para cada categoría en la tabla 11, lo cual permitirá además el uso de los formularios electrónicos diseñados por el programa CARICOMP para el almacenamiento preliminar de los datos. Además algunos ejemplos típicos de cada categoría se mencionan en la tabla 11.

- **Algas:** se reconocen cuatro categorías morfológicas básicas (anexo 3):

Tapetes: cubren el fondo con una capa que puede tener apariencia frondosa o filamentosa, pero no se levantan más de un centímetro por encima del sustrato.

Fronosas (o macrófitas): son blandas al tacto y sus frondas se proyectan más de un centímetro por encima del sustrato. Si es posible se identifican los géneros dominantes.

Calcáreas erectas: cubren un amplio rango de especies de tipo frondoso, pero son duras al tacto por su alto contenido de carbonato de calcio. Se identifican los géneros dominantes.

Calcáreas incrustantes (o costrosas): forman una especie de capa dura adherida al sustrato. La textura es más o menos lisa, la coloración varía desde rosa oscuro a morado y a veces puede tener un tono grisáceo. Las algas costrosas pueden cubrir áreas grandes o pequeñas y no deben confundirse con el sustrato arrecifal expuesto que tiene una apariencia amarillenta o blanquecina.

- **Corales pétreos:** se identifican al nivel de especie y se incluyen dentro de diferentes categorías a partir de su forma de crecimiento (anexo 4) teniendo en cuenta la totalidad de la colonia. Las siguientes son las categorías y algunos criterios útiles para su reconocimiento:

Masivos: colonias coralinas que han desarrollado un tercera dimensión tal que la colonia se extiende fuera del sustrato en forma de domo o monte pero no tiene ramas.

Incrustantes: colonias de coral que crecen lateralmente y permanecen relativamente planas tomando la forma del sustrato. Muchos juveniles de corales masivos o corales pequeños pueden hacer parte de esta categoría.

Ramificados: corales erectos, colonias casi cilíndricas que han producido extensiones laterales o ramas.

Foliáceos: colonias de coral que tienen forma de plato o de hoja y se extienden fuera del sustrato, proyectándose hacia el agua.

Milepóridos: todas las especies del género *Millepora* deben incluirse en esta categoría.

- **Corales blandos:** se diferencian dos categorías:

Gorgonáceos erectos: son los gorgonáceos que se proyectan sobre la superficie del fondo y presentan pedúnculos de adhesión (anexo 5). La cadena debe pasar por la base de las colonias y no enredada entre las ramas (figura 13). Se tiene en cuenta para el registro

solamente los eslabones que toquen los pedúnculos de adhesión y las ramas bajas o primarias.

Gorgonáceos incrustantes: son corales blandos con una particular forma de crecimiento ya que crecen tomando la morfología del fondo como un tapete (anexo 5).

Anémonas: Orden Actinaria

Zoantidios: Orden Zoanthidea

Coralimorfarios: Orden Corallimorpharia

- **Esponjas**: se reconocen dos categorías:

Incrustantes: incluye todas las esponjas que forman una capa baja sobre el sustrato. Muchas de estas esponjas son perforantes.

Erectas: son las esponjas que se proyectan sobre la superficie del fondo o que cuelgan de él como son las esponjas de tubo y las de vaso.

- **Otros**: agrupa otro tipo de organismos como poliquetos, ascidias, briozoos, etc.

- **Sustrato inerte**: se diferencian seis categorías:

Sedimento libre: se refiere a la arena (incluyendo arenas gruesas y lodo) con partículas de un diámetro medio menor a 4 mm.

Cascajo: se refiere a partículas mayores a 4 mm y hasta de 30 cm de diámetro en promedio.

Cantos: se refiere a pedazos grandes de coral muerto suelto o rocas sueltas de 0.3 a 1 m de diámetro.

Roca: se refiere al sustrato arrecifal expuesto (matriz calcárea) que puede constituir un pavimento más o menos extenso, así como a los afloramientos de roca orgánica.

Huecos: se refiere a los espacios del arrecife donde no es posible medir los atributos arriba descritos, tales como grietas, cuevas, balcones, hoyos etc. También se aplica a los espacios interiores en colonias grandes de *Acropora* spp.

Coral recién muerto: se refiere a porciones de una colonia o colonias completas que han perdido recientemente el tejido coralino blando. Se caracteriza por presentar los coralites de coloración blanca, cálices en buen estado (se pueden observar los septos) y sin crecimiento de algas filamentosas.

Tabla 11. Categorías del sustrato arrecifal sésil, formas de crecimiento, algunos ejemplos y códigos para facilitar el trabajo de campo. Modificado de CARICOMP (2001).

Categoría	Formas de crecimiento	Código
Algas	Tapetes (apariencia frondosa o filamentosa pero < 1 cm de altura)	TALG
	Frondosas (<i>Lobophora</i> , <i>Caulerpa</i> , <i>Sargassum</i> , <i>Dictyota</i> > 1 cm de altura)	FALG
	Calcáreas erectas (<i>Halimeda</i> , <i>Amphiroa</i> , <i>Jania</i>)	CALG
	Calacáreas incrustantes (<i>Porolithon</i> , <i>Peyssonnelia</i>)	EALG
Corales pétreos	Masivos (<i>Montastraea</i> spp., <i>Diploria</i> spp., <i>Colpophyllia</i> sp, <i>Siderastrea</i> sp)	MASS
	Incrustantes (<i>Mycetophyllia</i> spp., <i>Agaricia</i> spp., <i>Diploria clivosa</i>)	ENCO
	Ramificados (<i>Acropora</i> spp., <i>Porites porites</i>)	BRAN
	Foliáceos (<i>Agaricia</i> spp., <i>Leptoseris</i> sp)	FOLI
	Milepóridos (<i>Millepora</i> spp.)	MILL
Corales blandos	Gorgonáceos erectos (<i>Gorgonia</i> , <i>Plexaura</i> , <i>Eunicea</i>)	GORG
	Gorgonáceos incrustantes (<i>Briareum</i> , <i>Erythropodium</i>)	ENGR
	Anémonas (<i>Condylactis</i> , <i>Bartholomea</i>)	ANEM
	Zoantidios (<i>Palythoa</i> , <i>Zoanthus</i>)	ZOAN
	Coralimorfarios (<i>Ricordea</i> , <i>Discosoma</i>)	CMOR
Esponjas	Incrustantes (<i>Cliona</i>)	ENSP
	Erectas (<i>Aplysina</i> , <i>Agelas</i> , <i>Xestospongia</i>)	ERSP
Otros organismos	(ascidias, poliquetos, briozoos, foraminíferos)	
Sustrato inerte	Sedimento libre	SAND
	Cascajo	RUBB
	Cantos	BOUL
	Roca	ROCK
	Huecos	GAPS
	Coral recién muerto	DCOR

2.2.1.5. Recomendaciones

- Tratar de que cada transecto quede instalado en el mismo nivel de profundidad.
- Si la cadena no alcanza a cubrir la totalidad del transecto, es necesario marcar en el fondo la posición exacta del último eslabón para así desplegarla nuevamente a partir de este punto y continuar el cubrimiento del siguiente tramo.
- Si al registrar los datos, la transición de un componente a otro queda justo en la mitad de un eslabón, anotarlo como parte del primer componente y no como el primer eslabón del siguiente.
- Tener experiencia en el trabajo de campo para no rayar o partir las colonias de coral.
- Programar el monitoreo durante la época de mar calmo para aumentar la precisión de las mediciones y reducir los daños al coral (ya sea por los buzos, por el movimiento de la cadena, etc).
- En caso de que el monitoreo se lleve a cabo durante cualquier mes del año, es necesario repetirlo durante el mismo mes en los siguientes años.

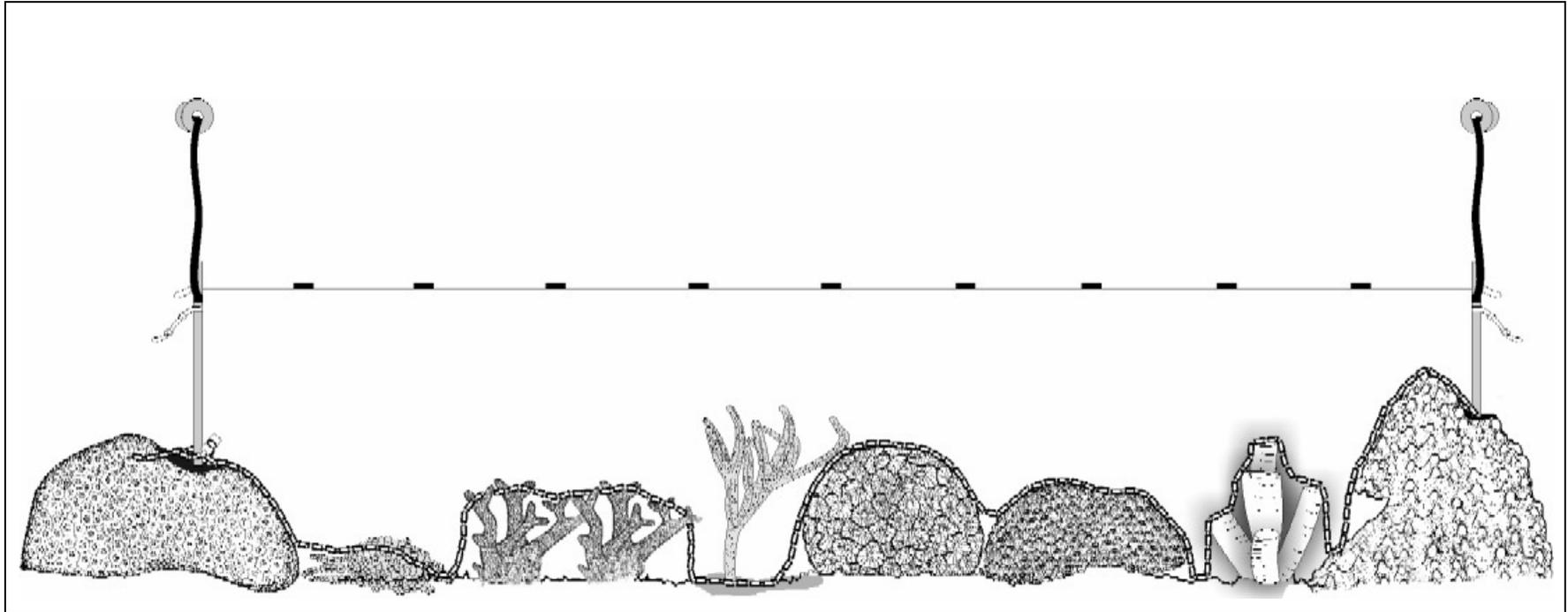


Figura 13. Transecto permanente instalado en la estación arrecifal y posición de la cadena a lo largo del transecto para estimar la cobertura de organismo sésiles.

2.2.2. Abundancia de invertebrados vágiles

Teniendo en cuenta las recomendaciones hechas durante el primer taller del SIMAC (Garzón-Ferreira, 1999), se incluyó dentro del protocolo de monitoreo la estimación de la abundancia de algunos macro-invertebrados de vida libre debido a su importancia económica y/o ecológica (tabla 12). La unidad de muestreo corresponde a un corredor de 10x2 m, cuyo eje central es la línea guía entre las dos estacas que forman un transecto permanente para el monitoreo de organismos sésiles (sección 2.2.1.3).

Materiales:

- Cuerda sintética blanca de 3-5 mm de diámetro y de 12 m de largo (línea guía) marcada cada metro
- Tubo de PVC de un metro de largo y ½ pulgada de diámetro
- Tablas acrílicas
- Lápices
- Equipo de buceo autónomo

Tabla 12. Invertebrados vágiles monitoreados por su importancia comercial y/o ecológica.

Grupo	Géneros para identificar	Nombre común	Océano
Moluscos	<i>Strombus gigas</i>	Caracol pala	Atlántico
	<i>Octopus</i> spp	Pulpos	Atlántico y Pacífico
Poliquetos	<i>Hermodice carunculata</i>	Gusano de fuego	Atlántico
Crustáceos	<i>Panulirus</i> spp.	Langostas	Atlántico y Pacífico
	<i>Mithrax spinosissimus</i>	Cangreja	Atlántico
	<i>Carpilius corallinus</i>	Cangrejo moro	Atlántico
Equinodermos	<i>Diadema antillarum</i>	Erizo negro de espinas largas	Atlántico
	<i>Diadema mexicanum</i>	Erizo negro de espinas largas	Pacífico
	<i>Eucidaris tribuloides</i>	Erizo lápiz	Atlántico
	<i>Hesperocidaris asteriscus</i>	Erizo lápiz	Pacífico
	<i>Echinometra viridis</i>	Erizo de arrecife	Atlántico
	<i>Echinometra lucunter</i>	Erizo de arrecife	Atlántico
	<i>Echinometra vanbrunti</i>	Erizo de arrecife	Pacífico
	<i>Lytechinus</i> spp.	Erizo joya	Atlántico

Procedimiento:

- Anotar en la tabla acrílica el código de la parcela, el nivel de profundidad y el número que identifica el transecto.
- Ubicar un extremo de la vara de PVC a partir de la línea guía para obtener la amplitud del sustrato (un metro) que debe ser examinado (figura 14).
- Iniciar las observaciones detalladas por alguno de los costados de la línea guía y continuar luego por el otro costado (figura 14).
- Buscar cuidadosamente en todas las cuevas y grietas presentes en el sustrato arrecifal abarcado por el corredor de 1 m de ancho.
- Registrar en todos los transectos el número de individuos de los organismos sugeridos en la tabla 12.

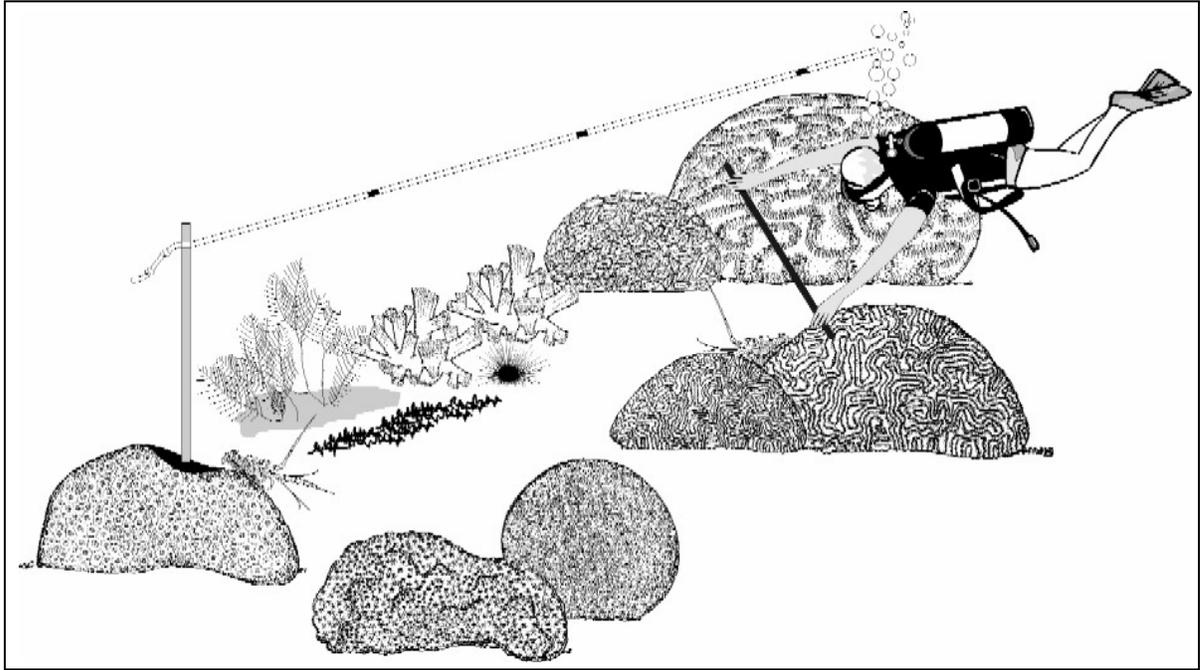


Figura 14. Forma de estimar la abundancia de invertebrados vágiles para el Caribe y el Pacífico y evaluar la salud coralina del Caribe.

2.2.3. Abundancia de gorgonáceos

Si bien los gorgonáceos erectos están incluidos dentro de las categorías para la caracterización de la estructura arrecifal sésil (sección 2.2.1.4), su forma de crecimiento vertical hace que su abundancia sea subestimada al aplicar el método de intersección continua y por lo tanto se requiere de otro procedimiento para su evaluación. Para ello se utiliza como unidad de muestreo cada transecto permanente para el monitoreo de organismos sésiles (sección 2.2.1.3). La metodología consiste en estimar el número, la categoría (tabla 13, anexo 6) y si es posible la especie de los gorgonáceos presentes en cada uno de los transectos.

Materiales:

- Cuerda sintética blanca de 3-5 mm de diámetro y de 12 m de largo (línea guía) marcada cada metro
- Tablas acrílicas
- Lápices
- Equipo de buceo autónomo

Procedimiento:

- Una vez finalice el muestreo de organismos sésiles, nadar por encima del transecto e identificar todas las colonias de gorgonáceos erectos cuyas ramas cruzan por encima o por debajo la línea guía en posición normal sin influencia del oleaje.
- Observar cada colonia al menos durante 10 segundos para asegurarse de que cumple las anteriores condiciones.
- Registrar la posición aproximada del pedúnculo de adhesión (distancia en m) teniendo como referencia la secuencia metro a metro de la línea guía. En caso de que el pedúnculo se encuentre ubicado entre dos marcas estimar su posición aproximada a décimas de metro (por ejemplo 5.2 m).

- Categorizar la forma de crecimiento y anotar dicha característica mediante el código correspondiente (tabla 13, anexo 6).
- Identificar las colonias hasta el nivel taxonómico más bajo posible.

Tabla 13. Categorías de las formas de crecimiento de gorgonáceos erectos, sus códigos y algunos ejemplos típicos. Modificado de CARICOMP (2001).

Formas de crecimiento	Características	Ejemplos	Código
Vara	Ramificación múltiple o simple o con forma de candelabro. Las ramas y el eje principal básicamente circulares en su sección transversal; algunas especies tienen ramas angulares o aplanadas.	<i>Plexaura</i> spp. <i>Pseudoplexaura</i> sp. <i>Eunicea</i> sp.	ROD
Pluma	Ramas flexibles con ramillas pareadas en fila.	<i>Pseudoterogorgia</i> spp.	FEA
Abanico	Hojas de abanico en un plano o varios planos. Abanicos conformados por ramas anastomozadas.	<i>Gorgonia</i> spp.	FAN
Látigo	Pedúnculo largo y delgado sin ramificaciones.	<i>Ellisella</i> sp.	WHI

2.2.4. Salud Coralina

Durante el primer taller del SIMAC, se realizó un listado de los fenómenos y agentes que influyen sobre la salud arrecifal (Garzón-Ferreira, 1999). Luego se procedió a identificar los indicadores de estos factores y a discutir las metodologías más apropiadas para evaluarlos. Idealmente los factores que ocasionan daños a gran escala (como, tormentas, huracanes, El Niño, etc) y el seguimiento a colonias individuales para identificar sus posibles cambios deberían ser evaluados pero debido a la falta de recursos, personal, etc. se tomó la determinación de examinar la salud coralina en la escala del arrecife la cual permite conocer los daños sufridos por sectores del arrecife debido a algunos fenómenos locales tal como problemas de contaminación e intervención humana.

Para evaluar las enfermedades (incluido el blanqueamiento) y signos de deterioro se utilizan los mismos transectos permanentes para el monitoreo de organismos sésiles (sección 2.2.1.3). La evaluación se realiza en un corredor de 10x2 m, cuyo eje central es la línea guía entre las dos estacas. Debido a las marcadas diferencias en cuanto a la estructura, formas de crecimiento y composición de las áreas arrecifales coralinas examinadas en el Caribe y el Pacífico, se requiere de una metodología diferente para cada zona.

Materiales:

- Tubo de PVC de un metro de largo y ½ pulgada de diámetro, graduado a intervalos de 10 cm y subdividido a los 5 cm en los intervalos de los extremos.
- Cuadrantes de PVC de 1x1 m divididos en 16 sub-cuadrantes de 25x25 cm
- Tablas acrílicas
- Lápices
- Equipo de buceo autónomo

Procedimiento:

Caribe: el método consiste en examinar todas las colonias de corales pétreos mayores a 5 cm presentes en el corredor y registrar la incidencia de enfermedades y de algunos signos de deterioro (figura 14). Para este propósito, se entiende como una colonia a la unidad genética ("genet"), la cual puede estar constituida por una sola masa compacta o por varias

masas o ramas desconectadas ("ramets") que estuvieron unidas anteriormente y cuyo origen común puede reconocerse por la forma, coloración, morfología de los coralites y tamaño de los cálices.

- Anotar en la tabla acrílica el código de la parcela, el nivel de profundidad y el número que identifica el transecto.
- Ubicar un extremo de la vara de PVC a partir de la línea guía para obtener la amplitud del sustrato (un metro) que debe ser examinado.
- Iniciar las observaciones detalladas por alguno de los costados de la línea guía y continuar por el otro costado.
- Registrar hasta el nivel de especie todas las colonias mayores de 5 cm de diámetro que están dentro de la banda de 2x10 m.
- Reconocer el estado de salud de cada colonia como "sana", con algún signo de deterioro o con algún tipo de enfermedad (ver sección 2.2.4.1).
- Realizar el anterior procedimiento en todos los transectos permanentes.

Pacífico: el crecimiento de tipo ramificado y denso de las especies que conforman los arrecifes de esta zona dificulta considerablemente la diferenciación de colonias como una unidad claramente distinguible (figura 15). Teniendo en cuenta lo anterior, aunque el muestreo se realiza en la misma banda de 2x10 m, para el Pacífico ésta es delimitada por un cuadrante de 1 m² dividido en 16 sub-cuadrantes de 25x25 cm (figura 15) los cuales reemplazan a la colonia como unidad de muestreo.

- Colocar sucesivamente el cuadrante a lo largo de la línea guía por uno de los costado del transecto (banda de 1x10 m) (figura 15).
- El cuadrante es rotado 10 veces a lo largo del transecto para un total de 10 m² de superficie examinada por transecto.
- En cada colocación del cuadrante, escoger al azar 4 de los 16 sub-cuadrantes en los que está dividido y registrar por sub cuadrante las especies de coral presentes y su estado de salud como "sana", con signos de deterioro o enfermedades (ver sección 2.2.4.1).
- Realizar el anterior procedimiento en todos los transectos permanentes.

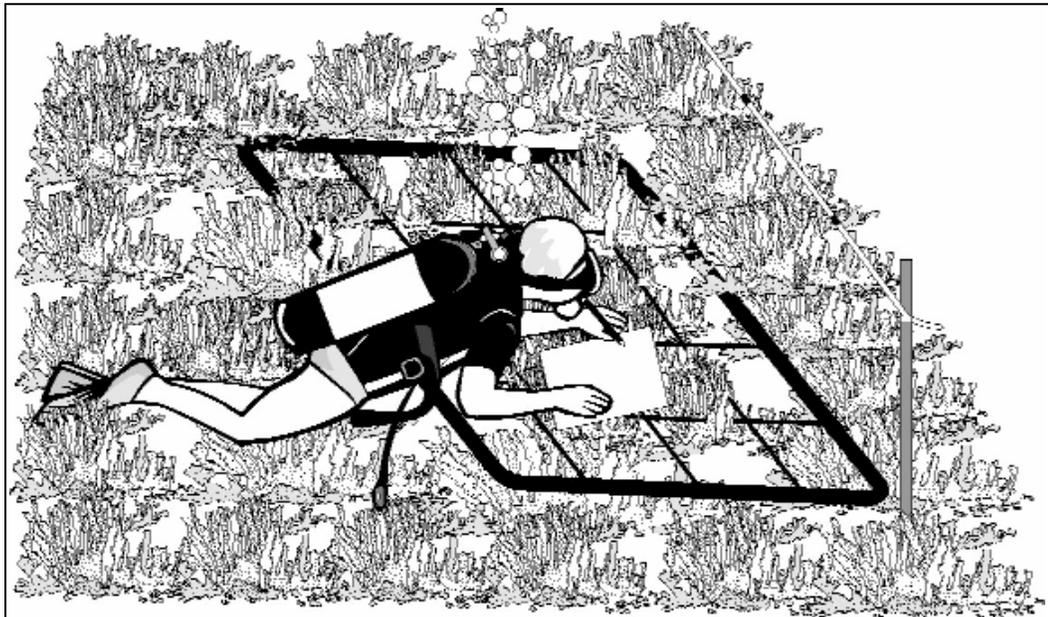


Figura 15. Forma de evaluar la salud coralina en los arrecifes del Pacífico.

2.2.4.1. Tipos de enfermedades y signos de deterioro:

Dentro de la evaluación de la salud de la comunidad coralina en las áreas arrecifales del Caribe colombiano, se sugiere tener en cuenta los seis tipos de enfermedades (anexo 17) reconocidas (Garzón-Ferreira et al. 2001) y tres signos de deterioro (anexo 17). Las características que facilitan su identificación en el campo se describen a continuación a partir de las definiciones de Santavy y Peters (1997), Goreau et al. (1998) y Garzón-Ferreira y Gil (1998). En la tabla 14 se presentan el listado de las especies de corales afectadas por diferentes enfermedades en arrecifes de Colombia (Garzón-Ferreira et al. 2001). Como ya se mencionó, el monitoreo de salud en las áreas coralinas del Pacífico es más complejo debido a que no se cuenta con estudios consistentes que hayan identificado las enfermedades que están afectando sus formaciones coralinas. Sin embargo, a partir de las observaciones llevadas a cabo durante los monitoreos del SIMAC y una evaluación rápida de la salud de las formaciones coralinas en la Isla de Malpelo (Garzón-Ferreira y Pinzón 1999), se han registrado afecciones similares a la enfermedad de la plaga blanca y de la banda blanca, así como eventos de blanqueamiento (Zapata et al., 2001).

□ **Enfermedades:**

Banda negra (BN): esta enfermedad se presenta como una banda de color negro o marrón oscuro constituida principalmente por una cyanobacteria que aparece como una capa delgada de textura filamentososa y que puede tener una amplitud de pocos milímetros a varios centímetros. La banda se observa entre la interfase de la parte que ha sido afectada (esqueleto blanco, muerto y limpio) y el tejido que aún permanece vivo.

Banda blanca (BB): se caracteriza porque el tejido coralino vivo se “pela” o desprende dejando una banda blanca de algunos milímetros de grosor que corresponde al esqueleto desnudo, el cual es colonizado posteriormente por algas filamentosas. Otro tipo se distingue en contraste porque forma una banda amplia, sin embargo a través del SIMAC no se discriminan. Se ha observado principalmente en corales ramificados del género *Acropora* spp y usualmente comienza a presentarse en la base de las ramas y va avanzando hacia los ápices. En caso de que esta enfermedad se presente, se recomienda inspeccionar muy bien la colonia para descartar que la aparente banda observada sea más bien el resultado de la depredación de coral por *Coralophyllia*.

Banda amarilla (BA): se considera como un evento necrótico en el cual una sección del tejido con bordes bien definidos y en forma de banda, adquiere una coloración amarilla. El margen hacia donde la banda avanza, es de color amarillo pálido y está conformado por tejido aparentemente saludable, mientras que el margen que ya ha sido afectado es esqueleto desnudo blanqueado. Esta enfermedad ha sido principalmente registrada en cabezas masivas de *Montastraea* spp.

Banda roja (BR): consiste en una banda de color rojo ladrillo la cual ha sido asociada a la presencia de una cyanobacteria que se observan como diminutas matas de textura filamentososa. Se ha encontrado infectando principalmente la especie *Gorgonia ventalina*, donde la banda separa el tejido aún sano de la porción muerta del esqueleto axial.

Plaga blanca (PB): la enfermedad se observa como un área irregular de tejido muerto completamente blanca y cuyos límites están muy bien definidos, incluso un pólipo puede presentar tejido vivo en una mitad y la otra no. Generalmente se inicia en la base de las colonias y se presenta principalmente sobre especies de crecimiento masivo. Se han diferenciados algunos tipos de esta enfermedad de acuerdo a su velocidad de progreso, no obstante durante el SIMAC no se han diferenciado.

Lunares oscuros (LO): se trata de lunares redondeados que aumentan su tamaño en el tiempo y tienen tonalidades café oscura a púrpura dependiendo de la especie de coral en la que se desarrollen. En algunos casos, los lunares oscuros se han visto asociados a depresiones de la superficie coralina o expandiéndose como un anillo alrededor de pequeñas áreas muertas del coral o en otras como una banda que bordea márgenes irregulares de coral muerto. Las superficies de coral vivo que presenta lunares están normalmente limpias y sin evidencia aparente de bacterias, filamentos de hongos u otras partículas. Ésta enfermedad se ha registrado principalmente sobre *Montastraea annularis*, *Siderastrea siderea* y *Stephanocoenia intersepta*.

Blanqueamiento: consiste en la pérdida de zooxantelas lo que implica que el color del tejido coralino tome una tonalidad blancuzca. No significa mortalidad, por el contrario el tejido coralino permanece vivo (pero decolorado) y es precisamente esto lo que lo diferencia de enfermedades que presentan esta misma coloración. También puede haber pérdida "parcial" de la coloración del tejido coralino debido a la reducción de zooxantelas asociadas, pero no hay blanqueamiento y se conoce como "palidecimiento". El palidecimiento puede ser también un estado de reestablecimiento del coral después del blanqueamiento.

Tabla 14. Especies de corales pétreos que se han observado siendo afectadas por las diferentes enfermedades coralinas registradas en el Caribe colombiano entre 1992 y 1998. BA: banda amarilla; BB: banda blanca; BN: banda negra; BR: banda roja; LO: lunares oscuros PB: plaga blanca.

Especies	BB	PB	LO	BN	BA	BR
<i>Acropora cervicornis</i>	+					
<i>Acropora palmata</i>	+	+		+		
<i>Agaricia agaricites</i>		+	+		+	
<i>Agaricia lamarcki</i>		+				
<i>Agaricia tenuifolia</i>		+				
<i>Colpophyllia natans</i>		+	+	+	+	
<i>Dichocoenia stokesi</i>		+				
<i>Diploria labyrinthiformis</i>		+	+	+	+	
<i>Diploria strigosa</i>		+		+	+	
<i>Favia fragum</i>					+	
<i>Helioseris cucullata</i>				+		
<i>Isophyllastrea rigida</i>			+			
<i>Manicina areolata</i>		+				
<i>Meandrina meandrites</i>		+	+			
<i>Millepora alcicornis</i>		+				
<i>Montastraea annularis</i>		+	+	+	+	+
<i>Montastraea cavernosa</i>		+	+			
<i>Montastraea faveolata</i>		+	+	+	+	+
<i>Montastraea franksi</i>		+		+	+	
<i>Mycetophyllia ferox</i>		+				
<i>Mycetophyllia lamarckiana</i>		+				
<i>Porites astreoides</i>		+			+	
<i>Porites porites</i>		+				
<i>Siderastrea siderea</i>		+	+	+		
<i>Stephanocoenia intersepta</i>		+	+	+		

❑ Otros signos de deterioro

En cuanto a los signos de deterioro se recomienda considerar si se cuenta con tiempo adicional al monitoreo, otros tres signos que pueden reconocerse a partir de las siguientes características descritas por Garzón-Ferreira et al. (en evaluación):

Muerte actual (MA): tipo de mortalidad que ha ocurrido tan recientemente (últimos días a varias semanas) que las áreas desprovistas de tejido vivo aún conservan los cálices superficiales del esqueleto en buen estado, es decir con detalles estructurales como septas y columnela aun reconocibles. El esqueleto puede verse blanco todavía o ligeramente colonizado por algas.

Muerte reciente (MR): se considera para aquellas áreas de la estructura típica de la colonia en vida que se hallan también desprovistas de tejido vivo pero, en las cuales ya se han desgastado los cálices superficiales. Normalmente se encuentran ya cubiertas por algas y otros organismos y se estima que su muerte ocurrió hace varios meses a algunos años atrás.

Invasión por algas (IA): estado en el cual el tejido coralino vivo es cubierto por el crecimiento de algas vecinas que comienzan a invadirlo en competencia por espacio (anexo 17).

2.2.5. Riqueza y abundancia de peces arrecifales

Después de evaluar las diferentes metodologías que se han venido formulando y utilizando en el mundo para el seguimiento de las comunidades de peces arrecifales, durante el primer taller del SIMAC (Garzón-Ferreira, 1999) se sugirió adoptar el protocolo diseñado recientemente por el programa internacional AGRRA (Atlantic & Gulf Reef Assessment) (AGRRA, 1999), con ligeras modificaciones de acuerdo a las condiciones en Colombia.

Materiales:

- Tubo de PVC de un metro de largo y de ½ pulgada de diámetro
- Cinta métrica de 30 m
- Tablas acrílicas
- Lápices
- Equipo de buceo autónomo

Procedimiento:

Consiste en la aplicación de dos métodos de censos visuales, el primero de los cuales (buceo errante) permite obtener estimaciones de la riqueza de especies y el segundo (transecto de banda) provee información sobre la abundancia de grupos selectos de peces de importancia económica y/o ecológica. Estas dos metodologías deben ser aplicadas anualmente en cada una de las estaciones y profundidades seleccionadas para el seguimiento de organismos sésiles (sección 2.2.1.1). Antes de iniciar cualquiera de los dos procedimientos se debe anotar en la tabla acrílica el código de la parcela y el nivel de profundidad.

Censo de riqueza: consiste en un buceo errante de 30 minutos de duración. Se deben realizar al menos dos censos por parcela.

-Identificar el punto medio de la parcela en cada nivel de profundidad.

-A partir de este punto dos investigadores se desplazan libremente en direcciones opuestas, empleando 15 minutos en esta dirección y otros 15 minutos para retornar al punto de partida.

- El primer desplazamiento se realiza nadando erráticamente por el límite inferior del nivel de profundidad que se evalúa y el retorno por el límite superior. Durante los desplazamientos se debe procurar permanecer dentro del ambiente arrecifal donde está instalada la parcela.
- Registrar en la tabla acrílica todas las especies de peces observadas durante los desplazamientos (ver anexos 7 y 8). Para ello el investigador debe utilizar todo el conocimiento que posea acerca del hábitat de los peces; además de registrar las especies de hábitos suprabentónicos, debe examinar cuidadosamente grietas, esponjas, parches de arena o cualquier posible refugio para los peces.
- Estimar la abundancia de cada una de las especies identificadas asignándolas en alguna de las categorías de la siguiente escala logarítmica: A= 1 individuo, B= 2-10 individuos, C= 11-100 individuos o D >100 individuos.

Censo de abundancia: consiste en el conteo de los individuos de especies selectas presentes en una banda de 30x2 m. Es importante aclarar que se registran únicamente todas o algunas de las especies que hacen parte de las familias (tabla 15) propuestas durante el primer taller del SIMAC para ser censadas en los arrecifes del Caribe y del Pacífico colombiano. Las especies fueron seleccionadas (ver anexos 9 y 10) por estar afectadas por impactos humanos o porque son de importancia ecológica. Se deben realizar al menos dos censos por parcela pero si es posible realizar una o dos réplicas, esto aumentará la confiabilidad de los resultados.

- Antes de iniciar el censo cada observador debe asegurar la cinta métrica de 30 m mediante un gancho o una cuerda al cinturón de lastre.
- Identificar el punto medio de la parcela y allí amarrar el extremo libre del flexómetro a alguna de las estacas instaladas para el monitoreo de organismos sésiles. Esto permitirá desplegar libremente la cinta métrica mientras el investigador nada.
- Tomar la vara de PVC de un metro para estimar el ancho de la banda a censar.
- Esperar un par de minutos antes de iniciar el censo para que los peces se acostumbren a la presencia de los observadores.
- Los investigadores comienzan a desplazarse en direcciones opuestas a medida que la cinta métrica se despliega libremente hasta completar los 30 m. El recorrido debe llevarse a cabo entre unos 7 a 10 minutos.
- Contar y registrar todos los individuos de las especies de peces selectas que se encuentren o que crucen la banda de 2 m de ancho en un momento dado. Es muy importante que el observador nade a un ritmo lento pero constante y que no se quede esperando a que los peces o un cardumen de peces cruce por la banda. Los juveniles de la familia Scaridae (loros) y Haemulidae (roncos) menores a 5 cm de largo total no deben ser incluidos.
- Mientras el observador se desplaza, debe enfocar la mirada varios metros delante de la vara, sobre la banda, para fijar periódicamente un objetivo en la distancia y así nadar en línea recta.

Tabla 15. Familias de peces tenidas en cuenta para los censos de abundancia.

Familia	Nombre común
Acanthuridae	cirujanos
Balistidae	cachúas, ballestas
Carangidae	carangidos, jureles, castañuelas
Chaetodontidae	mariposas
Haemulidae	roncos
Labridae	colombiano, viejas, pargo pluma
Lutjanidae	pargos
Pomacanthidae	isabelitas, angeles
Pomacentridae	damiselas
Scaridae	loros
Serranidae	meros chernas, cabrillas
Sphyraenidae	barracudas
Tetraodontidae	sapos, globos

2.2.5.1. Recomendaciones

- Es aconsejable que las observaciones de peces sean conducidas entre las 10:00 y 14:00 horas, cuando la visibilidad bajo el agua está en su máximo debido a que la luz solar está incidiendo por encima de la cabeza.
- Debido a que muchos peces son tímidos con la presencia humana, mientras que otros pueden ser atraídos, es conveniente que durante los censos solo estén presentes los investigadores que los llevan a cabo.
- Para los censos de riqueza se debe contar con observadores experimentados en la identificación de todas las especies de peces arrecifales.

2.2.6. Registro y almacenamiento de datos

Los datos de las variables biológicas monitoreadas se toman inicialmente en tablas acrílicas durante el trabajo de campo y luego -a la mayor brevedad posible- deben ser transcritos a un formato en papel específico para cada variable (anexos 7-15). Esto permite almacenar y mantener segura toda la información recopilada durante los monitoreos. Los datos son digitalizados posteriormente e ingresados en la base de datos del SIMAC, utilizando formularios electrónicos de entrada diseñados especialmente para cada variable biológica. Dichos formularios se hallan disponibles en la base de datos del SIMAC, la cual es mantenida y administrada por el INVEMAR (Santa Marta).



3. ÁREAS DE MONITOREO

El SIMAC comenzó su monitoreo en 1998 en áreas coralinas que fueron escogidas en parte por sus facilidades logísticas, pero fundamentalmente para tratar de cubrir los principales ambientes arrecifales de los mares colombianos, así: el Parque Nacional Natural Tayrona, las Islas del Rosario y la Isla de San Andrés en el Mar Caribe y la Isla Gorgona en el océano Pacífico (figura 15). Durante el año 2002 se logró expandir la cobertura del SIMAC a tres nuevas áreas de monitoreo: la Ensenada de Utría en el Pacífico y las Islas de San Bernardo y el Urabá chocoano en el Caribe (figura 16). En la obra publicada recientemente por Díaz et al. (2000a) sobre las áreas coralinas de Colombia, se pueden encontrar mapas y descripciones detalladas de los distintos ambientes arrecifales observados en las áreas monitoreadas por el SIMAC.

Dentro de cada una de las siete grandes áreas geográficas o "ecoregiones" mencionadas, se seleccionó un número determinado de localidades, estaciones y parcelas de monitoreo. Dos sitios de monitoreo se consideran Localidades diferentes cuando se hallan separados por una distancia de al menos 500 m. Normalmente se busca establecer en principio 2 localidades en cada área geográfica, pero debido a las condiciones y restricciones particulares de las diferentes áreas, puede resultar un número mayor o menor. Entre tanto las localidades están compuestas por una o más Estaciones de monitoreo las cuales se diferencian cuando se separan por una distancia mínima de 100 m. Finalmente al interior de las estaciones hay Parcelas de monitoreo ubicadas en uno, dos o en todos los niveles de profundidad (somero, medio y profundo). La parcela constituye la unidad integral básica de monitoreo, ya que se trata de un área homogénea del arrecife sobre la cual se ubican los 3-5 transectos permanentes para el seguimiento de los invertebrados bentónicos y sobre el cual se hacen los censos visuales de peces. A continuación se mencionan las áreas geográficas con sus localidades y se caracterizan en detalle las estaciones y sus parcelas comenzando por la seis áreas del Caribe y por último las dos ubicadas en el océano Pacífico. Al final de las descripciones se resume (tabla 16) la organización y distribución de los sitios de monitoreo SIMAC. Además, la ubicación de las estaciones y la distribución aproximada de los transectos por nivel de profundidad respecto a la línea de costa más cercana, así como la dirección en la que han sido registrado los datos de la cobertura del sustrato arrecifal sésil, pueden observarse en mapas esquemáticos guías (anexos 18-34). La cartografía base para el diseño de los mapas hace parte del Laboratorio SIG-SR INVEMAR.

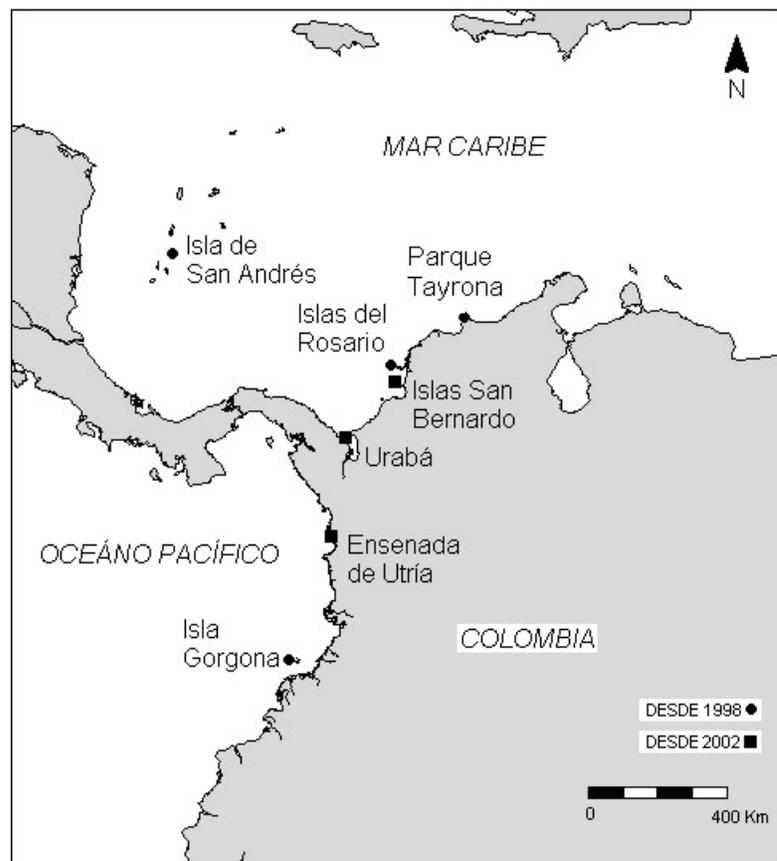


Figura 16. Localización de las siete áreas monitoreadas en Colombia a través del SIMAC.

3.1. Parque Tayrona

El contorno costero del Parque Nacional Natural Tayrona (PNNT) está formado por una serie de ensenadas de las cuales la Bahía de Chengue (anexo 18) es una localidad del SIMAC y se encuentra ubicada 14 km al noreste de la ciudad de Santa Marta. Presenta una superficie de 3.3 km² y tiene lateral y externamente un litoral rocoso formado por las estribaciones de la Sierra Nevada de Santa Marta. La zonación de las formaciones coralinas de Chengue al igual que las demás del PNNT está determinada en gran medida por diferentes grados de exposición al oleaje. Descripciones particulares de los arrecifes de Chengue pueden encontrarse en Solano (1987), Werding y Sánchez (1989), Garzón-Ferreira y Cano (1991), Garzón-Ferreira (1998) y Rodríguez-Ramírez y Garzón-Ferreira (en preparación). Aunque los corales están presentes a lo largo del sublitoral rocoso de la bahía, sólo en los sectores protegidos de la acción directa del oleaje al noreste se han desarrollado lo suficiente como para modificar la morfología del fondo. A partir de lo anterior se seleccionaron dos estaciones en la costa oriental de la bahía (anexo 18) con tres niveles de profundidad para establecer las parcelas de monitoreo.

Estación Chengue 1: localizada a 11° 19' 32.2" N y 74° 7' 42.1" O. La parcela del nivel somero (3-5 m) presenta una cobertura coralina aproximada del 29% dada

principalmente por *Montastraea faveolata* y esqueletos de *Acropora palmata* (algunas colonias vivas). Las parcelas media (9-10 m) y profunda (15-16) tienen coberturas de 22% y 21% respectivamente y están dominadas por una franja amplia de pendiente suave conformada por corales masivos e incrustantes de *Diploria* spp, *Montastraea faveolata* y *M. cavernosa* principalmente. El relieve de éstas dos últimas parcelas no es fuerte ya que no hay tamaños de colonias considerables, pero si hay una zona de relieve complejo muy cerca de los transectos la cual es dominada por colonias muy grandes de crecimiento montañoso de *M. faveolata*. En la parcela media se pueden observar además abundantes colonias medianas de gorgonáceos de la especie *Eunicea fusca*. Ver anexo 19.

Estación Chengue 2: ubicada a 11° 19' 47.5" N y 74° 7' 43" O. Las formaciones coralinas y el tipo de relieve son similares a los de C1 exceptuando que en el nivel somero (3-6 m) de C2 hay mayor cobertura coralina (38%), se pueden observar además cabezas grandes de *Siderastrea siderea* y los arrecifes de las parcelas media (9-11 m) y profunda (15-17 m), descienden como un talud de pendiente más fuerte. La cobertura de las parcelas media y profunda es de 40% y 31% respectivamente y dichos niveles presentan abundantes cabezas de *Montastraea cavernosa* y *Diploria strigosa*, así como algunas colonias de gorgonáceos de tamaño considerable principalmente del género *Plexaura* sp. Debido a que las parcelas media y profunda están ubicados más hacia afuera de la bahía, presentan un poco de oleaje de diciembre a abril por la fuerte acción de los vientos alisios, lo cual dificulta el muestreo de los transectos de cadena durante esa época. Ver anexo 20.

3.2. Islas del Rosario

Están ubicadas al suroccidente de la bahía de Cartagena y forman parte del Parque Nacional Natural Corales del Rosario y San Bernardo. Las formaciones coralinas se han desarrollado en torno a las islas y forman varios bancos sobre altorrelieves de la plataforma continental a cierta distancia de la costa. La irregularidad del relieve y su localización privilegiada con respecto al régimen de vientos y corrientes han dado lugar a variados ambientes y asociaciones bióticas que hacen que se trate de una de las áreas coralinas más desarrolladas geomorfológica y estructuralmente del Caribe colombiano (Díaz et al. 2000a). Descripciones de la estructura y composición de las comunidades coralinas pueden consultarse también en Prahly y Erhardt (1985), Alvarado et al. (1986), Sánchez (1995) y Cendales (1999). En esta área fueron seleccionadas las localidades de Isla tesoro e Isla Pavitos y cuentan cada una con una estación (anexo 21) y una parcela en cada nivel de profundidad.

Estación Tesoro 1: localizada frente a Isla Tesoro hacia el costado sur de la plataforma insular (10° 14' 3.1" N y 75° 44' 47.2" O). La parcela del nivel somero (5-6 m) está ubicada en una cuenca lagunar de poca pendiente y relieve complejo, presenta una cobertura aproximada del 45% y se observan cabezas coralinas grandes dominadas por *Montastraea annularis*. Es posible observar también otros corales de crecimiento masivo y cobertura importante como *M. faveolata*, *Diploria labyrinthiformis* y *Colpophyllia natans* mezclados con parches amplios de arena. También se presentan abundantes gorgonáceos de los géneros *Briareum* sp. y *Pseudoplexaura* sp. Después del plano se presenta hacia afuera un talud de pendiente media y relieve complejo donde están ubicados las parcelas de los niveles medio (9-12 m) y profundo (16-19 m). El nivel medio tiene una cobertura coralina del 24% y es un ambiente de corales masivos mixtos como *M. annularis*, *M. franksi* y *C. natans*, mientras el profundo presenta una cobertura mayor (35%) y está dominado por *M. franksi* que forma colonias grandes con bordes tipo terraza. En la parcela profunda se presentan colonias aisladas de látigos del género *Ellisella* sp. Ver anexo 22.

Estación Pavitos 1: se localiza a 10° 10' 29.5" N y 75° 46' 14.3" O, frente a la parte suroeste de Isla Pavitos. Muy cerca de la estación (a 30–40 m al oeste aproximadamente) hay una baliza usada comúnmente para amarrar embarcaciones que transportan buzos. El ambiente de esta estación en los tres niveles de profundidad difiere considerablemente al de tesoro pues pavitos está dominado por corales de crecimiento foliáceo del tipo *Agaricia sp*, los gorgonáceos están prácticamente ausentes y se presentan gran cantidad de esponjas de variados tamaños, formas de crecimiento y colores. La parcela somera de monitoreo está ubicada sobre la plataforma o terraza que rodea la Isla Pavitos y presenta una cobertura coralina del 31% y cerca se observa un talud de pendiente fuerte y de sustrato frágil donde se localizan las parcelas de los niveles medio (9-12 m) y profundo (16-18 m). En el nivel somero también pueden observarse comúnmente algunas cabezas medianas de *Montastraea annularis* y *M. faveolata* mientras en el profundo hay abundantes colonias de *M. franksi*. Los niveles medio y profundo presenta una cobertura coralina del 40% y 30% respectivamente. Ver anexo 23.

3.3. Islas de San Bernardo

Están ubicadas frente a la costa del departamento de Sucre, hacia el extremo noreste del golfo de Morrosquillo, pero dependen administrativamente de la ciudad de Cartagena de Indias y forman parte del Parque Nacional Natural Corales del Rosario y San Bernardo. Las formaciones coralinas actuales están distribuidas por todo el archipiélago, presentando mayor desarrollo y cobertura en los flancos norte y oeste, en donde se observan arrecifes franjeantes y parches coralinos hasta los 30 m de profundidad (Díaz et al. 2000a). Descripciones recientes de los arrecifes del archipiélago, se pueden encontrar en López-Victoria (1999), López-Victoria y Díaz (2000) y Márquez-Hoyos (2001). En esta área se establecieron cuatro localidades de monitoreo: Isla Mangle, Isla Ceycén, Bajo Minalta y Bajo Tiosolda. De éstas cuatro, Isla Mangle cuenta con dos estaciones y una parcela en cada estación, Ceycén tiene una estación con dos parcelas, mientras los bajos tienen una sola estación y una parcela en cada uno (anexos 24 y 25). Esta distribución se debe a que las formaciones coralinas son más extensas y no es posible encontrar en la misma estación un cambio en el nivel de profundidad adecuado para instalar las parcelas juntas.

Estaciones Mangle 1 y 2: ubicadas frente a Isla Mangle en dirección norte a 9° 46' 38.7" N – 75° 47' 7.4" O (Mangle 1) y a 9° 46' 46" N – 75° 47' 8" O (Mangle 2). La estación Mangle 1 es una parcela en el nivel somero (4.5-6 m) que presenta una cobertura del 48%. Se caracteriza porque la pendiente del fondo es imperceptible y porque presenta un relieve arrecifal complejo compuesto por colonias muy grandes de *Montastraea annularis* y *M. faveolata* principalmente; también es posible observar comúnmente *Porites astreoides*, *P. porites* y *Millepora alcicornis*. El arrecife no es compacto y por lo tanto pueden observarse frecuentemente considerables parches de sedimentos gruesos. La estación Mangle 2 es una parcela en el nivel medio (9-11.5 m) y está ubicada sobre un arrecife muy compacto de relieve complejo, la pendiente del fondo es suave y tiene una cobertura coralina del 31% aproximadamente. Se pueden observar corales de 19 especies pero los más abundantes son *M. franksi*, *P. astreoides* y *Agaricia tenuifolia* y también hay otras importantes como *M. annularis*, *M. faveolata* y *P. porites* entre otros. Después de este arrecife, el fondo se precipita en un talud mayor que termina en amplios canales de arena a los 15-18 m. Ver anexo 25.

Estación Ceycén 1: esta estación está conformada por una parcela en el nivel somero (4-4.5 m) y otra en el nivel medio (8.5-9 m) localizadas frente a Isla Ceycén en dirección noroeste a $9^{\circ} 42' 19.9''$ N – $75^{\circ} 51' 58.1''$ O y a $9^{\circ} 42' 21''$ N – $75^{\circ} 51' 57''$ O respectivamente. La parcela somera está ubicada en la parte más alta de un bajo coralino y muy cerca se presenta un fondo de pendiente suave que lleva a la parcela media a unos 60 m. La cobertura arrecifal de la parcela del nivel somero es del 37% y presenta parches aislados de sedimento. La composición coralina es de tipo mixto (*Montastraea faveolata*, *M. annularis*, *M. cavernosa*, *Siderastrea siderea*, *Millepora alcicornis*, *Colpophyllia natans*) e incluye parches vivos de *Acropora cervicornis*. El fondo de la parcela del nivel medio es de pendiente suave y muy cerca hay un talud de pendiente media que cae más allá de los 15 m. Este arrecife no es compacto pues tiene amplios parches de sedimento y su cobertura coralina no es alta (16%). A pesar del ambiente sedimentario y de presentar muchos restos de coral muerto, la riqueza de especies de corales de la parcela media es alta (25 especies), además se observan muchas colonias pequeñas que crecen sobre los sustratos muertos. También hay abundancia de algas del género *Lobophora* que presentan una coloración anaranjada muy conspicua. Ver anexo 25.

Estación Minalta 1: está ubicada hacia el noroeste de Isla Mucura en el bajo coralino Minalta a $9^{\circ} 47' 26.1''$ N – $75^{\circ} 55' 24.2''$ O. Esta estación es una parcela somera (6-7 m) con una cobertura coralina del 33% cuyo fondo tiene una pendiente imperceptible y forma parte de una terraza muy extensa. Sus arrecifes forman parches alargados que algunas veces se conectan entre sí o están separados por áreas de sedimento de origen calcáreo y aparentemente son arenas gruesas. Los corales pueden ser cabezas de variados tamaños de *Montastraea spp*, *Siderastrea siderea*, *Colpophyllia natans*, *Diploria spp.* y *Porites porites*. Las algas y los octocorales son muy abundantes y estos últimos alcanzan tamaños considerables. Ver anexo 25.

Estación Tiosolda 1: localizada al noroeste de Isla Tintipan a $9^{\circ} 49' 19''$ N – $75^{\circ} 53' 27''$ LO en el bajo coralino llamado TioSolda. La estación TioSolda 1 es una parcela ubicada en el nivel medio (9-10 m) donde el arrecife forma una lengua estrecha que penetra hasta los 20 m de profundidad y bordeando la lengua hay sedimentos blancos con colonias aisladas. La cobertura es del 24% y los corales son de variadas especies como *Montastraea cavernosa*, *M. franksi*, *Porites astreoides*, *P. porites* y *Siderastrea siderea* principalmente y presentan diversos tamaños de colonias que forman un arrecife de relieve complejo. Los octocorales y las algas del género *Lobophora* son muy abundantes. Ver anexo 25.

3.4. Urabá Chocoano

Se trata de la región más la norte del Chocó biogeográfico que alcanza a tocar parte de la costa en el Mar Caribe. Debido a la alta pluviosidad del área y a las descargas de agua dulce y sedimentos del río Atrato y de numerosos arroyos, las condiciones del agua no son apropiadas para el crecimiento de los corales. Sin embargo, en la parte más al norte del costado oeste del golfo donde la serranía del Darién configura el paisaje costero (cerca de la frontera con la República de Panamá) se han logrado desarrollar arrecifes coralinos franjeantes y de parche (Díaz et al. 2000a). Las formaciones coralinas del Urabá chocoano han sido poco estudiadas y solo se cuenta con los estudios de Prahly y Erhardt (1985), Wells (1988) y Díaz et al. (2000b). En esta área se separaron cuatro localidades de monitoreo, así: Cabo Tiburón, Capurganá, El Aguacate y Sapzurro. Los dos primeras localidades cuentan

con dos estaciones (anexo 26) y un parcela en cada estación ya sea somera o media, mientras las dos últimas solo tienen una estación (anexo 26) y una parcela. Esta distribución se debe a que es muy difícil encontrar en el área buen desarrollo coralino en las zonas de profundidad media y la somera simultáneamente, quedando así las parcelas separadas y por lo tanto las estaciones divididas.

Estación Cabo Tiburón 1: incluye una parcela en el nivel medio de profundidad (10-13 m) y está localizada a $8^{\circ} 40' 19.8''$ N – $77^{\circ} 21' 24''$ O en el lugar denominado Cabo Tiburón cerca de la frontera con Panamá, por lo tanto es la más septentrional de todas. La estación está a unos 70 m del acantilado costero y muy cerca de un islote rocoso bastante emergido donde las olas rompen con fuerza. La parcela está ubicada en la parte alta del talud arrecifal costero, el arrecife en general es muy compacto y el fondo presenta pendiente suave con poco relieve, pues las colonias son masivas pero crecen muy aplanadas. La cobertura coralina es del 38% y su composición es de tipo mixto, sin embargo *Diploria strigosa*, *Montastraea cavernosa* y *Colpophyllia natans* son un poco dominantes, también hay abundantes gorgonáceos de variadas formas de crecimiento como abanicos, plumas y varas. Después de la parcela, el fondo del arrecife cae formando un talud vertical que llega hasta los 28 m de profundidad. Ver anexo 27.

Estación Cabo Tiburón 2: ubicada a $8^{\circ} 40' 13.5''$ N – $77^{\circ} 21' 31.2''$ O y se trata de una parcela somera (3 m) formada por arrecifes de parche. Presenta una cobertura coralina del 36% y está dominada por grandes colonias de *Siderastrea siderea* que se levantan considerablemente sobre el fondo y forman terrazas muy planas. Este tipo de formación presentan un corte abrupto que define claramente los bordes del arrecife y estos caen hasta los 5-7 m de profundidad. Hacia los bordes, *S. siderea* se mezcla con *Agaricia tenuifolia* y después del corte abrupto hay un talud coralino de pendiente media que cae hasta 15 m de profundidad. Ver anexo 27.

Estación Sapzurro 1: se encuentra localizada a $8^{\circ} 39' 43.7''$ N – $77^{\circ} 21' 31.4''$ O, afuera de la punta rocosa que cierra la ensenada de Sapzurro por el norte. Esta estación corresponde a una sola parcela en el nivel medio (9-11 m) de profundidad ubicada a unos 200 m en frente a la costa; además la estación puede ubicarse alineando desde la lancha la punta rocosa arriba mencionada con una casa de color blanco que está al fondo de la ensenada. Los transectos están instalados sobre un arrecife compacto de pendiente fuerte que continua cayendo hasta los 24 m de profundidad aproximadamente. La cobertura coralina es baja (30%) y las colonias de variadas especies como *Diploria labyrinthiformis*, *Montastraea cavernosa* y *Colpophyllia natans* crecen un poco más elevadas que en la estación media de Cabo Tiburón formando cabezas redondeadas de tamaño mediano. Se pueden observar además algunos gorgonáceos tipo abanicos del género *Gorgonia sp.* Ver anexo 27.

Estación Capurganá 1: está ubicada a unos 250 metros de la costa a $8^{\circ} 38' 20.4''$ N – $77^{\circ} 20' 31' 40.8''$ O, frente al extremo norte de la población de Capurganá. La estación es una parcela somera (1.5-2 m) con una cobertura coralina del 60% y está formada básicamente por grandes colonias de *Siderastrea siderea* que se levantan considerablemente sobre el fondo constituyendo terrazas muy planas. La parcela está instalada sobre el borde externo del arrecife donde se mezclan *S. siderea* con *Agaricia tenuifolia*. Este arrecife presenta un corte abrupto que define claramente sus bordes y estos caen hasta los 5-7 m de profundidad, de aquí en adelante comienza un plano arenoso de pendiente muy suave. Ver anexo 27.

Estación Capurganá 2: localizada a $8^{\circ} 38' 31.4''$ N – $77^{\circ} 20' 10.5''$ O, a unos 200 m al suroeste de Isla Narsa. Está conformada por una parcela en el nivel medio de profundidad (11-12 m), la cual se ubica en el margen externo del bajo conocido como Carey. El arrecife de esta parcela es de pendiente media y a partir de los 15 m de profundidad el talud se vuelve un cantil vertical que cae a 27 m, luego hay un fondo de sustrato duro que continua bajando suavemente hasta 31 m aproximadamente. La cobertura en la parcela es aproximadamente del 31% y la composición coralina es de tipo mixto con colonias pequeñas a medianas que crecen muy aplanadas, no obstante especies como *Diploria labyrinthiformis*, *Montastraea cavernosa* y *Colpophyllia natans* pueden formar cabezas masivas. Se observan también numerosos gorgonáceos tipo abanicos, plumas y varas. Ver anexo 27.

Estación Aguacate 1: se encuentra localizada a $8^{\circ} 37' 0.2''$ N – $77^{\circ} 19' 36.7''$ O, bien al fondo de la ensenada "El aguacate" y más o menos en su parte media a unos 40 m de la costa. Se trata de una sola parcela en el nivel somero (1.5-2 m), con una cobertura coralina del 47% aproximadamente y está conformada básicamente por colonias de tamaño considerable de *Siderastrea siderea* que se levantan sobre el fondo formando terrazas planas. Los arrecifes de *S. siderea* presentan un corte abrupto que define claramente sus bordes y estos caen hasta los 5-7 m de profundidad. Justo donde termina el arrecife de *S. siderea*, se presenta un talud de pendiente suave dominado por *Agaricia tenuifolia*, algas filamentosas y *Lobophora sp.* y después a los 11 m se inicia un arenal. Ver anexo 27.

3.5. Isla de San Andrés

Es la única estación de monitoreo SIMAC ubicada en un área oceánica en el archipiélago de San Andrés y Providencia, del cual San Andrés es la isla mayor y el centro administrativo y comercial. El complejo coralino que rodea la Isla es uno de los mejor conocidos desde el punto de vista del origen y desarrollo de las estructuras arrecifales. En los sectores noreste y este que están expuesto a los vientos, al oleaje y a las corrientes se ha desarrollado una barrera arrecifal, mientras a lo largo del costado oeste se encuentran las formaciones coralinas mejor desarrolladas y diversas de todo el complejo arrecifal (Díaz et al. 2000a). Los trabajos de Díaz et al. (1995 y 1996), Geister y Díaz (1997) y Zea et al. (1998) presentan detalladamente información sobre el complejo arrecifal de la Isla. Las dos localidades de monitoreo seleccionadas en esta área están situadas en el costado suroeste de la isla. Se trata de Iguana y Wild Life, las cuales a su vez tienen una estación (anexo 28) cada una conformada por las parcelas somera, media y profunda.

Estación Iguana 1: la parcela somera está localizada a $12^{\circ} 30' 1.5''$ N – $81^{\circ} 44' 0''$ O a unos 30 m de la costa, luego se presenta un canal de arena (20 m de ancho aproximadamente) y la parcela media se encuentra a $12^{\circ} 30' 3.6''$ N – $81^{\circ} 44' 19.2''$ O, finalmente muy cerca está la parcela profunda a $12^{\circ} 30' 05.2''$ N – $81^{\circ} 44' 03.0''$. La parcela del nivel somero (5-7 m) está ubicada sobre una terraza desnuda (cobertura del 11%) con colonias coralinas muy pequeñas y dispersas de *Siderastrea siderea*, *Agaricia agaricites* y *Diploria strigosa* principalmente. La terraza costera llega hasta los 10 m de profundidad y justo en su borde antes del canal de arena hay acumulación de corales. La parcela del nivel medio (11-12 m) está sobre una terraza coralina intermedia de pendiente muy suave que se inicia después de la llanura arenosa arriba mencionada. La cobertura coralina es media (28%) y se pueden encontrar colonias medianas a grandes que implica presencia de relieve complejo. *Montastraea annularis* es el coral dominante pero también se observan otras de cobertura importante como *Agaricia spp.*, *M. faveolata* y *S. siderea*. La parcela del nivel

profundo (16-18 m) tiene una cobertura del 25% y es un arrecife compacto con colonias de tamaño mediano y está instalada en un fondo de pendiente suave justo antes de que se inicie un talud de caída casi vertical. El ambiente de la zona profunda está ampliamente dominado por *M. franksi*. Ver anexo 29.

Estación Wild Life 1: la parcela somera está localizada a 12° 30' 47.28" N – 81° 43' 52.44" O y como referencia en la costa, se encuentra frente a la Hacienda Wild Life un poco al sur del faro rojo. La parcela del nivel medio se encuentra a 12° 30' 42.66" N – 81° 43' 57.9" L y muy cerca se instaló la parcela del nivel profundo a 12° 30' 47.8" N 81° 43' 57.8". La parcela del nivel somero (4-5 m) está ubicada sobre la terraza costera de sustrato subfósil y de pendiente imperceptible que corresponde a la misma unidad geomorfológica donde se encuentra la parcela somera de la estación Iguana 1. La cobertura coralina es muy baja (11%) ya que las colonias son pequeñas a medianas y están dispersas. Se presenta *Siderastrea siderea* principalmente y se observan también abundantes octocorales de tamaños variados. Luego de la terraza que termina a 10 m de profundidad, se encuentra la llanura de arena al igual que en Iguana, sin embargo en Wild Life es más ancha (40 m). La parcela del nivel medio de profundidad (12 m) se ubicó cerca del bode superior de la terraza intermedia y tiene una cobertura coralina del 28%. El fondo de ésta estación tiene poca pendiente y es un arrecife denso dominado por colonias medianas de *Montastraea annularis* y hay también *Agaricia spp.*, *Diploria labyrinthiformis* y *M. franksi* de cobertura importante. Luego en el borde inferior de la terraza intermedia (antes de iniciar el talud) se encuentra la parcela del nivel profundo (16-18 m). El arrecife de la parcela profunda es compacto, tiene una cobertura del 18% y está dominado por *M. franksi* y abundante *Agaricia spp.* Ver anexo 30.

3.6. Isla Gorgona

Hace parte del Parque Nacional Natural Isla Gorgona y se encuentra localizada 35 km afuera de las costas del departamento del Cauca. A pesar de que la cobertura de los arrecifes de la isla es de poca extensión por su distribución discontinua y desarrollo modesto, son las formaciones coralinas más grandes del Pacífico colombiano y están entre las más desarrolladas y diversas del Pacífico oriental tropical (Díaz et al. 2000a). Información detallada de la estructura y distribución de los arrecifes de Gorgona puede ser consultada en Glyn et al. (1982), Cantera (1983), Prahly y Erhardt (1985), Prahly (1986a), Zapata et al. (2001) y Zapata y Vargas-Ángel (en prensa). Dadas las características cambiantes que el régimen mareal le confiere a esta zona, las profundidades en las parcelas presentan fuertes variaciones, por lo tanto no se pueden limitar los intervalos de profundidad que se establecieron inicialmente en el protocolo SIMAC. Las formaciones coralinas donde se instalaron las estaciones de monitoreo (anexo 31), cada una con una parcela en el nivel somero y otra en el medio, están ubicadas en el costado este de la isla en dos localidades conocidas como "La azufrada" y "Playa Blanca" donde se encuentran arrecifes franjeantes bastante desarrollados. Las dos estaciones de la azufrada cuentan con una parcela en los niveles somero y medio cada una, mientras en playa blanca hay dos estaciones pero cada una tiene solo una parcela ya sea media o somera.

Estación Azufrada 1: localizada a 2° 57' 30.6" N – 78° 10' 41.0" O a unos 60 m de la costa (en marea baja) aproximadamente. De acuerdo a la zonación de los arrecifes del área, la parcela del nivel "somero" está localizada sobre la planicie arrecifal, en un sitio que presenta hacia el lado sur una depresión circular profunda (hasta 12 m en marea baja)

desprovista de coral. En marea baja se registró una profundidad de 1.8 m para ésta parcela. La planicie está dominada casi completamente por colonias de *Pocillopora spp* con una cobertura del 17% y se observan algunos parches considerables de áreas muertas. La parcela media está ubicada hacia el borde externo del talud arrecifal que tiene una pendiente media y su profundidad en marea alta es de aproximadamente de 4.2 m. La composición coralina está representada casi completamente por colonias de *Pavona spp.* y *Pocillopora spp* y su la cobertura es del 63%. También pueden presentarse áreas muertas cubiertas por cascajo. Ver anexo 32.

Estación Azufrada 2: ubicada a 2° 57' 22.5" N – 78° 10' 50.1" O y a 70 m de la costa (en marea baja) aproximadamente. Ésta estación presenta la misma morfología que Azufrada 1, con una parcela en el nivel somero sobre la planicie arrecifal a 3 m de profundidad en marea alta, y una parcela media ubicada en el talud con una profundidad de hasta 4.8 m igualmente en marea alta. Ambas parcelas tienen una alta cobertura de tejido coralino (54% y 85% para la somera y media respectivamente) dominado completamente por *Pocillopora spp.* Ver anexo 32.

Estación Playa Blanca 1: localizada a 2° 56' 25.5" N – 78° 11' 35.1" O a 70 m de las costa (en marea baja) aproximadamente, frente a una escalera que desemboca a la playa y es parte del sendero para las caminatas de los visitantes de la Isla. Esta estación está conformada por una parcela en el nivel somero y presenta 3.1 m de profundidad en marea media. La parcela está instalada sobre una terraza arrecifal de pendiente imperceptible y hay dominancia compartida entre *Pocillopora damicornis* y *P. capitata*. En los alrededores se observan áreas desprovistas de coral con tapetes de algas que cubren el fondo y en algunas zonas la terraza se levanta considerablemente y en época de pujas fuertes estas zonas llegan a descubrirse. Ver anexo 32.

Estación Playa Blanca 2: ubicada a 2° 56' 26.7" N – 78° 11' 26.1 O y a unos 150 m de la costa (en marea baja) aproximadamente, frente a un conjunto de grandes rocas que separan claramente dos playas observadas en marea baja. La estación cuenta con una parcela en el nivel medio y presenta 4.5 m de profundidad en marea media. Los transectos están instalados cerca del borde del arrecife y el fondo es de pendiente suave. El ambiente parece estar dominado casi completamente por *Pocillopora spp.*, sin embargo hacia el extremo norte de la parcela hay algunas colonias masivas de *Pavona spp.* de tamaño considerable. Después de la parcela, el borde del arrecife cae en una pendiente media que continua bajando y el fondo esta compuesto por arena y cascajo principalmente. Ver anexo 32.

3.7. Ensenada de Utría

Está localizada en la costa Pacífica del departamento del Chocó y hace parte del sistema de Parques Nacionales Naturales de Colombia. Los arrecifes coralinos se han desarrollado en bahías protegidas sobre sustratos someros (Díaz et al. 2000a). Trabajos relacionados con la estructura y composición de los arrecifes de coral de la ensenada han sido realizados por Prahel y Erhardt (1985), Prahel (1986b) y Vargas-Ángel (1996). En Utría se destacan dos lugares o formaciones arrecifales conocidas como "La Chola " (anexo 33) y "Punta Diego" siendo la primera de éstas la localidad donde se ubicaron seis estaciones de monitoreo por

tratarse de un arrecife de mayor extensión y con mejor desarrollo coralino. Cada estación está compuesta por una parcela ya sea del nivel somero o medio. De la misma manera que en Gorgona, el fuerte cambio en el nivel mareal varía considerablemente los rangos de profundidad de las parcelas. A continuación se describirán las parcelas en parejas comenzando por las más internas en la ensenada y continuando hacia fuera:

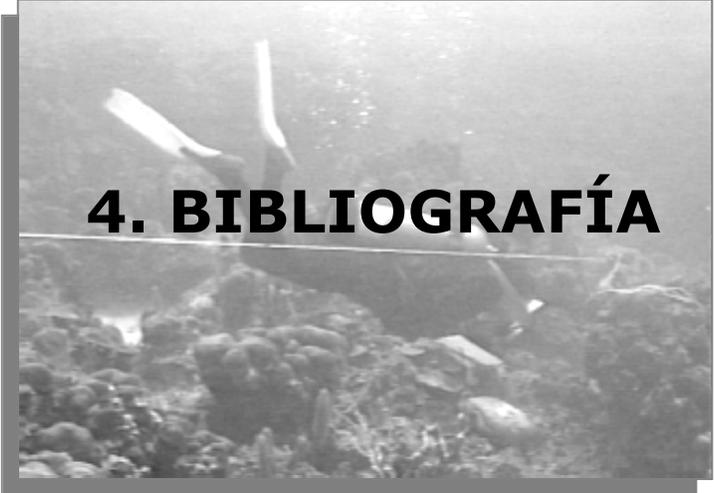
Estaciones Chola 1 y 2: la estación Chola 1 corresponde a una parcela somera ubicada a $6^{\circ} 0' 45.48''$ N – $77^{\circ} 20' 50.88''$ O y la estación Chola 2 es una parcela media localizada a $6^{\circ} 0' 47.04''$ LN – $77^{\circ} 20' 55.02''$ O. La parcela somera está sobre una planicie arrecifal de pendiente imperceptible, localizada en la parte de atrás de arrecife y tiene una cobertura del 76%. Hay dominancia total de *Pocillopora damicornis* y en marea alta tiene un profundidad de 2 m aproximadamente. Después de ésta estación avanzando hacia la costa este, el arrecife se dispersa y hay abundante cascajo, además la profundidad aumenta pues se forma un pequeño canal de navegación de embarcaciones pequeñas entre la costa y el arrecife. La parcela media en Chola 2 quedó instalada hacia el costado oeste de Chola 1 sobre un talud de pendiente suave que lleva a otro canal de navegación de mayor tamaño y profundidad por ser la entrada hacia la ensenada. La cobertura coralina en Chola 2 es baja (28%) y la dominancia es compartida por *Psammocora stellata* y *Pocillopora sp.* En el borde externo de la parcela hay 4.8 en marea alta. Ver anexo 34.

Estaciones Chola 3 y 4: la estación Chola 3 es una parcela somera y Chola 4 es una parcela de profundidad media localizadas a $6^{\circ} 0' 40.92''$ N – $77^{\circ} 20' 48.12$ O y $6^{\circ} 0' 41.58''$ N – $77^{\circ} 20' 57.66''$ O respectivamente. Igual que en Chola 1, el arrecife somero de Chola 3 (cobertura del 82%) es una planicie dominada por *Pocillopora damicornis* pero hay además algunos parches entremezclados de *P. capitata*. En Chola 4 (cobertura del 33%) la parcela media está ubicada hacia el costado oeste de la somera sobre un talud de pendiente suave que lleva al canal de navegación más grande. Nuevamente la dominancia es compartida por *Psammocora stellata* y *Pocillopora sp.* La profundidad en marea alta es de 1.8 m en la parcela somera y 4.5 m para la media. Ver anexo 34.

Estaciones Chola 5 y 6: se encuentran localizadas a $6^{\circ} 0' 37.62''$ N – $77^{\circ} 20' 47.34''$ O para Chola 5 y a $6^{\circ} 0' 37.8''$ N – $77^{\circ} 20' 53.82''$ O para Chola 6. La estación Chola 5 corresponde a una parcela del nivel somero y sus transectos presentan 3 m de profundidad en marea alta. Esta estación se encuentra hacia la parte de atrás del arrecife, el cual tiene un fondo llano de cobertura alta (85%) dominado por *Pocillopora damicornis*. La estación Chola 6 (cobertura del 40%) es una parcela media y está localizada hacia el costado oeste de la somera, sobre un fondo de pendiente suave compuesto por *Psammocora stellata* y *Pocillopora spp* que continúa bajando hasta el canal de navegación de entrada a la ensenada. La profundidad en marea alta es de 4.8 m. Ver anexo 34.

Tabla 16. Resumen de la organización y distribución de las áreas de monitoreo. s= somera, m= media, p= profunda, N= latitud norte, O= longitud oeste. Las coordenadas corresponden al sistema WGS84.

Organización de las áreas de monitoreo SIMAC							
Área geográfica	Localidad	Estaciones	Parcelas	Coordenadas (N - O)			Nº Transectos
Parque Tayrona	Bahía de Chengue	Chengue 1	s-m-p	11° 19'	32.2" - 74° 7'	42.1"	15
		Chengue 2	s-m-p	11° 19'	47.5" - 74° 7'	43"	15
Islas del Rosario	Isla Tesoro	Tesoro 1	s-m-p	10° 14'	3.1" - 75° 44'	47.2"	15
	Isla Pavitos	Pavitos 1	s-m-p	10° 10'	29.5" - 75° 46'	14.3"	15
Islas San Bernardo	Isla Mangle	Mangle 1	s	9° 46'	38.7" - 75° 47'	7.4"	3
		Mangle 2	m	9° 46'	46" - 75° 47'	8"	3
	Isla Ceycén	Ceycén 1	s-m	9° 42'	19.9" - 75° 51'	58.1"	6
			s	9° 42'	21" - 75° 51'	57"	
	Bajo Minalta	Minalta 1	s	9° 47'	26.1" - 75° 55'	24.2"	3
Bajo TioSolda	TioSolda 1	m	9° 49'	19" - 75° 53'	27"	3	
Urabá chocoano	Cabo Tiburón	Cabo Tiburón 1	m	8° 40'	19.8" - 77° 21'	24"	3
		Cabo Tiburón 2	s	8° 40'	13.5" - 77° 21'	31.2"	3
	Capurganá	Capurganá 1	s	8° 38'	20.4" - 77° 20'	40.8"	3
		Capurganá 2	m	8° 38'	31.4" - 77° 20'	10.5"	3
	Sapzurro	Sapzurro 1	m	8° 39'	43.7" - 77° 21'	31.4"	3
	Ensenada el Aguacate	Aguacate 1	s	8° 37'	0.2" - 77° 19'	36.7"	3
Isla de San Andrés	La Iguana	Iguana 1	s	12° 30'	1.5" - 81° 44'	0"	15
			m	12° 30'	3.6" - 81° 44'	19.2"	
			p	12° 30'	05.2" - 82° 44'	03.0"	
	Wild Life	Wild Life 1	s	12° 30'	47.28" - 81° 43'	52.44"	15
			m	12° 30'	42.66" - 81° 43'	57.9"	
			p	12° 30'	47.8" - 81° 43'	57.8"	
Isla Gorgona	La Azufrada	Azufrada 1	s-m	2° 57'	30.6" - 78° 10'	41"	10
		Azufrada 2	s-m	2° 57'	22.5" - 78° 10'	50.1"	10
	Playa Blanca	Playa Blanca 1	s	2° 56'	25.5" - 78° 11'	35.1"	3
		Playa Blanca 2	m	2° 56'	26.7" - 78° 11'	26.1"	3
Ensenada de Utría	La Chola	Chola 1	s	6° 0'	45.48" - 77° 20'	50.88"	3
		Chola 2	m	6° 0'	47.04" - 77° 20'	55.02"	3
		Chola 3	s	6° 0'	40.92" - 77° 20'	48.12"	3
		Chola 4	m	6° 0'	41.58" - 77° 20'	57.66"	3
		Chola 5	s	6° 0'	37.62" - 77° 20'	47.34"	3
		Chola 6	m	6° 0'	37.8" - 77° 20'	53.82"	3



4. BIBLIOGRAFÍA

- AGRRA. 1999. Atlantic and Gulf Rapid Reef Assessment (AGRRA). Mesoamerican Reef System Workshop. May 17-21, 1999. RSMAS, University of Miami.
- Alvarado, E. M., F. Duque, L. Flórez y R. Ramírez. 1986. Evaluación cuantitativa de los arrecifes coralinos de las Islas del Rosario (Cartagena Colombia). Bol. Ecotrópica, 15: 1-30.
- Boyd, C. E. y C. S. Tucker. 1992. Water quality and pond soil analyses for aquaculture. Alabama Agricultural Experimental Station, Auburn University, 183 p.
- CARICOMP. 1994. CARICOMP manual de métodos nivel 1: manual de métodos para el mapeo y monitoreo de parámetros físicos y biológicos en la zona costera del Caribe. Data Management Center, CARICOMP, Univ. West Indies, Jamaica. 68 p.
- CARICOMP. 2001. CARICOMP Methods manual levels 1 and 2: Manual of methods for mapping and monitoring of physical and biological parameters in the coastal zone of the Caribbean. CARICOMP Data Management Center, Univ. West Indies, Jamaica. 85 p.
- Cantera, J. R. 1983. Distribution des peuplements des scléactiniaires sur un récif d l'île de Gorgona (côte pacifique de Colombie). Tethys, 11: 25-31.
- Cendales, M. H. 1999. Cartografía, composición y estado actual de los biótopos marinos arrecifales de Isla Rosario, Isla Barú y de los bajos intermedios del Archipiélago del Rosario. Trabajo de grado, B. Sc. U. Nacional de Colombia, 113 p.
- Díaz, J. M., J. Garzón-Ferreira y S. Zea. 1995. Los arrecifes coralinos de la isla de San Andrés, Colombia: Estado actual y perspectivas para su conservación. Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Colección Jorge Álvarez Lleras 7: 1-150.
- Díaz, J. M., G. Díaz-Pulido, J. Garzón-Ferreira, J. Geister, J. A. Sánchez y S. Zea. 1996. Atlas de los arrecifes coralinos del Caribe colombiano. I. Complejos arrecifales oceánicos. INVEMAR, Santa Marta, Ser. Publ. Espec. 2: 83 p.
- Díaz, J. M., L. M. Barrios, M. H. Cendales, J. Garzón-Ferreira, J. Geister, M. López-Victoria, G. H. Ospina, F. Parra-Velandia, J. Pinzón, B. Vargas-Ángel, F. A. Zapata y S. Zea. 2000a. áreas coralinas de Colombia. INVEMAR, Santa Marta, Ser. Publ. Espec. 5: 176 p.

- Díaz, J. M., G. Díaz-Pulido y J. A. Sánchez. 2000b. Distribution and structure of the southernmost Caribbean coral reefs: Golfo de Urabá, Colombia. *Sci. Mar.*, 64(3): 327-336.
- English, S., C. Wilkinson y V. Baker (Eds.). 1997. Survey manual for tropical marine resources. Australian Institute of Marine Science AIMS, Townsville, Australia, 390 p.
- Garay, J., L. Panizzo, L. Lesmes., G. Ramírez, y J.E. Sánchez. 1993. Manual de técnicas analíticas de parámetros físico-químicos y contaminantes Marinos. C.C.O., Fundación Mamonal y CIOH, Cartagena, 109 p.
- Garzón-Ferreira, J. 1998. Bahía de Chengue, Parque Natural Tayrona, Colombia: 115-126. En Kjerfve, B. (Ed): CARICOMP-Caribbean coral reefs, seagrass and mangrove sites. Coastal region and small island papers 3, UNESCO, Paris, 347 p.
- Garzón-Ferreira, J. 1999. Primer taller del sistema nacional de monitoreo de arrecifes coralinos en Colombia "SIMAC". Informe de Resultados, INVEMAR, Santa Marta, 37 p.
- Garzón-Ferreira, J. 2000. Segundo taller del sistema nacional de monitoreo de arrecifes coralinos en Colombia "SIMAC". Informe de Resultados, INVEMAR, Santa Marta, 32 p.
- Garzón-Ferreira, J. y M. Cano. 1991. Tipos, Distribución Extensión y Estado de Conservación de los Ecosistemas Marinos Costeros del Parque Nacional Natural Tayrona. Informe sin publicar, INVEMAR, Santa Marta, Colombia, 82 p.
- Garzón-Ferreira, J. y D. L. Gil. 1998. Another unknown Caribbean coral phenomenon? *Reef Encounter*, 24: 10 p.
- Garzón-Ferreira, J. y J. H. Pinzón. 1999. Evaluación rápida de estructura y salud de las formaciones coralinas de la Isla de Malpelo (Pacífico colombiano). *Bol. Invest. Mar. Cost.*, (28): 137-154.
- Garzón-Ferreira, J. y J. M. Díaz. 2000. Assessing and monitoring coral reef condition in Colombia during the last decade: Pag. 51-58. En Done, T & D. Lloyd (Eds): Information Management and Decision Support for Marine Biodiversity Protection and Human Welfare: Coral Reefs. Australian Inst. Mar. Sci. (AIMS), Townsville, Australia.
- Garzón-Ferreira, J., D. L. Gil-Agudelo, L. M. Barrios y S. Zea. 2001. Stony corals diseases observed in southwestern Caribbean reefs. *Hidrobiol.* 460:65-69.
- Garzón-Ferreira, J., S. Zea y J. M. Díaz. Incidence of partial mortality and other health indicators in hard coral communities of four southwestern Caribbean atolls. *Bull. Mar. Sci.* (en evaluación).
- Geister, J. y J. M. Díaz. 1997. A field guide to the oceanic barrier reefs and atolls of the southwestern Caribbean (Archipiélago of San Andres and Providencia, Colombia). *Proc. 8th Int. Coral Reef Symp.* 1: 235-262.
- Glynn, P. W., H. von Prahl y F. Guhl. 1982. Coral reefs of Gorgona Island, Colombia. *Smith. Contrib. Zool.*, 176: 1-8.

- Gocke, K. 1984. Manual para la determinación de "procesos de producción y de degradación en biotopos marinos, especialmente en lagunas costeras y manglares. Manuscrito sin publicar, INVEMAR, Santa Marta.
- Goreau, T. J., J. Cervino, M. Goreau, R. Hayes, M. Hayes, L. Richardson, G. Smith, K. DeMeyer, I. Nagelkerken, J. Garzón-Ferreira, D. Gil, G. Garrison, E. H. Williams, L. Bunkley-Williams, C. Quirolo, K. Patterson, J. W. Porter y K. Porter. 1998. Rapid spread of diseases in Caribbean coral reefs. *Rev. Biol. Trop.*, 46 Supl. 5: 157-171.
- López-Victoria, M. 1999. Estado actual de las áreas coralinas del archipiélago de San Bernardo: distribución, estructura, composición y estado de salud, con notas sobre su origen y desarrollo geológico. Trabajo de Grado. Universidad del Valle, 143 p.
- López-Victoria, M. y J. M. Díaz. 2000. Morfología y estructura del archipiélago de San Bernardo, Caribe colombiano. *Rev. Acad. Colomb. Cienc*, 24(91): 219-230.
- Márquez-Hoyos, J. C. 2001. Interacciones corales-macroalgas en el archipiélago de San Bernardo (Caribe colombiano). Tesis de pregrado. Univ. Javeriana, Bogotá, 87 p.
- Prahl, H. v. 1986a. Corales y arrecifes coralinos. En H. v. Prahl y M. Alberico (Eds.): Isla de Gorgona. Biblioteca Banco Popular, Bogotá, p: 57-88.
- Prahl, H. v. 1986b. Crustáceos decápodos asociados a diferentes hábitats en la ensenada de Utría, Chocó Colombia. *Actual. Biol.*, 15: 95-99.
- Prahl, H. v. y H Erhardt. 1985. Colombia, Corales y Arrecifes coralinos. Fondo FEN Colombia, Bogotá, 295 p.
- Rodríguez-Ramírez, A. y J. Garzón-Ferreira. En preparación. Monitoreo de arrecifes coralinos, pastos marinos y manglares en la bahía de Chengue (Caribe colombiano): 1993-1999. INVEMAR, Santa Marta.
- Sánchez, J. A. 1995. Benthic communities and geomorphology of the Tesoro Island coral reef, Colombian Caribbean. *An. Inst. Inv. Mar. Punta Betín*, 24: 55-77.
- Santavy, D. L y E. C. Peters. 1997. Microbial Pest: Coral disease in the Western Atlantic. *Proc. 8th Int. Coral Reef Symposium*. Panamá.
- Solano, O. D. 1987. Estructura y diversidad de la comunidad de corales hermatípicos en la bahía de Chengue (Parque Nacional Tayrona). Tesis M. Sc. Biol., Mar., Univ. Nacional, Bogotá 111 p.
- Strickland, J. D. H. y T. R. Parsons. 1972. A practical Handbook of seawater analysis. Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 167. 310 p.
- Vargas-Ángel, B. 1996. Distribution and community structure of the reefs corals of the Ensenada de Utría, Pacific coast of Colombia. *Rev. Biol. Trop.*, 44: 643-651.
- Wells, S. 1998. Coral reefs of the world. Vol. 1: Atlantic and eastern Pacific. UNEP Regional seas Directories and Bibliographies, IUCN, Gland, Switzerland, 373 p.

- Werding, B y H Sánchez. 1989. The coral formation and their distributional pattern along a wave exposure gradient in the area of Santa Marta Colombia. *Medio Ambiente*, 10(2): 61-68.
- Widdows, J. 1985. Physiological procedures: 161-178. En Bayne, B.L., D.A. Brown., K. Burns., D.R. Dixon., A. Ivanovici., D.R. Livingstone., D.M. Lowe., M.N Moore., A.R.D. Stebbing y J. Widdows (Eds). *The effects of stress and pollution on marine animals*. Praeger Publishers, USA, 384 p.
- Zapata, F. y B. Vargas-Ángel. En prensa. Corals and coral reefs of the Pacific coast of Colombia. En J. Cortés (Ed.): *Coral reefs of Latin America and the Caribbean*. Elsevier Science, Amsterdam.
- Zapata, F., B. Vargas-Ángel y J. Garzón-Ferreira. 2001. Salud y conservación de las comunidades coralinas. Pag. 41-50. En: Barrios, L. M. y M. López-Victoria (Eds.). *Gorgona Marina: Contribución al conocimiento de una Isla única*. INVEMAR. Serie Publicaciones Especiales, N° 7, Santa Marta, 160 p.
- Zea, S. 1994. Patterns of corals and sponge abundance in stressed coral reefs at Santa Marta, Colombian Caribbean: 257-264. En Soest R.W.M., van, T.M.G., van Kempen y J.C. Braekman (Eds). *Sponges in time and space*. Proc. 4th Inter. Porifera Congr.
- Zea, S., J. Geister, J. Garzón-Ferreira y J. M. Díaz. 1998. Biotic changes in the reef complex of San Andrés Island (Southwestern Caribbean Sea, Colombia) occurring over nearly three decades. *Atoll. Res. Bull.* 456: 1-30.