

PROCOLOS DE MONITOREO *de la* BIODIVERSIDAD MARINA EN ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS DEL CARIBE MEXICANO

Susana Perera-Valderrama
Sergio Cerdeira-Estrada
Raúl Martell-Dubois
Laura O. Rosique-de la Cruz
Hansel Caballero-Aragón
Rainer Ressler
COORDINADORES



PROTOSCOLOS DE MONITOREO
de la **BIODIVERSIDAD MARINA**
EN ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS
DEL CARIBE MEXICANO

PROCOLOS DE MONITOREO *de la* BIODIVERSIDAD MARINA EN ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS DEL CARIBE MEXICANO

Susana Perera-Valderrama
Sergio Cerdeira-Estrada
Raúl Martell-Dubois
Laura O. Rosique-de la Cruz
Hansel Caballero-Aragón
Rainer Ressler
COORDINADORES



CONABIO

COMISIÓN NACIONAL PARA
EL CONOCIMIENTO Y USO
DE LA BIODIVERSIDAD

Coordinación

Susana Perera-Valderrama
Sergio Cerdeira-Estrada
Raúl Martell-Dubois
Laura O. Rosique-de la Cruz
Hansel Caballero-Aragón
Rainer Ressler

Coordinación editorial y diseño

Rosalba Becerra

Revisión de textos

Luz Elena Vargas

Ilustraciones

Andrea Ramírez

Fotografías de portada

Todas del Banco de Imágenes
de la Conabio: fondo,
Sergio Cerdeira Estrada;
de arriba abajo de
izquierda a derecha,
Alejandro Morales Gómez
Sergio Cerdeira Estrada
Octavio Aburto Oropeza
Carlos Javier Navarro Serment
Albert Franquesa
Jerónimo Avilés Olguín

Primera edición, agosto de 2020

DR © Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
Liga Periférico-Insurgentes Sur 4903, Parques del Pedregal,
Tlalpan, 14010 Ciudad de México
www.gob.mx/conabio • www.biodiversidad.gob.mx

ISBN 978-607-8570-38-6 (versión digital)

Forma sugerida de citar: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler (coords.). 2020. *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México.

Presentación

La Conabio, desde 1992, se ha nutrido de datos básicos provenientes, en su mayoría de la comunidad académica de México, tanto de tipo taxonómico y geográfico como ecológico; igualmente ha aprovechado muchos otros datos, como los de coberturas geográficas y topográficas, hidrografía, vegetación, clima y de imágenes satelitales, la mayoría provenientes de proyectos que ha financiado y que nos han permitido construir, mantener actualizado y administrar el Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad (SNIB), sistema que opera por mandato de la Ley General del Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente (LGEEPA). Al día de hoy, el SNIB cuenta con más de 18 millones de registros de todo tipo de organismos, que incluyen a más de 10 300 especies marinas que significan un poco más de 400 000 registros de ejemplares marinos dentro de la zona económica exclusiva de México.

La singular fisiografía costera del país, con litorales al océano Atlántico en el golfo de México y el mar Caribe, y al océano Pacífico, que incluye nuestro mar propio, el golfo de California, así como la posición geográfica intertropical de México, nos han convertido en uno de los países megadiversos a nivel mundial, con mayor extensión oceánica y gran diversidad biológica. Conocer a detalle los mares y océanos, desde dónde se originó la vida es, sin duda, un privilegio, al tiempo que es un gran reto por la complejidad que implica monitorear los más de 11 100 kilómetros de costa y los 3 149 920 km² (o 61.6% del territorio nacional) de nuestros mares y océanos a diferentes profundidades. Conocer, conservar y manejar sustentablemente su biodiversidad marino costera, en un contexto de cambio y variabilidad climática y de impactos debidos al desarrollo económico requiere del establecimiento de alianzas estratégicas y coordinaciones interinstitucionales de magnitud importante.

Esta obra es un ejemplo de dicha colaboración, consensuada mediante un taller de expertos provenientes de la academia, el gobierno y la sociedad civil. En ella se presentan protocolos aplicables en campo que permiten medir de manera estandarizada diferentes indicadores físicos, químicos y biológicos para la evaluación del estado de cinco objetivos de conservación prioritaria en las áreas marinas protegidas del Caribe mexicano: 1) arrecifes coralinos, 2) pastizales marinos, 3) manglares, 4) tortugas marinas y 5) tiburones y rayas. Se pretende implementar los protocolos desarrollados como parte de un nuevo programa de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano.

Además del conocimiento sobre las especies marinas y su comportamiento ecológico en los ecosistemas que habitan, es necesario conocer los factores abióticos que regulan su diversidad, presencia y abundancia, en relación con factores como: disponibilidad de luz, nivel de oxígeno, pH de las aguas, corrientes marinas, temperatura y salinidad, entre otros. Esto se debe lograr mediante mediciones *in situ* o estimaciones por medio de sensores remotos. Sin lugar a dudas, el contar con esta información ayudará a interpretar los distintos procesos biológicos que tienen lugar en los lugares de estudio, además de que permitirá generar periódicamente índices de salud de los sistemas que consoliden el manejo efectivo de las áreas marinas protegidas, como la principal herramienta para la conservación de los ecosistemas y las especies marinas.

Al día de hoy, de las 182 áreas naturales protegidas federales de México, 37 tienen superficie marina y costera, lo que representa 22.3% de nuestros mares. Esto supera por más del doble el compromiso de la Meta 11 de Aichi ante el Convenio de Diversidad Biológica. El reto para nuestro país es seguir trabajando de forma sostenida en el incremento de la extensión de las áreas naturales protegidas marinas de México, a la par de continuar mejorando la efectividad del manejo de las existentes.

La degradación que sufren hoy en día los ecosistemas marino costeros es notable, consecuencia de la combinación de actividades humanas y el cambio climático. Es ineludible no sólo continuar compilando y sintetizando la información sobre nuevos registros de especies marinas, sino que además se requiere medir su condición mediante herramientas de monitoreo adecuadas y eficaces con la finalidad de asesorar apropiadamente a los sectores gubernamental, social y privado, mediante la puesta en operaciones de sistemas de alerta temprana para la toma de decisiones. Esperamos que esta obra contribuya a ello y que, desde las diversas instancias del gobierno, se realicen los esfuerzos necesarios para garantizar su continuidad. Sin lugar a dudas, se requiere apoyar y mantener activas a las instituciones que aporten al gobierno los criterios y elementos técnicos necesarios que lleven a generar las mejores políticas públicas para la conservación y el aprovechamiento sustentable de nuestros recursos marinos para el bienestar de toda la sociedad mexicana.

Agradecemos a los coordinadores del libro y a los numerosos autores y colaboradores que brindaron su conocimiento y experiencia para elaborar cada capítulo, así como a las instituciones en que laboran por el apoyo brindado. Esperamos que esta obra se convierta en el inicio de una serie de acciones y proyectos para el mejor manejo de nuestros recursos marinos, y en una referencia para otras naciones con costas en el Caribe.

JOSÉ SARUKHÁN
Coordinador Nacional, Conabio

Índice

PRESENTACIÓN	5
ACRÓNIMOS Y SIGLAS	10
CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO DEL PROGRAMA DE MONITOREO DE LA BIODIVERSIDAD EN ÁREAS NATURALES PROTEGIDAS DEL CARIBE MEXICANO	13
1.1 Resiliencia de los ecosistemas marinos	16
1.2 Situación actual de los ecosistemas marinos en ANP del Caribe mexicano	17
1.3 Monitoreo de la resiliencia en ANP del Caribe mexicano en el marco del proyecto GEF5-Resiliencia	21
1.4 Áreas de estudio y metodología utilizada para la obtención de los protocolos de monitoreo	24
Referencias	27
CAPÍTULO II. ARRECIFES CORALINOS	29
2.1 Indicadores biológicos para el monitoreo de arrecifes coralinos y sus protocolos	33
2.1.1 Indicador IB1-OC1. Cobertura del sustrato por coral vivo	33
2.1.2 Indicador IB2-OC1. Cobertura del sustrato por algas (grupos morfofuncionales)	33
2.1.3 Protocolo para la medición de los indicadores IB1-OC1 e IB2-OC1	34
2.1.4 Indicador IB3-OC1. Signos de enfermedades microbianas en los corales	35
2.1.5 Indicador IB4-OC1. Blanqueamiento de coral	44
2.1.6 Indicador IB5-OC1. Proporción de especies de coral constructoras/oportunistas	45
2.1.7 Protocolo para la medición de los indicadores IB3-OC1, IB4-OC1 e IB5-OC1	45
2.1.8 Indicador IB6-OC1. Densidad de erizos	50
2.1.9 Protocolo para la medición del indicador IB6-OC1	50
2.1.10 Indicador IB7-OC1. Supervivencia de reclutas sexuales de corales	51
2.1.11 Protocolo para la medición de los indicadores IB7-OC1	54
2.1.12 Indicador IB8-OC1. Complejidad del sustrato (Índice de rugosidad)	55
2.2.13 Protocolo para la medición del indicador IB8-OC1	55

2.1.14 Indicador IB9-OC1. Biomasa (talla y abundancia) de peces herbívoros	56
2.1.15 Indicador IB10-OC1. Biomasa (talla y abundancia) de peces comerciales	56
2.1.16 Indicador IB11-OC1. Biomasa (talla y abundancia) de pez león	57
2.1.17 Protocolo para la medición de los indicadores IB9-OC1, IB10-OC1 e IB11-OC1	57
2.2 Indicadores abióticos para el monitoreo de arrecifes coralinos y sus protocolos	58
2.2.1 Indicador IA1-OC1. Nivel del mar	67
2.2.2 Indicador IA2-OC1. Temperatura	68
2.2.3 Indicador IA3-OC1. pH	69
2.2.4 Indicador IA4-OC1. Salinidad	70
2.2.5 Indicador IA5-OC1. Concentración de oxígeno disuelto	71
2.2.6 Indicador IA6-OC1. Coeficiente de atenuación de la luz (transparencia)	71
2.2.7 Indicador IA7-OC1. Nutrientes	73
2.2.8 Indicador IA8-OC1. Tasa de sedimentación (acumulación de partículas en suspensión)	73
2.3 Materiales y equipos necesarios para el monitoreo de arrecifes coralinos	73
Referencias	74
CAPÍTULO III. PASTIZALES MARINOS	81
3.1 Selección de sitios	85
3.2 Indicadores biológicos para el monitoreo de pastizales marinos y sus protocolos	85
3.2.1 Indicador IB1-OC1. Abundancia relativa (por especie de pasto marino y grupo morfológico de macroalgas)	85
3.2.2 Protocolo para la medición del indicador IB1-OC1	86
3.2.3 Indicador IB2-OC2. Biomasa de macroalgas	87
3.2.4 Protocolo para la medición del indicador IB2-OC1	93
3.2.5 Indicador IB3-OC2. Densidad de haces por especies de pasto marino	93
3.2.6 Indicador IB4-OC2. Altura del dosel por especie de pasto marino	93
3.2.7 Indicador IB5-OC2. Biomasa arriba del sustrato (g seco por m ²)	94
3.2.8 Indicador IB6-OC2. Biomasa total (g seco por m ²)	94
3.2.9 Indicador IB7-OC2. Proporción de biomasa arriba del suelo/biomasa total	94
3.2.10 Protocolo para la medición de los indicadores del IB3-OC2 al IB7-OC2	94
3.3 Indicadores abióticos para el monitoreo de pastizales marinos y sus protocolos	97
3.3.1 Indicador IA1-OC2. Temperatura	97
3.3.2 Indicador IA2-OC2. pH	98
3.3.3 Indicador IA3-OC2. Concentración de oxígeno disuelto	99
3.3.4 Indicador IA4-OC2. Irradiancia	100
3.3.5 Indicador IA5-OC2. Salinidad	100
3.3.6 Indicador IA6-OC2. Materia orgánica en el sedimento	101
3.4 Materiales y equipos necesarios para el monitoreo de pastizales marinos	101
Referencias	102

CAPÍTULO IV. MANGLARES	105
4.1 Protocolo para el monitoreo de manglares. Enfoque de cuenca (integrador <i>ex situ</i> e <i>in situ</i> -ANP)	109
4.2 Protocolo para el monitoreo de manglares. Enfoque de gradiente (<i>in situ</i> ANP)	110
4.2.1 Indicadores abióticos para el monitoreo del OC3 (IA-OC3) y sus protocolos	110
4.3 Protocolo para el monitoreo de manglares. Enfoque de variación ambiental (<i>in situ</i> -sitio de muestreo)	112
4.3.1 Indicadores biológicos para el monitoreo de manglares y sus protocolos	112
4.3.2 Indicadores abióticos para el monitoreo de manglares y sus protocolos	116
4.4 Materiales y equipos necesarios para el monitoreo de manglares	118
Referencias	118
CAPÍTULO V. TORTUGAS MARINAS	121
5.1 Indicadores biológicos para el monitoreo de tortugas marinas en playas de anidación y sus protocolos	124
5.1.1 Indicador IB1-OC4. Densidad de nidos por especie	125
5.1.2 Indicador IB2-OC4. Morfometría de hembras anidadoras	125
5.1.3 Indicador IB3-OC4. Intervalo entre anidaciones	125
5.1.4 Indicador IB4-OC4. Estado de salud de las tortugas marinas	125
5.1.5 Indicador IB5-OC4. Varamientos	126
5.1.6 Indicador IB6-OC4. Porcentaje de éxito de la eclosión	126
5.2 Indicadores abióticos para el monitoreo de tortugas marinas	126
5.2.1 Indicador IA1-OC4. Temperatura de los nidos	126
5.2.2 Protocolos para la medición de los indicadores del IB1-OC4 al IA1-OC4	126
5.3 Indicadores biológicos para el monitoreo de tortugas marinas en zona marina y sus protocolos	134
5.3.1 Indicador IB7-OC4. Abundancia relativa y densidad por especie	134
5.3.2 Indicador IB8-OC4. Morfometría de los individuos capturados	134
5.3.3 Protocolos para la medición de los indicadores IB7-OC4 e IB8-OC4	134
Referencias	137
CAPÍTULO VI. TIBURONES Y RAYAS	139
6.1 Indicadores biológicos para el monitoreo de tiburones y rayas y sus protocolos	142
6.1.1 Indicador IB1-OC5. Diversidad de especies	142
6.1.2 Indicador IB2-OC5. Abundancia relativa por especie	142
6.1.3 Indicador IB3-OC5. Proporción de sexos y madurez sexual	143
6.1.4 Indicador IB4-OC5. Estructura de tallas de la población	143
6.1.5 Indicador IB5-OC5. Composición específica de la dieta	143
6.1.6 Protocolos para la medición de los indicadores del IB1-OC5 al IB5-OC5	144
6.2 Materiales y equipo necesarios	151
Referencias	152
AUTORES	155

ACRÓNIMOS Y SIGLAS

ANP	Área Natural Protegida
APFF	Área de Protección de Flora y Fauna
BioINFO	Base de Datos de la Biodiversidad Marina
CAPA	Comisión de Agua Potable y Alcantarillado, Quintana Roo
CICY	Centro de Investigación Científica de Yucatán
Cinvestav	Centro de Investigación y de Estudios Avanzados
Cobi	Comunidad y Biodiversidad (Sociedad Civil)
Conabio	Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
Conagua	Comisión Nacional del Agua
Conanp	Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
EcoSAT	Sistema de Alerta de la Condición Ecológica de los Ecosistemas Marino Costeros
Ecosur	El Colegio de la Frontera Sur
GEF	Fondo para el Medio Ambiente Mundial (<i>Global Environment Facility</i>)
GEF5-Resiliencia	Proyecto GEF5-Resiliencia, Conabio-Conanp-PNUD-GEF “Fortalecimiento de la efectividad del manejo y la resiliencia de las áreas naturales protegidas para proteger la biodiversidad amenazada por el cambio climático”
GOOS	Sistema de Observación Global de los Océanos (<i>Global Ocean Observing System</i>)
HRI	Iniciativa Arrecifes Saludables para Gente Saludable (<i>Healthy Reefs for Healthy People Initiative</i>)
IA	Indicadores abióticos
IB	Indicadores bióticos
ICML	Instituto de Ciencias del Mar y Limnología
Inapesca	Instituto Nacional de Pesca
MARTI	Iniciativa de Turismo del Arrecife Mesoamericano (<i>Meso-American Reef Tourism Initiative</i>)
MBON	Red de Observación de Biodiversidad Marina (<i>Marine Biodiversity Observation Network</i>)
MBON P2P	Red de Observación de Biodiversidad Marina de las Américas de Polo a Polo (<i>Marine Biodiversity Observation Network Pole to Pole</i>)
NOAA	Administración Nacional Oceánica y Atmosférica (<i>National Oceanic and Atmospheric Administration</i>)
OBIS	Sistema de Información Biogeográfica Oceánica (<i>Ocean Biogeographic Information System</i>)
ODS	Objetivos de desarrollo sostenible
OC	Objetos de conservación
OC1	Objeto de conservación 1. Arrecifes coralinos
OC2	Objeto de conservación 2. Pastizales marinos
OC3	Objeto de conservación 3. Manglares
OC4	Objeto de conservación 4. Tortugas marinas
OC5	Objeto de conservación 5. Tiburones y rayas
PN	Parque Nacional
PNG	Parque Nacional Guanahacabibes, Cuba
PNUD	Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo
Procer	Programa de Conservación de Especies en Riesgo
Promobi	Programa de Monitoreo Biológico en Áreas Naturales Protegidas
Semarnat	Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales
SIDMO	Sistema <i>in situ</i> de Monitoreo Oceánico
SIMAR	Sistema de Información y Análisis Marino Costero
UABC	Universidad Autónoma de Baja California
UABCS	Universidad Autónoma de Baja California Sur
UASA	Unidad Académica de Sistemas Arrecifales
UM	Unidad de muestreo
UNAM	Universidad Nacional Autónoma de México
UQROO	Universidad de Quintana Roo

Agradecimientos

Reconocemos la enorme contribución a esta obra de los autores y colaboradores por su compromiso, dedicación y profesionalismo durante el proceso de producción. De igual forma nuestro agradecimiento a los fotógrafos que captaron las valiosas imágenes que enriquecen este libro.

Esta obra es un ejemplo de colaboración, resultado de un esfuerzo entre instituciones del gobierno, la academia y organizaciones de la sociedad civil. Nuestro agradecimiento a todas ellas, a las que pertenecen los autores y colaboradores.

Deseamos expresar nuestro especial agradecimiento al personal de la Dirección General de Comunicación de la Ciencia y a las coordinaciones Administrativa y Jurídica de la Conabio, que apoyaron este trabajo.

También debemos reconocer de modo especial el apoyo con material fotográfico de gran valor, comentarios y revisiones de Judith Lang, Ken Marks, Andy Bruckner, Dorka Cobián Rojas, Julieta González Méndez, Beatriz Martínez Daranas, Patricia González Díaz, Alexei Ruiz Abierno, Joán Hernández Albernas, Víctor Isla y Elena de la Guardia Llansó.

Reconocemos además la labor de Rosalba Becerra en la coordinación editorial y diseño, junto con Andrea Ramírez en el diseño de las ilustraciones.

Esta publicación ha sido posible gracias al apoyo de la Conabio y del financiamiento otorgado por el Fideicomiso Fondo para la Biodiversidad (2016-2020), a partir de los recursos financieros entregados por donantes privados y del sector gubernamental, en particular de la Semarnat, quienes contribuyen al esfuerzo nacional por la conservación de la biodiversidad marina costera.

Esta obra es resultado, además, de la colaboración del proyecto 00087099 “Fortalecimiento de la efectividad del manejo y la resiliencia de las áreas protegidas para proteger la biodiversidad amenazada por el Cambio Climático” (2016-2018), que fue apoyado por un donativo del GEF, ejecutado por la Conanp y con el apoyo del PNUD como agencia implementadora.

Cabe señalar que el contenido aquí expresado es de exclusiva responsabilidad de los autores y colaboradores, y no reflejan necesariamente los puntos de vista de las instituciones u organizaciones a las que pertenecen.

Capítulo I. Marco teórico del programa de monitoreo de la biodiversidad en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano



Parque Nacional Arrecife de Puerto Morelos, Quintana Roo. Foto HANSEL CABALLERO ARAGÓN



Capítulo I. Marco teórico del programa de monitoreo de la biodiversidad en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano

Susana Perera-Valderrama, Sergio Cerdeira-Estrada, Raúl Martell-Dubois, Laura O. Rosique-de la Cruz, Hansel Caballero-Aragón, Rainer Ressler

Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler. 2020. Capítulo I. Marco teórico del programa de monitoreo de la biodiversidad en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano. En: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón y R. Ressler (coords.). *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México, pp. 15-30.

Los ecosistemas marinos proporcionan servicios ecosistémicos esenciales a los seres humanos, como las pesquerías, la protección costera, la regulación del clima, entre otros (Reid *et al.*, 2002). Sin embargo, en las últimas décadas, estos servicios han disminuido y su sostenibilidad futura se está viendo amenazada por patrones humanos de explotación, que amenazan la funcionalidad y resiliencia de los ecosistemas marinos (figura 1.1) (Levin y Lubchenco, 2008).

Las pesquerías han disminuido drásticamente a causa de la sobrepesca, la destrucción de hábitat y la contaminación (Green *et al.*, 2014); han aparecido enfermedades nuevas y reemergentes en organismos marinos, y las especies invasoras han colonizado exitosamente nuevas áreas (Crain *et al.*, 2008). Los océanos se están calentando y volviéndose más ácidos a causa del cambio climático (Kroecker *et al.*, 2013). En muchos lugares, la combinación de los impactos naturales y antropogénicos ha causado alteraciones dramáticas en la composición y abundancia de las especies, conocidas como cambios de fase (Bruno *et al.*, 2009). Estas afectaciones, a menudo duraderas y difíciles de revertir, comprometen la integridad de los ecosistemas y afectan su resiliencia (Hughes *et al.*, 2005).

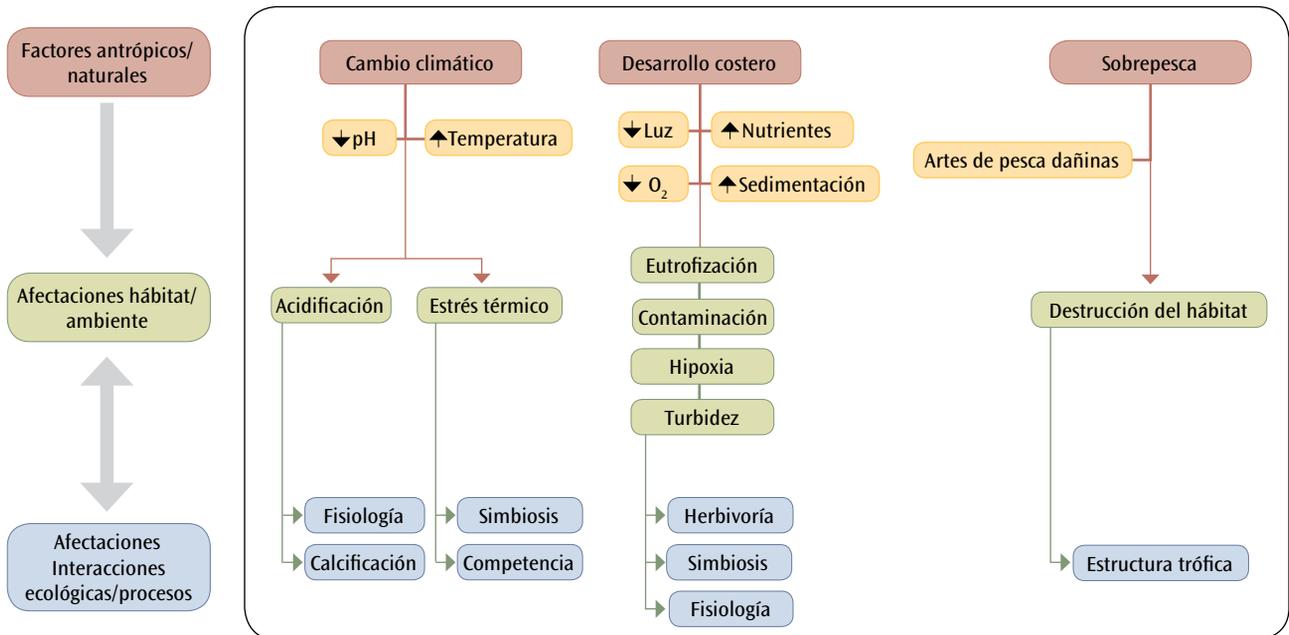


Figura 1.1 Ejemplos de afectaciones producto de acciones antrópicas y naturales en los ecosistemas marinos.

1.1 RESILIENCIA DE LOS ECOSISTEMAS MARINOS

La resiliencia se refiere a la capacidad de un sistema para mantener sus funciones y procesos clave frente a disturbios o presiones, ya sea resistiendo o adaptándose al cambio (Bernhardt y Leslie, 2013). Tiene, por tanto, dos componentes fundamentales: la capacidad de absorber o resistir los impactos de las presiones y la capacidad de recuperarse o adaptarse rápidamente a ellos (McClanahan *et al.*, 2012) (figura 1. 2).

La resiliencia de los ecosistemas depende de factores ecológicos (diversidad, especies resistentes, reclutamiento, etc.) y de factores relacionados con el estrés antropogénico (nutrientes, sedimentación, etc.) (Hughes *et al.*, 2005). Generalmente, los ecosistemas saludables y diversos tienden a ser más resistentes a las presiones externas y más eficaces en su recuperación. Ello se debe en gran parte a su alta variabilidad poblacional y a su capacidad de mantener sus propiedades, tales como el funcionamiento de las redes tróficas (Levin y Lubchenco 2008).

No existe una fórmula única para medir la resiliencia de los ecosistemas. Su evaluación o estimación se puede realizar mediante la observación de las tendencias en el comportamiento de factores ecológicos y antropogénicos, conocidos comúnmente como indicadores de resiliencia (Maynard *et al.*, 2017). Las observaciones periódicas (monitoreos) permiten determinar cuáles sitios tienen comunidades más resistentes a impactos antrópicos y al cambio climático y qué indicadores contribuyen más a las diferencias en la resiliencia entre sitios (Obura y Grimsditch, 2009). Además, se pueden identificar y priorizar acciones o estrategias de manejo que reduzcan el estrés en sitios prioritarios para la conservación, como las ANP marinas (Maynard *et al.*, 2015).

Hasta hace poco tiempo, la resiliencia no había sido definida como un criterio para la selección, el manejo y el monitoreo de las ANP marinas, ni se había incluido en la planificación ecorregional a gran escala (Jones, 2014). Sin embargo, este concepto demuestra que hay acciones positivas que podemos implementar para contrarrestar

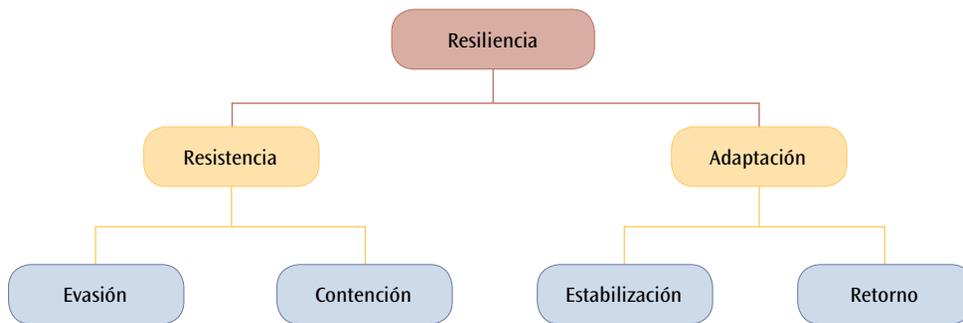


Figura 1.2 Principales componentes de la resiliencia: la resistencia y la adaptación. Adaptado de McClanahan *et al.* (2012).

los impactos potencialmente devastadores del cambio climático (Green *et al.*, 2014). Si bien es poco probable que las afectaciones climáticas sean mitigadas por las ANP u otras acciones de manejo, estas áreas pueden contribuir grandemente a mitigar el efecto de acciones antrópicas locales, que actúan en sinergia (Selig y Bruno, 2010).

1.2 SITUACIÓN ACTUAL DE LOS ECOSISTEMAS MARINOS EN ANP DEL CARIBE MEXICANO

La comprensión de la resiliencia de los ecosistemas marinos en México es limitada, pues, hasta el momento, ha sido difícil monitorearlos en escalas de tiempo relevantes para evaluarla. Esta dificultad está asociada a la vasta extensión de los ecosistemas marinos de México, su complejidad y a las múltiples y variadas fuentes de presiones ejercidas sobre ellos (Lara-Lara *et al.*, 2008). En este sentido, se necesita urgentemente coordinar e impulsar las capacidades de monitoreo costero y oceánico existentes en el país, con el fin de estandarizar las metodologías de observación de costas y océanos que permitan la fusión de datos y contribuyan a enfrentar los retos nacionales, regionales y globales (Álvarez-Torres, 2015). Asimismo, es necesario evitar la duplicación de esfuerzos mediante la creación de plataformas y redes de observación, y adoptar estándares comu-

nes para la recopilación y difusión de datos que conduzcan a maximizar la utilidad de los mismos (GOOS, 2018).

México es un país megadiverso (Sarukhán *et al.*, 2017). Su ubicación geográfica, entre las influencias oceánicas del Atlántico centro-occidental y del Pacífico centro-oriental, contribuye a la existencia de una enorme riqueza marina, tanto ecosistémica como específica (Lara-Lara *et al.*, 2008). Entre las principales regiones marinas del país, se encuentra el Caribe mexicano, que destaca por la presencia de la porción norte y más extensa del Sistema Arrecifal Mesoamericano (SAM), también

Figura 1.3 Sistema Arrecifal Mesoamericano (México) y área sujeta a protección por alguna categoría de ANP de la Conanp. En rojo la cobertura de corales.



Cuadro 1.1 Áreas naturales protegidas marino costeras del Caribe mexicano

Áreas naturales protegidas marino costeras del Caribe mexicano	Extensión marina (ha)	Extensión terrestre (ha)	Extensión total (ha)
Área de Protección de Flora y Fauna Manglares de Nichupté	0.00	4,257.49	4,257.49
Parque Nacional Costa Occidental de Isla Mujeres, Punta Cancún y Punta Nizuc	8,672.45	0.61	8,673.06
Parque Nacional Arrecife de Puerto Morelos	9,028.89	37.74	9,066.63
Parque Nacional Isla Contoy	4,896.25	230.00	5,126.25
Santuario Playa de Isla Contoy	10.75	0.00	10.20
Área de Protección de Flora y Fauna. La Porción Norte y la Franja Costera Oriental, terrestres y marinas de la Isla de Cozumel	32,095.96	5,733.21	37,829.17
Parque Nacional Arrecifes de Cozumel	11,905.60	82.27	11,987.87
Parque Nacional Tulum	0.00	664.32	664.32
Reserva de la Biosfera Sian Ka'an	153,135.79	375,011.87	528,147.66
Reserva de la Biosfera Arrecifes de Sian Ka'an	33,566.15	1,361.00	34,927.15
Reserva de la Biosfera Banco Chinchorro	143,774.21	585.79	144,360.00
Parque Nacional Arrecifes de Xcalak	13,427.61	4,521.84	17,949.45
Reserva de la Biosfera Tiburón Ballena	145,988.13	0.00	145,988.13
Área de Protección de Flora y Fauna Yum Balam	101,744.63	52,307.62	154,052.25
Reserva de la Biosfera Caribe Mexicano	5,725,465.86	28,589.49	5,754,055.35
Total de ANP marino costeras del Caribe mexicano	6,383,711.74	473,383.25	6,857,095.53

conocido como el arrecife mesoamericano mexicano, que se extiende sobre aproximadamente 1 000 km desde Cabo Catoche hasta la frontera con Belice (figura 1.3).

En el Caribe mexicano existen 15 ANP de carácter federal con territorio marino costero (cuadro 1.1; figura 1.4), que proveen hábitats críticos para la alimentación, anidación y crianza de un elevado número de especies de flora y fauna de importancia comercial, amenazadas o en peligro de extinción (Conanp, 2016).

En el Caribe mexicano existen vastas regiones de arrecifes coralinos, pastizales marinos, dunas costeras y manglares, que mantienen una elevada conectividad ecológica entre sí. Esta conectividad sustenta la productividad, el funcionamiento y la biodiversidad de los ecosistemas (Nagelkerken, 2009). El intercambio ecológico existente dentro y entre estos ecosistemas les permite permanecer resilientes (Mumby y Hastings, 2008).

Entre los principales beneficios de esta conectividad está el hecho de que los man-

glares y pastizales marinos captan los escurrimientos terrígenos. Ambos ecosistemas son sumideros de materia orgánica e inorgánica, así como de contaminantes, y pueden contribuir a generar en el arrecife, un ambiente de aguas limpias y pobres en nutrientes, que promueven el crecimiento de organismos arrecifales, como los corales (Kuhlmann, 1988). Los arrecifes de coral, a su vez, sirven como barreras físicas para las corrientes oceánicas y el oleaje, lo cual crea, a escalas de tiempo geológico, el ambiente adecuado para la existencia de las praderas de pastos marinos y los manglares (Guannel *et al.*, 2016).

Además de estas interacciones físicas, existen importantes interacciones biológicas y biogeoquímicas entre estos ecosistemas interconectados y conectados a su vez con los ambientes terrestres y oceánicos (Moberg y Folke, 1999). Destacan en este sentido, los movimientos ontogénicos entre especies de peces e invertebrados de estos ecosistemas, muchas de ellas de importancia comercial (Kathiresan y Alikunhi,



2011). Igualmente resulta relevante el uso alternado de estos ecosistemas por muchas especies, como sitios de desove, cría, alimentación y refugio (McCook *et al.*, 2009).

Los manglares y pastizales marinos se caracterizan por mantener altas densidades de peces y crustáceos decápodos juveniles, incluidas muchas especies cuyos adultos viven en arrecifes de coral adyacentes (Robertson y Blaber, 1992). Sobre la base de esta separación espacial entre las poblaciones juveniles y adultas, se ha comprobado que los manglares y los pastizales marinos funcionan como áreas importantes de cría, que contribuyen a garantizar la presencia de las poblaciones adultas en los arrecifes coralinos (Nagelkerken, 2009).

La existencia de características únicas en los ecosistemas marino costeros del Caribe mexicano ha condicionado el reconocimiento de la región como destino turístico a nivel nacional e internacional. Esto ha contribuido a la existencia de diversas problemáticas, que en sinergia con las afectaciones globales relacionadas con la varia-

bilidad climática, ponen en peligro la viabilidad de los ecosistemas marinos y costeros de la región.

El creciente desarrollo urbano y turístico y el consecuente incremento en la demanda de bienes y servicios ecosistémicos han provocado un aumento de la contaminación costera, la transformación de los hábitats de manglar y la deforestación tierra adentro. Asimismo, se detectan como amenazas a los ecosistemas marinos, la alta concentración de embarcaciones y de turistas en zonas arrecifales someras, la extracción de especies, el encallamiento de embarcaciones, la ocurrencia de derrames y el mal manejo de aceites y gasolina de embarcaciones (Conanp, 2016).

En cuanto a las amenazas naturales, el Caribe mexicano es frecuentemente afectado por la llegada de huracanes, que causan daño físico a playas, arrecifes coralinos, pastizales marinos y manglares. Además, desde el año 2014, las costas de la región son afectadas por arribazones masivos de sargazo (Rodríguez-Martínez *et al.*, 2016).

Figura 1.4 Áreas naturales protegidas marino costeras del Caribe mexicano (abril, 2020).

Las masas de sargazo flotante que llegan a las costas están constituidas por dos especies: *Sargassum fluitans* y *S. natans*. Estas arribaciones masivas de sargazo impactan los ecosistemas marino costeros, pues amplifican los daños ocasionados por la actividad humana, además de que dañan severamente al turismo, que constituye la principal actividad económica de la región (Van Tussenbroek *et al.*, 2017). Otra de las amenazas recientes detectada en los arrecifes del Caribe mexicano es la aparición, en 2018, de la enfermedad de corales conocida como Síndrome Blanco, la cual es reconocida por su propagación rápida y su alta prevalencia y mortandad (Álvarez-Filip *et al.*, 2019). Esta nueva enfermedad afecta fundamentalmente a los corales duros de los géneros *Orbicella*, *Pseudodiploria Montastraea*, *Diploria*, *Meandrina*, *Dichochoenia*, *Dendrogyra* y *Eusmilia*.

Teniendo en cuenta la relevancia de la región del Caribe mexicano, fuertemente marcada por la presencia del SAM, y las problemáticas ambientales existentes, se han implementado numerosas iniciativas de monitoreo, desarrolladas principalmente a lo largo de los últimos 20 años. Estas iniciativas han sido promovidas tanto por organizaciones de gobierno como de la sociedad civil y del ámbito académico.

La Conanp ha realizado numerosos monitoreos en las ANP del Caribe mexicano, enfocados fundamentalmente a los arrecifes coralinos, aunque también se han implementado algunos monitoreos de pastizales marinos y manglares. En este sentido, a partir de 2001, las ANP recibieron un impulso durante la implementación del Proyecto para la conservación y uso sostenible del Sistema Arrecifal Mesoamericano (GEF-SAM), que promovió la implementación del Monitoreo Sinóptico del SAM. Para esto se desarrollaron protocolos de monitoreo que se implementaron en numerosas ANP de la región con el financiamiento que se destinó a este fin. Una vez finalizado el financiamiento del pro-

yecto GEF-SAM, muchas ANP continuaron realizando estos monitoreos, valiéndose de fondos de los programas de subsidios de la Conanp. Con el curso del tiempo, estas metodologías se fueron modificando para hacerlas más sencillas y menos costosas. Otras ANP han realizado monitoreos implementando metodologías diseñadas de manera particular, con objetivos definidos para el entorno de su ANP.

Los principales programas de subsidio de la Conanp que han permitido la realización de monitoreos de biodiversidad marina en las ANP del proyecto son: el Programa de Monitoreo Biológico (Promobi) y el Programa de Conservación de Especies en Riesgo (Procer). El objetivo general del Promobi es contribuir a la generación de información sobre el estado de conservación de las especies, grupos taxonómicos y ecosistemas seleccionados, mediante la participación de instituciones de educación superior, de investigación y organizaciones de la sociedad civil (Conanp, 2015a). Bajo este principio, se han implementado monitoreos de arrecifes coralinos y pastizales marinos en las ANP del proyecto. Por su parte, el Procer tiene como objetivo contribuir a la conservación de las especies en riesgo y su hábitat mediante el fomento de la colaboración y participación de instituciones de educación superior, de investigación y organizaciones de la sociedad civil y las comunidades. El Procer ha permitido el monitoreo de tiburones, tortugas marinas y de arrecifes coralinos con énfasis en las especies del género *Acropora* y en apoyo a su restauración (Conanp, 2015b).

Organizaciones de la sociedad civil (HRI, COBI, CEA, Amigos de Sian Ka'an, Amigos de Isla Contoy) han tenido incidencia en los monitoreos de la región, colaborando en el desarrollo de protocolos y metodologías. HRI ha estado involucrada en la evaluación de la salud de los arrecifes en todo el Sistema Arrecifal Mesoamericano, desde 2006. Esta Iniciativa, que opera en todos los países que integran el SAM

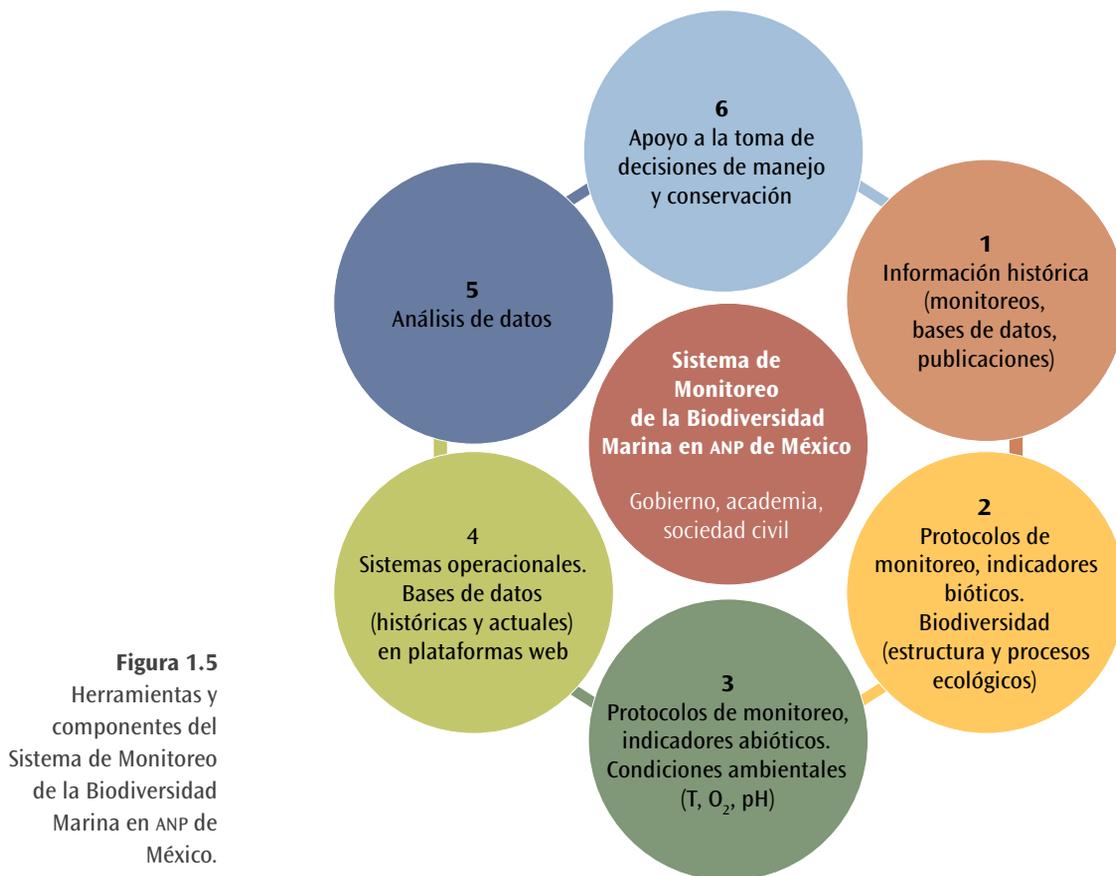
(México, Belice, Guatemala y Honduras), ha logrado compilar información de diferentes esfuerzos de monitoreo realizados en la región, además de los realizados con esfuerzos propios. La información recabada ha permitido calcular un Índice de Salud Arrecifal, que ha puesto sobre alerta a muchos de los tomadores de decisiones de la región en cuanto al manejo de los arrecifes (McField y Kramer, 2007). Instituciones académicas presentes en la región (UASA-ICML-UNAM, Ecosur, Cinvestav, CICY) han participado en los monitoreos de las ANP en el Caribe mexicano, ya sea como apoyo o como ejecutores de los programas de subsidios de la Conanp.

Como debilidades de las estrategias de monitoreo implementadas en la región podemos mencionar su enfoque limitado, pues los monitoreos han estado dirigidos casi en su totalidad a ecosistemas arrecifales, excluyendo pastos marinos, manglares y otros ecosistemas. La implementación de estas acciones de monitoreo, además, se han realizado utilizando diferentes protocolos y con diferentes objetivos, que han limitado la obtención y comparación de datos. Los resultados obtenidos han estado pobremente integrados en la toma de decisiones y la disponibilidad de los datos para consulta pública es prácticamente nula. Las bases de datos son manejadas y modificadas por pocas personas que sí cuentan con las habilidades necesarias, lo que evidencia la falta de capacitación de muchos de los interesados, lo cual, a su vez, limita la accesibilidad a los datos y a los resultados. Asimismo, los protocolos de monitoreo han estado más enfocados en la evaluación de indicadores biológicos y muy escasamente en la evaluación de variables abióticas o monitoreo ambiental. Por otra parte, la mayoría de los programas de monitoreo ha tenido un alcance limitado en el tiempo, asociado fundamentalmente a la falta de recursos y a los cambios del personal capacitado disponible para realizarlos.

1.3 MONITOREO DE LA RESILIENCIA EN ANP DEL CARIBE MEXICANO EN EL MARCO DEL PROYECTO GEF5-RESILIENCIA

En las últimas dos décadas, los ecosistemas marino costeros del Caribe mexicano han sido afectados aceleradamente por la combinación de factores climáticos y presiones antrópicas manejadas de manera no sostenible. Con vistas a enfrentar estas problemáticas, la Conanp y el PNUD desarrollaron actividades para aumentar la resiliencia en 17 ANP de México, a través del proyecto “Fortalecimiento de la efectividad del manejo y la resiliencia de las ANP para proteger la biodiversidad amenazada por el cambio climático”, el cual fue financiado por el GEF.

En este proyecto, la Conabio se incorporó como socio responsable de actividades de investigación y desarrollo técnico del proyecto. En este sentido, el proyecto apoyó el diseño y desarrollo de una red de observación (*in situ* y satelital) de la biodiversidad marina en ANP marino costeras, a partir del establecimiento del Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR) <<https://simar.conabio.gob.mx>> (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2018-2020). SIMAR es un nuevo desarrollo tecnológico basado en una plataforma web interactiva (con servidores y almacenamientos en la nube), que integra un sistema de adquisición de datos oceánicos y atmosféricos a partir de imágenes satelitales, monitoreos *in situ*, y modelos, para derivar en diversos sistemas de alertas tempranas y de información y análisis para la toma de decisiones sobre la biodiversidad marina de la región, en un contexto de cambio y variabilidad climática. Esta red de observación, conocida como el Sistema de Monitoreo de la Biodiversidad Marina en ANP de México (figura 1.5), integrará información histórica de monitoreos, con la información de los monitoreos que se realicen a partir de la implementación de los nuevos protocolos diseñados participativamente en el marco



del proyecto. Los datos que se obtengan se integrarán específicamente en uno de los sistemas de adquisición de datos con los que cuenta SIMAR: el Sistema *in situ* de Monitoreo Oceánico (SIDMO), específicamente en la Base de Datos de la Biodiversidad Marina (BioINFO), diseñada para albergar la base de datos del programa de monitoreo de la biodiversidad marina en ANP del Caribe mexicano (BioCARIBE), como parte del Sistema de Monitoreo de la Biodiversidad Marina en ANP de México.

Los protocolos de monitoreo incluyen: los indicadores bióticos, que reflejan mejor las tendencias en la estructura, y los procesos ecológicos, que ocurren dentro y entre los ecosistemas o en las poblaciones de especies de interés. Los indicadores fueron seleccionados en función de su sensibilidad y especificidad a las presiones, y para que puedan ser empleados de for-

ma eficiente en intervenciones de manejo y conservación. Además, se definieron indicadores abióticos que caracterizan las condiciones ambientales, así como información adicional que se debe recolectar para refinar la interpretación de los resultados de los indicadores propuestos. Este proceso participativo permitió reflejar los intereses de conservación y manejo de las ANP, así como establecer y mantener alianzas participativas con el ámbito académico y la sociedad civil, que contribuyan al logro de las metas de investigación y desarrollo del país.

A partir de los indicadores biológicos obtenidos de los monitoreos, se desarrollarán índices que permitirán realizar una evaluación integral de la condición ecológica *in situ* de los arrecifes coralinos, los pastizales marinos y los manglares. Esta información se incluirá en el Sistema de Alerta

de la Condición Ecológica de los Ecosistemas Marino Costeros (EcoSAT), uno de los sistemas de alerta temprana disponibles en SIMAR. La implementación de estos índices de evaluación integral proporcionará a decisores información necesaria para apoyar el manejo y la conservación de la biodiversidad y la integridad de ecosistemas marinos, regular la influencia antrópica en los recursos marinos, proteger los hábitats críticos y salvaguardar los servicios ecosistémicos que prestan al hombre. Su realización constituye un gran desafío, teniendo en cuenta la elevada complejidad física y biológica de los ecosistemas y las variadas presiones a las que están sometidos.

Entre los indicadores seleccionados en los protocolos de monitoreo se incluyen las variables oceánicas esenciales (EOV, por sus siglas en inglés), establecidas para estos ecosistemas por el Sistema de Observación Global de los Océanos (GOOS, por sus siglas en inglés). GOOS es un sistema colaborativo sostenido de observaciones oceánicas, que abarca redes *in situ*, sistemas satelitales, gobiernos, agencias de la ONU y científicos individuales (GOOS, 2018; <https://www.goosoocean.org/>). La manera en que fueron diseñados los protocolos de monitoreo permitirá contribuir con datos a iniciativas globales como GOOS, la Red de Observación de Biodiversidad Marina (MBON), en particular con la Red de Observación de Biodiversidad Marina de las Américas de Polo a Polo (MBON-P2P). Este último es un esfuerzo voluntario que busca facilitar la integración de datos biológicos y ambientales para países a lo largo de las costas del Pacífico y el Atlántico de las Américas, desde el Ártico hasta la Antártida (<https://marinebon.org/p2p/>). Esta red de las Américas se estableció en asociación con el Sistema de Información Biogeográfica Oceánica (OBIS), la mayor base de conocimiento científico del mundo sobre la diversidad, distribución y abundancia de todos los organismos marinos en un formato. El acceso a los datos de OBIS

para su utilización en los análisis dentro de SIMAR se encuentra integrado como parte de BioINFO-SIDMO.

Los objetivos del Sistema de monitoreo de la biodiversidad marina son:

1. Incrementar el conocimiento de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano y sus procesos biológicos, físicos y químicos.
2. Evaluar el estado de salud de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano sobre la base de indicadores definidos en los protocolos de monitoreo.
3. Integrar el monitoreo fisicoquímico en los protocolos de monitoreo, de manera que mejore la capacidad de interpretar el cambio ecológico reportado por el monitoreo biológico.
4. Apoyar y fortalecer los monitoreos y redes existentes en la región (academia, gobiernos, sociedad civil, ciudadanos), que busquen garantizar la conservación de la biodiversidad marina.
5. Generar conocimiento y establecer estrategias para un manejo integral sustentable de los recursos marinos y costeros del país en las ANP del Caribe mexicano, en el contexto del cambio climático.
6. Integrar nuevos registros de biodiversidad marina al Sistema Nacional de Información sobre Biodiversidad (SNIB) y a OBIS, para disponer de ellos a través de la plataforma BioINFO-SIMAR.
7. Contar con datos e información necesaria para implementar, a través de la plataforma BioINFO-SIMAR, sistemas de alertas operacionales de apoyo a la toma de decisiones sobre posibles amenazas a los ecosistemas, a la salud humana, a la economía de las comunidades costeras (ej. eventos de blanqueamiento y florecimientos algales, salud arrecifal, presencia de sargazo, derrames de petróleo, entre otros).
8. Promover la búsqueda de nuevas fuentes de financiamiento que sostengan a largo plazo esta iniciativa.
9. Apoyar a México en el cumplimiento de convenios, acuerdos y otros com-

SISTEMA DE MONITOREO DE LA BIODIVERSIDAD MARINA
Evaluación de la salud de los ecosistemas y su capacidad de resiliencia

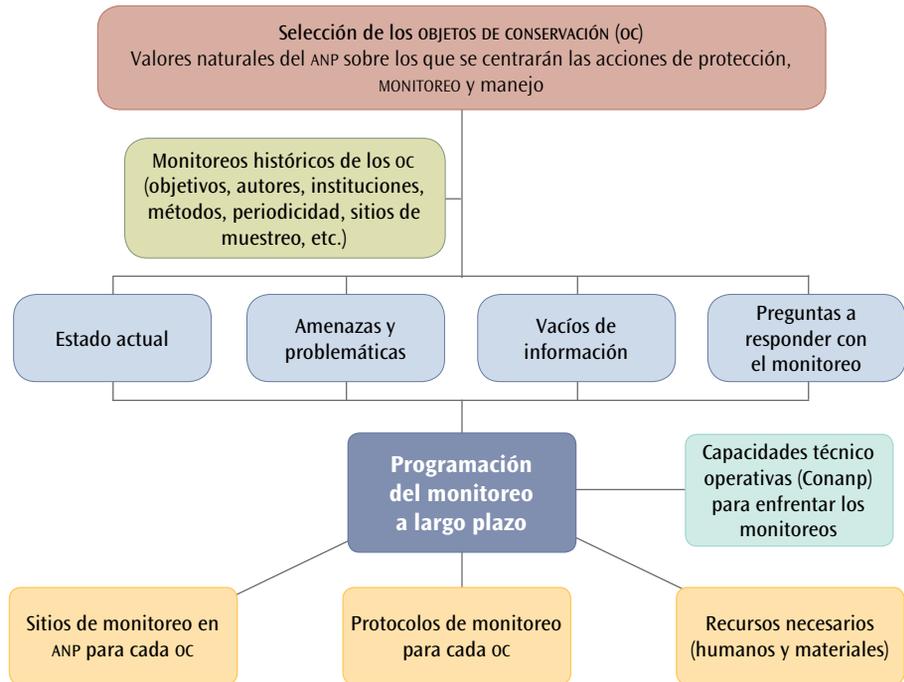


Figura 1.6 Etapas y procesos asociados al desarrollo del programa de monitoreo de biodiversidad marina en ANP del Caribe mexicano.

promisos internacionales, tales como el Convenio de Diversidad Biológica, el Convenio para la Protección y el Desarrollo del Medio Ambiente Marino en la Región del Gran Caribe (Convenio de Cartagena), el Acuerdo de París sobre cambio climático, entre otros, que son esenciales para el logro de los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS) de las Naciones Unidas, en particular el ODS 14 -Vida bajo el mar, encaminado a conservar y utilizar de forma sostenible los océanos, los mares y los recursos marinos para el desarrollo sostenible, como parte de la Agenda 2030.

1.4 ÁREAS DE ESTUDIO Y METODOLOGÍA UTILIZADA PARA LA OBTENCIÓN DE LOS PROTOCOLOS DE MONITOREO

En la región del Caribe mexicano el trabajo del proyecto GEF5-Resiliencia se enfocó

en tres ANP seleccionadas como áreas piloto. Estas son:

1. PN Costa Occidental de Isla Mujeres-Punta Cancún-Punta Nizuc
2. APFF Manglares de Nichupté
3. PN Arrecife de Puerto Morelos

La elaboración de los protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en las ANP del Caribe mexicano estuvo enmarcada en el diseño del Sistema de monitoreo de la biodiversidad marina costera en las ANP del Caribe mexicano. Este proceso se inició mediante la selección de los objetos de conservación (OC) marino costeros (ecosistemas y especies) en cada una de las ANP del proyecto (figura 1.6).

Los OC se definen como los elementos o procesos identificados en un ANP que deben ser objeto de atención por parte de los gestores, ya sea mediante gestión preventiva o activa. En este caso, los OC serán los valores naturales del ANP (ecosistemas y

especies) sobre los cuales se centrarán los esfuerzos de monitoreo.

El proceso de selección de los OC se realizó tomando como punto de partida, la información brindada por la Conanp, acerca de los principales valores naturales presentes en las ANP y su estado de conservación. A partir de la metodología propuesta por Gerhartz *et al.* (2007), se identificó, para cada uno de los valores presentes en el ANP, su representatividad, su singularidad, su nivel de amenaza y su valor general para la conservación del ANP, lo que permitió establecer un listado inicial de los posibles OC. Esta propuesta se concilió con trabajadores y directivos de las ANP, mediante una encuesta implementada en línea y se complementó con la literatura revisada, incluyendo los programas de manejo de las ANP, así como estudios previos realizados en la región, reportes de ONG, etc.

Posteriormente se confirmaron las propuestas de los OC en entrevistas directas realizadas en visitas a las ANP. En las visitas realizadas a las ANP del proyecto, se interactuó directamente con los directores de las ANP, oficiales de campo del Proyecto GEF5-Resiliencia y especialistas y guardaparques involucrados en el monitoreo de la biodiversidad marino costera. Igualmente, se consultó a investigadores de la Academia (UASA-ICML-UNAM) y miembros de la sociedad civil (HRI, COBI, Amigos de Sian Ka'an, Costasalvaje), para la recolección de nueva información y para confirmar el establecimiento de alianzas de cooperación para elaborar los protocolos de monitoreo.

Como resultado de este proceso se definieron como OC prioritarios para la región del Caribe mexicano, teniendo en cuenta su presencia y relevancia en las ANP del proyecto GEF5-Resiliencia, los siguientes cinco ecosistemas y especies:

- OC1 - Arrecifes coralinos
- OC2 - Pastizales marinos
- OC3 - Manglares

- OC4 - Tortugas marinas
- OC5 - Tiburones y rayas

Una vez seleccionados los OC, se realizó un análisis del estado de los mismos, las problemáticas y amenazas más relevantes a nivel regional y local, los vacíos de información existentes y se formularon las preguntas a responder con la implementación de los monitoreos. Se compiló también la información histórica de los monitoreos realizados previamente a los OC, con vistas a determinar la disponibilidad de datos y de información base. Toda esta información se podrá comparar con la que se obtendrá en los monitoreos futuros, realizados con la implementación de los nuevos protocolos de monitoreo. En este sentido, se determinaron los sitios actuales e históricos de monitoreo y se revisó la información relacionada con la periodicidad de muestreo de los esfuerzos previos, las personas o instituciones involucradas, los protocolos aplicados, los instrumentos y sensores empleados y los recursos destinados a los monitoreos.

Como apoyo a todo el proceso se contó con la información de los hábitats bentónicos del Caribe mexicano. En 2018 la Conabio, con el apoyo de los gobiernos federal y estatal, la academia y la sociedad civil, publicó el resultado de 7 años de investigación que derivó en los siguientes seis mapas cartográficos que cubren los aproximadamente 1000 km de aguas someras (hasta los 18 m de profundidad) del Caribe mexicano:

- Batimetría de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2018a).
- Relieve submarino de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2018b).
- Cobertura bentónica de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2018c).

- Hábitats bentónicos de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2018d).
- Cobertura de pastizales marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2019a).
- Cobertura de arrecifes de coral del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2019b).

Estos mapas, obtenidos del procesamiento de imágenes satelitales WorldView-2 y validados *in situ*, permiten tener una continuidad espacial de la cobertura de hábitats bentónicos en apoyo a investigadores y tomadores de decisiones para el manejo y conservación del arrecife mesoamericano mexicano. Todos los mapas están disponibles en la página del del Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR) <<https://simar.conabio.gob.mx>>.

Posteriormente, para iniciar la planificación de los monitoreos a largo plazo se realizó una evaluación de las capacidades técnicas y operativas con las que contaba la Conanp para realizar los monitoreos. Para esto se aplicó un cuestionario dirigido a los directores, oficiales de campo y especialistas de las ANP pilotos. Para esta evaluación se adaptó al contexto de las ANP de México (Conanp), la propuesta que aparece en Gerhartz *et al.* (2007), dirigida a la evaluación de las capacidades de manejo de ANP.

Con toda la información base compilada, Conabio realizó propuestas de protocolos de monitoreo para cada OC. A continuación, se procedió a la realización del taller participativo: Taller para el establecimiento de protocolos para el monitoreo de la biodiversidad marina en áreas protegidas marino costeras del Caribe mexicano. El taller se realizó durante los días 4 y 5 de septiembre de 2017 en el Hotel Adhara Hacienda Cancún. Fue organizado por la Subcoordinación de Monitoreo Marino de la Conabio con el apoyo de la Conanp regional y oficinas centrales.

El objetivo del taller fue definir de manera

participativa una combinación de métodos de muestreo *in situ* y satelitales, que serían incluidos en los protocolos de monitoreo y que permitirían evaluar, según correspondiera, los efectos de las estrategias de conservación y restauración, los impactos humanos y la resiliencia de los ecosistemas y especies identificados como OC, ante los efectos del cambio climático, en las ANP del Caribe mexicano.

En el taller participaron 48 personas de 17 instituciones: académicas (CICY, Cinvestav, Inapesca, Ecosur, UABC, UABCS, UNAM, UQROO), de gobierno (Conanp, Conabio e Inapesca), organizaciones de la sociedad civil (Amigos de Sian Ka'an, COBI, HRI, Grupo Tortuguero del Caribe, MARTI), y el PNUD, este último como agencia de las Naciones Unidas implementadora del proyecto GEF5-Resiliencia (Conanp-PNUD-Conabio).

En el taller se trabajó en grupos, correspondientes a los OC identificados para la región. Se partió de la información incluida en las propuestas de protocolos, previamente elaboradas por la Conabio. Los grupos se estructuraron según la experiencia de los participantes en el estudio de cada uno de los OC.

En las sesiones de trabajo de los grupos se revisaron las propuestas de indicadores del estado de salud de los OC y de variables fisicoquímicas que elaboró la Conabio. Además, se revisaron las propuestas de metodologías, también elaboradas por la Conabio, basadas fundamentalmente en las que ya se utilizan en las ANP, para obtener la información relacionada con los indicadores y las variables de estudio. Se trabajó con los mismos grupos en la evaluación de los recursos necesarios (humanos y materiales) y costos para llevar a cabo los monitoreos. Cada grupo presentó una propuesta de los insumos y equipos necesarios para el monitoreo de cada OC y un estimado de la logística asociada y el presupuesto requerido. Además, se identificaron los sitios de muestreo necesarios en cada ANP para cada OC.

Con toda la información recolectada en el taller se trabajó en la elaboración de protocolos para el monitoreo de cada OC. Se presentaron diferentes versiones, las cuales fueron revisadas y validadas por los autores. En los siguientes capítulos se presentan los protocolos de monitoreo para cada OC.

REFERENCIAS

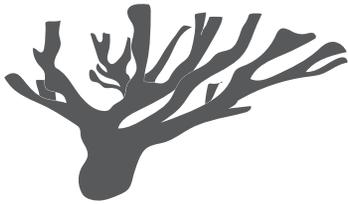
- Álvarez-Filip, L., N. Estrada-Saldívar, E. Pérez-Cervantes, A. Molina-Hernández y F.J. González-Barrios. 2019. A rapid spread of the stony coral tissue loss disease outbreak in the Mexican Caribbean. *PeerJ* 7, e8069.
- Álvarez-Torres, P. 2015. El monitoreo y la observación de los ecosistemas marinos y costeros. *La Jornada Ecológica*. Disponible en: <<http://www.jornada.unam.mx/2015/02/03/eco-h.html>>.
- Bernhardt, J. R. y H.M. Leslie. 2013. Resilience to climate change in coastal marine ecosystems. *Annual Review of Marine Science* 5: 371-392.
- Bruno, J.F., H. Sweatman, W.F. Precht, E.R. Selig y V.G. Schutte. 2009. Assessing evidence of phase shifts from coral to macroalgal dominance on coral reefs. *Ecology* 90(6): 1478-1484.
- Cerdeira-Estrada, S., R. Martell-Dubois, T. Heege, L.O. Rosique-de la Cruz, P. Blanchon, S. Ohlendorf, A. Müller, R. Silva-Casarin, I.J. Mariño-Tapia, M.I. Martínez-Clorio, L. Carillo, M.I. Cruz-López, R. Ressler. 2018a. Batimetría de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche - Xcalak. Escala: 1:8 000. Edición: 2. Conabio, EOMAP, UNAM, Cinvestav, Ecosur. México. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Cerdeira-Estrada, S., L.O. Rosique-de la Cruz, P. Blanchon, A. Uribe-Martínez, R. Martell-Dubois, M.I. Martínez-Clorio, M.I. Cruz-López, R. Ressler. 2018b. Relieve submarino de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak. Escala: 1:8 000. Edición: 1. Conabio, UNAM. México. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Cerdeira-Estrada, S., M.I. Martínez-Clorio, L.O. Rosique-de la Cruz, M. Kolb, A.M. Gonzales-Posada, A. Uribe-Martínez, R. Martell-Dubois, J.R. Garza-Pérez, L. Alvarez-Filip, M.I. Cruz-López, R. Ressler. 2018c. Cobertura bentónica de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak. Escala: 1:8 000. Edición: 2. Conabio, UNAM. México. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Cerdeira-Estrada, S., M.I. Martínez-Clorio, L.O. Rosique-de la Cruz, M. Kolb, A.M. Gonzales-Posada, A. Uribe-Martínez, R. Martell-Dubois, M.I. Cruz-López, R. Ressler. 2018d. Hábitats bentónicos de los ecosistemas marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak. Escala: 1:8 000. Edición: 2. Conabio. México. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Cerdeira-Estrada, S., M.I. Martínez-Clorio, L.O. Rosique-de la Cruz, M. Kolb, A.M. Gonzales-Posada, A. Uribe-Martínez, R. Martell-Dubois, J.R. Garza-Pérez, L. Alvarez-Filip, M.I. Cruz-López, R. Ressler. 2019a. Cobertura de pastizales marinos del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak. Escala: 1:8,000. Edición: 1. Conabio, UNAM. México. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Cerdeira-Estrada, S., M.I. Martínez-Clorio, L.O. Rosique-de la Cruz, M. Kolb, A.M. Gonzales-Posada, A. Uribe-Martínez, R. Martell-Dubois, J.R. Garza-Pérez, L. Alvarez-Filip, M.I. Cruz-López, R. Ressler. 2019b. Cobertura de arrecifes de coral del Caribe mexicano: Cabo Catoche-Xcalak. Escala: 1:8,000. Edición: 1. Conabio, UNAM. México. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Cerdeira-Estrada, S., R. Martell-Dubois, J. Valdéz-Chavarin, L. Rosique-de la Cruz, S. Perera-Valderrama, J. López-Perea, H. Caballero-Aragón y R. Ressler. 2018-2020. Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR). Conabio, Mexico. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Conanp. 2015a. Programa de Recuperación y Repoblación de Especies en Peligro de Extinción (U025) Disponible en: <<https://www.gob.mx/conanp/acciones-y-programas/programa-de-conservacion-de-especies-en-riesgo-procer>>.
- Conanp. 2015b. Programa de Monitoreo Biológico en Áreas Naturales Protegidas (Promobi). Disponible en: <<https://www.gob.mx/conanp/acciones-y-programas/programa-de-monitoreo-biologico-en-areas-naturales-protegidas-promobi>>.
- Conanp. 2016. Estudio previo justificativo para el establecimiento de la Reserva de la Biosfera Caribe Mexicano, Quintana Roo.
- Crain, C.M., K. Kroeker y B.S. Halpern. 2008. Interactive and cumulative effects of multiple human stressors in marine systems. *Ecology letters* 11(12): 1304-1315.
- Gerhartz, J.L., R. Estrada, E. Hernández, A. Hernández y A. González. 2007. *Metodología para la elaboración de los planes de manejo de las áreas protegidas*

- de Cuba. Editorial Feijóo. Universidad Central de Las Villas. Santa Clara, Cuba.
- GOOS (Global Ocean Observing System). 2018. *Report of the GOOS Cross-Panel Meeting*. Tasmania, Australia.
- Green, A.L., L. Fernandes, G. Almany, R. Abesamis, E. McLeod, P.M. Aliño y R.L. Pressey. 2014. Designing marine reserves for fisheries management, biodiversity conservation, and climate change adaptation. *Coastal Management* 42(2): 143-159.
- Guannel G., K. Arkema, P. Ruggiero y G. Verutes. 2016. The Power of Three: coral reefs, seagrasses and mangroves protect coastal regions and increase their resilience. *PLoS One* 11(7): e0158094. doi:10.1371/journal.pone.0158094
- Hughes, T.P., D.R. Bellwood, C. Folke, R.S. Steneck y J. Wilson. 2005. New paradigms for supporting the resilience of marine ecosystems. *Trends in ecology & evolution* 20(7): 380-386.
- Jones, P.J. 2014. *Governing marine protected areas: resilience through diversity*. Routledge. Taylor & Francis. Nueva York.
- Kathiresan, K. y N.M. Alikunhi. 2011. Tropical coastal ecosystems: Rarely explored for their interaction. *Ecologia* 1(1): 1-22.
- Kroeker, K.J., R.L. Kordas, R. Crim, I.E. Hendriks, L. Ramajo, G.S. Singh, C.M. Duarte y J.P. Gattuso. 2013. Impacts of ocean acidification on marine organisms: quantifying sensitivities and interaction with warming. *Global Change Biology* 19(6): 1884-1896.
- Kuhlmann, D.H.H. 1988. The sensitivity of coral reefs to environmental pollution. *Ambio* 17: 13-21.
- Lara-Lara, J.R., V. Arenas-Fuentes, C. Bazán-Guzmán, V. Díaz-Castañeda, E. Escobar-Briones, M.C. García-Abad, G. Gaxiola-Castro, G. Robles-Jarero, R. Sosa-Ávalos, L.A. Soto-González, M. Tapia-García y J.E. Valdez-Holguín. 2008. Los ecosistemas marinos. *Capital natural de México*, vol. I: Conocimiento actual de la biodiversidad. Conabio, México, pp. 135-159.
- Levin, S.A. y J. Lubchenco. 2008. Resilience, robustness, and marine ecosystem-based management. *Bioscience* 58(1): 27-32.
- Maynard, J., P. Marshall, B. Parker, E. McLeod, G. Ahmadi, R. van Hooidek, S. Planes, G.J. Williams, L. Raymundo, R. Beeden y J. Tamelander. 2017. *A Guide to Assessing Coral Reef Resilience for Decision Support*. UNEP.
- Maynard, J., B. Parker, R. Beeden, J. Tamelander, P. McGowan, L. Gramer, S.F. Heron, M.S. Kendall, S. McKagan, E. McLeod, K. Oleson, S.J. Pittman. 2015. *Coral Reef Resilience Research and Management--Past, Present and Future*: Workshop Report. NOAA Coral Reef Conservation Program. Silver Spring.
- McClanahan, T.R., S.D. Donner, J.A. Maynard, M.A. MacNeil, N.A.J. Graham, N. A., J. Maina *et al.* 2012. Prioritizing key resilience indicators to support coral reef management in a changing climate. *PLoS One* 7(8): e42884.
- McCook, L.J., G.R. Almany, M.L. Berumen, J.C. Day, A.L. Green, G.P. Jones *et al.* 2009. Management under uncertainty: guidelines for incorporating connectivity into the protection of coral reefs. *Coral Reefs* 28(2): 353-366.
- McField, M. y P. Kramer. 2007. *Healthy reefs for healthy people: A guide to indicators of reef health and social well-being in the Mesoamerican Reef Region*. Franklin Trade Graphics, Miami.
- Moberg, E. y C. Folke. 1999. Ecological goods and services of coral reef ecosystems. *Ecological economics* 29(2): 215-233.
- Mumby, P.J. y A. Hastings. 2008. The impact of ecosystem connectivity on coral reef resilience. *Journal of Applied Ecology* 45(3): 854-862.
- Nagelkerken, I. 2009. Evaluation of nursery function of mangroves and seagrass beds for tropical decapods and reef fishes: patterns and underlying mechanisms. En: Nagelkerken, I. (ed). *Ecological connectivity among tropical coastal ecosystems*. Springer, Dordrecht.
- Obura, D. y G. Grimsditch. 2009. *Resilience assessment of coral reefs: assessment protocol for coral reefs, focusing on coral bleaching and thermal stress*. IUCN, Gland, Suiza.
- Reid, W., N. Ash, E. Bennett, P. Kumar, M. Lee, N. Lucas *et al.* 2002. *Millennium ecosystem assessment*. Millenium Assessment. Penang, Malaysia.
- Robertson A.I. y S.J.M. Blaber. 1992. Plankton, epibenthos and fish communities. En: Robertson A.I. y D.M. Alongi (eds). *Tropical mangrove ecosystems. Coastal and Estuarine Studies* 41: 173-224.
- Rodríguez-Martínez, R. E., B. van Tussenbroek y E. Jordán-Dahlgren. 2016. Afluencia masiva de sargazo pelágico a la costa del Caribe mexicano (2014–2015). En: García-Mendoza, E., S. Quijano-Scheggia, A. Olivios-Ortiz, E.J. Núñez-Vázquez (eds.). *Florecimientos algales nocivos en México*. CICESE, Ensenada, Mexico, pp. 352-365.
- Sarukhán, J., *et al.* 2017. *Capital natural de México. Síntesis: evaluación del conocimiento y tendencias de cambio, perspectivas de sustentabilidad, capacidades humanas e institucionales*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México.
- Selig, E.R. y J.F. Bruno. 2010. A global analysis of the effectiveness of marine protected areas in preventing coral loss. *PLoS One* 5(2): e9278.
- Van Tussenbroek, B.I., H.A. Hernández-Arana, R.E. Rodríguez-Martínez, J. Espinoza-Avalos, H.M. Canizales-Flores, C.E. González-Godoy, M.G. Barba-Santos, A. Vega-Zepeda y L. Collado-Vides. 2017. Severe impacts of brown tides caused by *Sargassum* spp. on near-shore Caribbean seagrass communities. *Marine pollution bulletin* 122(1-2): 272-281.

Capítulo II. Arrecifes coralinos



Reserva de Biosfera Banco Chinchorro, Quintana Roo. Foto: CLAUDIO CONTRERAS KOOB/CONABIO



Capítulo II. Arrecifes coralinos

AUTORES

Susana Perera-Valderrama, Hansel Caballero-Aragón, Eduardo Santamaría-del Ángel, Lorenzo Álvarez-Filip, Héctor Reyes-Bonilla, Sergio Cerdeira-Estrada, Raúl Martell-Dubois, Laura O. Rosique-de la Cruz, Jorge Christian Alva-Basurto, Vanessa Francisco-Ramos, Rainer Ressler

COLABORADORES

Gilberto Acosta-González, Anastazia Banaszak, Abelardo Brito-Bermúdez, José Adán Caballero-Vázquez, Nancy Cabanillas-Terán, Laura Carrillo, Dorka Cobián Rojas, Sarah Connor, Stuart Fulton, María del Carmen García-Rivas, Rodrigo Garza-Pérez, Ricardo Gómez-Lozano, Yadira Gómez-Hernández, Arturo González-Baca, Alba González-Posada, Arturo González-González, Nayeli Hernández-Palacio, Héctor Hernández-Arana, Laura Hernández-Terrones, Roberto Ibarra-Navarro, Saúl López-Alcaide, Rosa María Loreto, Felipe Ángel Omar Ortiz-Moreno, Ismael Mariño-Tapia, Claudia Padilla, Bárbara Rojas-Montiel, Marisol Rueda-Flores, Mélina Soto, Brigitta I. van Tussenbroek, Alejandro Vega-Zepeda

Perera-Valderrama, S., H. Caballero-Aragón, E. Santamaría-del Ángel, L. Álvarez-Filip, H. Reyes-Bonilla, S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, J.C. Alva-Basurto, V. Francisco-Ramos, R. Ressler. 2020. Capítulo II. Arrecifes coralinos. En: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler (coords.). *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México, pp. 31-81.

Los arrecifes coralinos se encuentran entre los ecosistemas con mayor biodiversidad de los océanos (Roberts *et al.*, 2002). Se estima que albergan alrededor de un tercio de todas las especies marinas descritas (Fisher *et al.*, 2015). Proporcionan valiosos y vitales servicios ecosistémicos a las poblaciones humanas: constituyen fuente de alimento para millones de personas, protegen las costas de las tormentas y la erosión, proporcionan hábitat y sitios de reproducción y cría a especies de importancia comercial, dan empleo e ingresos a las economías locales relacionados con la pesca, recreación, turismo, entre otros (Mumby *et al.*, 2008).

Sin embargo, estos ecosistemas frágiles y sensibles a las perturbaciones están en mayor riesgo de degradación que otros sistemas marinos (Díaz-Pérez *et al.*, 2016). Las presiones humanas locales, actuando al unísono con el cambio climático, han provocado afectaciones en la estructura y los procesos ecológicos de los arrecifes de coral (Kuffner y Toth, 2016). De esta forma, su habilidad para hacer frente al cambio climático está siendo socavada (Jackson *et al.*, 2001).

Se considera que los arrecifes coralinos pueden existir en dos estados estables alternativos, los dominados por corales pétreos y los dominados por macroalgas (Hughes *et al.*, 2010). Cuando el arrecife tiene

Cuadro 2.1
 Información general
 del monitoreo del sitio.

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR	
Nombre: _____	E-mail (opcional): _____
País: _____	Institución / Organización (opcional): _____
INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO	
Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____	Nombre del sitio: _____
Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
(Fin) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
País: _____	Estado / Provincia: _____
Población cercana: _____	Área natural protegida (ANP): Sí ___ No ___
Nombre del ANP: _____	

una condición saludable (dominada por corales), cuenta con los componentes que le permiten resistir los cambios ante una afectación significativa, sufriendo el menor daño como ecosistema y recuperándose de forma más rápida (Wilson *et al.*, 2006). La fase dominada por corales se asocia con una mayor capacidad de brindar servicios ecosistémicos al hombre. Esta capacidad de contribuir al bienestar humano puede verse limitada en la fase dominada por macroalgas (Kennedy *et al.*, 2013). Dado el papel crítico que desempeña la resiliencia de los arrecifes, y su relación con la capacidad de brindar servicios ecosistémicos, existe una necesidad urgente de evaluación continua de su condición (Nyström y Folke, 2001; Bellwood *et al.*, 2004).

Por esta razón, el protocolo de monitoreo de arrecifes coralinos, diseñado participativamente en el marco del proyecto GEF5-Resiliencia, se centra en la evaluación de los procesos ecológicos clave que inciden en la resiliencia de arrecifes de coral, los cuales incluyen fundamentalmente (McClanahan *et al.*, 2003, Hughes *et al.*, 2003):

1. Dinámica de las comunidades de corales: estructura, función y condición.
2. Factores que influyen en el reclutamiento

to y la supervivencia de los corales: complejidad del sustrato, comunidades bentónicas (especialmente las macroalgas) y factores relacionados con el cambio climático (incremento de la temperatura superficial del mar y la acidificación).

3. Factores que influyen en el establecimiento y crecimiento de las comunidades de macroalgas: calidad del agua, herbivoría.

Con el objetivo de evaluar el comportamiento de los indicadores biológicos de la condición de los arrecifes coralinos, estos se ordenaron considerando dos comunidades: el bentos, que son los organismos que habitan asociados al fondo del ecosistema, y el necton, integrado por los peces que habitan en dicho ecosistema.

De igual forma, se presentan los indicadores abióticos (variables fisicoquímicas), que permiten caracterizar las condiciones ambientales de los arrecifes, complementando los estudios de los indicadores biológicos.

En la implementación de cada protocolo, se debe documentar la información general del sitio y del monitoreo, que incluye la localización del sitio, fecha y hora del monitoreo y datos de los observadores (cuadro 2.1).

2.1 INDICADORES BIOLÓGICOS PARA EL MONITOREO DE ARRECIFES CORALINOS Y SUS PROTOCOLOS

2.1.1 Indicador IB1-OC1.

Cobertura del sustrato por coral vivo

Los corales son el principal componente estructural de los arrecifes (Spalding *et al.*, 2001). Por esta razón, la cobertura del sustrato por coral vivo se considera el indicador primario de salud arrecifal y se emplea con frecuencia para hacer predicciones relacionadas con la resiliencia (Lam *et al.*, 2017). En casi todos los arrecifes del Caribe se ha observado una tendencia a la disminución de la cobertura por coral vivo (Gardner *et al.*, 2003; Lam *et al.*, 2017). Esta tendencia se ha asociado a la combinación de presiones naturales y antrópicas que vienen actuando en sinergia en la región desde hace más de tres décadas (Flower *et al.*, 2017).

Una disminución crónica de la cobertura por coral vivo puede deberse a la incidencia continua de factores de estrés en el arrecife, que evitan el adecuado reclutamiento de coral o causan mortalidad de corales. Estos factores de estrés están generalmente asociados con el cambio climático o impactos antropogénicos (contaminación, eutrofización, etc). Una disminución aguda de la cobertura de coral vivo puede estar asociada a la ocurrencia de una perturbación importante que provoque una gran mortalidad coralina, por ejemplo: huracanes, encallamientos, blanqueamiento masivo de coral, epidemias de alguna enfermedad, etc. (Mumby *et al.*, 2014a).

2.1.2 Indicador IB2-OC1.

Cobertura del sustrato por algas (grupos morfofuncionales)

Las algas son otro componente del bentos con un rol esencial en el mantenimiento de la condición saludable del arrecife (Rakowski y Cardinale, 2016). Ocupan gran variedad de hábitats y constituyen refugios para invertebrados y vertebrados (Kempainen *et al.*, 2005). Las algas son el grupo de pro-

ductores primarios más significativo del arrecife y son la principal fuente de alimentación de los herbívoros (Bell y Williamson, 2017). A su vez, destacan por ser los principales competidores de los corales por el sustrato (Sandin y McNamara 2012). Para el monitoreo se dividen en grupos morfofuncionales, pues cada grupo incide de diferente manera en la dinámica del arrecife.

Las macroalgas carnosas (CAR) son las principales competidoras de los corales. Pueden provocar su muerte directa por sobrecrecimiento y sombreado o pueden limitar su crecimiento (Perry *et al.*, 2014). Igualmente, algunas de estas algas pueden inhibir el reclutamiento de las larvas de corales, ya sea por defensas químicas o limitando el sustrato donde estas pueden asentarse (Díaz-Pulido *et al.*, 2009). Se considera que las relaciones entre macroalgas carnosas y corales se desbalancean (hacia un incremento de las algas) por acciones antrópicas, como el incremento de nutrientes o de temperatura o por la sobrepesca de herbívoros (Cinner *et al.*, 2013). Esto puede conducir al deterioro de la comunidad de corales y al incremento de su susceptibilidad a otras presiones físicas, como el oleaje o las tormentas, causando, en ocasiones, cambios de fase (Mumby *et al.*, 2014a).

Las cianobacterias filamentosas (CIA), aunque no son macroalgas, también pueden tener una variedad de efectos negativos sobre las comunidades arrecifales, como: inhibir el reclutamiento, actuar como patógenos, provocar la muerte de corales por sobrecrecimiento y sombreado y por producir sustancias químicas, que, además, llegan a afectar a los peces (de Bakker *et al.*, 2017). El aumento de las cianobacterias puede indicar un incremento de nutrientes (Thacker y Paul, 2001). Su dominancia se asocia a mayores tasas de bioerosión, lo que conduce a una mayor fragilidad y susceptibilidad de los corales a otras presiones (Glaub *et al.*, 2001).

Las algas costrosas coralinas (CC) participan en la construcción y cementación



Figura 2.1 Transecto de intercepto de puntos.

del arrecife y se consideran generalmente un sustrato favorable para el asentamiento de reclutas de corales, por lo que su incremento puede considerarse favorable (Díaz-Pulido, 2008).

El césped (CES) (matriz densa de algas que crecen menos de un centímetro) constituye también el alimento de muchos herbívoros. Un sobrecrecimiento del césped puede indicar ausencia de herbívoros. A la vez, un césped abundante y alto puede capturar sedimentos, lo cual inhibe el reclutamiento de larvas de coral, y puede ocasionar la muerte de corales por sobrecrecimiento o sombreado (Vermeij *et al.*, 2010).

2.1.3 Protocolo para la medición de los indicadores IB1-OC1 e IB2-OC1

Se emplea la técnica del transecto de intercepto de puntos (figura 2.1) siguiendo lo dispuesto en la metodología AGRRA (según Marks y Lang, 2016):

1. Realizar al menos una vez al año.
2. Extender al azar sobre la superficie del arrecife, en cada sitio, de seis a ocho transectos lineales de 10 m de largo, medidos con una cinta métrica bien extendida. Si es posible, aplicar más transectos en función de la variabilidad de cada sitio.

3. Separar los transectos una distancia mayor a 5 m y hasta 10 m, dependiendo del tamaño del sitio de muestreo.
4. No cruzar los transectos.
5. Evitar cambios abruptos de pendiente, grandes parches de arena o sustratos sin desarrollo coralino.
6. Registrar en cada transecto el tipo de sustrato que aparece inmediatamente debajo de la línea del transecto, en cada uno de los intervalos de 10 cm (entre la marca inicial de 0 m y la marca de 9.90 m) según las siguientes categorías (cuadro 2.2):

- Coral vivo (CV): para corales escleractinios y *Millepora* sp. (figura 2.2).
- Grupos morfológicos de macroalgas: carnosas (CAR), calcáreas ramificadas (CR), costrosas coralinas (CC), césped (CES), cianobacterias filamentosas (CIA) (figura 2.3).
- Coral con muerte reciente (CMR): si el punto coincide con un fragmento de coral con muerte reciente (figura 2.4). La muerte reciente se reconoce cuando el esqueleto del coral está expuesto, la estructura de los cálices aún es visible y se puede reconocer la especie.
- Coral con muerte antigua (CMA): si el

Cuadro 2.2 Planillas de registro de datos del transecto de intercepto de puntos para bentos

Puntos de intercepto	0 m	1 m	2 m	3 m	4 m	5 m	6 m	7 m	8 m	9 m
0 cm										
10 cm										
20 cm										
30 cm										
40 cm										
50 cm										
60 cm										
70 cm										
80 cm										
90 cm										

Categorías a utilizar en el llenado de la tabla:
 Coral: cv: coral vivo, CMR: coral con muerte reciente, CMA: coral con muerte antigua
 Grupos morfológicos de macroalgas: CAR: carnosas, CR: calcáreas ramificadas, CC: costrosas coralinas, CES: césped, CIA: cianobacterias filamentosas
 Otros: PAV: pavimento, ESC: escombros, ARE: arena, ESP: esponja, GOR: octocorales, OT: otros
 Observaciones _____

punto coincide con un fragmento de coral con muerte antigua (figura 2.4). La muerte antigua se reconoce en cualquier área muerta del coral en la que la estructura de los cálices ya no es visible o está cubierto por algas u otros organismos.

- Pavimento (PAV): sustrato duro desnudo (figura 2.5).
- Escombros (ESC): corales rotos desprendidos (figura 2.5).
- Arena (ARE): sustrato blando (figura 2.5).
- Esponjas (ESP) (figura 2.5).
- Octocorales (GOR) (figura 2.5).
- Otros (OT): zoantídeos, ascidias, anémonas, etc.

Si en el punto se observa la presencia de una especie móvil, se debe registrar lo que está en el sustrato inmediatamente debajo.

La cobertura de cada categoría bentónica se expresará en porcentaje (%) y será igual a la cantidad de puntos detectados debajo del transecto (de un posible total de

100). Se calculará un promedio de cobertura de cada categoría bentónica por sitio.

2.1.4 Indicador IB3-OC1. Signos de enfermedades microbianas en los corales

Las enfermedades de los corales son deficiencias en la condición normal de estas especies y son un indicador de estrés (McField y Kramer, 2007). Sus causas no están del todo claras, pero su aparición se ha relacionado con factores tanto bióticos (patógenos, parásitos) como abióticos (cambios en la temperatura superficial del mar, contaminación, sedimentación, nutrientes) (Harvell *et al.*, 2007).

Las enfermedades pueden interferir en la capacidad de los corales para crecer o reproducirse y pueden causar la muerte parcial o total de las colonias (Bruno *et al.*, 2007). La identificación de brotes de enfermedades contribuye a comprender mejor las causas de las variaciones en la cobertura de tejido vivo de coral (Caballero *et al.*, 2013).

Figura 2.2 Principales especies de corales observadas en el Caribe mexicano



Acropora palmata

FOTO: JERÓNIMO AVILÉS OLGUÍN/CONABIO



Acropora cervicornis

FOTO: SARA MELO MERINO/CONABIO



Porites astreoides

FOTO: CARLOS GONZÁLEZ GÁNDARA/CONABIO



Porites porites

Foto: Humberto Bahena Basave/CONABIO



Orbicella annularis

FOTO: VICENCIO DE LA CRUZ FRANCISCO/CONABIO



Orbicella faveolata

FOTO: JIMMY ARGÜELLES JIMÉNEZ/CONABIO



Montastraea cavernosa

FOTO: Humberto Bahena Basave/CONABIO



Madracis decactis

Foto: Horacio Pérez España/CONABIO



Agaricia agaricites

FOTO: JOSÉ CARRQUIRY BELTRÁN/CONABIO



Agaricia tenuifolia

Foto: José Carriquiry Beltrán/CONABIO



Siderastrea radians

Foto: Jimmy Argüelles Jiménez/CONABIO



Siderastrea siderea

FOTO: CARLOS GONZÁLEZ GÁNDARA/CONABIO



Pseudodiploria strigosa

FOTO: VICTOR ISLA



Pseudodiploria clivosa

FOTO: CARLOS GONZÁLEZ GÁNDARA/CONABIO

Figura 2.3 Principales grupos morfofuncionales de macroalgas presentes en los arrecifes del Caribe mexicano



Carnosas (CAR)

FOTO: ISRAEL SÁNCHEZ ALCÁNTARA /CONABIO



Calcáreas ramificadas (CR)

FOTO: CARLOS F. CANDELARIA SILVA/CONABIO



Costosas coralinas (CC)

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Césped (CES)

FOTO: KEN MARKS



Cianobacterias filamentosas (CIA)

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA

Figura 2.4 Corales con diferentes tipos de muerte



Coral con muerte reciente (CMR)

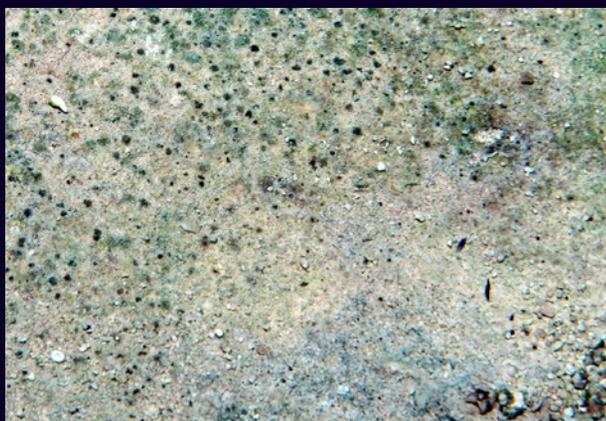
FOTO: SUSANA PERERA-VALDERRAMA/CONABIO



Coral con muerte antigua (CMA)

FOTO: SUSANA PERERA-VALDERRAMA/CONABIO

Figura 2.5 Otras categorías de sustrato presentes en los arrecifes del Caribe mexicano



Pavimento (PAV)
Foto: Ken Marks



Escombros de coral (ESC)
FOTO: ALBERT FRANQUESA/CONABIO



Arena (ARE)
FOTO: ALBERT FRANQUESA/CONABIO



Esponjas (ESP)

FOTO: JIMMY ARGÜELLES JIMÉNEZ/CONABIO



Octocorales (GOR)

FOTO: ISAÍ DOMÍNGUEZ GUERRERO/CONABIO



Otros (OT) Zoantídeo

FOTO: EDUARDO CASTILLO/CONABIO



Otros (OT) Anémona

FOTO: CARLOS GONZÁLEZ SALAS/CONABIO

2.1.5 Indicador IB4-OC1. Blanqueamiento de coral

El blanqueamiento de coral consiste en la desestabilización de la simbiosis que ocurre entre los corales y las zooxantelas, que provoca la expulsión de estas últimas y la decoloración de las colonias (Muller-Parker *et al.*, 2015). Este fenómeno puede estar asociado a la contaminación o a cambios (incrementos o disminuciones) en la salinidad o la temperatura superficial del mar (Lough y van Oppen, 2009). En el pasado (antes de los años 90), los episodios de blanqueamiento se observaban a pequeñas escalas espaciales, en respuesta a tensiones localizadas. Sin embargo, en la actualidad, los grandes eventos de blanqueamiento están claramente relacionados con el calentamiento global (Eakin *et al.*, 2009), debido a la ocurrencia de temperaturas (T) superiores al nivel de tolerancia de las colonias de coral (Glynn, 1993). El primer evento masivo de blanqueamiento a gran escala se observó entre 1997 y 1998, y afectó grandes regiones arrecifales (Hoegh-Guldberg, 1999).

Existen evidencias que demuestran que cuando la temperatura superficial del mar aumenta semanalmente, al menos 1°C por encima del promedio climatológico a largo plazo del mes más cálido (según la localidad), y ese calor se acumula por más de ocho semanas consecutivas, se puede provocar un estrés térmico en los corales, al superar el rango térmico de su tolerancia, lo que provoca el blanqueamiento (Goreau *et al.*, 2005). Dependiendo de la intensidad, este puede ocasionar la muerte total o parcial de las colonias de coral (Hoegh-Guldberg, 1999). En caso extremo, de acumularse el calor por 12 semanas consecutivas, este fenómeno podría conducir a mortalidades masivas, lo cual tendría graves consecuencias ecológicas para los arrecifes afectados (Eakin *et al.*, 2009). En este caso, la ocurrencia del blanqueamiento de corales y su posible muerte están asociados con el estrés térmico, el cual se determina mediante

el grado de anomalía de la temperatura y la duración de la exposición. Estos factores, pueden interferir en la capacidad de los corales de crecer o reproducirse (Bruno *et al.*, 2007); las colonias quedan mucho más expuestas a sufrir enfermedades y a los impactos de otros agentes estresantes, como la sedimentación o la competencia con las algas (Flower *et al.*, 2017), lo cual afecta la dinámica del arrecife.

Existen predicciones de que el blanqueamiento podría aumentar tanto en frecuencia como en gravedad como consecuencia del cambio climático, lo cual constituye una amenaza para el futuro de los arrecifes de coral (Logan *et al.*, 2014). Fabricius *et al.* (2007) plantean que es improbable que la adaptación biológica de los corales a condiciones ambientales más cálidas se mantenga al ritmo de los aumentos de temperatura esperados debido al cambio climático. Sin embargo, a nivel global la T de la superficie del mar durante el siglo XX se ha incrementado en promedio de 0.4-0.8 °C (McCarthy *et al.*, 2001), y según los estudios realizados a partir de núcleos de coral extraídos por debajo del nivel coralino actual, en los siglos XVIII y XIX el incremento de temperatura fue en promedio entre 0.8-1.4 °C (Cole *et al.*, 2000, Zinke *et al.*, 2005). Estudios de la relación existente entre la variabilidad histórica de la T de la superficie del mar y la mortalidad de los corales revelan la ocurrencia de un incremento sostenido de la T superficial del mar, al cual los arrecifes coralinos se han ido adaptando continuamente, con lo que evidencian su capacidad de resiliencia (Ateweberhan y McClanahan, 2010).

El estrés térmico en corales puede ser monitoreado por diversos sensores satelitales, que estiman diariamente y globalmente la temperatura superficial del mar. Como parte del Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR) <<https://simar.conabio.gob.mx>> (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2018-2020a), se tiene en operación el Sistema satelital de alerta temprana de blanqueamiento de corales (SATcoral) (Cer-

deira-Estrada *et al.*, 2018-2020b). SATcoral es una herramienta de análisis que permite identificar, semanalmente desde 1985, zonas arrecifales afectadas por estrés térmico en las costas del golfo de México, el mar Caribe y el Pacífico nororiental tropical, estrés que puede conducir a eventos de blanqueamiento de corales. SATcoral genera imágenes satelitales diarias nocturnas de la temperatura superficial del mar (a 1 km), a partir de un algoritmo modificado de Strong *et al.* (2006), Liu *et al.* (2006) y Eakin, *et al.* (2009).

2.1.6 Indicador IB5-OC1.

Proporción de especies de coral constructoras/oportunistas

La reducción de las poblaciones de las principales especies constructoras de arrecifes, típicas de los arrecifes saludables del Caribe, ha conducido a cambios en los patrones de diversidad de corales y a la disminución de la complejidad estructural de los arrecifes (Álvarez-Filip *et al.*, 2013).

Las especies del género *Acropora* se vieron seriamente afectadas en la década de los 80 por plaga blanca, enfermedad epidémica que degradó casi todas sus poblaciones en la región del Caribe (Aronson y Precht, 2001). Asimismo, las especies del complejo *Orbicella* han disminuido dramáticamente, tanto en cantidad como en cobertura de coral vivo (Porto-Hannes *et al.*, 2015). Así, se redujeron sustancialmente dos de las más importantes especies constructoras de arrecifes del Caribe (Precht *et al.*, 2002). Estas afectaciones originaron el incremento de la dominancia de especies oportunistas, con estrategias reproductivas más exitosas y elevadas tasas de reclutamiento, como *P. astreoides* y *A. agaricites* (Yakob y Mumby, 2011; Perry *et al.*, 2015).

El predominio de especies constructoras sobre especies oportunistas puede reflejar la presencia de comunidades de corales resilientes, que han mantenido la estructura típica de los arrecifes saludables de los años 70 (Kramer, 2003). Por otra parte, el

predominio de las nuevas especies oportunistas (ej. *P. astreoides*, *A. agaricites* y *S. siderea*) caracteriza a un arrecife con menor complejidad estructural y efectividad en cuanto a la provisión de refugio, protección contra el oleaje y con una menor tasa de acreción (Álvarez-Filip, *et al.*, 2011). Este es el estado que se aprecia actualmente en muchos de los arrecifes del Caribe (Darling, 2012).

2.1.7 Protocolo para la medición de los indicadores IB3-OC1, IB4-OC1 e IB5-OC1

Se emplea la técnica del transecto lineal (figura 2.6):

1. Realizar al menos una vez al año.
2. Desplegar en cada sitio, al azar, de 6 a 8 transectos de 10 m de largo (pueden ser los mismos utilizados como intercepto de puntos).
3. Separar los transectos una distancia mayor a 5 m y hasta 10 m, dependiendo del tamaño del sitio de muestreo.
4. Anotar para cada coral (≥ 5 cm) que aparece debajo de la línea del transecto la siguiente información (cuadro 2.3):
 - Identificación hasta nivel de especie (se utilizarán códigos que consistirán en la primera letra del género y las tres primeras letras de la especie; ej.: *Acropora palmata*: Apal).
 - Presencia de signos de enfermedades microbianas. Las enfermedades que se podrán observar son las siguientes (figura 2.7):
 - Banda negra (BN).
 - Banda blanca (BB).
 - Plaga blanca (PB).
 - Mancha o parche blanco (MB).
 - Mancha o banda amarilla (BA).
 - Banda roja (BR).
 - Manchas oscuras (MO).
 - Síndrome blanco (SB).
 - Desconocido (D).
 - Evaluación de las afectaciones por blanqueamiento (figura 2.8), según la severidad de la decoloración, considerando los siguientes criterios:

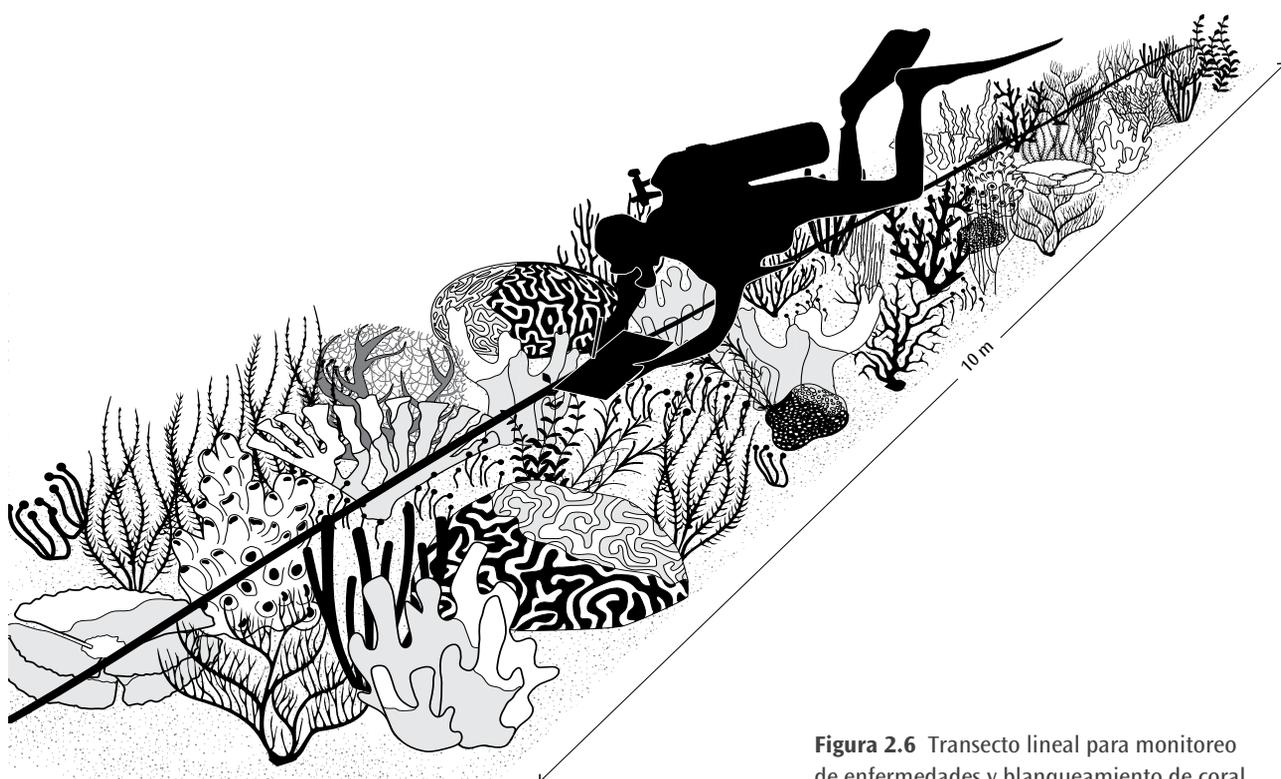


Figura 2.6 Transecto lineal para monitoreo de enfermedades y blanqueamiento de coral.

Cuadro 2.3 Planillas de registro de datos del transecto lineal de corales

Transecto	Especie	Enfermedades	Blanqueamiento	Diámetro máximo	Diámetro perpendicular	Altura	% Muerte antigua	% Muerte reciente

- Pálido (P): cuando se observa decoloración del tejido.
 - Parcialmente blanqueado (PB): cuando aparecen parches de tejido totalmente blanco.
 - Blanqueado (BL): cuando el tejido está totalmente blanco o, para algunas especies, cuando se detectan partes azuladas, violáceas, rosadas o rojas.
 - Diámetro máximo, diámetro perpendicular y altura (figura 2.9).
 - Porcentaje (estimado) de la colonia que presenta muerte reciente.
 - Porcentaje (estimado) de la colonia que presenta muerte reciente.
- Para calcular la proporción de especies de coral constructoras/oportunistas se sumarán todos los individuos adultos ≥ 5 cm de las especies de los géneros *Acropora* (*A. palmata*, *A. cervicornis* y *A. prolifera*) y *Orbicella* (*O. faveolata*, *O. franksi* y *O. annu-*

Figura 2.7 Enfermedades de corales



Banda negra (BN)
FOTO: FOTO VÍCTOR ISLA



Banda blanca (BB)
FOTO: ANDY BRUCKNER/NOAA



Plaga blanca (PB)
FOTO: ANDY BRUCKNER /NOAA



Mancha o parche blanco (MB)
FOTO: ANDY BRUCKNER/NOAA



Mancha o banda amarilla (BA)

FOTO: ANDY BRUCKNER/NOAA



Banda roja (BR)

FOTO: ANDY BRUCKNER/NOAA



Manchas oscuras (MO)

FOTO: ANDY BRUCKNER/NOAA



Síndrome blanco (SB)

FOTO: SUSANA PERERA VALDERRAMA/CONABIO

Figura 2.8 Blanqueamiento de corales



Pálido (P)

FOTO: HANSEL CABALLERO ARAGÓN/CONABIO



Parcialmente blanqueado (PB)

FOTO: ANDY BRUCKNER/NOAA



Blanqueado (BL)

FOTO: ANDY BRUCKNER/NOAA

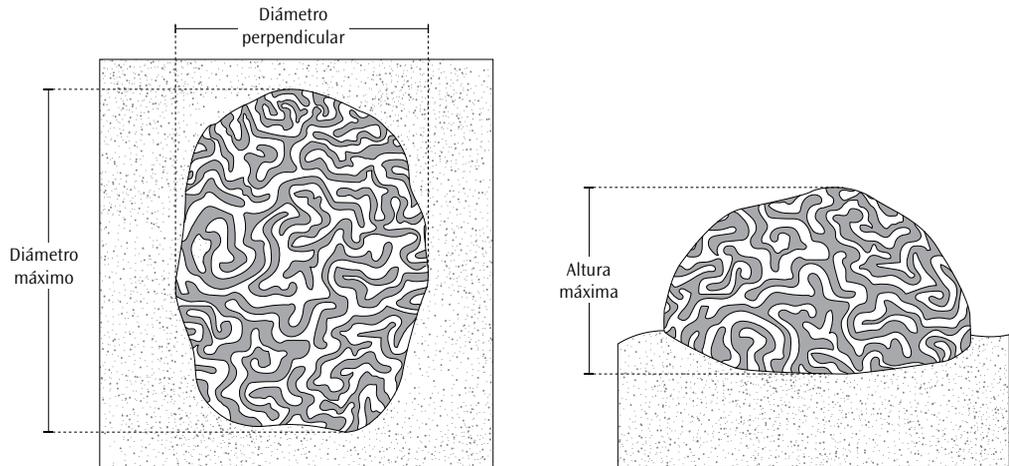


Figura 2.9 Diámetro máximo, perpendicular y altura.

laris) y se dividirá entre la suma de todos los individuos adultos ≥ 5 cm del género *Siderastrea* (*radians* y *siderea*) y de las especies *Porites astreoides* y *Agaricia agaricites*, que toquen (debajo de) la línea del transecto. Resultados mayores a uno indicarán la presencia de un arrecife saludable con especies constructoras dominadas por *Acropora* y *Orbicella*. Un número menor a uno indicará la presencia de una comunidad dominada por especies resistentes de menor complejidad arquitectónica y sometidas a mayor presión.

Se calculará el porcentaje de prevalencia de cada enfermedad, como el total de colonias con signos de una determinada enfermedad, dividido entre el total de colonias contadas, multiplicado por 100.

Se calcularán los porcentajes de blanqueamiento observados, como el total de colonias con blanqueamiento (de cada severidad), dividido entre el total de colonias contadas, multiplicado por 100.

2.1.8 Indicador IB6-OC1. Densidad de erizos

Los erizos tienen una intervención importante en la herbivoría de los arrecifes coralinos (Ogden y Lobel, 1978). En el Caribe, el erizo negro, *Diadema antillarum*, era considerado el principal invertebrado herbívoro, pero en 1983, sus poblaciones fueron

diezmadas en más de 90% debido a una epidemia (Lessios, 1988). Este evento fue considerado como una catástrofe de la que aún no se han recuperado muchos arrecifes de la región (Mumby *et al.*, 2014b).

Los erizos, en densidades adecuadas, son un indicador de un arrecife saludable, pues estas especies pueden llegar a disminuir la cobertura de algas. Sin embargo, una abundancia mayor de 5 erizos/m² se considera potencialmente dañina para los corales debido al exceso de bioerosión del sustrato que pudiera limitar el crecimiento de reclutas de coral (Carpenter y Edmunds, 2006).

2.1.9 Protocolo para la medición del indicador IB6-OC1

Se emplea la técnica del transecto de banda (figura 2.10):

1. Realizar al menos una vez al año.
2. Extender sobre la superficie del arrecife, al azar, en cada sitio, de seis a ocho transectos lineales de 10 m de largo (pueden ser los mismos utilizados como intercepto de punto o lineal), medidos con una cinta métrica bien extendida (Marks y Lang, 2016).
3. Extender visualmente 0.5 m de cada lado de la línea del transecto utilizando una regla auxiliar de 1 m, creando un

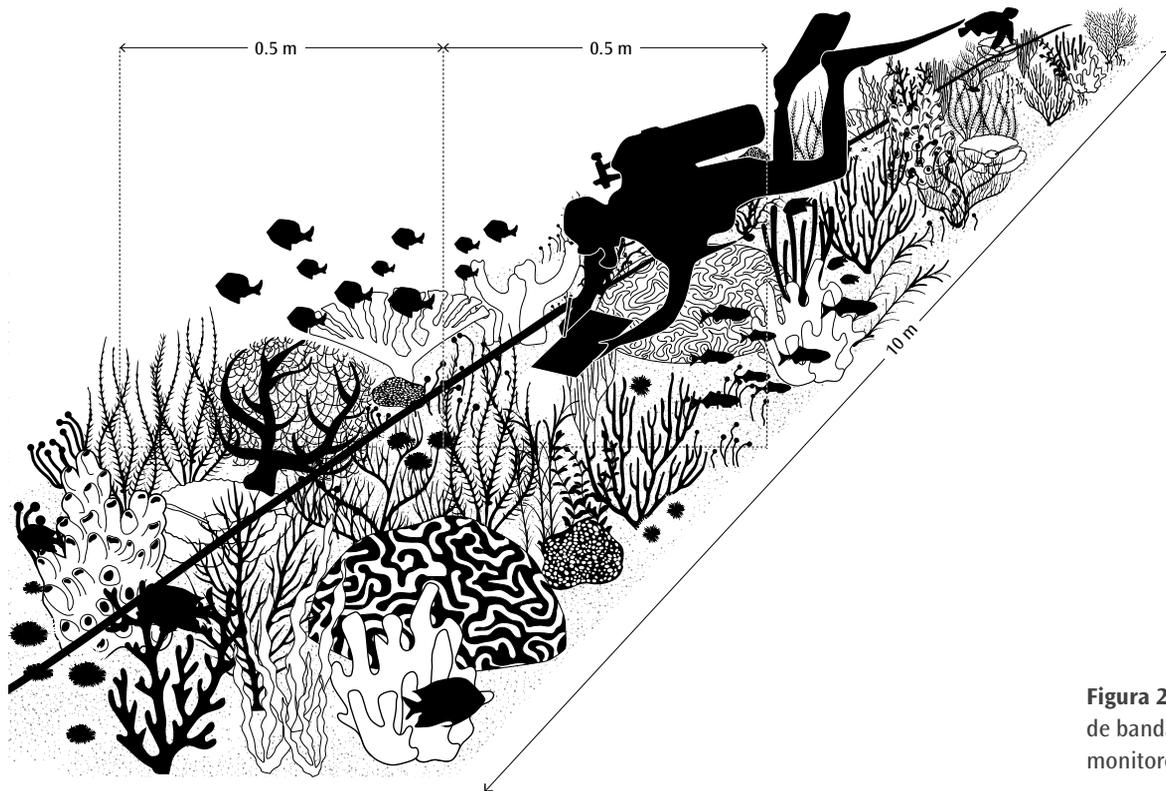


Figura 2.10 Transecto de banda para el monitoreo de erizos.

Cuadro 2.4 Planilla de registro de datos del transecto de banda para erizos

Transecto	Especie	Número de individuos

transecto de banda de 1×10 m y anote (cuadro 2.4):

- Número de individuos de todas las especies de erizos presentes a 0.5 m de cada lado del transecto (figura 2.11).

Se calculará la densidad de erizos como el número de individuos contados en cada transecto (10 m de largo \times 1 m de ancho) dividido entre 10 . Se expresa en individuos/ m^2 . Se calculará un promedio de densidad de erizos por sitio, según el promedio de todos los transectos muestreados.

2.1.10 Indicador IB7-OC1. Supervivencia de reclutas sexuales de corales

El reclutamiento de coral se refiere a la incorporación de nuevos individuos a la población y es considerado un proceso fundamental en los arrecifes coralinos debido a que determina de forma directa la estructura y función de sus poblaciones (Acosta *et al.*, 2011). Este proceso ha sido empleado como una medida del éxito reproductivo de las especies de coral y representa la etapa final del proceso de dispersión, que contribuye a la conectividad poblacional. El monitoreo del reclutamiento de coral es importante para identificar áreas arrecifa-

Figura 2.11 Principales especies de erizos observadas en el Caribe mexicano



Diadema antillarum

FOTO: CARLOS GONZÁLEZ GÁNDARAV/CONABIO



Echinometra lucunter

FOTO: VICENCIO DE LA CRUZ FRANCISCO/CONABIO



Echinometra viridis

Foto: Jimmy Argüelles Jiménez/CONABIO



Eucidaris tribuloides

FOTO: JIMMY ARGÜELLES JIMÉNEZ/CONABIO



Tripneustes ventricosus

FOTO: VICENCIO DE LA CRUZ FRANCISCO/CONABIO

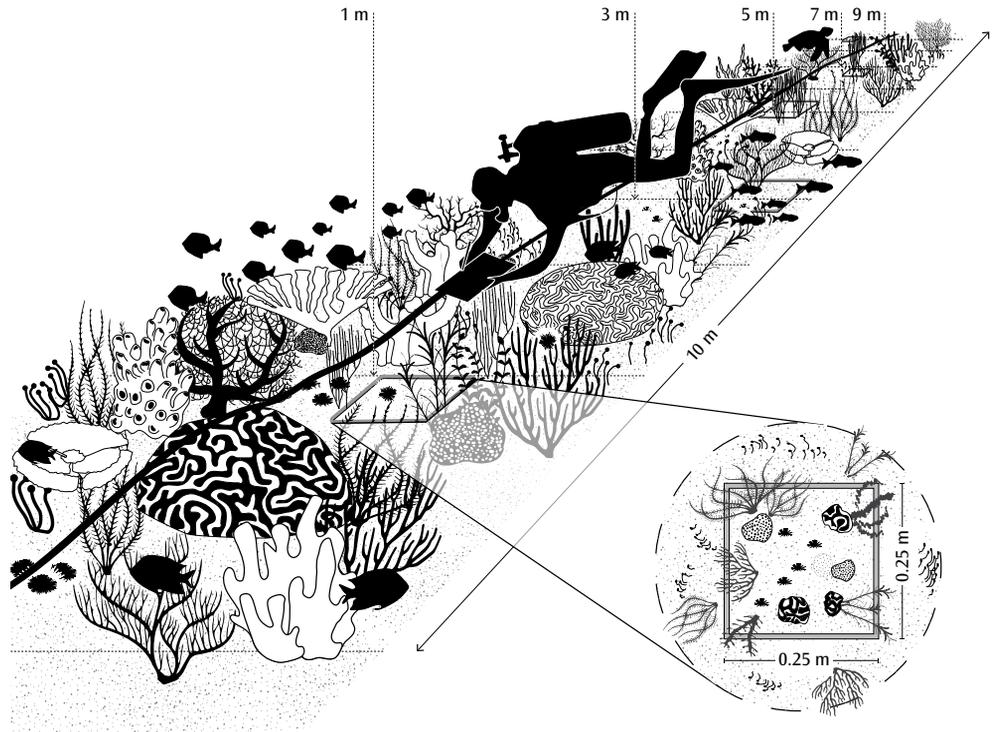


Figura 2.12 Transecto con marco cuadrado para el monitoreo de reclutas de coral.

les que funcionan como una fuente o un sumidero de larvas (Adjeroud *et al.*, 2017). Cuanto mayor sea el éxito del reclutamiento en un arrecife, mayor será su potencial de crecimiento y desarrollo futuro y su capacidad de recuperación o adaptación después de alguna perturbación (Ritson-Williams *et al.*, 2009). Una disminución en el reclutamiento puede deberse a la disminución del sustrato disponible para la fijación por un incremento en la cobertura de macroalgas, o por una menor disponibilidad de larvas (Mumby *et al.*, 2014a).

2.1.11 Protocolo para la medición de los indicadores IB7-OC1

Se emplea la técnica del marco cuadrado (figura 2.12):

1. Realizar al menos una vez al año.
2. En cada sitio desplegar al azar de 6 a 8 transectos de 10 m. Utilizar cada transecto, como guía para la ubicación de 5 marcos cuadrados de 25 × 25 cm, para la medición de la supervivencia de reclutas.
3. Ubicar cada marco cuadrado al azar en un radio de 1 m, tomando como referen-

cia las posiciones de 1, 3, 5, 7 y 9 m del transecto lineal de 10 m.

4. Evitar parches notorios de arena y animales bénticos (otros corales escleractíneos, gorgonias, esponjas, tunicados, etc). Se considera un punto adecuado aquel que tiene > 80% de la superficie cubierta con sustrato libre o cubierto de algas).
5. En cada marco cuadrado anotar la siguiente información para todos los individuos de corales < 5 cm (Moulding, 2005) (cuadro 2.5):
 - Género o especie (si es posible) de recluta.
 - Diámetro máximo.

La densidad de reclutas sexuales de corales se calculará como el número de individuos contados en cada marco cuadrado multiplicado por 16. Será expresada en reclutas/m². Se calculará la densidad de reclutas de coral por sitio, calculando la media de las densidades detectadas en todos los marcos. Al obtener tendencias en el tiempo será posible evaluar la supervivencia de reclutas sexuales de corales.

Cuadro 2.5 **Planillas de registro de datos de marcos cuadrados de reclutas de corales**

Transecto	Marco cuadrado	Género / Especie	Diámetro máximo

2.1.12 Indicador IB8-OC1. Complejidad del sustrato (índice de rugosidad)

La complejidad estructural de los arrecifes de coral influye marcadamente en la diversidad, composición y abundancia de varios grupos arrecifales, por lo que se considera un indicador ecológico importante (Dustan *et al.*, 2013). Además, afecta el movimiento del agua, la absorción de nutrientes y la disipación de energía de las olas, entre otros procesos arrecifales (Zawada *et al.*, 2010). Los arrecifes con mayor complejidad estructural deben albergar más especies debido al incremento de la disponibilidad de nichos (Komyakova *et al.*, 2013). Una elevada complejidad estructural está relacionada positivamente con la riqueza total de especies (Knudby *et al.*, 2007). Sin embargo, las principales especies formadoras de arrecifes se están viendo afectadas desde hace varias décadas, con la consecuente pérdida de cobertura de coral vivo, que está ocasionando, a su vez, la pérdida de complejidad arquitectónica de los arrecifes (Álvarez-Filip *et al.*, 2011).

La pérdida de la complejidad arrecifal tiene un impacto directo en la disponibilidad de hábitat para numerosos grupos arrecifales y en la productividad asociada (McField y Kramer, 2007). Una acelerada disminución de la complejidad estructural del arrecife también puede estar asociada con una bioerosión excesiva, resultado de una elevada presencia de erizos o de esponjas incrustantes (Mumby *et al.*, 2014a) En este sentido, el seguimiento de este indicador brinda información sobre la capacidad de resiliencia del arrecife (Komyakova *et al.*, 2013).

Cuadro 2.6 **Planillas de registro de datos de complejidad del sustrato**

Transecto	Distancia de la cadena

2.2.13 Protocolo para la medición del indicador IB8-OC1

Se emplea el método de la cadena (figura 2.13):

1. Al menos una vez al año, en cada sitio, desplegar al azar de 6 a 8 transectos de 10 m.
2. Utilizar cada transecto como guía para la ubicación de una cadena de 3 m de largo, para medir la complejidad del sustrato.
3. Ubicar la cadena en el inicio del transecto (0 m) y en la mitad del transecto (5 m), siguiendo la dirección del mismo y ajustándose al contorno detallado del arrecife (corales, esponjas, rocas, grietas).
4. En cada transecto anotar (cuadro 2.6):
 - La distancia lineal que ocupa la cadena a partir de 0 m y a partir de 5 m.

El índice de rugosidad se calculará dividiendo la distancia lineal de la cadena (3 m) por la distancia contorneada (Álvarez-Filip *et al.*, 2009). Una superficie perfectamente plana tiene un índice de rugosidad de uno; números más grandes indican superficies más complejas. Se calculará un promedio del índice de rugosidad por sitio.

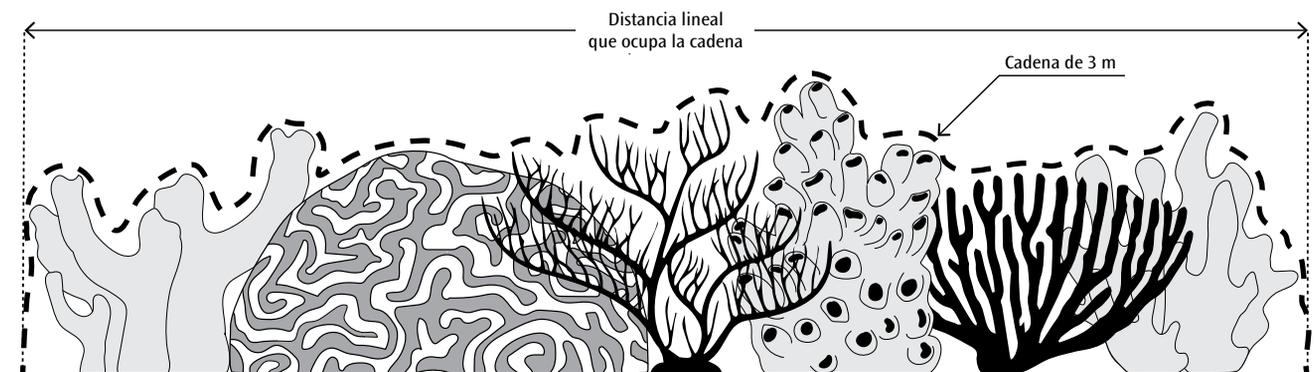


Figura 2.13 Método de la cadena para la evaluación de la complejidad del sustrato.

2.1.14 Indicador IB9-OC1. Biomasa (talla y abundancia) de peces herbívoros

Los peces herbívoros juegan un papel crítico en la salud y resiliencia de los arrecifes de coral por su fuerte influencia en las interacciones competitivas entre corales y macroalgas (Bellwood *et al.*, 2004). Los peces herbívoros limitan el establecimiento y la propagación de las comunidades de algas que restringen el crecimiento y el reclutamiento de los corales (McCook *et al.*, 2001). Generalmente, existe una fuerte relación negativa entre la intensidad de pastoreo de los peces (reflejada de mejor manera por la biomasa) y la cobertura de macroalgas (Williams *et al.*, 2001). La disminución de la biomasa de herbívoros está generalmente asociada a la sobrepesca y puede conducir al incremento de las macroalgas, lo que favorece el cambio de fase en el arrecife hacia un estado dominado por estas.

Los peces herbívoros también tienen una fuerte incidencia en la bioerosión de los arrecifes (eliminación de la matriz arrecifal por procesos biológicos) (Choat y Bellwood, 1991). La bioerosión juega un papel crítico en la resiliencia de los arrecifes coralinos al eliminar el coral muerto y limpiar las áreas de sustrato para su colonización por organismos bentónicos, lo que facilita el asentamiento, crecimiento y supervivencia de corales y algas costrosas coralinas (Hoey y Bellwood, 2008). Sin embargo, la bioerosión puede también llegar

a tener efectos dañinos en la comunidad de corales, principalmente si están estresados por otras causas. La abundancia o el incremento de estos organismos bioerosionadores se emplea como indicativo de mayor vulnerabilidad de los corales (Mumby *et al.*, 2014a).

2.1.15 Indicador IB10-OC1. Biomasa (talla y abundancia) de peces comerciales

La biomasa de peces con valor comercial es un indicador del estado general de las poblaciones de peces, de la presión de la pesca, de las condiciones del hábitat y del nivel de reclutamiento (McField y Kramer, 2007). El decremento de las poblaciones de peces de importancia comercial incrementa la vulnerabilidad del ecosistema a los disturbios de origen natural y humano. Las consecuencias pueden llegar a tener efectos negativos en el funcionamiento del ecosistema debido a que dichos efectos alcanzan a toda la comunidad a lo largo de la trama trófica (control desde arriba hacia abajo), al relajar la presión de depredación sobre las especies presa habituales (Dulvy *et al.*, 2004). Por ejemplo, los depredadores intermedios podrán incrementar su abundancia por evasión de la depredación, si el nivel trófico superior está sobrepescado y consecuentemente tendrán una presión de depredación mayor sobre los niveles inferiores. Esto incluye los peces herbívoros y algunas otras especies de peces pequeños. Si

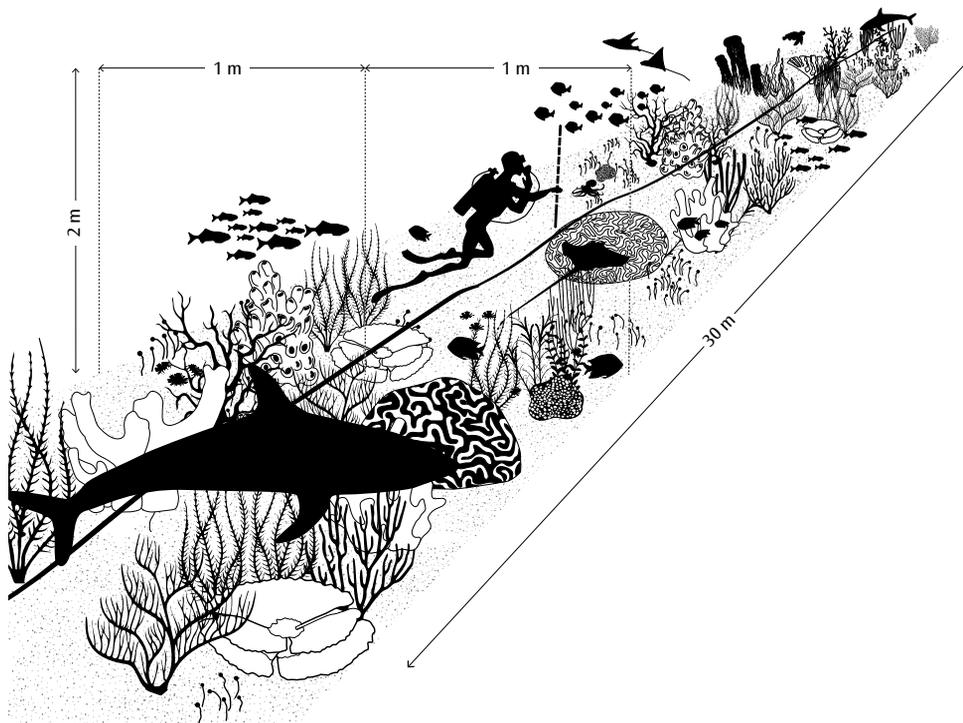


Figura 2.14 Transecto de banda para el monitoreo de peces.

la sobrepesca es a todos los niveles, las especies más pequeñas podrán alcanzar una dominancia extraordinaria debido a un mayor éxito competitivo en ausencia del control por depredación (Mumby *et al.*, 2014a).

2.1.16 Indicador IB11-OC1. Biomasa (talla y abundancia) de pez león

Las especies exóticas invasoras son aquellas que se establecen en ecosistemas naturales o seminaturales, fuera de su área de distribución natural y constituyen un agente de cambio y de amenaza a la diversidad biológica nativa (Mendoza y Koleff, 2014). El pez león (*Pterois volitans/miles*), oriundo de los océanos Índico y Pacífico, es considerado como un invasor exitoso en el Atlántico y el Caribe (Albins, 2015). El éxito de su invasión se debe en gran medida a la reproducción de la especie durante todo el año (Morris, 2009). Otro factor que ha contribuido a su exitoso establecimiento es su tipo de alimentación, pues es un depredador voraz, generalista y con una estrategia de caza única entre los depredadores nativos (Albins y Lyon, 2012).

La competencia del pez león con las especies nativas puede tener efectos en la conducta, distribución, crecimiento y abundancia poblacional de estas (Albins, 2013). Estudios realizados revelan que el pez león es capaz de reducir la abundancia de especies nativas en más de 60% (Green *et al.*, 2012). Por otra parte, no está reconocido como presa en el ámbito invadido, lo que impide su control natural (Hackerott *et al.*, 2013). La interacción entre la invasión de pez león y los demás factores de estrés existentes en los arrecifes coralinos (cambio climático, sobrepesca, contaminación, etc.) podría aumentar el deterioro de estos ecosistemas de manera irreversible (Morris y Akins, 2013).

2.1.17 Protocolo para la medición de los indicadores IB9-OC1, IB10-OC1 e IB11-OC1

Se emplea la técnica del transecto de banda (figura 2.14):

1. Al menos una vez al año, en cada sitio, extender al azar sobre la superficie del

Cuadro 2.7 Planillas de registro de datos del transecto de banda para peces

Transecto	Especie	0-5 cm	5-10 cm	10-20 cm	20-30 cm	30-40 cm	> 40 cm

arrecife, de seis a ocho transectos de 30 m de largo, con una cinta métrica (Marks y Lang, 2016).

2. Separar los transectos una distancia mayor a 5 m y hasta 10 m, dependiendo del tamaño del sitio de muestreo.
3. En cada transecto anotar la siguiente información (cuadro 2.7):
 - Número de individuos por especie de peces presentes a 1 m de cada lado del transecto y 2 m hacia arriba, desde el sustrato hacia la columna de agua suprayacente, utilizando una regla auxiliar de 1 m. Se considerarán las siguientes especies [establecidas por el Protocolo AGRRA (Marks y Lang, 2016)] (figura 2.15):
 - Las especies pertenecientes a las familias Acanthuridae, Haemulidae (todas las especies excepto *Haemulon vittatum* y *H. atlanticus*) Lutjanidae, Scaridae y Serranidae. A los individuos menores de 5 cm identifíquelos con el nombre del género.
 - Las especies *Lachnolaimus maximus*, *Caranx ruber*, *Kyphosus spp.*, *Sphyraena barracuda* y *Trachinotus falcatus*.
 - El pez león (*Pterois volitans/miles*).
 - Talla estimada de cada individuo en el intervalo de clase correspondiente: (< 5 cm, 5-10 cm, 10-20 cm, pequeñas); (20-30 cm, 30-40 cm, medianas); (> 40 cm, grandes).

Se calcularán las biomásas de peces herbívoros, de peces comerciales y de pez león. Para esto se sumarán las biomásas (pesos estimados) de todos los individuos de todas las especies incluidas en cada grupo (herbívoros y comerciales) y de todos los

individuos de pez león. La biomasa se calculará al introducir la talla estimada medida en campo en la ecuación de largo-peso:

$$W = a(L)^b$$

W: peso o biomasa

a: coeficiente de longitud del pez

b: coeficiente de anchura del pez

L: largo

Los coeficientes a y b son específicos para cada especie (cuadro 2.8); se utilizarán los valores propuestos por Marks y Lang (2016).

2.2 INDICADORES ABIÓTICOS PARA EL MONITOREO DE ARRECIFES CORALINOS Y SUS PROTOCOLOS

Las variables físicoquímicas serán utilizadas como indicadores de las condiciones ambientales del ecosistema. Los monitoreos de estos indicadores se realizarán, tanto ubicando sensores que recolectarán información automáticamente (figura 2.16), como tomando muestras *in situ* con diferentes equipos durante los trabajos de campo. Los sensores se colocarán en cada sitio de monitoreo propuesto. Para cada ANP, se valorará la colocación de un solo sensor cuyos datos serán representativos de varios sitios de monitoreo, considerando su ubicación (ceranía) y la disponibilidad de sensores.

La frecuencia de colecta de la información por los sensores se programará en dependencia de los requerimientos del parámetro. La extracción de los sensores para la descarga de datos se realizará cada seis meses. Para el caso de sólidos totales sus-

Figura 2.15 Especies de peces a monitorear en los arrecifes del Caribe mexicano



Familia Acanthuridae
Acanthurus chirurgus

FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Acanthuridae
Acanthurus coeruleus

FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Acanthuridae
Acanthurus tractus

FOTO: ISAÍ DOMÍNGUEZ GUERRERO/CONABIO



Familia Scaridae
Scarus iseri

FOTO: ISAÍ DOMÍNGUEZ GUERRERO/CONABIO



Familia Scaridae
Scarus taeniopterus
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Scaridae
Scarus vetula
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Scaridae
Sparisoma aurofrenatum
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Scaridae
Sparisoma viride
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Haemulidae

Haemulon album

FOTO: BENJAMÍN DELGADO PECH, JORGE CARLOS PENICHE PEREZ /CONABIO



Familia Haemulidae

Haemulon aurolineatum

FOTO: BENJAMÍN DELGADO PECH, JORGE CARLOS PENICHE PEREZ /CONABIO



Familia Haemulidae

Haemulon carbonarium

FOTO: BENJAMÍN DELGADO PECH, JORGE CARLOS PENICHE PEREZ /CONABIO



Familia Haemulidae

Haemulon chrysargyreum

FOTO: BENJAMÍN DELGADO PECH, JORGE CARLOS PENICHE PEREZ /CONABIO



Familia Haemulidae
Haemulon sciurus
FOTO: RAFAEL MESA



Familia Labridae
Lachnolaimus maximus
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Lutjanidae
Lutjanus cyanopterus
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Lutjanidae
Lutjanus apodus
FOTO: RAFAEL MESA



Familia Lutjanidae
Lutjanus griseus
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Lutjanidae
Lutjanus jocu
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Lutjanidae
Lutjanus mahogoni
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Lutjanidae
Lutjanus synagris
FOTO: RAFAEL MESA



Familia Lutjanidae
Ocyurus chrysurus
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Epinephelidae
Epinephelus striatus
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Epinephelidae
Epinephelus guttatus
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Epinephelidae
Cephalopholis cruentata
FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Epinephelidae

Cephalopholis fulva

FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Familia Epinephelidae

Mycteroperca bonaci

FOTO: RAFAEL MESA



Familia Epinephelidae

Mycteroperca tigris

FOTO: JOÁN HERNÁNDEZ ALBERNAS



Otras especies

Caranx ruber

FOTO: ISAÍ DOMÍNGUEZ GUERRERO/CONABIO



Kyphosus incisor

FOTO: CARLOS GONZÁLEZ SALAS/CONABIO



Otras especies

Sphyraena barracuda

FOTO: RAFAEL MESA



Otras especies

Trachinotus falcatus

FOTO: BARUCH FIGUEROA ZAVALA/CONABIO



Otras especies

Pterois volitans

Foto: Víctor Isla

Cuadro 2.8 Coeficientes a y b (largo y peso) para las especies de peces (propuestos por Marks y Lang, 2016)

Familia	Nombre científico	a	b	Familia	Nombre científico	a	b	
Acanthuridae	<i>Acanthurus tractus</i>	0.0237	2.9752	Scaridae	<i>Scarus iseri</i>	0.0147	3.0548	
	<i>Acanthurus chirurgus</i>	0.0040	3.5328		<i>Scarus taeniopterus</i>	0.0335	2.7086	
	<i>Acanthurus coeruleus</i>	0.0415	2.8346		<i>Scarus vetula</i>	0.0250	2.9214	
Haemulidae	<i>Anisotremus surinamensis</i>	0.0059	3.3916		<i>Sparisoma atomarium</i>	0.0121	3.0275	
	<i>Anisotremus virginicus</i>	0.0148	3.1674		<i>Sparisoma aurofrenatum</i>	0.0046	3.4291	
	<i>Haemulon album</i>	0.0167	3.0423		<i>Sparisoma chrysopterus</i>	0.0099	3.1708	
	<i>Haemulon aurolineatum</i>	0.0100	3.2077		<i>Sparisoma rubripinne</i>	0.0156	3.0641	
	<i>Haemulon carbonarium</i>	0.0147	3.0559		<i>Sparisoma viride</i>	0.0250	2.9214	
	<i>Haemulon chrysargyreum</i>	0.3971	2.1567		Serranidae	<i>Cephalopholis cruentata</i>	0.0135	3.0439
	<i>Haemulon flavolineatum</i>	0.0127	3.1581			<i>Cephalopholis fulva</i>	0.0175	3.0000
	<i>Haemulon macrostomum</i>	0.0244	3.0295	<i>Epinephelus adscensionis</i>		0.0111	3.1124	
	<i>Haemulon melanurum</i>	0.0226	2.9527	<i>Epinephelus guttatus</i>		0.0111	3.1124	
	<i>Haemulon parra</i>	0.0199	2.9932	<i>Epinephelus striatus</i>		0.0065	3.2292	
	<i>Haemulon plumierii</i>	0.0121	3.1612	<i>Mycteroperca bonaci</i>		0.0068	3.2051	
	<i>Haemulon sciurus</i>	0.0194	2.9996	<i>Mycteroperca interstitialis</i>		0.0068	3.2051	
	Lutjanidae	<i>Lutjanus analis</i>	0.0162	3.0112		<i>Mycteroperca tigris</i>	0.0094	3.1200
<i>Lutjanus apodus</i>		0.0194	2.9779	<i>Mycteroperca venenosa</i>		0.0095	3.1400	
<i>Lutjanus cyanopterus</i>		0.0151	3.0601	Labridae		<i>Bodianus rufus</i>	0.0144	3.0532
<i>Lutjanus griseus</i>		0.0232	2.8809		<i>Lachnolaimus maximus</i>	0.0203	2.9880	
<i>Lutjanus jocu</i>		0.0308	2.8574	Otras especies	<i>Caranx ruber</i>	0.0180	2.990	
<i>Lutjanus mahogoni</i>		0.0429	2.7190		<i>Kyphosus sectatrix</i>	0.01740	3.079	
<i>Lutjanus synagris</i>		0.0295	2.8146		<i>Kyphosus incisor</i>	0.0200	2.950	
<i>Ocyurus chrysurus</i>		0.0405	2.7180		<i>Pterois volitans / miles</i>	0.1040	3.300	
Scaridae	<i>Scarus coelestinus</i>	0.0153	3.0618		<i>Sphyaena barracuda</i>	0.0050	3.0825	
	<i>Scarus coeruleus</i>	0.0124	3.1109		<i>Trachinotus falcatus</i>	0.0400	2.887	
	<i>Scarus guacamaia</i>	0.0155	3.0626					

pendidos y nutrientes, se recolectarán las muestras una vez al año y se realizarán los análisis en laboratorios certificados.

2.2.1 Indicador IA1-OC1. Nivel del mar

Una de las consecuencias demostradas del cambio climático es el ascenso del nivel del mar, asociada al deshielo de los casquetes polares de nuestro planeta. Aunque es un fenómeno cuyo impacto será visible a largo plazo, no deja de ser importante su monitoreo. Estos cambios en el nivel del mar pudieran afectar los procesos de erosión y acreción del arrecife, así como influir en

el flujo de fluidos y la dinámica de los sedimentos (Yates *et al.*, 2017; Pearson *et al.*, 2017).

Existen otros cambios del nivel del mar que tienen lugar como consecuencia de las fuerzas de atracción gravitatoria, ejercida por los astros más próximos a nuestro planeta. Estos cambios tienen un comportamiento cíclico y producen oscilaciones periódicas del nivel del mar respecto a su nivel medio, llamadas mareas astronómicas, con alcance regional.

Por otra parte, existen elevaciones eventuales y excepcionales del nivel del mar res-



Figura 2.16 Sensor permanente para el monitoreo de temperatura en los arrecifes coralinos. FOTO: SERGIO CERDEIRA ESTRADA

pecto a su nivel medio, asociadas al paso de tormentas severas, denominadas mareas de tormenta, causadas por el apilamiento de agua en la zona costera durante la aproximación de dichos fenómenos. El monitoreo de las mareas de tormenta contribuirá a la determinación de la línea base para estos fenómenos hidrodinámicos, que inciden sobre el arrecife y permitirá obtener información sobre la resiliencia del arrecife a estos fenómenos.

El nivel del mar (cm) se mide actualmente mediante equipos mareógrafos instalados sobre plataformas en la costa. Las series de datos de registros continuos de nivel del mar en las cinco estaciones mareográficas localizadas en el Caribe mexicano (Puerto Morelos, Mahahual, Isla de Cozumel, Isla Mujeres y Sian Ka'an) pueden consultarse en los sitios web de la SEMAR <https://oceanografia.semar.gob.mx/mapa_estaciones.html> y la UNAM <<http://www.mareografico.unam.mx/portal/>>.

2.2.2 Indicador IA2-OC1. Temperatura

La temperatura (T) es un parámetro que mide la energía calorífica contenida en el agua marina y que proviene principalmente de las radiaciones solares. La extraordinaria capacidad del océano para

almacenar calor le permite actuar como un moderador del clima (Grassl, 2001). Las corrientes marinas, el viento y las olas mezclan la capa superficial del mar con las más profundas, de forma tal que el calor se distribuye en dirección descendente, por lo que generalmente la T disminuye a medida que aumenta la profundidad (Vega, 2002). De igual forma, la T en la superficie del mar varía con la latitud y la hora de observación (McClanahan *et al.*, 2007).

La T del mar incide en la distribución de los organismos (Kleypas *et al.*, 1999), y muchos de ellos son sensibles incluso a pequeñas variaciones de la T; los corales son un ejemplo de ello (Idjadi y Edmunds, 2006). Un aumento de la T del mar por encima de los umbrales de tolerancia puede generar un estrés térmico en los corales, lo cual conduce a la expulsión de las zooxantelas (Ainsworth *et al.*, 2008) y provoca eventos de blanqueamiento de corales (véase Indicador IB4-OC1, Blanqueamiento de coral).

Las mediciones *in situ* de la T (°C) en la columna de agua se podrán realizar utilizando 3 metodologías: 1) sensor de temperatura digital (ej. onset hobo Water Temperature Pro v2 Data Logger) (figura 2.16); 2) sonda de registro continuo de conductividad, temperatura y profundidad (por sus siglas en inglés, CTD, Conductivity, Temperature and Depth), con posicionamiento satelital GPS (ej. SonTek CastAway-CTD), y 3) sonda multiparamétrica de calidad del agua que, además de medir la T, mide de manera simultánea otros parámetros fisicoquímicos (oxígeno disuelto, salinidad, pH, profundidad, turbidez, entre otros) (ej. ysi exo-series o 6-series Multiparameter Water Quality Sonde) (figura 2.17). En función de la metodología seleccionada, del instrumento disponible y de su autonomía operacional (energía y almacenamiento), se podrá ubicar anclado al fondo marino para registrar la T del mar con una periodicidad de muestreo horaria en períodos de uno a varios meses. Otra opción para monitorear la T es hacerlo eventualmente en cada sitio



Figura 2.17. Sonda multiparamétrica de calidad del agua. FOTOS SERGIO CERDEIRA ESTRADA/ CONABIO.

de muestreo, tanto en la superficie del mar como en la columna de agua, con visitas periódicas (cada semana o mes).

Otra manera de estimar la T ($^{\circ}\text{C}$) en la superficie del mar es mediante sensores satelitales. El Sistema Satelital de Monitoreo Oceánico (SATMO), como parte de SIMAR, contiene información diaria de este parámetro a 1-km de resolución espacial operacionalmente desde enero de 1985 (Cerdeira-Estrada *et al.*, 2018-2020c).

2.2.3 Indicador IA3-OC1. pH

Otra de las principales propiedades químicas del agua de mar es el pH, es decir, la relación entre la concentración de iones hidrógeno (H^+) y oxhidrilos (OH^-) que le confiere las características de alcalinidad o de acidez a una solución. El pH del agua pura a 25°C es de 7 (neutro) y en el agua oceánica está entre 7.5 y 8.4 (ligeramente alcalina) (Bates, 1973). Varía en función de la temperatura (si esta aumenta, el pH disminuye y tiende a la acidez), la salinidad, la profundidad y de la actividad vital de los organismos marinos (Almgren *et al.*, 1975).

La calcificación de los corales disminuye significativamente con la acidificación de los océanos (disminución del pH) y la con-

secuente disminución de Ω_{arag} (disponibilidad de carbonato para calcificar) (Langdon *et al.*, 2000). La aragonita es la forma biogénica dominante del carbonato de calcio utilizado por los corales escleractíneos para construir sus esqueletos (Guinotte *et al.*, 2006). Cuando se presentan valores de Ω_{arag} por encima de 1, significa que hay material disponible para calcificar; si son menores que 1 comienza la disolución del carbonato, aunque esto varía de acuerdo con la especie y la zona de estudio (Ohde y Mozaffar-Hossain, 2004). Además, considerando la proximidad de los arrecifes coralinos en el Caribe mexicano a los ojos de agua por donde se drenan las aguas terrestres continentales, la medición del pH resulta relevante por los efectos de su impacto sobre los corales.

Las mediciones del pH (unidades de pH) en la columna de agua se podrán realizar con sensores (pHmetro) en dos modalidades: 1) registrador de datos de pH, que incluye registro de la temperatura (para compensar en automático la medida de pH con un mecanismo electrónico) (ej. ONSET HOBO Bluetooth Low Energy pH and Temperature Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/mx2501>>) (figura 2.16); y 2) sonda

multiparamétrica de calidad del agua que, además de medir pH, mide de manera simultánea otros parámetros fisicoquímicos (OD, salinidad, temperatura, profundidad, turbidez, entre otros) (ej. YSI EXO-series o 6-series Multiparameter Water Quality Sonde, <<https://www.ysi.com>>) (figura 2.17). En función de la modalidad del instrumento seleccionado, su capacidad en batería y su capacidad de almacenamiento interno, se podrán ubicar anclados al fondo marino para registrar el pH del mar, con una periodicidad de muestreo horaria, en períodos de uno a varios meses. Otra opción para monitorear el pH es hacerlo eventualmente en cada sitio de muestreo, tanto en la superficie del mar como en la columna de agua, con visitas periódicas (cada semana o mes).

2.2.4 Indicador IA4-OC1. Salinidad

Una de las principales propiedades químicas del agua de mar es la salinidad, ya que interviene directamente en las características fisicoquímicas del agua del mar y se relaciona con la temperatura, la densidad y el pH (Millero *et al.*, 2008). Su conocimiento es fundamental en estudios marinos, pues con ello se delimitan corrientes y se identifican masas de aguas (Batteen y Huang, 1998), y porque la salinidad puede incidir en la presencia o en el desarrollo de determinadas especies (Scott *et al.*, 2013). Entre los factores que hacen variar su valor se encuentran: temperatura del aire, profundidad, estaciones del año, latitudes, oleaje, corrientes marinas y aportes de agua dulce (Jokiel y Morrisey, 1993).

Martín Knudsen (1901) definió la salinidad como el número total de gramos de material sólido disuelto en un kilo de agua de mar o la cantidad de sales minerales disueltas en ella. Se puede calcular a partir de la conductividad eléctrica, que es la capacidad que tiene una sustancia de transportar electrones en el agua, influida por la cantidad de sales disueltas y la temperatura (Jokiel y Morrisey, 1993).

Es decir, a mayor contenido de sales, mayor conductividad; de esta forma, se puede emplear esta propiedad para medir el contenido de sales en una muestra de agua (Fofonoff, 1985). Los valores de salinidad en el mar son adimensionales, pero se reportan como gramos por litro de solución o partes por mil (PSU, por sus siglas en inglés, *Practical Salinity Units*, o ‰), el agua de mar contiene aproximadamente 3.5% de sal, o 35 PSU equivalente a 35 gramos de sal por cada litro de agua (Sharqawy, 2013).

Una disminución en la salinidad del mar podría conducir a eutrofización y, dependiendo de la magnitud, podría llegar a hipereutrofización, que ocasiona zonas hipóxicas e incluso anóxicas, lo que, a su vez, causaría zonas muertas (Altieri *et al.*, 2017). La hipoxia y anoxia pueden ocasionar cambios fisiológicos en los organismos arrecifales e incluso la muerte (Vaquer-Sunyer y Duarte, 2008).

La salinidad marina se calcula a midiendo la conductividad y la temperatura en la columna de agua con sensores digitales, que pueden ser de tres tipos: 1) registrador de datos de salinidad y conductividad de agua salada, que incluye registro de la temperatura (ej. ONSET HOBO Salt Water Conductivity/Salinity Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/u24-002-c/>> (figura 2.16); 2) sonda de registro continuo de conductividad, temperatura y profundidad (por sus siglas en inglés, CTD, *Conductivity, Temperature and Depth*), con posicionamiento satelital GPS (ej. SonTek CastAway®-CTD, <<https://www.sontek.com/castaway-ctd>>), y 3) sonda multiparamétrica de calidad del agua que, además de medir la salinidad, mide de manera simultánea otros parámetros fisicoquímicos (OD, temperatura, pH, profundidad, turbidez, entre otros) (ej. YSI EXO-series o 6-series Multiparameter Water Quality Sonde, <<https://www.ysi.com>>) (figura 2.17). En función de la modalidad del instrumento seleccionado,

su capacidad en batería y su capacidad de almacenamiento interno, se podrá ubicar anclado al fondo marino para registrar la salinidad y la temperatura del mar con una periodicidad de muestreo horaria en períodos de uno a varios meses. Otra opción para monitorear la salinidad es hacerlo eventualmente en cada sitio de muestreo, tanto en la superficie del mar como en la columna de agua, con visitas periódicas (cada semana o mes).

2.2.5 Indicador IA5-OC1.

Concentración de oxígeno disuelto

Algunos eventos naturales y antropogénicos pueden modificar la concentración de oxígeno disuelto (OD) (Díaz y Breitburg, 2009). Su evaluación permite detectar el riesgo potencial de la reducción de oxígeno, que puede conducir a condiciones de hipoxia (bajo oxígeno) o de anoxia (ausencia total de oxígeno), su condición más extrema (Díaz y Rosenberg, 2008). Aunque ambas condiciones pueden ocurrir naturalmente, es más frecuente que se manifiesten como consecuencia de la descomposición de materia orgánica en el fondo de la columna de agua, y ambas son un síntoma de eutrofización costera (NSTC, 2003). Pueden estar asociadas a una disminución en la salinidad, arribazones masivas de macroalgas (sargazo pelágico) (Kealoha *et al.*, 2020) o florecimientos fitoplanctónicos (Santamaria-del-Angel *et al.*, 2015). Estos cambios en las concentraciones de OD pueden ocasionar cambios fisiológicos en los organismos arrecifales e incluso la muerte (Vaquer-Sunyer y Duarte, 2008).

La medición de la concentración de OD (mg/L) en la columna de agua puede hacerse de dos formas: 1) de manera permanente con un sensor óptico (ej. ONSET HOBO U26 Dissolved Oxygen Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/u26-001/>>); 2) eventualmente con una sonda multiparamétrica de calidad del agua. Dicha sonda, además de medir OD, tiene la capacidad de registrar de

manera simultánea, otros parámetros físico-químicos, como temperatura, salinidad, pH, profundidad, turbidez, entre otros (ej. YSI EXO-series o 6-series Multiparameter Water Quality Sonde, <<https://www.ysi.com>>) (figura 2.17). En ambos casos, los equipos se deben calibrar previamente con muestras discretas de agua utilizando el método volumétrico de Winkler (Carpenter, 1965), revisado por Carrit y Carpenter (1966) y modificado por Aminot y Chaussepied (1983), el cual es un método analítico para estimar el OD con alta precisión. El sensor de OD permanente deberá anclarse en el fondo y programarse para realizar los registros con una periodicidad de muestreo horaria, por hasta tres meses (para evitar la bioincrustación o el *biofouling*). Para el muestreo eventual de OD (con una sonda multiparamétrica de calidad del agua), deberán realizarse registros tanto en la superficie como por sondeo en la columna de agua, en cada sitio, con visitas periódicas (cada semana o mes).

2.2.6 Indicador IA6-OC1. Coeficiente de atenuación de la luz (transparencia)

La distribución del campo de luz solar en la columna de agua es importante para los productores primarios y las cadenas tróficas que soportan, así como para identificar las zonas óptimas para la vida marina (Gatusso *et al.*, 2006). La penetración de la luz puede variar en función de la concentración de sólidos en suspensión en el agua (tanto de origen orgánico como inorgánico) y de la presencia de sustancias disueltas en el agua (Rügner *et al.*, 2013).

Para medir la capacidad de penetración de la radiación solar incidente en la columna de agua, se calcula el coeficiente de atenuación vertical de luz difusa o coeficiente de atenuación de la luz (K_d) (m^{-1}) (Poole y Atkins, 1926). Este es un parámetro fundamental para comprender la variabilidad óptica del agua. El K_d estima la transparencia de la columna de agua y es directamente proporcional a la concen-

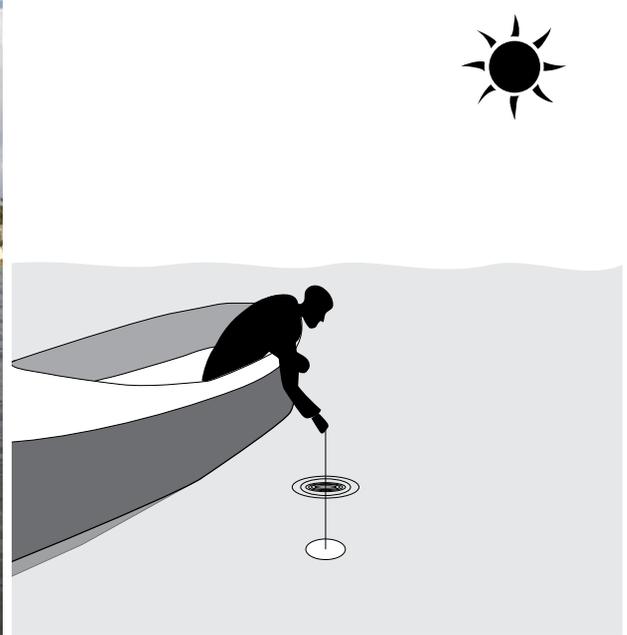


Figura 2.18 Disposición del disco Secchi tipo oceanográfico.

tración de material disuelto o particulado presente. A mayor cantidad de material el poder de absorción de la luz será mayor, por lo que se considera una estimación indirecta e inversa de la transparencia del agua (Mishra *et al.*, 2005).

Un método para estimar el K_d es medir la profundidad del disco de Secchi (DSz), el cual constituye una medida relativa de la transparencia en la columna de agua. Se recomienda el uso de un disco de Secchi (DS) en su versión oceanográfica de 30 cm de diámetro, de color blanco mate (superficie no reflectiva) (figura 2.18). La medición deberá realizarse siempre por un mismo observador (sin gorra o visera, ni lentes), preferiblemente entre las 10:00 a. m. y las 3:00 p. m. (en el arrecife mesoamericano mexicano) desde la parte soleada de la embarcación y con condiciones de oleaje bajo (sin ola espumosa o whitecaps). El DS estará unido a una cuerda metrada, de material con flotación negativa, lastrado entre 5 a 10 kg. El DS se bajará lentamente, alineado al campo de visión del observador (90 grados) y cuando el DS desaparece del observador esa medida representa la DSz (en metros) (figura 2.18) (Santamaria-del-Angel *et al.*, 2015).

Con la DSz medida se calculará el K_d (Holmes, 1970) para aguas costeras, expresados en la (ecuación 1).

$$K_d = 1.44 / DSz \quad (\text{ecuación 1})$$

Con la DSz también es posible obtener la profundidad de la zona eufótica (Zeu) (Kirk, 2011), que representa el espesor de la capa de agua hasta donde penetra la radiación solar (ecuación 2).

$$Zeu = 4.4 / K_d \quad (\text{ecuación 2})$$

Si el DS alcanza el fondo y sigue siendo visible, no será posible calcular el K_d utilizando la DSz . En ese caso se recomienda el uso de un radiómetro, que es un instrumento para estimar el perfil de luz en la columna de agua y con ello calcular el K_d .

Se recomienda medir la DSz periódicamente (semanal o mensualmente), para tener una serie de tiempo suficiente para poder describir la variabilidad de los procesos que ocurren en los hábitats bentónicos someros del arrecife mesoamericano mexicano.

2.2.7 Indicador IA7-OC1. Nutrientes

La concentración de determinados nutrientes permite evaluar la eutrofización. El incremento de nutrientes puede provocar el incremento de fitoplancton, que puede ocasionar cambios en el campo de luz en el agua (Lapointe y Clark, 1992). Igualmente, un incremento de nutrientes puede ocasionar una proliferación excesiva de algas filamentosas, que pudiera afectar a los corales y favorecer el cambio de fase hacia un estado dominado por macroalgas (Fabricius, 2011). Dependiendo de cuántos nutrientes haya se podría llegar a hipereutrofización, lo cual causaría zonas hipóxicas o anóxicas y posteriormente zonas muertas (Altieri *et al.*, 2017).

Para la evaluación de nutrientes, se recolectará (en el fondo), al menos una vez al año, una muestra de un litro con una botella Niskin, para determinar en el laboratorio las concentraciones de sólidos totales suspendidos, amonio, nitritos + nitratos y fosfatos (figura 2.19). En campo se requiere que las muestras se filtren con filtros gf/f y el agua filtrada de cada muestra se almacene en tres viales plásticos Falcón, que serán congelados para enviarse al laboratorio. Los procedimientos implicados en esta sección deberán ser previamente acordados con el laboratorio que vaya a prestar el servicio de análisis de nutrientes.

2.2.8 Indicador IA8-OC1.

Tasa de sedimentación (acumulación de partículas en suspensión)

Con la medición de este parámetro se obtiene información sobre posibles cambios en el campo de luz en el agua, que podrían afectar procesos como la fotosíntesis (Erfte-meijer *et al.*, 2012). Además, la sedimentación podría afectar directamente a los corales y otros organismos bentónicos, que, en el peor de los casos, podrían ser sepultados hasta causarles la muerte (Wesseling *et al.*, 1999). Esto contribuiría al cambio de fase hacia la dominancia de organismos más resistentes, como las macroalgas.



Figura 2.19 Utilización de la botella Niskin para la toma de muestras de nutrientes en arrecifes coralinos. FOTO: SERGIO CERDEIRA ESTRADA/CONABIO

Este indicador se medirá mediante trampas de sedimento de tubo, instaladas de manera permanente. La trampa consiste en cuatro tubos de PVC fijados, cada uno a diferente altura, en una base. La boca de los tubos de recolección debe ser preferiblemente de 5 cm de diámetro interno y 30 cm de altura. El tubo más bajo deberá estar ubicado a 10 cm del sustrato y 2 m como mínimo bajo la superficie del agua. Los tubos con sedimentos se extraerán y se reemplazarán trimestralmente.

Las trampas de sedimento se extraerán trimestralmente, tapadas. Se transportarán en fresco al laboratorio, donde se escurrirá el agua con un filtro de papel, para obtener el peso del sedimento drenado. Se elaborarán gráficos temporales (trimestrales) de este parámetro para detectar tendencias.

2.3 MATERIALES Y EQUIPOS NECESARIOS PARA EL MONITOREO DE ARRECIFES CORALINOS

- Geoposicionador (GPS)
- Cámara fotográfica
- Computadora
- Computadora de buceo

- Equipos de buceo libre o autónomo
- Cinta métrica de 10 m
- Cinta métrica de 30 m
- Regla auxiliar de 1 m
- Cadena plástica de flotabilidad negativa, de 3 m de largo
- Marcos cuadrados de PVC de 25 × 25 cm
- Tablillas acrílicas
- Lápices
- Lancha
- Vehículo de transporte terrestre
- Combustible
- Trampa de sedimento (tres tubos de PVC, de aprox. 5 cm de diámetro y 30 cm de largo, con una tapa de plástico)
- Estaca de plástico de 1.5 m de largo para la fijación de la trampa de sedimento
- Cinta adhesiva para asegurar los tubos de plástico de la trampa de sedimento a las estacas
- Sensor permanente de presión
- Sensor permanente de temperatura
- Sensor permanente de pH
- Sensor permanente de salinidad
- Sensor permanente de concentración de oxígeno disuelto
- Disco Secchi tipo oceanográfico
- Botella Niskin
- Viales Falcón
- Hielera

REFERENCIAS

- Acosta, A., L.F. Dueñas y V. Pizarro. 2011. Review on hard coral recruitment (Cnidaria: Scleractinia) in Colombia. *Universitas Scientiarum* 16(3): 200-218.
- Adjeroud, M., M. Kayal y L. Penin. 2017. Importance of recruitment processes in the dynamics and resilience of coral reef assemblages. En: Rossi, S., L. Bramanti, A. Gori y C. Orejas (eds.), *Marine Animal Forests*. Springer International Publishing, Switzerland AG.
- Ainsworth, T. D., O. Hoegh-Guldberg, S.F. Heron, W.J. Skirving y W. Leggat. 2008. Early cellular changes are indicators of pre-bleaching thermal stress in the coral host. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 364(2): 63-71.
- Albins, M.A. 2013. Effects of invasive Pacific red lionfish *Pterois volitans* versus a native predator on Bahamian coral-reef fish communities. *Biological Invasions* 15(1): 29-43.
- Albins, M.A. 2015. Invasive Pacific lionfish *Pterois volitans* reduce abundance and species richness of native Bahamian coral-reef fishes. *Marine Ecology Progress Series* 522: 231-243.
- Albins, M.A. y P.J. Lyons. 2012. Invasive red lionfish *Pterois volitans* blow directed jets of water at prey fish. *Marine Ecology Progress Series* 448: 1-5.
- Almgren, T., D. Dyrssen y M. Strandberg. 1975. Determination of pH on the moles per kg seawater scale (Mw). *Deep Sea Research and Oceanographic Abstracts* 22(9): 635-646.
- Altieri, A.H., S.B. Harrison, J. Seemann, R. Collin, R.J. Diaz y N. Knowlton. 2017. Tropical dead zones and mass mortalities on coral reefs. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 114(14): 3660-3665.
- Álvarez-Filip, L., J.P. Carricart-Ganivet, G. Horta-Puga y R. Iglesias-Prieto. 2013. Shifts in coral-assemblage composition do not ensure persistence of reef functionality. *Scientific reports* 3: 3486.
- Álvarez-Filip, L., I.M. Cote, J.A. Gill, A.R. Watkinson y N.K. Dulvy. 2011. Region-wide temporal and spatial variation in Caribbean reef architecture: is coral cover the whole story? *Global Change Biology* 17(7): 2470-2477.
- Álvarez-Filip, L., N.K. Dulvy, J.A. Gill, I.M. Côté y A.R. Watkinson. 2009. Flattening of Caribbean coral reefs: region-wide declines in architectural complexity. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 276(1669): 3019-3025.
- Aminot, A. y M. Chaussepied. 1983. *Manuel de Analyses Chimiques en Milieu Marin*. Centre National pour L'Exploitation des Océans. Francia.
- Aronson, R.B. y W.F. Precht. 2001. White-band disease and the changing face of Caribbean coral reefs. En *The ecology and etiology of newly emerging marine diseases*. Springer Netherlands, pp. 25-38.
- Ateweberhan, M. y T.R. McClanahan. 2010. Relationship between historical sea-surface temperature variability and climate change-induced coral mortality in the western Indian Ocean. *Marine Pollution Bulletin* 60(7): 964-970.
- Batteen, M.L. y M.J. Huang. 1998. Effect of salinity on density in the Leeuwin Current System. *Journal of Geophysical Research: Oceans* 103(C11): 24693-24721.
- Bell, J.E. y J.E. Williamson. 2017. Positive Indirect Interactions in Marine Herbivores and Algae. En Vonnice D. C. (ed.). *Herbivores*. InTech. Disponible en: <<https://www.intechopen.com/books/herbivores/positive-indirect-interactions-in-marine-herbivores-and-algae>>.

- Bellwood, D.R., T.P. Hughes, C. Folke y M. Nystrom. 2004. Confronting the coral reef crisis. *Nature* 429(6994): 827.
- Bruno, J.F., E.R. Selig, K.S. Casey, C.A. Page, B.L. Willis, C.D. Harvell y A.M. Melendy. 2007. Thermal stress and coral cover as drivers of coral disease outbreaks. *PLoS biology* 5(6): e124.
- Caballero, H., P.M. Alcolado, P. González, S. Perera y L. Hernández-Fernández. 2013. Protocolo para el monitoreo de bentos en arrecifes coralinos. Versión ajustada a partir del método de campo AGRRA. Centro Nacional de Áreas Protegidas. La Habana, Cuba.
- Carpenter, J.H. 1965. The accuracy of the Winkler method for dissolved oxygen analysis. *Limnology and Oceanography* 10: 135-140.
- Carpenter, R.C. y P.J. Edmunds. 2006. Local and regional scale recovery of *Diadema* promotes recruitment of scleractinian corals. *Ecology letters* 9(3): 271-280.
- Carrit, D.E. y J.H. Carpenter. 1966. Comparison and evaluation of currently employed modifications of the Winkler method for determining dissolved oxygen in seawater. *Journal of Marine Research* 24:286-318.
- Cerdeira-Estrada, S., R. Martell-Dubois, J. Valdéz-Chavarin, L. Rosique-de la Cruz, S. Perera-Valderrama, J. López-Perea, H. Caballero-Aragón y R. Ressler. 2018-2020a. Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR). Conabio, México. Disponible en: <<https://simar.conabio.gob.mx>>.
- Cerdeira-Estrada, S., R. Martell-Dubois, J. Valdéz-Chavarin, L. Rosique-de la Cruz, S. Perera-Valderrama, J. López-Perea, H. Caballero-Aragón, F. Muller-Karger y R. Ressler. 2018-2020b. Sistema satelital de alerta temprana de blanqueamiento de corales (SATcoral), en Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR). Conabio, México. Recuperado de <<https://simar.conabio.gob.mx/>>.
- Cerdeira-Estrada, S., R. Martell-Dubois, J. Valdéz-Chavarin, L. Rosique-de la Cruz, S. Perera-Valderrama, J. López-Perea, H. Caballero-Aragón, y R. Ressler. 2018-2020c. Sistema Satelital de Monitoreo Oceánico (SATMO), en Sistema de Información y Análisis Marino Costero (SIMAR). Conabio, México. Recuperado de <<https://simar.conabio.gob.mx/>>.
- Choat, J.H. y D.R. Bellwood. 1991. Reef fishes: their history and evolution. The ecology of fishes on coral reefs. Academic Press, San Diego.
- Cinner, J.E., C. Huchery, E.S. Darling, A.T. Humphries, N.A. Graham, C.C. Hicks y T.R. McClanahan. 2013. Evaluating social and ecological vulnerability of coral reef fisheries to climate change. *PloS one* 8(9): e74321.
- Cole, J.E., R.B. Dunbar, T.R. McClanahan y N.A. Muthiga. 2000. Tropical Pacific forcing of decadal SST variability in the western Indian Ocean over the past two centuries. *Science* 287(5453): 617-619.
- Darling, E. 2012. Corals in a stressful world: life histories, synergies, and resilience (Doctoral dissertation, Science: Biological Sciences Department).
- De Bakker, D.M., F.C. Van Duyl, R.P. Bak, M.M. Nugues, G. Nieuwland y E.H. Meesters. 2017. 40 years of benthic community change on the Caribbean reefs of Curaçao and Bonaire: the rise of slimy cyanobacterial mats. *Coral Reefs* 36(2): 355-367.
- Díaz, R.J. y D.L. Breitburg. 2009. Chapter 1. The hypoxic environment. En: Richards J.G., A.P. Farrell, C.J. Brauner (eds.). *Hypoxia. Fish Physiology*. Academic Press.
- Díaz, R. J. y R. Rosenberg. 2008. Spreading dead zones and consequences for marine ecosystems. *Science* 321(5891): 926-929.
- Díaz-Pérez, L., F.A. Rodríguez-Zaragoza, M. Ortiz, A.L. Cupul-Magaña, J.D. Carriquiry, E. Ríos-Jara y M.C. García-Rivas. 2016. Coral Reef Health Indices versus the Biological, Ecological and Functional Diversity of Fish and Coral Assemblages in the Caribbean Sea. *PloS One* 11(8): e0161812.
- Díaz-Pulido, G. 2008. Macroalgae. En: Hutchings, P., M. Kingsford, O. Hoegh-Guldberg (eds.). *The Great Barrier Reef: Biology, Environment and Management*. CSIRO Publishing, Springer. Collingwood, Australia.
- Díaz-Pulido, G., L.J. McCook, S. Dove, R. Berkelmans, G. Roff, D.I. Kline y O. Hoegh-Guldberg. 2009. Doom and boom on a resilient reef: climate change, algal overgrowth and coral recovery. *PLoS One* 4(4): e5239.
- Dulvy, N.K., R.P. Freckleton y N.V. Polunin. 2004. Coral reef cascades and the indirect effects of predator removal by exploitation. *Ecology letters* 7(5): 410-416.
- Dustan, P., O. Doherty y S. Pardede. 2013. Digital reef rugosity estimates coral reef habitat complexity. *PloS One* 8(2).
- Eakin, C.M., J.M. Lough y S.F. Heron. 2009. Climate variability and change: monitoring data and evidence for increased coral bleaching stress. En van Oppen, M. y J.M. Lough (eds.). *Coral bleaching*. Springer Berlin Heidelberg, pp. 41-67.
- Ertfemeijer, P.L., B. Riegl, B.W. Hoeksema, y P.A. Todd. 2012. Environmental impacts of dredging and other sediment disturbances on corals: a review. *Marine Pollution Bulletin* 64(9): 1737-1765.

- Fabricius, K.E. 2011. Factors determining the resilience of coral reefs to eutrophication: a review and conceptual model. En: Dubinsky, Z. y N. Stambler. (eds.). *Coral reefs: an ecosystem in transition*, pp. 493-505). Springer, Dordrecht.
- Fabricius, K.E., O. Hoegh-Guldberg, J.E. Johnson, L.J. McCook y J.M. Lough. 2007. Vulnerability of coral reefs of the Great Barrier Reef to climate change. En: Johnson JE, Marshall PA (eds.). *Climate change and the Great Barrier Reef. Great Barrier Reef Marine Park Authority and Australian Greenhouse Office, Australia.*
- Fisher, R., R.A. O'Leary, S. Low-Choy, K. Mengersen, N. Knowlton, R.E. Brainard y M.J. Caley. 2015. Species richness on coral reefs and the pursuit of convergent global estimates. *Current Biology* 25(4): 500-505.
- Flower, J., J.C. Ortiz, I. Chollett, S. Abdullah, C. Castro-Sanguino, K. Hock y P.J. Mumby. 2017. Interpreting coral reef monitoring data: A guide for improved management decisions. *Ecological Indicators* 72: 848-869.
- Fofonoff, N.P. 1985. Physical properties of seawater: A new salinity scale and equation of state for seawater. *Journal of Geophysical Research* 90(C2): 3332.
- Gardner, T.A., I.M. Côté, J.A. Gill, A. Grant y A.R. Watkinson. 2003. Long-term region-wide declines in Caribbean corals. *Science* 301(5635): 958-960.
- Gattuso, J.P., B. Gentili, C.M. Duarte, J.A. Kleypas, J.J. Middelburg y D. Antoine. 2006. Light availability in the coastal ocean: impact on the distribution of benthic photosynthetic organisms and their contribution to primary production. *Biogeosciences* 3(4): 489-513
- Glaub, I., K. Vogel y M. Gektidis. 2001. The role of modern and fossil cyanobacterial borings in bioerosion and bathymetry. *Ichnos: An International Journal of Plant & Animal* 8(3-4): 185-195.
- Glynn, P.W. 1993. Coral reef bleaching: ecological perspectives. *Coral reefs* 12(1): 1-17.
- Goreau, T.J., R.L. Hayes y D. McAllister. 2005. Regional patterns of sea surface temperature rise: implications for global ocean circulation change and the future of coral reefs and fisheries. *World Resource Review* 17(3): 350-370.
- Grassl, H. 2001. Climate and oceans. En: Siedler, G. J. Church y J. Gould (eds.). *International Geophysics* 77:3-9. Academic Press.
- Green, S.J., J.L. Akins, A. Maljković y I.M. Côté. 2012. Invasive lionfish drive Atlantic coral reef fish declines. *PloS One* 7(3): e32596.
- Guinotte, J.M., J. Orr, S. Cairns, A. Freiwald, L. Morgan y R. George. 2006. Will human-induced changes in seawater chemistry alter the distribution of deep-sea scleractinian corals? *Frontiers in Ecology and the Environment* 4(3): 141-146.
- Hackerott, S., A. Valdivia, S.J. Green, I.M. Côté, C.E. Cox, L. Akins y J.F. Bruno. 2013. Native predators do not influence invasion success of Pacific lionfish on Caribbean reefs. *PLoS One* 8(7): e68259.
- Harmelin-Vivien, M. L. 1994. The effects of storms and cyclones on coral reefs: a review. *Journal of Coastal Research* 12: 211-231.
- Harvell, D., E. Jordán-Dahlgren, S. Merkel, E. Rosenberg, L. Raymundo, G. Smith, E. Weil y B. Willis. 2007. Coral disease, environmental drivers, and the balance between coral and microbial associates. *Oceanography* 20(1): 172-195.
- Hoegh-Guldberg, O. 1999. Climate change, coral bleaching and the future of the world's coral reefs. *Marine and freshwater research* 50(8): 839-866.
- Holmes R.W. 1970. The Secchi disk in turbid coastal waters. *Limnology and Oceanography* 15: 688-694.
- Hoey, A.S. y D.R. Bellwood. 2008. Cross-shelf variation in the role of parrotfishes on the Great Barrier Reef. *Coral Reefs* 27(1): 37-47.
- Hughes, T.P., A.H. Baird, D.R. Bellwood, M. Card, S.R. Connolly, C. Folke y J.M. Lough. 2003. Climate change, human impacts, and the resilience of coral reefs. *Science* 301(5635): 929-933.
- Hughes, T.P., N.A. Graham, J.B. Jackson, P.J. Mumby y R.S. Steneck. 2010. Rising to the challenge of sustaining coral reef resilience. *Trends in ecology y evolution* 25(11): 633-642.
- Idjadi, J. A. y P. J. Edmunds. 2006. Scleractinian corals as facilitators for other invertebrates on a Caribbean reef. *Marine Ecology Progress Series* 319:117-127.
- Isdo S.B. y R.G. Gilbert. 1974. On the Universality of the Poole and Atkins Secchi Disk-Light Extinction Equation. *Journal of Applied Ecology* 11: 399-401.
- Jackson, J.B., M.X. Kirby, W.H. Berger, K.A. Bjornndal, L.W. Botsford, B.J. Bourque y T.P. Hughes. 2001. Historical overfishing and the recent collapse of coastal ecosystems. *Science* 293(5530): 629-637.
- Jokiel, P.L. y J.I. Morrissey. 1993. Water motion on coral reefs: evaluation of the 'clod card' technique. *Marine Ecology Progress Series* 93: 175-181.
- Kealoha, A.K., S. Doyle, K.E. Shamberger, J.B. Sylvan, R.D. Hetland y S.F. DiMarco. 2020. Localized hypoxia may have caused coral reef mortality at the Flower Garden Banks. *Coral Reefs* 39(1): 119-132.
- Kemppainen, P., S. Van Nes, C. Ceder y K. Johannesson. 2005. Refuge function of marine algae

- complicates selection in an intertidal snail. *Oecologia* 143(3): 402-411.
- Kennedy, E.V., C.T. Perry, P.R. Halloran, R. Iglesias-Prieto, C.H. Schönberg, M. Wisshak y P.J. Mumby. 2013. Avoiding coral reef functional collapse requires local and global action. *Current Biology* 23(10): 912-918.
- Kirk, J.T.O. 2011. *Light and photosynthesis in aquatic ecosystems*. Cambridge Univ. Press, Cambridge.
- Kleypas, J.A., J.W. McManus y L.A. Menez. 1999. Environmental limits to coral reef development: where do we draw the line? *American Zoologist* 39(1): 146-159.
- Knudby, A., E. LeDrew y C. Newman. 2007. Progress in the use of remote sensing for coral reef biodiversity studies. *Progress in Physical Geography* 31(4): 421-434.
- Knudsen, M. 1901. *Hydrographical tables*. Bianco Luno, Fotoprinted by Tutein & Koch.
- Komyakova, V., P.L. Munday y G.P. Jones. 2013. Relative importance of coral cover, habitat complexity and diversity in determining the structure of reef fish communities. *PLoS One* 8(12): e83178.
- Kramer, P.A. 2003. Synthesis of coral reef health indicators for the western Atlantic: Results of the AGRRA program (1997-2000). *Atoll Research Bulletin* 496(3): 1-58.
- Kuffner, I.B. y L.T. Toth. 2016. A geological perspective on the degradation and conservation of western Atlantic coral reefs. *Conservation Biology* 30(4): 706-715.
- Lam, V.Y., C. Doropoulos y P.J. Mumby. 2017. The influence of resilience-based management on coral reef monitoring: A systematic review. *PLoS One* 12(2): e0172064.
- Langdon, C., T. Takahashi, C. Sweeney, D. Chipman, J. Goddard, F. Marubini, H. Aceves, H. Barnett y M.J. Atkinson. 2000. Effect of calcium carbonate saturation state on the calcification rate of an experimental coral reef. *Global Biogeochemical Cycles* 14(2): 639-654.
- Lapointe, B.E. y M.W. Clark. 1992. Nutrient inputs from the watershed and coastal eutrophication in the Florida Keys. *Estuaries* 15(4): 465-476.
- Lessios, H.A. 1988. Mass mortality of *Diadema antillarum* in the Caribbean: what have we learned? *Annual Review of Ecology and Systematics* 19(1): 371-393.
- Liu, G., A.E. Strong, W.J. Skirving y L.F. Arzayus. 2006. Overview of NOAA Coral Reef Watch Program's Near-Real-Time Satellite Global Coral Bleaching Monitoring Activities. *Proceedings of the 10th International Coral Reef Symposium, Okinawa*, 1783-1793.
- Logan, C.A., J.P. Dunne, C.M. Eakin y S.D. Donner. 2014. Incorporating adaptive responses into future projections of coral bleaching. *Global Change Biology* 20(1): 125-139.
- Lough, J.M., y M.J.H. van Oppen. 2009. Introduction: Coral bleaching-patterns, processes, causes and consequences. En: van Oppen M.J.H. y J.M. Lough (eds.). *Coral Bleaching*. Springer Berlin Heidelberg, pp. 1-5.
- Marks, K.W. y J.C. Lang. 2016. AGRRA Summary Products, version (2016-08). Disponible en: <<http://www.agrra.org/data-explorer/explore-summary-products/>>.
- McCarthy J.J., O.F. Canziani, N.A. Leary, D.J. Dokken y K.S. White. 2001. Climate change 2001: impacts, adaptation, and vulnerability. *Contribution of working group II to the 3rd assessment report of the Intergovernmental Panel on Climate Change (IPCC)*. Cambridge University Press, Cambridge.
- McClanahan, T. R., Ateweberhan, M., Muhando, C. A., Maina, J., y Mohammed, M. S. 2007. Effects of climate and seawater temperature variation on coral bleaching and mortality. *Ecological Monographs* 77(4): 503-525.
- McClanahan, T.R., E. Sala, P.A. Stickels, B.A. Cokos, A.C. Baker, C.J. Starger y S.H. Jones Iv. 2003. Interaction between nutrients and herbivory in controlling algal communities and coral condition on Glover's Reef, Belize. *Marine Ecology Progress Series* 261: 135-147.
- McCook, L., J. Jompa y G. Diaz-Pulido. 2001. Competition between corals and algae on coral reefs: a review of evidence and mechanisms. *Coral Reefs* 19(4): 400-417.
- McField, M. y P. Kramer. 2007. *Healthy reefs for healthy people: A guide to indicators of reef health and social well-being in the Mesoamerican Reef Region*. Franklin Trade Graphics, Miami.
- Mendoza, R. y P. Koleff. 2014. *Especies acuáticas invasoras en México*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, 560 pp.
- Millero, F.J., R. Feistel, D.G. Wright, y T.J. McDougall. 2008. The composition of Standard Seawater and the definition of the Reference-Composition Salinity Scale. *Deep Sea Research Part I: Oceanographic Research Papers* 55(1): 50-72.
- Mishra, D.R., S. Narumalani, D. Rundquist y M. Lawson. 2005. Characterizing the vertical diffuse attenuation coefficient for downwelling irradiance in coastal waters: Implications for water penetration by high resolution satellite data. *ISPRS Journal of photogrammetry and remote sensing* 60(1): 48-64.

- Morris Jr, J.A. 2009. *The biology and ecology of the invasive Indo-Pacific lionfish*. North Carolina State University.
- Morris Jr, J. A. y J.L. Akins. 2013. El pez león invasor: guía para su control y manejo. *Gulf and Caribbean Fisheries Institute Special Publication Series* (2).
- Moulding, A.L. 2005. Coral recruitment patterns in the Florida Keys. *Revista de Biología Tropical* 53: 75-82.
- Muller-Parker, G., C.F. D'elia y C.B. Cook. 2015. Interactions between corals and their symbiotic algae. En: Birkeland, C. (ed.). *Coral Reefs in the Anthropocene*. Springer, Dordrecht.
- Mumby, P.J., K. Broad, D.R. Brumbaugh, C. Dahlgren, A.R. Harborne, A. Hastings y J.N. Sanchirico. 2008. Coral reef habitats as surrogates of species, ecological functions, and ecosystem services. *Conservation Biology* 22(4): 941-951.
- Mumby, P. J., J. Flower, I. Chollett, S.J. Box, Y.M. Bozec, C. Fitzsimmons y A.M. Peterson, 2014b. *Towards Reef Resilience and Sustainable Livelihoods: A handbook for Caribbean coral reef managers*. University of Exeter, Exeter.
- Mumby, P.J., N.H. Wolff, Y.M. Bozec, I. Chollett y P. Halloran. 2014a. Operationalizing the resilience of coral reefs in an era of climate change. *Conservation Letters* 7(3): 176-187.
- NSTC. 2003. *An assessment of coastal hypoxia and eutrophication in US waters*. National Science and Technology Council. Committee on Environment and Natural Resources. U.S.
- Nyström, M. y C. Folke. 2001. Spatial resilience of coral reefs. *Ecosystems* 4(5): 406-417.
- Ogden, J.C. y P.S. Lobel. 1978. The role of herbivorous fishes and urchins in coral reef communities. *Environmental biology of fishes* 3(1): 49-63.
- Ohde, S. y M.M. Mozaffar-Hossain. 2004. Effect of CaCO₃ (aragonite) saturation state of seawater on calcification of Porites coral. *Geochemical Journal* 38(6): 613-621.
- Pearson, S.G., C.D. Storlazzi, A.R. van Dongeren, M.F.S. Tissier y A.J.H.M. Reniers. 2017. A Bayesian-based system to assess wave-driven flooding hazards on coral reef-lined coasts. *Journal of Geophysical Research: Oceans* 122(12): 10099-10117.
- Perry, C.T., G.N. Murphy, P.S. Kench, E.N. Edinger, S.G. Smithers, R.S. Steneck y P.J. Mumby. 2014. Changing dynamics of Caribbean reef carbonate budgets: emergence of reef bioeroders as critical controls on present and future reef growth potential. *Proceedings of the Royal Society* 281(1796): 2014-2018.
- Perry, C.T., R.S. Steneck, G.N. Murphy, P.S. Kench, E.N. Edinger, S.G. Smithers y P.J. Mumby. 2015. Regional-scale dominance of non-framework building corals on Caribbean reefs affects carbonate production and future reef growth. *Global Change Biology* 21(3): 1153-1164.
- Poole, H.H. y W.R.G Atkins. 1926. On the Penetration of Light into Sea Water. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 14: 177-198.
- Porto-Hannes, I., A.L. Zubillaga, T.L. Shearer, C. Bastidas, C. Salazar, M.A. Coffroth y A.M. Szmant. 2015. Population structure of the corals *Orbicella faveolata* and *Acropora palmata* in the Mesoamerican Barrier Reef System with comparisons over Caribbean basin-wide spatial scale. *Marine Biology* 162(1): 81-98.
- Precht, W., A. Bruckner, R. Aronson y R. Bruckner. 2002. Endangered acroporid corals of the Caribbean. *Coral Reefs* 21(1): 41-42.
- Rakowski, C. y B.J. Cardinale. 2016. Herbivores control effects of algal species richness on community biomass and stability in a laboratory microcosm experiment. *Oikos* 125(11): 1627-1635.
- Ritson-Williams, R., S.N. Arnold, N.D. Fogarty, R.S. Steneck, M.J. Vermeij y V.J. Paul. 2009. New perspectives on ecological mechanisms affecting coral recruitment on reefs. *Smithsonian Contributions to the Marine Sciences* 38: 437.
- Roberts, C.M., C.J. McClean, J.E. Veron, J.P. Hawkins, G.R. Allen, D.E. McAllister y C. Vynne. 2002. Marine biodiversity hotspots and conservation priorities for tropical reefs. *Science* 295(5558): 1280-1284.
- Rügner, H., M. Schwientek, B. Beckingham, B. Kuch y P. Grathwohl. 2013. Turbidity as a proxy for total suspended solids (TSS) and particle facilitated pollutant transport in catchments. *Environmental earth sciences* 69(2): 373-380.
- Sandin, S.A. y D.E. McNamara. 2012. Spatial dynamics of benthic competition on coral reefs. *Oecologia* 168(4): 1079-1090.
- Santamaria-del Angel, E., I. Soto, R. Millán-Núñez, A. González-Silvera, J. Wolny, S. Cerdeira-Estrada, R. Cajal-Medrano, M.F. Gracia-Escobar et al. 2015. Phytoplankton blooms: New initiative using marine optics as a basis for monitoring programs. En: Sebastia-Frasquet M.T. (ed). *Coastal Ecosystems: Experiences and Recommendations for Environmental Monitoring Programs*. Nova Science Publishers, Inc.
- Scott, A., P.L. Harrison y L.O. Brooks. 2013. Reduced salinity decreases the fertilization success and larval survival of two scleractinian coral species. *Marine Environmental Research* 92, 10-14.

- Sharqawy, M.H. 2013. New correlations for seawater and pure water thermal conductivity at different temperatures and salinities. *Desalination* 313: 97-104.
- Spalding, M., C. Ravilious y E.P. Green. 2001. *World atlas of coral reefs*. Univ of California Press.
- Strong, A.E., F. Arzayus, W. Skirving y S.F. Heron. 2006. Identifying Coral Bleaching Remotely via Coral Reef Watch - Improved Integration and Implications for Changing Climate. En: J.T. Phinney et al. (eds.). *Coral Reefs and Climate Change: Science and Management. Coastal and Estuarine Studies*. American Geophysical Union, Washington, DC.
- Szmant. 2015. Population structure of the corals *Orbicella faveolata* and *Acropora palmata* in the Mesoamerican Barrier Reef System with comparisons over Caribbean basin-wide spatial scale. *Marine biology* 162(1): 81-98.
- Thacker, R.W. y V.J. Paul. 2001. Are benthic cyanobacteria indicators of nutrient enrichment? Relationships between cyanobacterial abundance and environmental factors on the reef flats of Guam. *Bulletin of Marine Science* 69(2): 497-508.
- Vaquero-Sunyer, R. y C.M. Duarte. 2008. Thresholds of hypoxia for marine biodiversity. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 105(40): 15452-15457.
- Vega, L. A. 2002. Ocean thermal energy conversion primer. *Marine Technology Society Journal* 36(4): 25-35.
- Vermeij, M.J., I. van Moorselaar, S. Engelhard, C. Hörnlein, S.M. Vonk y P.M. Visser. 2010. The effects of nutrient enrichment and herbivore abundance on the ability of turf algae to overgrow coral in the Caribbean. *PloS one* 5(12): e14312.
- Wesseling, I., A.J. Uychiaoco, P.M. Aliño, T. Aurin y J.E. Vermaat. 1999. Damage and recovery of four Philippine corals from short-term sediment burial. *Marine Ecology Progress Series* 176: 11-15.
- Williams, I.D., N.V. Poluniny y V.J. Hendrick. 2001. Limits to grazing by herbivorous fishes and the impact of low coral cover on macroalgal abundance on a coral reef in Belize. *Marine Ecology Progress Series* 222: 187-196.
- Wilson, S.K., N.A. Graham, M.S. Pratchett, G.P. Jones y N.V. Polunin. 2006. Multiple disturbances and the global degradation of coral reefs: are reef fishes at risk or resilient? *Global Change Biology* 12(11): 2220-2234.
- Yakob, L. y P.J. Mumby. 2011. Climate change induces demographic resistance to disease in novel coral assemblages. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 108(5): 1967-1969.
- Yates, K.K., D.G. Zawada, N.A. Smiley y G. Tilling-Range. 2017. Divergence of seafloor elevation and sea level rise in coral reef ecosystems. *Biogeosciences* 14(6): 1739.
- Zawada, D.G., G.A. Piniak y C.J. Hearn. 2010. Topographic complexity and roughness of a tropical benthic seascape. *Geophysical research letters* 37(14).
- Zinke, J., M. Pfeiffer, O. Timm, W.C. Dullo y G.R. Davies. 2005. Atmosphere-ocean dynamics in the Western Indian Ocean recorded in corals. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London A: Mathematical, Physical and Engineering Sciences* 363(1826): 121-142.

Capítulo III. Pastizales marinos



Reserva de Biosfera Banco Chinchorro, Quintana Roo. Foto: CLAUDIO CONTRERAS KOOB/CONABIO



Capítulo III. Pastizales marinos

AUTORES

Susana Perera-Valderrama, Brigitta I. van Tussenbroek, Sergio Cerdeira-Estrada, Raúl Martell-Dubois, Laura O. Rosique-de la Cruz, Hansel Caballero-Aragón, Jorge Christian Alva-Basurto, Vanessa Francisco-Ramos, Rainer Ressler

COLABORADORES

Arturo González-Baca, Laura Hernández-Terrones, Jorge Herrera-Silveira, Rosa María Loreto, Hunahpú Marcos-Benítez, Elisa Vera-Vázquez

Perera-Valderrama, S., B.I. van Tussenbroek, S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, J.C. Alva-Basurto, V. Francisco-Ramos, R. Ressler. 2020. Capítulo III: Pastizales marinos. En: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler (coords.). *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México, pp. 83-106.

Los pastizales marinos son ecosistemas dominados por angiospermas o fanerógamas marinas (Orth *et al.*, 2006). Presentan flores, hojas, rizoma (tallo que crece y se extiende por debajo del sustrato) y raíces (Van Tussenbroek *et al.*, 2010). Estas plantas crecen en diferentes tipos de sustratos, tales como arena, lodo, arcilla y, en ocasiones, sobre rocas (Greve y Binzer, 2004).

Su relevancia concierne no tanto al valor de uso directo para el humano, sino a los servicios ecosistémicos que brinda a la humanidad (Martínez-Daranas *et al.*, 2013). Entre las numerosas funciones ecológicas que poseen los pastizales marinos destaca la producción primaria, ya que se encuentra entre las asociaciones vegetales marinas más productivas y de mayor tasa de crecimiento (Duarte y Chiscano, 1999). Su productividad se debe no sólo al metabolismo propio de los pastos, sino también a otros productores primarios que forman parte del ecosistema, fundamentalmente las algas (Björk *et al.*, 2008). Esta producción primaria es una fuente de alimento directa (para los herbívoros) e indirecta (a través de la producción de detritus). Además, proporciona sustrato para la fijación de otros organismos y contribuye a la recirculación de nutrientes y estabilización de sedimentos (Duarte *et al.*, 2006). La presencia de estas plantas en los

fondos crea microhábitats que no están presentes en los fondos sin vegetación (Terrados y Borum, 2004). Además, la estructura tridimensional de los pastos marinos crea refugio para que numerosas especies eviten la depredación (Björk *et al.*, 2008). En consecuencia, los pastos marinos soportan una gran variedad de organismos: algas epífitas, epifauna sésil, epifauna vágil, fitoplancton, zooplancton, necton, algas, microflora, etc., entre los que destacan muchas especies de invertebrados y vertebrados de importancia comercial y ecológica, que utilizan este ecosistema como sitio de crianza, alimentación y protección (Lara-Domínguez, 2006). Las praderas pueden también modificar la topografía reteniendo sedimentos y creciendo sobre sí hasta casi emerger, fase en la cual pueden ser invadidas por manglares y propiciar el avance de la tierra sobre el mar (Márquez, 1996). Además, los pastos marinos juegan un papel fundamental en el almacenamiento de carbono debido fundamentalmente a la captura y fijación de materia orgánica particulada (Fourqurean, 2012).

Se plantea que existen alrededor de 60 especies de fanerógamas marinas en el mundo, incluyendo las zonas cercanas a los círculos polares Ártico y Antártico, zonas templadas y tropicales (Short *et al.*, 2011). Los pastos marinos están experimentando un deterioro mundial debido a una combinación de los impactos antropogénicos y naturales (Short *et al.*, 2011). Se estima que 15% de las especies están catalogadas bajo alguna categoría de amenaza, al menos en cierta porción de su intervalo de distribución (Hughes *et al.*, 2009). En México se han registrado 10 especies de fanerógamas a lo largo de sus costas, excepto en el Pacífico tropical mexicano (debido probablemente a que la plataforma continental del Pacífico tropical es muy estrecha). Las especies son: *Zostera marina*, *Phyllospadix scouleri*, *Phyllospadix torreyi*, *Thalassia testudinum*, *Halodule wrightii*, *H. beaudettei*, *Syringodium filiforme*, *Halophila decipiens*, *Halophila engelmanni* y *Ruppia maritima*. En las costas del

Pacífico se han registrado cinco especies de pastos marinos (*Z. marina*, *P. scouleri*, *P. torreyi*, *H. wrightii*, y *R. maritima*) (Aguilar-Rosas, y López-Ruelas, 1985; Riosmena-Rodríguez y Sánchez-Lizaso, 1996; López-Calderón *et al.*, 2010), siete en el golfo de México (desde Tamaulipas hasta el sistema arrecifal de Yucatán) (*T. testudinum*, *H. decipiens*, *H. engelmanni*, *H. beaudettei*, *H. wrightii*, *S. filiforme* y *R. maritima*) y siete en el Caribe mexicano (*T. testudinum*, *H. decipiens* y *H. engelmanni*, *H. wrightii*, *S. filiforme*, *R. mexicana* y *R. maritima*) (Van Tussenbroek *et al.*, 2010; , den Hartog *et al.*, 2016).

Los principales impactos antrópicos que afectan a los pastos marinos en todo el mundo son: la descarga de sedimentos, la eutrofización, la acuicultura y los desarrollos costeros (ej. dragados) (Green, 2003). Estos disturbios antropogénicos —en sinergia con disturbios naturales, como enfermedades (Muehlstein *et al.*, 1988), ramoneo excesivo por tortugas marinas (Williams, 1988) y eventos meteorológicos extremos, como tormentas o huracanes (Van Tussenbroek *et al.*, 2014)— pueden dar como resultado colapso y pérdida total de las praderas marinas. Igualmente, entre las alteraciones asociadas al cambio climático que pueden afectar potencialmente a los pastos marinos está el incremento de las temperaturas, los cambios en la radiación solar, el incremento del nivel del mar y los cambios en los patrones de circulación marina (Björk *et al.*, 2008).

Los principales problemas que enfrentan los pastos marinos en México son la deforestación y el cambio de uso de suelo en las partes altas de las cuencas, lo que provoca un aporte excesivo de materia orgánica y sedimento en suspensión a la zona marina, que incrementa la turbidez en el agua y disminuye el desarrollo de los pastos (López-Calderón *et al.*, 2010). El incremento excesivo de nutrientes puede provocar un crecimiento anormal y muy acelerado de las algas, lo cual puede ocasionar el ahogamiento de los pastos y cambiar la constitución de las praderas

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR	
Nombre: _____	E-mail (opcional): _____
País: _____	Institución / Organización (opcional): _____

INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO	
Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____	Nombre del sitio: _____
Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
(Fin) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
País: _____	Estado / Provincia: _____
Población cercana: _____	Área natural protegida (ANP): Sí ___ No ___
Nombre del ANP: _____	

Cuadro 3.1
Información general
del monitoreo del sitio.

(Van Tussenbroek *et al.*, 1996). El desarrollo costero y todo lo que trae consigo, como el dragado y relleno de material, la construcción de muelles y puertos y, en especial, la contaminación, han afectado grandes extensiones de praderas en el país (Cervantes-Maldonado y Quintero, 2016). Las arribazones masivas de sargazo que han ocurrido recientemente en el Caribe constituyen una amenaza importante a las praderas marinas cercanas a la costa (Van Tussenbroek *et al.*, 2017).

3.1 SELECCIÓN DE SITIOS

En los monitoreos se incluirán praderas representativas de los tipos presentes en el ANP o relevantes según su composición, abundancia y diversidad de especies de fanerógamas o según las condiciones geográficas y socioeconómicas. Se podrán incluir praderas con buen desarrollo de los pastos marinos, con elevado nivel de conservación, o aquellas con afectaciones o cercanas a fuentes de estrés. Igualmente deberán considerarse las condiciones logísticas (fácil acceso y localización).

Se realizará una revisión cartográfica previa, utilizando toda la información disponible (Geoportal de Conabio, fotos aéreas, imágenes de satélite, mapas de hábitat bentónicos). Una vez propuestos los sitios, se deberá realizar una prospección inicial

para validar, la cual podrá llevarse a cabo utilizando la técnica de *manta-tow* o nadando mediante buceo libre o autónomo, dependiendo de la profundidad de la pradera.

3.2 INDICADORES BIOLÓGICOS PARA EL MONITOREO DE PASTIZALES MARINOS Y SUS PROTOCOLOS

Durante la implementación de cada protocolo, se debe documentar la información general del sitio y del monitoreo, que incluye la localización del sitio, fecha y hora del monitoreo y datos de los observadores (cuadro 3.1).

3.2.1 Indicador IB1-OC1. Abundancia relativa (por especie de pasto marino y grupo morfológico de macroalgas)

La abundancia relativa de cada grupo presente en el sustrato permitirá indicar el estadio de sucesión de la pradera (Díaz-Merlano y Gómez-López, 2003). Igualmente, contribuirá a establecer criterios sobre las condiciones imperantes en la pradera. La abundancia relativa de determinada especie o grupo de macroalgas estará generalmente asociada a alguna fuente de estrés (Zieman y Zieman, 1989). Esta afectación estará dirigida a las especies vulnerables al factor estresante, y se favorecerán las especies resistentes, con lo cual se incide en los procesos



Figura 3.1 Marco cuadrado para el monitoreo de pastizales marinos. FOTO: BRIGITTA I. VAN TUSSENBROEK/ICML

de sucesión. Por ejemplo, un incremento en nutrientes puede conducir a la disminución de la abundancia de *T. testudinum*, y favorecer el incremento en densidad de *H. wrightii* o de las macroalgas carnosas (Díaz-Merlano y Gómez-López, 2003).

Aunque las praderas tienden a estar constituidas por una especie dominante de pasto, usualmente están presentes dos o más especies, a veces incluso entremezcladas unas con otras (Díaz-Merlano y Gómez-López, 2003). Para el caso del Caribe, por ejemplo, el establecimiento de una pradera de pastos marinos se inicia generalmente con el arribo de la especie catalogada como pionera, *H. wrightii*, y culmina con una pradera dominada por *T. testudinum* (Zieman y Zieman, 1989). En algunos casos esta sucesión puede estar antecedida por la preparación del sustrato por parte de algas que viven en la arena, como *Penicillus* sp, *Rhipocephalus* spp y algunas especies de *Halimeda*, las cuales se anclan al sustrato y le confieren cierta estabilidad. *H. wrightii* tiene una tasa de crecimiento de rizoma superior a la de *S. filiforme* y *T. testudinum* (Gallegos *et al.*, 1994), que le permite colonizar fondos con sedimentos inestables, no apropiados para el establecimiento

y desarrollo de otras especies (Fourqurean *et al.*, 1992). Además, debido a su rápida extensión de rizomas, *H. wrightii* tiene altos requerimientos de nutrientes, y resulta paulatinamente excluida en el proceso de sucesión por especies que requieren menos concentraciones de estos (Díaz-Merlano y Gómez-López, 2003).

Este modelo de sucesión de los pastos marinos en el Caribe no siempre se cumple, pues la dirección y velocidad de la sucesión dependen de la existencia de condiciones adecuadas, de la capacidad de dispersión de cada especie y de la disponibilidad de sustrato para la colonización (Williams, 1990). Con el tiempo, este proceso puede terminar con *H. wrightii* como especie clímax, si la disponibilidad de nutrientes es alta. De esta forma, las perturbaciones impiden que la especie clímax, *T. testudinum*, elimine por competencia a las otras de la comunidad (Williams, 1990).

3.2.2 Protocolo para la medición del indicador IB1-OC1

Se emplea la técnica del marco cuadrado (figura 3.1):

1. Al menos una vez al año, ubicar en cada uno de los sitios seleccionados cuatro marcos cuadrados de 1 m², en un radio de 5 m alrededor de la coordenada del sitio.
2. Colocar dos en donde se observa mayor densidad de fanerógamas y dos en la zona que se considere más representativa de la pradera (dentro de ese radio de 5 m).
3. Tomar una foto de cada marco cuadrado (la cámara debe colocarse perpendicularmente sobre el cuadrante).
4. Para cada marco cuadrado deberá anotar (cuadro 3.2):
 - Tipo de sustrato (limo, arena fina, arena mediana, arena gruesa, laja, escombros (de coral).
 - Taxa o grupo presente:
 - Especies de pasto presente (*Thalassia testudinum*, *Syringodium filiforme*, *Halodu-*

Cuadro 3.2 Planilla de registro de datos de marcos cuadrados de pastizales marinos

Sitio #:	Fecha	Cuadrante #	Sustrato	Taxón	BB	Observaciones
<p>Categorías a utilizar en el llenado de la tabla:</p> <p>Sustrato L: limo, AF: arena fina, AM: arena mediana, AG: arena gruesa, EC: escombros de coral, La: laja</p> <p>Pastos marinos Tt: <i>Thalassia testudinum</i>, Sf: <i>Syringodium filiforme</i>, Hw: <i>Halodule wrightii</i>, Rm: <i>Ruppia mexicana</i></p> <p>Algas rizofíticas Hal: <i>Halimeda</i>, Ud: <i>Udotea</i>, PR: <i>Penicillus-Rhipocephalus</i>, Cau: <i>Caulerpa</i>, AEsp: alga esponjosa</p> <p>Otras algas Verdes, rojas, cafés, RCR: rojo calcárea ramificada, MCD: masa de cianofitas-diatomeas</p> <p>Otros taxa Esp: esponjas, Cesc: coral escleractíneo, CGor: gorgonáceos, O: otro</p> <p>Categorías de Braun Blanquet (BB) para la abundancia: R: (escaso), +: pocos ej. (<5%), 1: bastantes ej. (<5%), 2: muchos ej. (5-25%), 3: 25-50%, 4: 50-75%, 5: 75-100%</p>						

- *le wrightii*, *Ruppia mexicana*) (figura 3.2)
 - Género o grupos morfológicos de macroalgas (*Halimeda*, *Udotea*, *Penicillus-Rhipocephalus*, *Caulerpa*, *Avriantillea*, *Cladocephalus*, algas esponjosas, calcáreas ramificadas rojas, pardas, rojas y verdes) (figura 3.3).
 - Otros taxa presentes (corales escleractíneos, octocorales, esponjas, otros).
5. Para cada especie de fanerógama y cada género/grupo morfológico de macroalga, y las epifitas de fanerógamas presentes dentro del marco cuadrado anotar:
- Abundancia relativa con el método de Braun-Blanquet:
 - r: escaso; 1-2 ejemplares, cobertura insignificante.
 - +: pocos ejemplares, cobertura < 5%
 - 1: bastantes ejemplares, cobertura < 5% .
 - 2: muchos ejemplares o cobertura 5-25%.
 - 3: 25-50% de cobertura.
 - 4: 50-75% de cobertura.
 - 5: 75-100% de cobertura.
6. Se sugiere que el registro de los valores de Braun Blanquet se realice entre dos personas para homogeneizar criterios.
7. Se deberá inspeccionar entre los haces de los pastos para verificar la presencia de taxa de menor tamaño.

8. Durante la evaluación Braun Blanquet es necesario ubicarse sobre el marco cuadrado para evitar que las observaciones diagonales sobreestimen la abundancia del dosel (en una vista superior es más fácil observar la distancia real entre haces).

Se calculará la abundancia relativa como la mediana de los cuatro valores de BB de los cuadros y su variación (min. y máx.) por especie de fanerógamas, grupo morfológico de macroalgas y epifitas en cada sitio. Para esto se considera la cobertura en cada categoría de Braun-Blanquet como sigue:

- r (0.1)
- + (1.0)
- 1 (5.0)
- 2 (15.0)
- 3 (37.5)
- 4 (62.5)
- 5 (87.5)

3.2.3 Indicador IB2-OC2. Biomasa de macroalgas

Las macroalgas tienen una tasa de crecimiento e intercambio mucho más elevada que los pastos marinos, por lo que son indicadores primarios muy buenos para detectar posibles cambios en el medio ambiente (McGlathery, 2001).

Figura 3.2 Principales especies de fanerógamas marinas observadas en el Caribe mexicano



Tt: *Thalassia testudinum*

FOTO: JERÓNIMO AVILÉS OLGUÍN



Sf: *Syringodium filiforme*

FOTO: JERÓNIMO AVILÉS OLGUÍN



Hw: *Halodule wrightii* y Tt: *T. testudinum*

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA

Figura 3.3 Principales grupos morfológicos de algas observadas en el Caribe mexicano

Algas calcáreas



Hal: *Halimeda* spp.

FOTO: CARLOS F. CANDELARIA SILVA/CONABIO



Ud: *Udotea* spp.

FOTO: HUMBERTO BAHENA BASAVE/CONABIO



PR: *Penicillus* spp.

Foto: HBahena/CONABIO



PR: *Rhizocephalus* spp.

FOTO: SUSANA PERERA-VALDERRAMA/CONABIO



Algas carnosas

Cau: *Caulerpa* spp.

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Cau: *Caulerpa* spp.

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Cau: *Caulerpa* spp.

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Cau: *Caulerpa* spp.

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Aesp: *Avranvillea-Cladocephalus*

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Otras

RCR: *Calcáreas ramificadas rojas*

FOTO: JOSÉ DOMINGO CARRIQUIRY BELTRÁN/CONABIO



Cafés: *Lobophora variegata*

FOTO: HUMBERTO BAHENA BASAVE/CONABIO



Cafés: *Dictyota* spp.

Foto: Israel Sánchez Alcántara/CONABIO



Rojas: *Laurencia* spp.

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Verdes: *Acetabularia* sp.

FOTO: HBAHENA/CONABIO



Verdes: *Valonia* sp.

FOTO: ÁNGEL FERNÁNDEZ MEDINA



Figura 3.4 Medición de los tres individuos más altos de macroalgas para determinar la altura del dosel. FOTO: ELISA VERA VÁZQUEZ/ICML

3.2.4 Protocolo para la medición del indicador IB2-OC1

1. Al finalizar la evaluación de Braun Blanquet, se tomarán muestras de algas en dos de los cuatro marcos cuadrados.
 - Colocar un marco cuadrado de 30 × 30 cm, en un área representativa que se utilizó para estimar la abundancia relativa (1 m²) (Braun Blanquet).
 - Recolectar todas las algas presentes (solo las partes sobre el sedimento) dentro del marco cuadrado de 30 × 30 cm.
 - Guardar en una bolsa numerada y anotar su código en la hoja de campo de Braun Blanquet.
 - Mantener las bolsas con algas frescas hasta su traslado al laboratorio.
2. En el laboratorio, las algas:
 - Serán limpiadas de epífitas.
 - Se separarán por taxa, determinando el número de individuos de cada taxa.
 - Se medirá la longitud de tres ejemplares de cada taxa (figura 3.4).
 - Se secarán en un horno a 600°C durante un mínimo de 48 h.
 - Se pesarán.

3.2.5 Indicador IB3-OC2. Densidad de haces por especies de pasto marino

Los haces son las unidades básicas de las praderas (número de haces × m²) por lo que su abundancia numérica es esencial para evaluar el estado general de la pradera (Martínez-Daranas *et al.*, 2013). Además, la densidad brinda un estimado de la

biomasa y, por ende, es un indicativo de la salud del ecosistema ya que representa la cantidad de carbono invertido (Burkholder *et al.*, 2007). Igualmente, la densidad de haces muestra la calidad de refugio de las praderas para la fauna asociada (Alcolado *et al.*, 2001); disminuciones en la densidad de haces pueden indicar estrés en las comunidades de pastos marinos; por ejemplo, pueden estar asociadas a cambios excesivos de temperatura o salinidad (Koch *et al.*, 2007).

3.2.6 Indicador IB4-OC2. Altura del dosel por especie de pasto marino

En conjunto con la densidad de haces, la altura de las hojas define la estructura de la pradera y puede ser un indicador de productividad primaria. La altura de las hojas está generalmente relacionada con el contenido de materia orgánica en los sedimentos del sitio, por lo que se incrementará probablemente con un mayor aporte de nutrientes (van Tussenbroek, 1995). Por ejemplo, praderas presentes en lagunas arrecifales, cercanas a manglares o estuarios, protegidas de la acción del oleaje y que reciben una elevada entrada de nutrientes tendrán hojas más altas que las cercanas a los arrecifes, las cuales están expuestas a una mayor acción del oleaje y a la influencia de las aguas oligotróficas de mar abierto (van Tussenbroek, 1995). La altura podría también verse afectada (disminuir) por la presencia de epífitas (Gutiérrez-Aguirre *et al.*, 2000).



Figura 3.5 Empleo del nucleador para la toma de muestras de sedimentos en pastizales marinos. FOTO: BRIGITTA I. VAN TUSSENBROEK/ICML

3.2.7 Indicador IB5-OC2. Biomasa arriba del sustrato (g seco por m²)

La biomasa arriba del sustrato (o biomasa de las hojas) representa el tejido fotosintético de los pastos marinos (Herrera-Silveira *et al.*, 2019). Asimismo, brinda información sobre la disponibilidad de sustrato para la epifauna (Winfield *et al.*, 2007). Esta biomasa podrá incrementarse con un aporte de nutrientes en sistemas oligotróficos, pero si la eutrofización es mayor o disminuye la transparencia del agua, la biomasa de las hojas tiende a bajar (Martínez-Daranas *et al.*, 2009).

3.2.8 Indicador IB6-OC2. Biomasa total (g seco por m²)

La biomasa total (medida como peso seco por m²) de pastos marinos proporciona una estimación de la abundancia y, por tanto, de los servicios ecosistémicos que brinda el pastizal (ej. fijación de arena, secuestro de carbono). La biomasa total de pastos marinos tiende a disminuir cuando hay menos luz, lo cual puede estar asociado a cambios en la profundidad o a menor transparencia del agua por eutrofización o por incremento de la sedimentación (Van Tussenbroek, 2011; Enríquez y Pantoja-Reyes, 2005).

3.2.9 Indicador IB7-OC2. Proporción de biomasa arriba del suelo/biomasa total

El cambio en la proporción de biomasa arriba del suelo/biomasa total es un indicador muy importante de los cambios en la pradera. Si los pastos marinos disponen de más nutrientes o de menos luz, tienen más biomasa en las hojas, con lo que aumenta la proporción de biomasa arriba del suelo/biomasa total (Van Tussenbroek, 2011; Enríquez y Pantoja-Reyes, 2005).

3.2.10 Protocolo para la medición de los indicadores del IB3-OC2 al IB7-OC2

Se emplea la técnica del nucleador (figura 3.5):

1. Al menos una vez al año, extraer en cada uno de los sitios, con un nucleador de 15 cm de diámetro, dos núcleos de hasta 20-30 cm de profundidad, de sedimento y vegetación, en un radio de 5 m alrededor de la coordenada del sitio, uno donde se observe la mayor densidad de fanerógamas y otro en la zona que se considere más representativa de la pradera.
 - Antes de su extracción, deberá acomodar las hojas largas de los pastos marinos dentro del nucleador.
 - Eliminar el sedimento de la muestra *in situ*, regresándolo al lugar de donde fue extraído para mitigar el efecto del muestreo en la pradera.
 - Colocar el material vegetal en una bolsa de plástico numerada para su procesamiento en el laboratorio y anotar su código en la hoja de campo de Braun Blanquet.
 - Mantener la muestra refrigerada hasta su procesamiento en el laboratorio, el cual se realizará durante la semana de recolección.
2. En el laboratorio:
 - De *T. testudinum*, separar los tejidos de arriba del sedimento (secciones verdes de las hojas) y de abajo del sedimento (vainas de la hoja [sección blanca], raíces y rizomas vivos), mediante un



Figura 3.6 a) Haces de *T. testudinum*, b) Límite entre vaina y hoja (cambio de coloración de las hojas que coincide con el doblez de la hoja más vieja, c) Cortes para separar tejidos de arriba del sedimento (secciones verdes de las hojas) y de abajo del sedimento (vainas de la hoja [sección blanca], raíces y rizomas vivos) en *T. testudinum*. FOTOS: HUNAHPU MARCOS BENÍTEZ/ICML

corte, y descartar el tejido muerto (figura 3.6).

- De *S. filiforme* y *H. wrightii*, separar los tejidos de arriba del sedimento (secciones verdes de las hojas) y de abajo del sedimento (vainas, rizomas y raíces), mediante un corte (figura 3.7).
- De las algas arraigadas en el sedimento, descartar las partes de abajo del sedimento con arena y procesar solo las partes de arriba del sedimento (figura 3.8).
- Anotar el tipo de epífita sobre las hojas de los pastos marinos (calcárea, filamentosa o formando una mata de cianobacterias/diatomeas continua cubriendo toda la hoja) (figura 3.9a).
- Raspar las epífitas de las hojas con una navaja de afeitar.
- Si las hojas de los pastos tienen muchas epífitas calcáreas, colocarlas por 10-15 minutos en ácido diluido (5-10% en agua), sin importar el tipo de ácido, hasta eliminar el carbonato de calcio y enjuagar muy bien las hojas en agua dulce antes de eliminar las epífitas restantes con una navaja de afeitar (figura 3.9b).
- Secar todas las partes de los pastos y algas por un período mínimo de 24 h, en una estufa a 60 °C, hasta que el tejido esté seco; note que los rizomas de *S. filiforme* tardan mucho en secarse y probablemente requieran más de 24 h de secado.



Figura 3.7 Tejidos de *S. filiforme*, arriba del sedimento (secciones verdes de las hojas) y de abajo del sedimento (desde el doblez o remanente de la última hoja hasta el rizoma). FOTO: ELISA VERA VÁZQUEZ/ICML



Figura 3.8 Corte realizado en la base del talo de las macroalgas para descartar la biomasa de abajo del sedimento. FOTO: HUNAHPU MARCOS BENÍTEZ/ICML.

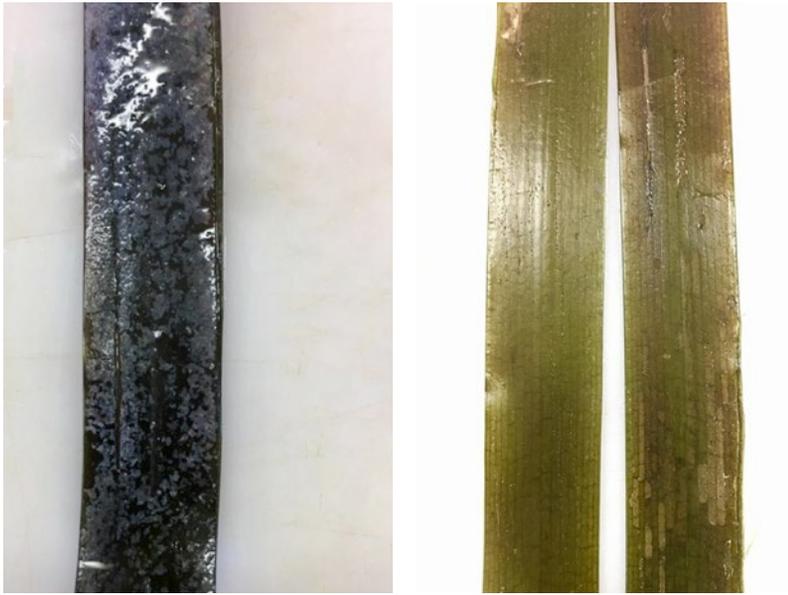


Figura 3.9

a) Presencia de epifitas calcáreas en las hojas de *T. testudinum*.
 b) Hojas limpias (libres de epifitas) de *T. testudinum*. FOTO: ELISA VERA VÁZQUEZ/ICML

- Pesar las muestras hasta una precisión de 0.01 g.
- 3. De cada muestra anotar (cuadro 3.3):
 - Taxa o grupo presente:
 - Especies de pasto presentes (*T. testudinum*, *S. filiforme*, *H. wrightii*, *R. mexicana*).
 - Géneros o grupos morfológicos de macroalgas.
 - Para cada especie o grupo morfológico, anotar:
 - Número de haces foliares (pastos marinos) o talos (macroalgas) para determinar su densidad.
 - Presencia de flores o frutos (pastos marinos).
 - Presencia de marcas de herbivoría (mordidas de peces en bordes, perforaciones en el haz hechas por poliquetos, o raspaduras de lámina foliar por caracoles).
 - Para *T. testudinum*:
 - Peso seco arriba del sustrato (secciones verdes de las hojas [partes superiores de la vaina]).
 - Peso seco abajo del sustrato (vainas, raíces y rizomas).
 - Alturas de los tres individuos más altos (figura 3.10). Si en la manipulación de la muestra se rompen las

hojas, se deberá acomodar las secciones para determinar las alturas originales.

- Para *S. filiforme* y *H. wrightii*:
 - Peso seco arriba del sustrato (secciones verdes de las hojas).
 - Peso seco abajo del sustrato (tallos, raíces y rizomas).
 - Alturas de los tres individuos más largos (figura 3.10).
- Para las macroalgas:
 - Peso seco arriba del sustrato (no se descalcifican las algas calcáreas, por lo que se determina el peso seco calcificado).

Nota: La pradera de *Ruppia mexicana* requiere otra técnica de muestreo y procesamiento por tener rizomas erguidos en la columna de agua. Se desarrollará un protocolo *ad hoc*.

La densidad de haces se calculará a partir del número de haces presentes en los núcleos extraídos. Se sumarán los haces contados en los dos núcleos para cada especie y se calculará la densidad de haces por m² (según el tamaño del nucleador).

La altura del dosel se calculará como la media de las alturas de las tres hojas más largas de cada especie de pasto. De cada grupo morfológico de macroalgas también se registrará la altura de los tres individuos más altos para cada núcleo extraído. Si no hay tres individuos, se medirán los ejemplares disponibles por muestra.

La biomasa arriba del suelo corresponderá al peso de las hojas de un núcleo extraído. Se calculará la media de los dos nucleadores para cada sitio.

La biomasa total se obtendrá sumando la biomasa de todas las plantas (arriba y abajo del sustrato). Se calculará la media para cada sitio.

La proporción de biomasa arriba del suelo/biomasa total se calculará dividiendo el peso arriba del sustrato entre el peso total de la muestra (de cada especie y de

Cuadro 3.3 Planilla de registro de datos de campo de núcleos de pastizales marinos

Sitio: _____		Fecha de colecta: _____		Fecha procesamiento: _____	
Tipo muestra: _____ (núcleo/marco cuadrado)		Tamaño: _____ (diámetro núcleo/l × área del marco cuadrado)		Quien procesa: _____	

Repl. #	Taxón	# Ind.	Longitud hoja / talo			Epífitos (pastos)	Tejido ARR /AB	Traste #	Peso seco (g)	Observaciones
			#1	#2	#3					

la muestra total). Se calcularán las medias (por especie y por muestra) para cada sitio.

3.3 INDICADORES ABIÓTICOS PARA EL MONITOREO DE PASTIZALES MARINOS Y SUS PROTOCOLOS

Las variables físicoquímicas serán utilizadas como indicadores de las condiciones ambientales del ecosistema. Los monitoreos de estos indicadores se realizarán tanto ubicando sensores que recolectarán información automáticamente, como tomando muestras *in situ* con diferentes equipos durante los trabajos de campo. Los sensores se colocarán en cada sitio de monitoreo propuesto (figura 3.11). Para cada ANP, se valorará la colocación de un solo sensor cuyos datos sean representativos de varios sitios de monitoreo, considerando su ubicación (cercanía) y la disponibilidad de sensores.

La frecuencia de recolección de la información por los sensores dependerá de los requerimientos del parámetro. La extracción de los sensores para la descarga de datos se realizará cada seis meses. Para el caso de sólidos totales suspendidos y nutrientes, se recolectarán las muestras una vez al año y se realizarán los análisis en laboratorios certificados.



Figura 3.10 Medición de las tres hojas más largas para determinar la altura del dosel en pastos marinos. FOTO: HUNAHPU MARCOS BENÍTEZ/ICML

3.3.1 Indicador IA1-OC2. Temperatura

La temperatura del mar afecta todos los procesos biológicos de los pastos marinos, principalmente al aumentar las tasas de reacción de las vías bioquímicas (Lee *et al.*, 2007). Los procesos más importantes, la fotosíntesis y la respiración, son lentos a muy bajas temperaturas, y aumentan al incrementarse esta (Pérez y Romero, 1992). El incremento de la demanda respiratoria



Figura 3.11 Sensores permanentes (Odyssey y Hobo) utilizados para el monitoreo de variables abióticas en pastizales marinos. FOTO: ISIS MARTÍNEZ LÓPEZ/ICML

a altas temperaturas puede ocasionar un balance negativo de carbono dentro de la planta. Los cambios extremos en la temperatura pueden tener un fuerte impacto negativo en el crecimiento de los pastos marinos e incluso provocar mortandad masiva (Collier y Waycott, 2014).

Las mediciones de la temperatura (°C) en la columna de agua se podrán realizar de tres maneras: 1) sensor de temperatura digital (ej. ONSET HOBO Water Temperature Pro v2 Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/u22-001/>>) (figura 3.11); 2) sonda de registro continuo de conductividad, temperatura y profundidad (por sus siglas en inglés, CTD, *Conductivity, Temperature and Depth*), con posicionamiento satelital GPS (ej. SonTek CastAway®-CTD, <<https://www.sontek.com/castaway-ctd>>), y 3) sonda multiparamétrica de calidad del agua que, además de medir la T, mide de manera simultánea otros parámetros fisicoquímicos (OD, salinidad, pH, profundidad, turbidez, entre otros) (ej. YSI EXO-series o 6-series Multiparameter Water Quality Sonde, <<https://www.ysi.com>>) (figura 3.12). En función de la modalidad del instrumento seleccionado, su capacidad en batería y su capacidad de almacenamiento interno, se

podrán ubicar anclados al fondo marino (lo más recomendado), para registrar la temperatura del mar con una periodicidad de muestreo de cada dos horas durante períodos de uno a varios meses. Otra opción para monitorear la T es hacerlo eventualmente en cada sitio de muestreo, tanto en la superficie del mar como en la columna de agua, con visitas periódicas (cada semana o mes).

3.3.2 Indicador IA2-OC2. pH

Las alteraciones importantes en el pH asociadas al cambio climático pueden afectar la tasa fotosintética de los pastos marinos; se ha demostrado que la acidificación disminuye significativamente el contenido de pigmentos fotosintéticos en las fanerógamas (Repolho *et al.*, 2017). Los cambios en el pH pueden incidir en las tasas de calcificación de las algas asociadas, de las epífitas y de *T. testudinum*, lo cual afecta la tasa de calcificación de la pradera (Koch *et al.*, 2013). Por otra parte, algunas especies de pastos marinos y de macroalgas pueden ocasionar incrementos en el pH, lo cual podría favorecer la calcificación en los pastizales y en las zonas arrecifales aledañas, que a su vez, conduciría al incremento de la resiliencia de estos ecosistemas ante el cambio climático (Unsworth *et al.*, 2012).

Las mediciones del pH (unidades de pH) en la columna de agua se podrán realizar con sensores (pHmetro) en dos modalidades: 1) registrador de datos de pH, que incluye registro de la temperatura (para compensar en automático la medida de pH con un mecanismo electrónico) (ej. ONSET HOBO Bluetooth Low Energy pH and Temperature Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/mx2501/>>) (figura 3.11), y 2) sonda multiparamétrica de calidad del agua que, además de medir pH, mide de manera simultánea otros parámetros fisicoquímicos (OD, salinidad, temperatura, profundidad, turbidez, entre otros) (ej. YSI EXO-series o 6-se-

ries Multiparameter Water Quality Sonde, <<https://www.ysi.com>>) (figura 3.12). En función de la modalidad del instrumento seleccionado, su capacidad en batería y su capacidad de almacenamiento interno, se podrán ubicar anclados al fondo marino (lo más recomendado) para registrar el pH del mar cada dos horas, en períodos de uno a varios meses. Otra opción para monitorear el pH es hacerlo eventualmente en cada sitio de muestreo, tanto en la superficie del mar como en la columna de agua, con visitas periódicas (cada semana o mes).

3.3.3 Indicador IA3-OC2.

Concentración de oxígeno disuelto

El oxígeno es uno de los principales productos de la fotosíntesis que realizan los pastos y las macroalgas, el cual es transportado de las hojas hacia los sedimentos (Greve *et al.*, 2003). La concentración de oxígeno disuelto (OD) es un indicador de la productividad primaria de la pradera y sus cambios permiten inferir afectaciones en la misma (Borum *et al.*, 2005). Los pastos marinos se ven seriamente afectados en condiciones de anoxia, pues esto supone la intrusión de ácido sulfhídrico en sus tejidos (Korhonen *et al.*, 2012). La anoxia es la causa primordial del colapso de un sistema de pastizales marinos (Borum *et al.*, 2005). La medición de oxígeno debe realizarse en la madrugada, cuando la concentración es más baja, pues si se mide de día se ve afectada por la fotosíntesis que están realizando los organismos fotosintetizadores (Haas *et al.*, 2010).

La medición de la concentración de OD (mg/L) en la columna de agua se realizará en dos modalidades: 1) de manera permanente con un sensor óptico (ej. ONSET HOBO U26 Dissolved Oxygen Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/u26-001/>>) (lo más recomendado); 2) eventualmente con una sonda multiparamétrica de calidad del agua. Dicha sonda, además de medir OD, tiene la capacidad de registrar



Figura 3.12 Sonda multiparamétrica de calidad del agua. FOTOS SERGIO CERDEIRA ESTRADA/ CONABIO.

de manera simultánea otros parámetros fisicoquímicos (ej. temperatura, salinidad, pH, profundidad, turbidez, entre otros) (ej. YSI EXO-series o 6-series Multiparameter Water Quality Sonde, <<https://www.ysi.com>>) (figura 3.12). En ambos casos los equipos se deben calibrar previamente con muestras discretas de agua utilizando el método volumétrico de Winkler (Carpenter, 1965), revisado por Carrit y Carpenter (1966) y modificado por Aminot y Chaussepied (1983), el cual es un método analítico para estimar el OD con alta precisión.

El sensor de OD permanente deberá anclarse en el fondo y programarse para realizar los registros con una periodicidad de muestreo horaria, por hasta 3 meses (para evitar la bioincrustación o el *biofouling*). Para el muestreo eventual de OD (con una sonda multiparamétrica de calidad del agua) deberán realizarse registros tanto en la superficie como por sondeo en la columna de agua, en cada sitio, con visitas periódicas (cada semana o mes).

3.3.4 Indicador IA4-OC2. Irradiancia

Los pastizales marinos son ecosistemas altamente productivos, lo que le confiere una gran importancia en la captura de carbono (Gacia *et al.*, 2012). Requieren luz para subsistir y mantener su elevada productividad por lo que la transparencia del agua y la cantidad de luz que reciben son parámetros relevantes para evaluar su monitoreo (Enríquez y Pantoja-Reyes, 2005). En condiciones normales, los pastos marinos tienden a ser autótrofos, con una producción primaria bruta que excede las demandas respiratorias del ecosistema (Barrón *et al.* 2004), y actúan, por lo tanto, como sumideros de carbono (Duarte *et al.* 2010). Sin embargo, pueden convertirse en ecosistemas heterotróficos cuando la producción primaria neta disminuye como consecuencia de la reducción de la transparencia del agua y se vuelve menor que la respiración del ecosistema (Gacia *et al.* 2005), por lo que dependiendo de la disponibilidad de luz pueden pasar de ser sumideros de carbono y fuentes de oxígeno a fuentes de CO₂ y sumideros de oxígeno (Gacia *et al.*, 2012).

La intensidad de la luz o irradiancia es la cantidad de luz expresada en energía electromagnética que incide por unidad de área y por unidad de tiempo sobre una superficie y cuya medición en los pastizales marinos se podrá realizar con sensores (radiómetros) (ej. ONSET HOBO Pendant® Temperature/Light 64K Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/ua-002-64/>>) (figura 3.11). Éstos se podrán ubicar anclados al fondo marino (junto a los pastos marinos) en cada estación de muestreo, registrando datos con una periodicidad de muestreo horaria, en períodos de uno a varios meses. Eventualmente se podrá medir el campo de luz en la columna de agua y su relación con la que llega al fondo en visitas periódicas (cada semana o mes) en cada estación de muestreo.

3.3.5 Indicador IA5-OC2. Salinidad

La variabilidad de la salinidad del agua influye sobre el ecosistema de pastizales marinos en distinto grado (Lirman y Cropper, 2003). La salinidad afecta la distribución y el crecimiento del pasto, e influye también en la abundancia de especies asociadas, como las macroalgas y las epífitas (Short *et al.*, 2008). Anomalías en este factor abiótico son consideradas un estrés ambiental, que hace a este ecosistema más o menos vulnerable a enfermedades (Trevathan *et al.*, 2011). Por último, información acerca de la salinidad puede ser un buen indicador del origen de la masa de agua que influye sobre la pradera, ya sea oceánica o ribereña (Short *et al.*, 2008).

La salinidad marina se calcula a través de la medición de la conductividad y la temperatura en la columna de agua con sensores digitales, y se podrá realizar en tres modalidades: 1) registrador de datos de salinidad y conductividad de agua salada, que incluye registro de la temperatura (ej. ONSET HOBO Salt Water Conductivity/Salinity Data Logger, <<https://www.onsetcomp.com/products/data-loggers/u24-002-c/>>; 2) sonda de registro continuo de conductividad, temperatura y profundidad (por sus siglas en inglés, CTD, *Conductivity, Temperature and Depth*), con posicionamiento satelital GPS (ej. SonTek CastAway®-CTD, <<https://www.sontek.com/castaway-ctd>>), y 3) sonda multiparamétrica de calidad del agua que, además de medir la salinidad, mide de manera simultánea otros parámetros fisicoquímicos (OD, temperatura, pH, profundidad, turbidez, entre otros) (ej. YSI EXO-series o 6-series Multiparameter Water Quality Sonde, <<https://www.ysi.com>>) (figura 3.12). En función de la modalidad del instrumento seleccionado, su capacidad en batería y su capacidad de almacenamiento interno, se podrá ubicar anclado al fondo marino para registrar la salinidad y la temperatura del mar con una periodicidad de muestreo horaria en períodos de uno a varios meses.

Otra opción para monitorear la salinidad, es hacerlo eventualmente en cada sitio de muestreo, tanto en la superficie del mar como en la columna de agua, con visitas periódicas (cada semana o mes).

3.3.6 Indicador IA6-OC2.

Materia orgánica en el sedimento

La acumulación excesiva de materia orgánica en el sedimento origina un incremento en la actividad bacteriana y, en casos extremos, puede ocasionar hipoxia (Holmer *et al.*, 2003). Las arribazones masivas de sargazo aportan una cantidad elevada de materia orgánica al sistema (Van Tussenbroek *et al.* 2017), razón por la cual este parámetro es, actualmente, de gran relevancia.

Para determinar el contenido de materia orgánica en los sedimentos se debe tomar una muestra de sedimento con una jeringa de 50 ml abierta (cortando el extremo basal de la jeringa, de manera que quede como un pequeño nucleador) (figura 3.13). El contenido de materia orgánica se determinará por método de pérdida de peso después de colocar la muestra en ácido (que diluye los sedimentos carbonatados). Se mezcla bien el sedimento de la muestra y se extrae una submuestra de entre 6-8 g, pesada con la mayor precisión posible (cuando menos hasta centésimas de gramos) y se seca. Posteriormente se inicia un tratamiento con ácido (puede ser muriático) durante aproximadamente siete días en un frasco de vidrio. Se comienza añadiendo muy poco ácido porque genera mucha espuma y en los días subsiguientes se añade más cantidad, hasta que se elimina todo el carbonato de calcio (hasta que ya no genera espuma ni burbujas). Al finalizar el tratamiento, queda en la parte superior del frasco un líquido, que es el ácido inactivo; este se debe eliminar con una pipeta, con mucho cuidado. El residuo resultante, con el menor líquido posible, se seca en el horno y se pesa. Así se obtiene el contenido de materia orgánica.

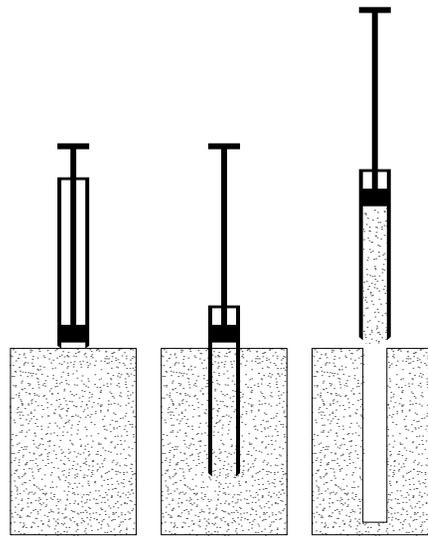


Figura 3.13 Empleo de la jeringa para colecta de sedimento en pastizales marinos para evaluar el contenido de materia orgánica en los sedimentos.

3.4 MATERIALES Y EQUIPOS NECESARIOS PARA EL MONITOREO DE PASTIZALES MARINOS

- Geoposicionador (GPS)
- Cámara fotográfica
- Computadora
- Computadora de buceo
- Equipos de buceo libre y/o autónomo
- Nucleadores de acero inoxidable
- Bolsas *ziploc* para almacenamiento de sedimento
- Marcos cuadrados de PVC de 1 m²
- Tablillas acrílicas
- Lápices
- Embarcación equipada
- Vehículo de transporte terrestre
- Combustible
- Jeringa de 50 ml abierta
- Sensor/registrador permanente de temperatura
- Sensor/registrador permanente de irradiancia
- Sensor/registrador permanente de pH
- Sensor/registrador permanente de oxígeno disuelto
- Multímetro
- Balanza
- Estufa
- Hielera

REFERENCIAS

- Aguilar-Rosas, R. y J. López-Ruelas. 1985. *Halodule wrightii* Aschers (Potamogetonales: Cymodoceae) in Topolobampo Bay, Sinaloa, Mexico. *Ciencias Marinas* 11(2): 87-91.
- Alcolado, P.M., G. Alleng, K. Bonair, D. Bone, K. Buchan, P.G. Bush, D.T. Gerace, *et al.* 2001. The Caribbean coastal marine productivity program (CARICOMP). *Bulletin of Marine Science* 69(2): 819-829.
- Aminot, A. y M. Chaussepied. 1983. Manuel de Analyses Chimiques en Milieu Marin. Centre National pour L'Exploitation des Océans. Francia.
- Barrón, C., N. Marbà, J. Terrados, H. Kennedy y C.M. Duarte. 2004. Community metabolism and carbon budget along a gradient of seagrass (*Cymodocea nodosa*) colonization. *Limnology and Oceanography* 49(5): 1642-1651.
- Björk, M. 2008. *Managing seagrasses for resilience to climate change*. IUCN. Gland, Suiza.
- Borum, J., O. Pedersen, T.M. Greve, T.A. Frankovich, J.C. Zieman, J.W. Fourqurean y C.J. Madden. 2005. The potential role of plant oxygen and sulphide dynamics in die-off events of the tropical seagrass, *Thalassia testudinum*. *Journal of Ecology* 93(1): 148-158.
- Burkholder, J.M., D.A. Tomasko y B.W. Touchette. 2007. Seagrasses and eutrophication. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 350(1-2): 46-72.
- Carpenter, J.H. 1965. The accuracy of the Winkler method for dissolved oxygen analysis. *Limnology and Oceanography* 10: 135-140.
- Carrit, D.E. y J.H. Carpenter. 1966. Comparison and evaluation of currently employed modifications of the Winkler method for determining dissolved oxygen in seawater. *Journal of Marine Research* 24: 286-318.
- Cervantes-Maldonado, A. y E. Quintero. 2016. La importancia de conservar las praderas de pastos marinos. *Biodiversitas* 128: 12-16.
- Collier, C.J. y M. Waycott. 2014. Temperature extremes reduce seagrass growth and induce mortality. *Marine Pollution Bulletin* 83(2): 483-490.
- den Hartog, C., B.I. van Tussenbroek, J.G.R. Wong, P.M. Ruaro, y J.M. Guzmán. (2016). A new *Ruppia* from Mexico: *Ruppia mexicana* n. sp. *Aquatic Botany* 131: 38-44.
- Díaz-Merlano, J.M. y D.I. Gómez-López. 2003. Changes in Abundance and Distribution of Seagrass Beds in the Bay of Cartagena and Neighboring Areas (Colombian Caribbean). *Gulf of Mexico Science* 21(1): 132.
- Duarte, C.M. y C.L. Chiscano. 1999. Seagrass biomass and production: a reassessment. *Aquatic botany* 65(1-4): 159-174.
- Duarte, C.M., A. Larkum y R.J. Orth. 2006. *Seagrasses: biology, ecology and conservation*. Springer.
- Duarte, C.M., N. Marbà, E. Gacia, J.W. Fourqurean, J. Beggins, C. Barrón y E.T. Apostolaki. 2010. Seagrass community metabolism: Assessing the carbon sink capacity of seagrass meadows. *Global Biogeochemical Cycles* 24(4).
- Enriquez, S. y N.I. Pantoja-Reyes. 2005. Form-function analysis of the effect of canopy morphology on leaf self-shading in the seagrass *Thalassia testudinum*. *Oecologia* 145(2): 234-242.
- Fourqurean, J.W. 2012. Seagrass ecosystems as a globally significant carbon stock. *Nature geoscience* 5(7): 505.
- Fourqurean, J. W., J.C. Zieman y G.V. Powell. 1992. Phosphorus limitation of primary production in Florida Bay: evidence from C: N: P ratios of the dominant seagrass *Thalassia testudinum*. *Limnology and Oceanography* 37(1): 162-171.
- Gacia, E., H. Kennedy, C.M. Duarte, J. Terrados, N. Marbà, S. Papadimitriou y M. Fortes, M. 2005. Light-dependence of the metabolic balance of a highly productive Philippine seagrass community. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 316(1): 55-67.
- Gacia, E., N. Marba, J. Cebrián, R. Vaquer-Sunyer, N. Garcias-Bonet y C.M. Duarte. 2012. Thresholds of irradiance for seagrass *Posidonia oceanica* meadow metabolism. *Marine Ecology Progress Series* 466: 69-79.
- Gallegos, M.E., M. Merino, A. Rodríguez, N. Marbà y C.M. Duarte. 1994. Growth patterns and demography of pioneer Caribbean seagrasses *Halodule wrightii* and *Syringodium filiforme*. *Marine Ecology Progress Series* 109: 99-104.
- Green, E.P. 2003. *World atlas of seagrasses*. University of California Press.
- Greve, T.M. y T. Binzer. 2004. Which factors regulate seagrass growth and distribution? En: Borum, K., C.M. Duarte, D. Krause-Jensen y T.M. Greve (eds.). *European seagrasses: an introduction to monitoring and management*. The M&MS project.
- Greve, T.M., J. Borum y O. Pedersen. 2003. Meristematicoxygen dynamics in eelgrass (*Zostera marina*). *Limnology and Oceanography* 48: 210-216.
- Gutiérrez-Aguirre, M.A., M.G. de la Fuente-Betancourt y A. Cervantes-Martínez. 2000. Biomasa y densidad de dos especies de pastos marinos en el sur de Quintana Roo, México. *Revista de Biología Tropical* 48(2-3): 313-316.

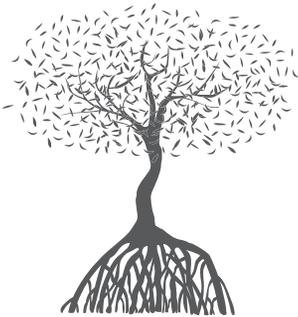
- Haas, A.F., C. Jantzen, M.S. Naumann, R. Iglesias-Prieto y C. Wild. 2010. Organic matter release by the dominant primary producers in a Caribbean reef lagoon: implication for *in situ* O₂ availability. *Marine Ecology Progress Series* 409: 27-39.
- Herrera-Silveira, J.A., S.M. Morales-Ojeda, J.E. Mendoza-Martínez, I. Medina-Gómez, J. Ramirez-Ramirez, J.M. Sandoval-Gil, y V. Camacho-Ibar. 2019. Pastos marinos. En: Paz-Pellat, F., J.M. Hernández-Ayón, R. Sosa-Ávalos y A.S. Velázquez-Rodríguez (eds.). *Estado del Ciclo del Carbono: Agenda Azul y Verde. Programa Mexicano del Carbono*. Texcoco, Estado de México, México.
- Holmer, M., C.M. Duarte, A. Heilskov, B. Olesen y J. Terrados. 2003. Biogeochemical conditions in sediments enriched by organic matter from net-pen fish farms in the Bolinao area, Philippines. *Marine Pollution Bulletin* 46(11): 1470-1479.
- Hughes, A., J. Stachowicz y S.L. Williams. 2009. Morphological and physiological variation among seagrass (*Zostera marina*) genotypes. *Oecologia* 159(4): 725-733.
- Koch, M., G. Bowes, C. Ross y X.H. Zhang. 2013. Climate change and ocean acidification effects on seagrasses and marine macroalgae. *Global change biology* 19(1): 103-132.
- Koch, M. S., S.A. Schopmeyer, C. Kyhn-Hansen, C.J. Madden y J.S. Peters. 2007. Tropical seagrass species tolerance to hypersalinity stress. *Aquatic Botany* 86(1): 14-24.
- Korhonen, L.K., V. Macías-Carranza, R. Abdala, F.L. Figueroa y A. Cabello-Pasini. 2012. Efecto de la concentración del sulfuro, pH y anoxia sobre la fotosíntesis y respiración de *Zostera marina*. *Ciencias marinas* 38(4): 625-633.
- Lara-Domínguez, A.L. 2006. Pastos marinos. En: Moreno-Casasola, P., E. Peresbarbosa-Rojas y A.C. Travieso-Bello. *Manejo costero integral: el enfoque municipal*. Instituto de Ecología, A.C., Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, Xalapa, Ver. México.
- Lee K.S., S.R. Park y Y.K. Kim. 2007. Effects of irradiance, temperature, and nutrients on growth dynamics of seagrasses: a review. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 350(1-2): 144-175.
- Lirman, D. y W.P. Cropper. 2003. The influence of salinity on seagrass growth, survivorship, and distribution within Biscayne Bay, Florida: field, experimental, and modeling studies. *Estuaries* 26(1): 131-141.
- López-Calderón, J., R. Riosmena-Rodríguez, J.M. Rodríguez-Barón, J. Carrión-Cortez, J. Torre, A. Meling-López, A., G. Hinojosa-Arango, G. Hernández-Carmona y J. García-Hernández. 2010. Outstanding appearance of *Ruppia maritima* along Baja California Sur, México and its influence in trophic networks. *Marine biodiversity* 40(4): 293-300.
- Márquez, G. 1996. *Ecosistemas estratégicos y otros estudios de ecología ambiental*. Fondo FEN Colombia. Bogotá.
- Martínez Daranas, B.R., M. Cano Mallo, y L. Clero Alonso. 2009. Los pastos marinos de Cuba: estado de conservación y manejo. *Serie Oceanológica* 5: 24-44.
- Martínez-Daranas, B., M. Cano-Mallo y D. Macías-Reyes. 2013. *Protocolo para el monitoreo de los pastos marinos*. Centro Nacional de Áreas Protegidas.
- McGlathery, K.J. 2001. Macroalgal blooms contribute to the decline of seagrass in nutrient-enriched coastal waters. *Journal of Phycology* 37(4): 453-456.
- Muehlstein, L.K., D.T. Porter y F.T. Short. 1988. *Labyrinthula* sp., a marine slime mold producing the symptoms of wasting disease in eelgrass, *Zostera marina*. *Marine Biology* 99(4): 465-472.
- Orth, R.J., T.J. Carruthers, W.C. Dennison, C.M. Duarte, J.W. Fourqurean, K.L. Heck, A.R. Hughes et al. 2006. A global crisis for seagrass ecosystems. *Bioscience* 56(12): 987-996.
- Pérez, M y J. Romero. 1992. Photosynthetic response to light and temperature of the seagrass *Cymodocea nodosa* and the prediction of its seasonality. *Aquatic Botany* 43(1): 51-62.
- Repolho, T., B. Duarte, G. Dionísio, J.R. Paula, A.R. Lopes, I.C. Rosa, T.F. Grilo, I. Caçador, R. Calado y R. Rosa. 2017. Seagrass ecophysiological performance under ocean warming and acidification. *Scientific Reports* 7: 41443.
- Riosmena Rodríguez, R. y J.L. Sánchez-Lizaso. 1996. El límite sur de distribución de *Zostera marina* L. y *Phyllospadix torreyi* Watson para el noroeste mexicano. *Oceánides* 11(1): 45-48.
- Short, F.T., L.J. McKenzie, R.G. Coles, K.P. Vidler y J.L. Gaeckle. 2008. *SeagrassNet Manual for Scientific Monitoring of Seagrass Habitat* Spanish edition. University of New Hampshire Publication.
- Short, F.T., B. Polidoro, S.R. Livingstone, K.E. Carpenter, S. Bandeira, J.S. Bujang y P.L. Erftemeijer. 2011. Extinction risk assessment of the world's seagrass species. *Biological Conservation* 144(7): 1961-1971.
- Terrados, J. y J. Borum. 2004. Why are seagrasses important? Goods and services provided by seagrass meadows. En: Borum, K., C.M. Duarte, D. Krause-Jensen y T.M. Greve (eds.). *European seagrasses: an introduction to monitoring and management*. The M&MS project.
- Trevathan, S.M., A. Kahn y C. Ross. 2011. Effects of short-term hypersalinity exposure on the sus-

- ceptibility to wasting disease in the subtropical seagrass *Thalassia testudinum*. *Plant physiology and biochemistry* 49(9): 1051-1058.
- Unsworth, R.K., C.J. Collier, G.M. Henderson y L.J. McKenzie. 2012. Tropical seagrass meadows modify seawater carbon chemistry: implications for coral reefs impacted by ocean acidification. *Environmental Research Letters* 7(2): 024026.
- Van Tussenbroek, B.I. 1995. *Thalassia testudinum* leaf dynamics in a Mexican Caribbean coral reef lagoon. *Marine Biology* 122(1): 33-40.
- Van Tussenbroek, B.I. 2011. Dynamics of seagrasses and associated algae in coral reef lagoons. *Hidrobiológica* 21(3).
- Van Tussenbroek, B.I., M.G. Barba Santos, R. Wong, J.K. van Dijk, M. Waycott. 2010. *Guía de los pastos marinos del Atlántico Oeste tropical*. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM, 80 pp. Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/274567933_A_Guide_to_the_tropical_seagrasses_of_the_Western_Atlantic_Guia_de_los_pastos_marinos_tropicales_del_Atlantico_oeste>.
- Van Tussenbroek, B.I., J. Cortés, R. Collin, A.C. Fonseca, P.M. Gayle, H.M. Guzmán, G.E. Jácome, R. Juman, K.H. Koltes, H.A. Oxenford, A. Rodríguez-Ramírez. 2014. Caribbean-wide, long-term study of seagrass beds reveals local variations, shifts in community structure and occasional collapse. *PloS one* 9(3).
- Van Tussenbroek, B.I., K. Hermus y T. Tahey. 1996. Biomass and growth of the turtle grass *Thalassia testudinum* (Banks ex Koenig) in a shallow tropical lagoon system, in relation to tourist development. *Caribbean Journal of Science* 32: 357-364.
- Van Tussenbroek, B.I., H.A. Hernández-Arana, R.E. Rodríguez-Martínez, J. Espinoza-Avalos, H.M. Canizales-Flores, C.E. González-Godoy, M.G. Barba-Santos, A. Vega-Zepeda y L. Collado-Vides. 2017. Severe impacts of brown tides caused by *Sargassum* spp. on near-shore Caribbean seagrass communities. *Marine pollution bulletin* 122(1-2): 272-281.
- Van Tussenbroek, B.I., J. Cortés, R. Collin, A.C. Fonseca, P.M. Gayle, H.M. Guzmán, G.E. Jácome, R. Juman, K.H. Koltes, H.A. Oxenford, A. Rodríguez-Ramírez. 2014. Caribbean-wide, long-term study of seagrass beds reveals local variations, shifts in community structure and occasional collapse. *PloS one*, 9(3), e90600.
- Williams, S.L. 1988. *Thalassia testudinum* productivity and grazing by green turtles in a highly disturbed seagrass bed. *Marine Biology* 98(3): 447-455.
- Williams, S.L. 1990. Experimental studies of Caribbean seagrass bed development. *Ecological Monographs* 60(4): 449-469.
- Winfield, I., S. Chazaro-Olvera, y F. Alvarez. 2007. Does sea-grass biomass control the density of peracarids (Crustacea: Peracarida) in tropical lagoons?. *Revista de biología tropical* 55(1): 43-53.
- Zieman, J.C. y R.T. Zieman. 1989. *The ecology of the seagrass meadows of the west coast of Florida: a community profile*. US Department of the Interior, Fish and Wildlife Service, Research and Development. Florida.

Capítulo IV. Manglares



Área de Protección de Flora y Fauna Manglares de Nichupté, Quintana Roo. Foto: EDGAR VILLEDA/CONABIO



Capítulo IV. Manglares

Autores

Susana Perera-Valderrama, María Teresa Rodríguez-Zúñiga,
Edgar Villeda-Chávez, Jorge Herrera-Silveira,
Sergio Cerdeira-Estrada, Raúl Martell-Dubois,
Laura O. Rosique-de la Cruz, Hansel Caballero-Aragón,
Jorge Christian Alva-Basurto, Vanessa Francisco-Ramos,
Rainer Ressler

COLABORADORES

Marylin Bejarano, Teresa Patricia Santos-González

Perera-Valderrama, S., M.T. Rodríguez-Zúñiga, E. Villeda-Chávez, J. Herrera-Silveira, S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, J.C. Alva-Basurto, V. Francisco-Ramos, R. Ressler. 2020. Capítulo IV: Manglares. En: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler (coords.). *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México, pp. 107-122.

Los manglares son ecosistemas altamente productivos, que proporcionan numerosos bienes y servicios ambientales a la humanidad (Atkinson *et al.*, 2016). Juegan un papel vital en la protección de las zonas costeras ante la erosión, las tormentas y la elevación del nivel del mar asociada al cambio climático (Rao *et al.*, 2015). Al mismo tiempo, constituyen sitios de reproducción y cría de numerosas especies costeras y marinas, de importancia comercial y para la conservación (Liquete *et al.*, 2016); mantienen la calidad y claridad del agua al filtrar los contaminantes y atrapar los sedimentos procedentes de la tierra (Bouillon *et al.*, 2008); capturan gases de efecto invernadero ya que actúan como sumideros de carbono (Herrera-Silveira *et al.*, 2016). El valor económico anual, asociado al costo de los productos y servicios que proveen los manglares, ha sido estimado entre \$200 000 y \$900 000 dólares por hectárea (Wells y Ravilious, 2006).

México es el cuarto país con mayor extensión de manglares del mundo, con un área estimada en 2015 de 775 555 hectáreas (Valderrama *et al.*, 2017). Los manglares están presentes en los 17 estados de México que tienen costas, siendo Campeche el estado con mayor cobertura y Baja California el de menor. Las especies de manglar más características de México

son: *Rhizophora mangle* (mangle rojo), *Avicennia germinans* (mangle negro), *Laguncularia racemosa* (mangle blanco) y *Conocarpus erectus* (mangle botoncillo) (López-Portillo y Ezcurra, 2002). Además, se han identificado a las especies *Rhizophora harrisonii* (Rico, 1982) y *Avicennia bicolor* (Jiménez, 1994) en la costa de Chiapas, en el Pacífico mexicano, y *Conocarpus erectus var. sericeus* (mangle cenizo), en algunas zonas de Oaxaca y la península de Yucatán.

La estructura y productividad primaria de los manglares depende de múltiples factores ecológicos, como: la hidrología, la dinámica de nutrientes, las características del sedimento, la salinidad del suelo, la temperatura, entre otros (De Lange y De Lange, 1994). Según estos factores, en México, los bosques de mangle se presentan en diferentes variantes fisonómicas, desde bosques altos con árboles de hasta 30 m de altura, en sitios con abundantes nutrientes e importantes aportes de agua dulce, hasta manglares arbustivos (chaparros) de menos de 2 m de altura, en sitios sometidos a alta tensión, tanto por la pobreza de los suelos como por las elevadas condiciones de salinidad (Rodríguez-Zúñiga *et al.*, 2013).

Los manglares están sometidos a fuertes presiones naturales y antrópicas que afectan desde hace varios años su estructura y funcionamiento, y que amenazan su existencia (Kauffman *et al.*, 2013). El continuo declive de este tipo de bosques es causado por conversión a agricultura, acuacultura, turismo, desarrollo urbano y sobreexplotación (Giri *et al.*, 2008). Estas afectaciones, en sinergia con las del cambio climático, asociadas a los cambios en la temperatura, al incremento del CO₂, a los cambios en los patrones de precipitaciones, tormentas y al aumento del nivel del mar, están conduciendo a pérdidas en su cobertura (Sandilyan y Kathiresan, 2012).

La inclusión de los manglares en áreas protegidas ha sido esencial para favorecer su conservación (Giri *et al.*, 2011). Igualmente, para contribuir al incremento de su

resiliencia, es necesario evaluar las probabilidades que tienen de sobrevivir a los cambios actuales y qué factores los ayudarán a esto (McLeod y Salm, 2006). Se requiere mantener programas de monitoreo a largo plazo que permitan obtener información para manejar las presiones humanas, restaurar zonas afectadas y preservar la conectividad entre los manglares y sus fuentes de agua dulce y sedimentos, y entre sus principales ecosistemas asociados (arrecifes de coral y pastos marinos). Implementando efectivamente acciones de conservación, monitoreo y manejo, se puede contribuir al mantenimiento o incremento de la resiliencia de los manglares, con vistas a enfrentar los impactos del cambio climático.

Teniendo en cuenta que los manglares son el ecotono entre los ecosistemas terrestres y los marinos y que, además, son ecosistemas dinámicos y abiertos, su monitoreo debe realizarse a diferentes escalas espaciales.

Por esta razón, para la evaluación de la resiliencia y de la condición de los manglares se proponen tres enfoques de trabajo:

1. Enfoque de cuenca (integrador ex situ e in situ-ANP)

Debido a la elevada conectividad de los manglares con otros ecosistemas terrestres o costero marinos, los disturbios, tanto antrópicos como naturales, que ocurren en estos ecosistemas impactan al manglar y viceversa, por lo que, para su monitoreo, el enfoque de cuenca debe ser considerado conceptualmente. Este enfoque permitirá entender qué está ocurriendo a lo largo del área de influencia del manglar.

El enfoque de cuenca es trascendental para todo el análisis contextual del ecosistema y debe incluir el cambio histórico a nivel de cuenca, de coberturas, cambio de uso del suelo, así como información asociada que permita contar con datos explícitos acerca del tipo e intensidad de los impactos ya que estos se suman y acumulan en el tiempo.

La variable que se utilizará para este enfoque será la cobertura de uso de la tie-

rra y sus transiciones a lo largo del tiempo, basadas en la cartografía del Sistema de Monitoreo de los Manglares de México (SMMM), por tener una escala de mejor resolución, y se utilizarán las series INEGI (1:250 000) como apoyo.

2. Enfoque de gradiente ambiental (in situ ANP)

Localmente, los ecosistemas de manglar están adaptados a una amplia variedad de escenarios ambientales, por lo que su expresión depende de las características particulares del sitio. Se reconocen tres componentes básicos, que, combinados entre sí, determinan las características específicas de la vegetación: los recursos (ej., nutrientes en el suelo), los reguladores (ej. salinidad, pH, potencial óxido-reducción) y el hidroperiodo, entendido este como la frecuencia, duración y nivel de inundación (López-Portillo y Ezcurra, 2002; Twilley y Rivera-Monroy, 2005; Flores Verdugo *et al.*, 2007).

A este nivel se evaluarán dos de las principales variables controladoras de los procesos funcionales: la microtopografía y el hidroperiodo. Los cambios en estas variables determinan en gran medida la situación de salud del manglar. Además, los análisis de estas variables nos permiten identificar la vulnerabilidad de los manglares al incremento del nivel medio del mar.

De acuerdo con las características del ANP, es necesario caracterizar estas dos variables controladoras en los sitios en los que se aplicará el enfoque de variación ambiental.

3. Enfoque de variación ambiental (sitio de muestreo)

Bajo este enfoque se realizarán evaluaciones en los sitios de muestreo, las cuales deben representar las variaciones estructurales existentes en el ANP. Se evaluarán las variables básicas o *proxy* (salinidad, pH, potencial redox y temperatura, todas en el agua intersticial [30-40 cm de profundidad]), para luego relacionarlas con las variables biológicas de cada uno de los sitios,

en este caso, la estructura, regeneración y salud del ecosistema. Además, se registrarán los recursos en los sedimentos (nutrientes), la densidad aparente del suelo y el contenido de nitrógeno, fósforo y carbono.

4.1 PROTOCOLO PARA EL MONITOREO DE MANGLARES. ENFOQUE DE CUENCA (INTEGRADOR EX SITU E IN SITU-ANP)

Para contextualizar lo que ocurre en el ecosistema de manglar dentro del ANP se definirá un área de 5 km a la redonda a partir de cada parche de manglar mayor a una hectárea (Rodríguez-Zúñiga *et al.*, 2013), obtenido a partir de la cartografía de la distribución de manglares 2015 escala 1:50 000 del Sistema de Monitoreo de los manglares de México (SMMM) <<http://www.conabio.gob.mx/informacion/gis/>>; <<https://www.biodiversidad.gob.mx/monitoreo/smmm/extensionDist>>; <<https://www.biodiversidad.gob.mx/monitoreo/smmm/dinamica-de-cambio>>. En esta área, definida para cada ANP, se realizará un análisis de los cambios históricos de coberturas de uso del suelo, basados en la cartografía del SMMM, por tener una escala de mejor resolución, y se utilizarán las series INEGI (1:250 000) como un insumo de apoyo.

Además, se analizará la información relacionada con los impactos que ocurren en el ANP y su zona de influencia, los cuales pueden ser acumulativos y actuar en sinergia. Estos impactos pueden ser las descargas de aguas residuales, el desarrollo costero y particularmente las vías de comunicación contiguas o dentro del ecosistema de manglar que fragmentan, disminuyen o eliminan los aportes hídricos al ecosistema. Para el caso de las descargas de agua relacionadas con las prácticas de manejo de los diferentes usos de la tierra dentro de la cuenca, se requiere conocer los volúmenes, frecuencia y características químicas del agua. Esta información puede obtenerse

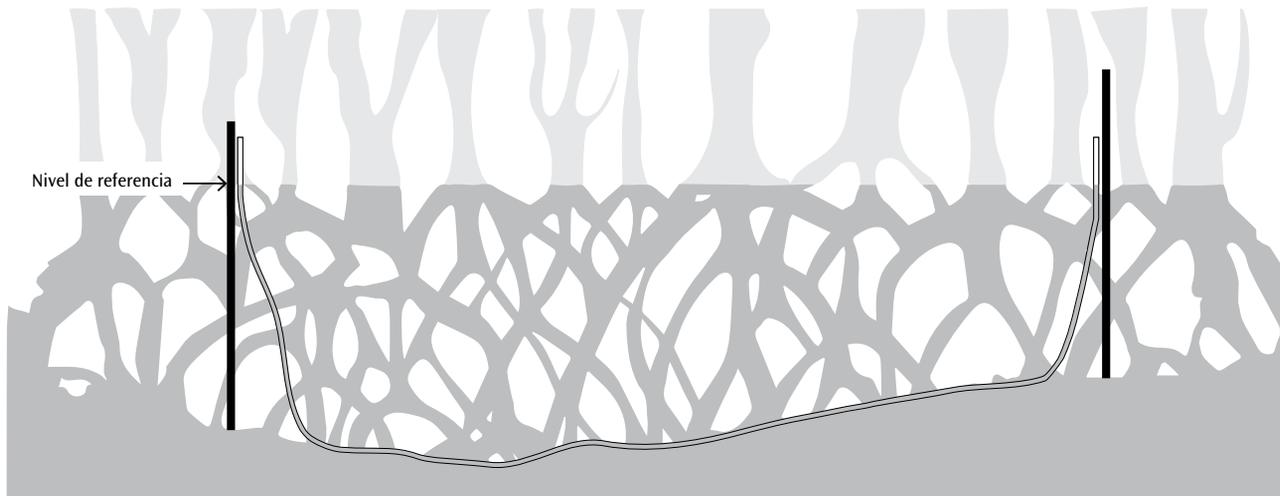


Figura 4.1
Determinación de la microtopografía con la manguera de nivel.

de fuentes oficiales (CAPA, Conagua, etc.). Por el volumen de información que podría estar disponible, es necesario priorizar según los impactos específicos que ocurren en el ANP que se trabaja y sus zonas colindantes.

4.2 PROTOCOLO PARA EL MONITOREO DE MANGLARES. ENFOQUE DE GRADIENTE (IN SITU ANP)

Para la determinación de indicadores, en cada sitio seleccionado se ubicarán tres unidades de muestreo (UM) representativas de las principales variaciones estructurales (gradientes) y de condición existentes en el ANP.

4.2.1 Indicadores abióticos para el monitoreo del OC3 (IA-OC3) y sus protocolos

4.2.1.1 Indicador IA1-OC3. Microtopografía

La topografía es un factor relevante para el establecimiento de los manglares y su zonación. Cambios menores de 10 cm en la topografía generan cambios en la hidrología y en las variables asociadas y son suficientes para que varíen las especies vegetales presentes (Flores-Verdugo *et al.* 2007). Esta condición también explica la vulnera-

bilidad de los manglares al incremento del nivel medio del mar.

La microtopografía se deberá determinar en la primera visita de monitoreo y después de disturbios naturales, como huracanes o tormentas, teniendo en cuenta el ingreso de sedimentos al sistema asociado a estos eventos.

Se ubicarán transectos perpendiculares al mar, laguna o río (según sea el caso). Se establecerá la distancia de los transectos de tal manera que abarquen todo el gradiente ambiental y se marcará de manera permanente el inicio y el final de estos transectos (figura 4.1). Se registrarán las coordenadas de inicio y final del transecto y se anotará la orientación del mismo.

Al inicio del transecto se clavará una estaca de madera para marcar el nivel del agua, luego se medirá con el flexómetro la distancia del suelo a la marca (nivel de agua). Se aumentará la altura del estadal aproximadamente 1 m (dependiendo de la pendiente del suelo), hacia la parte superior del estadal y se clavará otro al inicio del manglar midiendo la distancia entre una estaca y otra.

Con la manguera de nivel convencional y con agua de color (sin burbujas de aire, para que no interfirieran en la lectura), se correrá el nivel de la primera estaca a la segunda, subiendo o bajando la manguera en el segundo estadal, de tal manera que



el menisco de agua coincida con la segunda marca en la primera estaca. Una vez obtenido el nivel en la segunda estaca, se medirá nuevamente la distancia del suelo a la nueva marca (nivel).

Se recomienda identificar entre estaca y estaca, las especies y los cambios en la estructura del bosque. Teniendo en cuenta que las estacas pueden podrirse o perderse con el paso del tiempo, se recomienda marcar árboles cercanos para tenerlos de referencia. Se continúa con el mismo procedimiento hasta terminar con el perfil de vegetación en cada una de las estaciones de muestreo (Agraz-Hernández *et al.*, 2012). Se reportará en cm/año. Se elaborarán gráficos de las series de tiempo de este parámetro para mostrar su evolución.

4.2.1.2 Indicador IA2-OC3.

Hidroperiodo (frecuencia, duración y nivel de inundación)

El hidroperiodo, o régimen hidrológico del manglar, proporciona información valiosa sobre diversos procesos ecológicos del ecosistema (Rodríguez-Zuñiga *et al.*, 2018). Es resultado del balance entre las entradas y salidas de agua y se define como el nivel del agua, frecuencia y duración de la inundación. A una escala regional, el hidroperiodo depende de la geomorfología del sitio, de las fuentes de agua y de las caracte-

terísticas del sustrato (Mitsch y Gosselink, 1993); a una escala menor, depende de las variaciones en la microtopografía (Moreno-Casasola e Infante, 2009).

Se considera fundamental comprender el hidroperiodo de un manglar puesto que este controla los procesos bacterianos del suelo (anaerobiosis o aerobiosis), la acumulación de materia orgánica, la disponibilidad de nutrientes, la riqueza y composición de especies y, además, participa en la dispersión de propágulos en el manglar. Asimismo, interviene en los procesos ecológicos, como la productividad primaria, entre otros (Middleton, 1999).

Se medirá con sensores de presión permanentes, que se ubicarán (en uno o varios sitios) a lo largo del gradiente ambiental definido como más relevante en el ANP. Se programará el registro cada dos horas. Los sensores de presión se colocarán en tubos de PVC cerrados en la parte superior y sujetos a la tapa con una cuerda. El tubo de PVC se enterrará en una cavidad y la longitud de la cuerda se ajustará de manera que el sensor flote al nivel del suelo (figura 4.2). Se puede decidir la longitud del tubo de PVC que sobresalga del suelo a partir del máximo nivel de inundación durante eventos extremos en el área de trabajo.

En lo referente al hidroperiodo se obtendrá:

Figura 4.2 Ubicación del sensor permanente dentro de un tubo de PVC para la medición de variables abióticas en el manglar. FOTO: ARTURO ZALDÍVAR JIMÉNEZ/CONABIO

1. **Nivel de inundación.** Es la altura de la columna de agua que se encuentra por encima del nivel del suelo; se reportará como promedio mensual en metros. Se elaborarán gráficos de las series de tiempo de este parámetro para mostrar su evolución.
2. **Frecuencia de inundación.** Se refiere al número de días al mes en que una columna de agua está por encima del nivel del suelo. Se elaborarán gráficos de las series de tiempo de este parámetro para mostrar su evolución.
3. **Duración de la inundación.** Es la suma de las horas que cada mes permanece inundado el suelo del manglar. Se elaborarán gráficos de las series de tiempo de este parámetro para mostrar su evolución.

4.3 PROTOCOLO PARA EL MONITOREO DE MANGLARES. ENFOQUE DE VARIACIÓN AMBIENTAL (IN SITU-SITIO DE MUESTREO)

Los manglares en México tienen una alta heterogeneidad estructural y pueden cambiar considerablemente, incluso en lugares cercanos, por lo que para tener una buena representación de los diferentes tipos y condiciones de los manglares del ANP, los sitios deberán seleccionarse considerando los siguientes aspectos:

- En el caso de que existan diferentes tipos fisonómicos de bosque de mangle, se debe tratar de incluir sitios representativos de cada uno de ellos (ribereño, de franja, sobreinundado, de cuenca, enano o arbustivo) (Lugo y Snedaker, 1974).
- Incluir sitios con diferentes estados de conservación del manglar.
- Incluir sitios con sospecha de la existencia de alguna fuente de estrés.

Para la selección de los sitios debe tenerse en cuenta el tamaño del bosque de mangle, los rasgos del terreno, las vías de

acceso y las capacidades logísticas para acceder.

4.3.1 Indicadores biológicos para el monitoreo de manglares y sus protocolos

4.3.1.1 Indicador IB1-OC3. Área basal

Con este indicador se puede analizar los patrones estructurales del bosque de mangle (Polanía, 1995). Se ha demostrado un fuerte vínculo entre la circunferencia del tronco y la edad de los árboles (Menezes *et al.*, 2003). El área basal permite determinar la condición o estabilidad de la comunidad del manglar (López-Portillo, 2012) y es un excelente indicador del grado de desarrollo del bosque de mangle, ya que está relacionada con el volumen de los troncos y la acumulación de biomasa de la comunidad (Herrera-Silveira *et al.*, 2013). Además, es considerado un indicador de almacenamiento de carbono y de productividad primaria (Herrera-Silveira *et al.*, 2016). Es frecuente que exista una marcada relación inversa entre el área basal de los bosques de manglar y las concentraciones de salinidad en el sustrato y en el agua (Menéndez-Carrera y Guzmán-Menéndez, 2006).

4.3.1.2 Indicador IB2-OC3. Densidad de árboles

La densidad de árboles en una comunidad de manglar es reflejo de su edad y madurez. Durante su desarrollo, los manglares, generalmente, pasan de una etapa en que el espacio es ocupado por un gran número de árboles de poco diámetro a la etapa de mayor madurez, cuando existen pocos árboles, pero de gran tamaño; también puede ser un indicador de vulnerabilidad y capacidad de respuesta ante impactos (Alonso-Parra, 2011).

4.3.1.3 Indicador IB3-OC3.

Abundancia relativa por especie

El establecimiento y las asociaciones entre las especies de mangle dependen de sus

requerimientos fisiológicos particulares, relacionados con su grado de adaptación a los gradientes de salinidad, a los flujos de las mareas, las precipitaciones, los aportes de agua dulce y las características locales del sustrato (Duke *et al.*, 1988). Debido a que las diferentes especies de mangle transforman el sustrato creando hábitats para otras especies, la sucesión da origen a una secuencia o zonación de especies desde el frente marino hasta tierra firme (López-Portillo y Ezcurra, 1989). Según se observen las diferentes especies se podrá inferir las características del hábitat en el que se presenten. Se ha determinado que generalmente la colonización la inicia el mangle rojo (*Rhizophora mangle*), especie que tolera salinidades muy variables (de hipersalino a salobre). Esta especie requiere tiempos de inundación más largos y mayor circulación del agua (Snedaker, 1989). Se observa generalmente formando bandas monoespecíficas. Se enraíza bien en suelos blandos e inestables, los cuales afianza y estabiliza al crecer, lo cual, permite la posterior colonización de otras especies, como el mangle negro (*Avicennia germinans*). El mangle negro también tolera amplios rangos de salinidad y puede modificar su estructura fisonómica para establecerse en suelos hipersalinos, formando arbustos o matorrales (Godfrey y Godfrey, 1982). Además, posee neumatóforos que le permiten realizar intercambio de gases y que afianzan los suelos (Jiménez y Lugo, 1985). El mangle blanco (*Laguncularia racemosa*) puede encontrarse distribuido entre las dos especies anteriores. Tolera salinidades de 0 a 45 ups y frecuencias de inundación menor al mangle rojo y mayor al mangle negro; requiere un sustrato más estable (Menéndez-Carrera y Guzmán-Menéndez, 2006). En algunos sitios puede estar presente el mangle botoncillo (*Conocarpus erectus*), una especie considerada como periferal del manglar, que está más en contacto con la vegetación terrestre. Es la

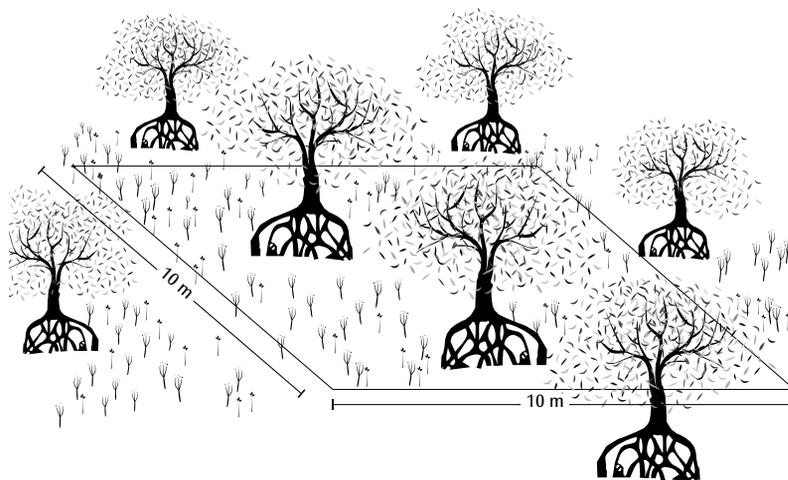


Figura 4.3 Parcela de 10 × 10 m para el monitoreo de manglares.

especie de mangle que se establece en las zonas con menor inundación y salinidad (Tovilla y Lanza, 1999).

4.3.1.4 Indicador IB4-OC3. Regeneración

La regeneración es un indicador de la dinámica de los estadios tempranos del ciclo de vida de los manglares y del grado de incorporación de biomasa futura a la comunidad (Navarrete-Ramírez y Rodríguez-Rincón, 2014). Brinda una primera aproximación de la capacidad o potencial de recuperación que tiene cada localidad ante eventos naturales, como los huracanes, o ante impactos antrópicos (López-Portillo, 2012).

4.3.1.5 Protocolo para la medición de los indicadores del IB1-OC3 al IB4-OC3

Se emplea el método de parcela (figura 4.3):

1. En cada sitio seleccionado ubicar 3 unidades de muestreo (UM) permanentes de 10 × 10 m, a lo largo del gradiente ambiental detectado en el ANP (una en el gradiente bajo, otra en el gradiente medio y otra en el gradiente alto).
2. Marcar la UM permanentemente con estacas o tubos de PVC marcados con cinta *flagging*, pintura fluorescente u otra marca que resulte práctica.

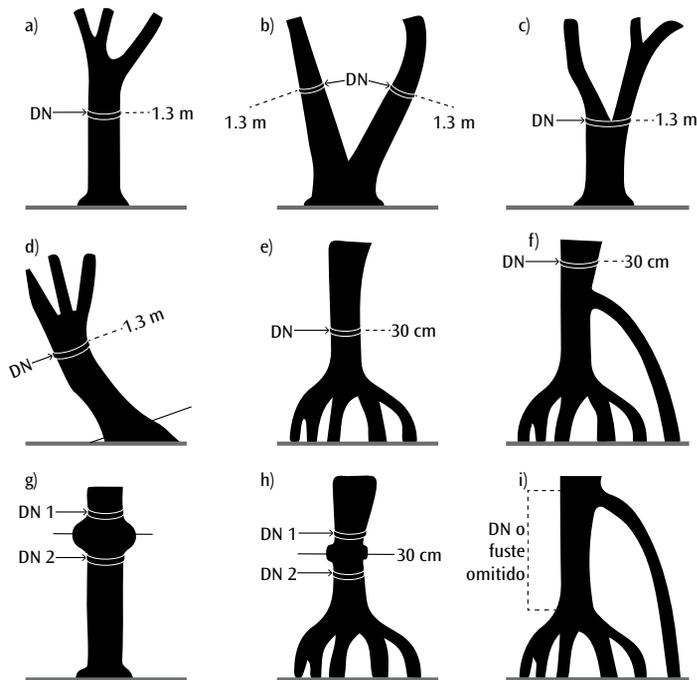
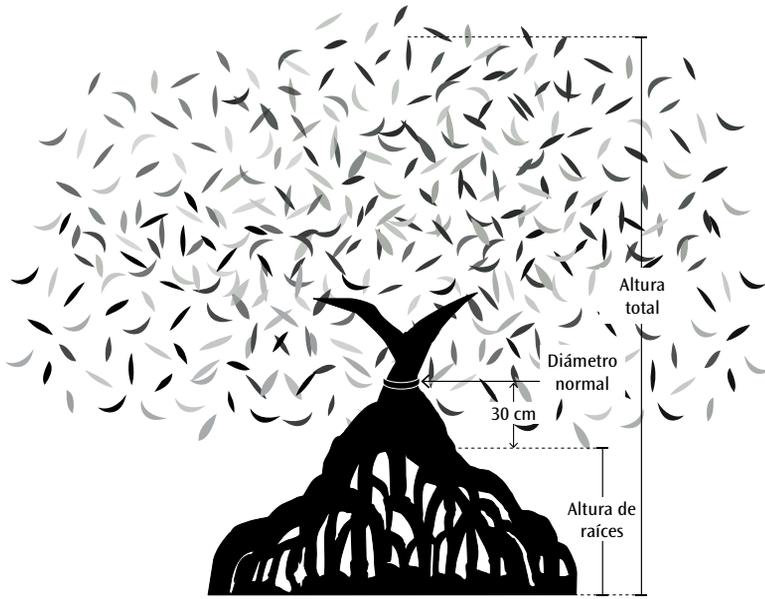


Figura 4.5 Arriba, mediciones morfométricas a plantas de mangle: diámetro normal, altura de las raíces (*R. mangle*) y altura total; abajo, representaciones del diámetro normal según las características del tronco: a) lugar donde medir un individuo que no sea *R. mangle*; b) posición correcta para medir un árbol bifurcado antes del DN130; c) caso contrario: la medición se hace una vez, antes de la bifurcación si ésta se presenta después del DN130; d) árbol inclinado: se mide con la cinta perpendicular a la inclinación; e) DN30 después del nodo principal de raíces de *R. mangle*; f) el DN30 se mide después de la última raíz que se inserte en el suelo; g), h) e i) manera correcta de colocar la cinta si existiera un nudo o protuberancia de ramas (Rodríguez-Zúñiga *et al.*, 2018).

3. Registrar los datos de todas las UM en los siguientes formatos disponibles en la página de la Conabio, en el libro *Caracterización de los manglares mexicanos: Un enfoque espacial multiescala*. No es necesario generar una hoja o archivo para cada UM. Lo importante es realizar un manejo estricto de los identificadores de cada una de las UM, los cuales deberán estar asociados a cada uno de los registros bióticos y abióticos durante todo el monitoreo.
4. Para el registro de las coordenadas y caracterización de las UM, utilizar el formato disponible en: <http://bioteca.biodiversidad.gob.mx/janium-bin/janium_login_opac.pl?find&ficha_no=14078>.
5. Para el registro de los disturbios en los sitios de las UM, utilizar el formato disponible en: <http://bioteca.biodiversidad.gob.mx/janium-bin/janium_login_opac.pl?find&ficha_no=14078>.
6. Para el registro fotográfico de la UM, considerar en la medida de lo posible lo que se indica en: <https://www.biodiversidad.gob.mx/media/1/conabio/documentos/proyectos/lineamientosBDI_2019.pdf>.
7. Para el registro de las variables estructurales de las UM, utilizar el archivo disponible en: <http://bioteca.biodiversidad.gob.mx/janium-bin/janium_login_opac.pl?find&ficha_no=14078>.
8. Con base en las técnicas y recomendaciones propuestas en Rodríguez-Zúñiga *et al.* (2018) para cada árbol dentro de la UM, registrar las siguientes variables:
 - Especie (figura 4.4).
 - Diámetro normal o diámetro a la altura del pecho (DN) (figura 4.5).
 - Altura de la raíz (solo para *R. mangle*) (figura 4.5).
 - Altura total (figura 4.5).
9. Para el registro de las variables estructurales de las UM, utilizar el archivo disponible en: <http://bioteca.biodiversidad.gob.mx/janium-bin/janium_login_opac.pl?find&ficha_no=14078>.
10. Establecer para el registro de las variables de repoblamiento, cuatro subunida-

Figura 4.4 Especies de mangle observadas en el Caribe mexicano



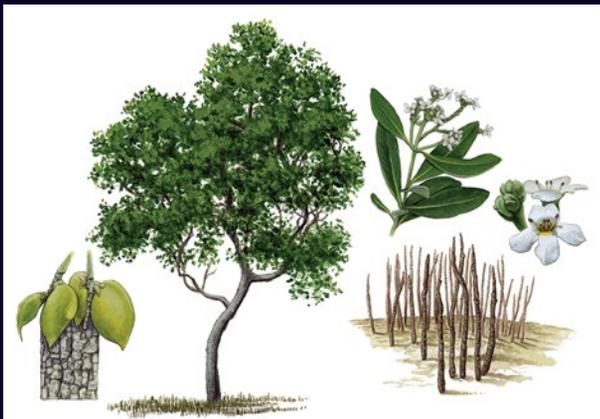
Rhizophora mangle

ILUSTRACIÓN: ALDO DOMÍNGUEZ DE LA TORRE/CONABIO



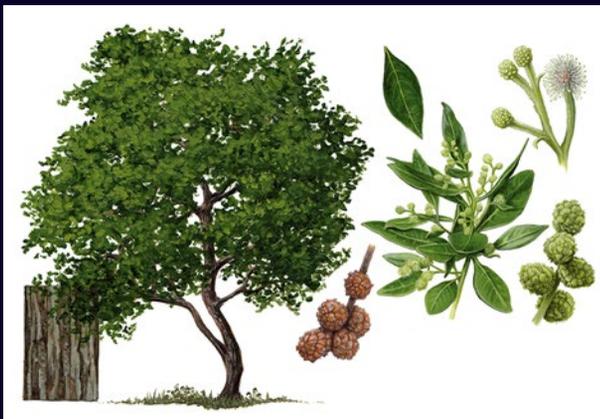
Laguncularia racemosa

ILUSTRACIÓN: ALDO DOMÍNGUEZ DE LA TORRE/CONABIO



Avicennia germinans

ILUSTRACIÓN: ALDO DOMÍNGUEZ DE LA TORRE/CONABIO



Conocarpus erectus

ILUSTRACIÓN: ALDO DOMÍNGUEZ DE LA TORRE/CONABIO

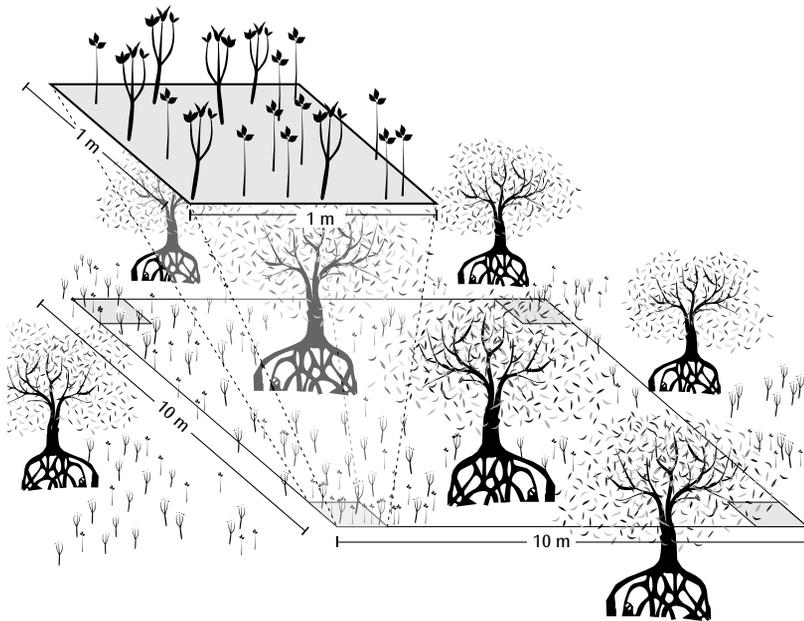


Figura 4.6 Representación de las subunidades de muestreo de 1×1 m para juveniles dentro de las unidades de muestreo de 10×10 m.

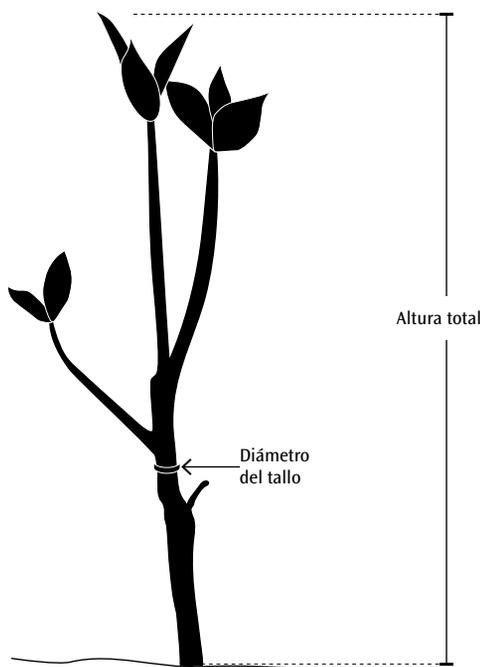


Figura 4.7 Mediciones morfométricas a juveniles (plántulas) en las subunidades de muestreo de 1×1 m: diámetro basal y altura

des de muestreo de 1×1 m en cada una de las esquinas de la UM (figura 4.6).

11. En cada subunidad de muestreo anotar la siguiente información:

- Especie.
- Diámetro basal (a 1 cm del suelo) del tronco principal (figura 4.7).
- Altura (figura 4.7).

Se calculará el área basal del sitio mediante la suma de todos los diámetros normales (DN o DAP) de todos los árboles, a la altura de 1.3 metros, dentro de cada UM. El área basal de cada árbol se calculará mediante la fórmula $\pi \times r^2$ ($r = \text{diámetro normal} / 2$). El área basal del sitio será el valor medio de las áreas basales de cada UM, expresada en m^2/ha . Se debe tener en cuenta que el área de una $(10 \times 10 \text{ m})$ UM es de 0.01ha. Se calcularán además las áreas basales para cada especie en el sitio. Se diferenciará el área basal total de la viva y de la muerta.

Se calculará la densidad media de árboles por UM y por sitio, es decir, el número de árboles correspondiente a una hectárea, y se expresará en individuos por hectárea (ind/ha). Se dividirá el número de individuos contado en cada UM entre 0.04 ha.

Se calculará la abundancia relativa de cada especie por UM y por sitio. Para la UM se obtendrá dividiendo el número total de individuos de una especie entre el número total de individuos de la UM. Para el sitio se promediarán las abundancias relativas de cada especie en las UM.

Se calculará la capacidad de regeneración del bosque de mangle. Se obtendrá a partir de la media del número de plántulas de cada sitio (media del total de plántulas por UM de 1×1 m y media del total de juveniles por UM de 1×1 m).

4.3.2 Indicadores abióticos para el monitoreo de manglares y sus protocolos

Para el registro de las variables fisicoquímicas en cada una de las unidades de mues-

treo, utilizar el archivo para la recolección de datos disponible en: <<http://bioteca.biodiversidad.gob.mx/janium-bin/detalle.pl?Id=20200521185848>>.

4.3.2.1 Indicador IA3-OC3. Potencial redox intersticial

El potencial redox, o potencial de oxidación-reducción, se mide en milivoltios (mV) e indica la capacidad del suelo para oxidar o reducir sustancias (Rodríguez-Zuñiga *et al.*, 2018). Es un indicador de las condiciones de anaerobiosis a las que están sujetas las estructuras vegetales subterráneas, así como de la profundidad y temporalidad de la inundación en el manglar o humedales en general (Flores-Verdugo *et al.* 2007). Esta variable, aunada al pH, regula muchas de las reacciones biogeoquímicas y determina la estabilidad de los minerales y la regeneración de nutrientes en el suelo y los sedimentos (Reddy y DeLaune, 2008).

Se medirá insertando un electrodo de platino inerte en el suelo referenciado a un electrodo de hidrógeno o calomelanos (Mitsch y Gosselink, 1993). La medición se realizará en la UM a una profundidad de 30 cm. Se calculará la media mensual del potencial redox intersticial. Se elaborarán gráficos de las series de tiempo de este parámetro para mostrar su evolución.

4.3.2.2 Indicador IA4-OC3.

Nutrientes (carbono, nitrógeno, fósforo)

Los nutrientes son elementos esenciales en gran variedad de procesos biológicos y químicos, tanto a nivel de organismo (ej. crecimiento y reproducción) como a escala de ecosistema. Inciden fuertemente en la estructura y productividad primaria de los manglares (Alongi *et al.*, 1992).

Se realizará una estimación anual de nutrientes en el sedimento en cada UM. Se utilizará un nucleador de metal partido con un diámetro de 6 cm y 1 m de largo. La muestra de sedimento se seccionará en intervalos de 10 cm y las submuestras se colocarán en bolsas *Ziploc*® y se trasladarán

al laboratorio para determinar estos parámetros.

Se reportará en ton/ha a un m de profundidad. Se elaborarán gráficos de las series de tiempo, por horizonte, de este parámetro para mostrar su evolución.

4.3.2.3 Indicador IA5-OC3.

Temperatura intersticial

La temperatura intersticial responde a las condiciones locales del clima y es el principal regulador en los procesos geoquímicos y biológicos en el manglar; influye en la disponibilidad biológica de oxígeno, en el crecimiento, en la actividad y supervivencia de los organismos, así como en las reacciones químicas y enzimáticas reguladoras del proceso de descomposición de la materia orgánica, ya que la actividad microbiana se acelera con el incremento de la temperatura, lo cual modifica la disponibilidad de oxígeno (Reddy y DeLaune, 2008).

4.3.2.4 Indicador IA6-OC3.

Salinidad intersticial

La salinidad intersticial de los manglares (30-40 cm de profundidad) está relacionada, entre otros factores, con la cercanía al mar, el intercambio de las mareas, las fuentes de agua dulce (escurrimientos, influencia de ríos, precipitación) y la microtopografía local, que condiciona el flujo o estancamiento y salinización de un área (Rodríguez-Zuñiga *et al.*, 2018). Como se explicó anteriormente, las diversas especies de manglar tienen diferentes grados de tolerancia a la salinidad. Además, existen salinidades intersticiales (30-40 cm de profundidad), que provocan la disminución del desarrollo de todas las especies de manglar y que incluso las llevan a la muerte.

4.3.2.5 Indicador IA7-OC3. pH intersticial

El pH es determinante en los procesos que ocurren en el ecosistema, pues influye en la calidad, características, capacidad de absorción y solubilidad de muchas sustancias presentes en el sistema y repercute en el



Figura 4.8 Extracción de sedimentos con un nucleador para el cálculo de nutrientes del manglar. FOTOS: EDGAR VILLEDA/CONABIO



modo en que los nutrientes, metales pesados e incluso plaguicidas son eliminados o acumulados, tanto en las plantas como en el suelo de los manglares (Rodríguez-Zuñiga *et al.*, 2018).

La temperatura, el pH y la salinidad intersticiales se recolectarán con sensores, que se colocarán en tubos de PVC cerrados en la parte superior y sujetos a la tapa con una cuerda. Los tubos de PVC se enterrarán en una cavidad y la longitud de las cuerdas se ajustará de manera que los sen-

sores floten al nivel del suelo (figura 4.8). La longitud del tubo de PVC que sobresalga del suelo se puede decidir con base en la información del máximo nivel de inundación durante eventos extremos en el área de trabajo. Los registros de los parámetros se harán cada dos horas. Los sensores se extraerán cada tres meses para la descarga de datos. La temperatura se mide en °C y la salinidad intersticial se mide en ppm. El pH no tiene unidad.

4.4 MATERIALES Y EQUIPOS NECESARIOS PARA EL MONITOREO DE MANGLARES

- Receptor GPS
- Cámara fotográfica
- Binoculares
- Cinta de 50 m
- Cinta diamétrica de preferencia
- Cinta de marcar (*flaggin*)
- Estadal de madera
- Flexómetro
- Cuerda
- Pintura fluorescente
- Tablas de acrílico
- Lápices
- Electrodo de platino inerte
- Sensor permanente de pH
- Sensor permanente de medición de profundidad/nivel del mar/temperatura
- Sensor permanente de salinidad

REFERENCIAS

Agraz-Hernández, C.M., J. Osti Sáenz y C.A. Chan Keb. 2012. Programa regional para la caracterización y el monitoreo de ecosistemas de manglar del golfo de México y Caribe mexicano: Campeche. Universidad Autónoma de Campeche. Centro de Ecología Pesquerías y Oceanografía del Golfo de México. Informe Final SNIB-Conabio. Proyecto FN010. México.

Alongi, D.M., K.G. Boto y A.I. Robertson. 1992. Nitrogen and phosphorus cycles. En: Robertson, A.I. y D.M. Alongi (eds.). *Tropical mangroves ecosystems. Coastal and estuarine studies*. American Geophysical Union, Washington D.C.

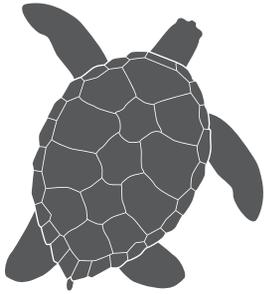
- Alonzo-Parra, D. 2011. Mejoramiento de humedales de zonas cársicas y semiáridas de la Península de Yucatán-subzona de recuperación II de la Reserva de la Biosfera Ría Celestún (Isla Arena). Ducks Unlimited de México A.C. Informe final SNIB-Conabio. Proyecto HH002. México.
- Atkinson, S.C., S.D. Jupiter, V.M. Adams, J.C. Ingram, S. Narayan, C.J. Klein y H.P. Possingham. 2016. Prioritising mangrove ecosystem services results in spatially variable management priorities. *PLoS one*, 11(3), e0151992.
- Bouillon, S., A.V. Borges, E. Castañeda-Moya, K. Diele, T. Dittmar, N.C. Duke y V.H. Rivera-Monroy. 2008. Mangrove production and carbon sinks: a revision of global budget estimates. *Global Biogeochemical Cycles* 22(2): 1-12.
- De Lange, W.P. y P.J. De Lange. 1994. An appraisal of factors controlling the latitudinal distribution of mangrove (*Avicennia marina* var. *resinifera*) in New Zealand. *Journal of Coastal Research* 10(3): 539-548.
- Duke, N.C. 1988. Phenologies and litter fall of two mangrove trees, *Sonneratia alba* Sm. and *S. caseolaris* (L.) Engl., and their putative hybrid, *S. gulgai* NC Duke. *Australian Journal of Botany* 36(4): 473-482.
- Flores-Verdugo, F., P. Moreno-Casasola, C. Agraz-Hernández. 2007. La topografía y el hidropériodo: dos factores que condicionan la restauración de los humedales costeros. *Bol. Soc. Bot. Méx.* 80 (Suplemento): 33-47.
- Giri, C., E. Ochieng, L.L. Tieszen, Z. Zhu, A. Singh, T. Loveland y N. Duke. 2011. Status and distribution of mangrove forests of the world using earth observation satellite data. *Global Ecology and Biogeography* 20(1): 154-159.
- Giri, C., Z. Zhu, L.L. Tieszen, A. Singh, S. Gillette y J.A. Kelmelis. 2008. Mangrove forest distributions and dynamics (1975–2005) of the tsunami-affected region of Asia. *Journal of Biogeography* 35: 519–528.
- Godfrey, P.J. y M.M. Godfrey. 1982. Biotic zonation. En Schwartz, J. (ed.). *Beaches and Coastal Geology*. Springer US, pp. 169-171.
- Herrera Silveira, J.A., A. Camacho Rico, E. Pech, M. Pech, J. Ramírez Ramírez, y C. Teutli Hernández. 2016. Dinámica del carbono (almacenes y flujos) en manglares de México. *Terra Latinoamericana* 34 (1): 61-72.
- Herrera-Silveira, J., C. Teutli-Hernández, A. Zaldívar-Jiménez. 2013. Programa regional para la caracterización y el monitoreo de ecosistemas de manglar del golfo de México y Caribe mexicano: Península de Yucatán. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados-Mérida. Informe final SNIB-Conabio, proyecto No. FN009. México D. F.
- Jiménez, J.A. (1994). *Los manglares del Pacífico Centroamericano*. Editorial Fundación UNA. Heredia, Costa Rica.
- Jiménez, J.A. y A.E. Lugo. 1985. *Avicennia germinans* (L.) L. *Black mangrove*. *Avicenniaceae. Verbena family*. US Forest Service. Institute of Tropical Forestry. Silvics Manual 4: 1-6.
- Kauffman, J.B., D.C. Donato y M.F. Adame. 2013. *Protocolo para la medición, monitoreo y reporte de la estructura, biomasa y reservas de carbono de los manglares*. Documento de Trabajo 117. CIFOR. Bogor, Indonesia.
- Liquete, C., N. Cid, D. Lanzanova, B. Grizzetti y A. Reynaud. 2016. Perspectives on the link between ecosystem services and biodiversity: The assessment of the nursery function. *Ecological Indicators* 63: 249-257.
- López-Portillo, J.A. 2012. *Programa regional para la caracterización y el monitoreo de ecosistemas de manglar del Golfo de México y Caribe mexicano: inicio de una red multi-institucional*. Veracruz. Instituto de Ecología A.C. Informe final SNIB-Conabio, proyecto No. FN007, México.
- López-Portillo, J. y E. Ezcurra. 1989. Zonation in mangrove and salt marsh vegetation at Laguna de Mecoacán, México. *Biotropica* 21(2): 107-114.
- López-Portillo, J. y E. Ezcurra. 2002. Los manglares de México: una revisión. *Madera y bosques* 8(Es1): 27-51.
- Lugo, A. E. y S.C. Snedaker. 1974. The ecology of mangroves. *Ann. Rev. Ecol. Syst.*, 5: 39-64.
- McLeod, E. y R.V. Salm. 2006. *Managing Mangroves for Resilience to Climate Change*. IUCN, Gland, Suiza.
- Menéndez-Carrera, L. y J.M. Guzmán-Menéndez. 2006. *Ecosistema de manglar en el archipiélago cubano. Estudios y experiencias enfocados en su gestión*. Editorial Academia. La Habana, Cuba.
- Menezes, M., U. Berger y M. Worbes. 2003. Annual growth rings and long-term growth patterns of mangrove trees from the Bragança peninsula, North Brazil. *Wetlands Ecology and Management* 11(4): 233-242.
- Middleton, B.A. 1999. *Wetland restoration, flood pulsing and disturbance dynamics*. John Wiley and Sons, Nueva York.
- Mitsch, W.J. y J.G. Gosselink. 1993. *Wetlands*. John Wiley, Nueva York.
- Moreno-Casasola, P. y M.D. Infante. 2009. *Manglares y selvas inundables*. Instituto de Ecología AC, Conafor y OIMT. Xalapa, Ver. México.

- Navarrete-Ramírez, S.M. y A.M. Rodríguez-Rincón. 2014. *Protocolo Indicador Condición Tendencia Bosques de Manglar (ICTBM). Indicadores de monitoreo biológico del Subsistema de Áreas Marinas Protegidas (SAMP)*. Inveemar, GEF y PNUD. Serie de Publicaciones Generales del Inveemar No. 67, Santa Marta, Colombia.
- Polanía J.H. 1995. *Metodología seleccionada para estudios biológicos y abióticos. Conservación y manejo para usos múltiples y el desarrollo de los manglares en Colombia*. Proyecto PD171/91. Ministerio del Medio Ambiente. OIMT. Bogotá, Colombia.
- Rao, N.S., A. Ghermandi, R. Portela y X. Wang. 2015. Global values of coastal ecosystem services: A spatial economic analysis of shoreline protection values. *Ecosystem Services* 11: 95-105.
- Reddy, K.R. y R.D. DeLaune. 2008. *Biogeochemistry of wetlands: science and applications*. CRC press.
- Rico G., V. 1982. *Rhizophora harrisonii* (Rhizophoraceae), un nuevo registro de las costas de México. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 41:163-165.
- Rodríguez-Zúñiga, M.T., C. Troche-Souza, A.D. Vázquez-Lule, J.D. Márquez-Mendoza, B. Vázquez-Balderas, L. Valderrama-Landeros, S. Velázquez-Salazar, M.I. Cruz-López, R. Ressler, A. Uribe-Martínez, S. Cerdeira-Estrada, J. Acosta-Velázquez, J. Díaz-Gallegos, R. Jiménez-Rosenberg, L. Fueyo-Mac Donald y C. Galindo-Leal. 2013. *Manglares de México. Extensión, distribución y monitoreo*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México.
- Rodríguez-Zúñiga, M.T., R. Pérez Ceballos, A. Zaldívar Jiménez, A.L. Lara Domínguez, C. Teutli Hernández, J. Herrera Silveira. 2018. Muestreo de variables hidrológicas, fisicoquímicas y del sedimento. En: Rodríguez Zúñiga, M.T., E. Villeda Chávez, A.D. Vázquez-Lule, M. Bejarano, M.I. Cruz López, M. Olguín, S. A. Villela Gaytán y R. Flores (coordinadores). 2018. *Métodos para la caracterización de los manglares mexicanos: un enfoque espacial multiescala*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México.
- Sandilyan, S. y K. Kathiresan. 2012. Mangrove conservation: a global perspective. *Biodiversity and conservation* 21(14): 3523-3542.
- Snedaker, S.C. 1989. Overview of ecology of mangroves and information needs for Florida Bay. *Bulletin of Marine Science* 44(1): 341-347.
- Tovilla, H. y E. Lanza. 1999. Ecology, productivity and use of the mangrove *Conocarpus erectus* from Barra de Tecoaapa, Guerrero, Mexico. *Biotropica* 31(1): 121-134.
- Twilley R. y V. Rivera-Monroy. 2005. Developing performance measures of mangrove wetlands using simulation models of hydrology, nutrient, biochemistry and community dynamics. *Journal of Coastal Research* 40: 79-93.
- Valderrama-Landeros, L.H., M.T. Rodríguez-Zúñiga, C. Troche-Souza, S. Velázquez-Salazar, E. Villeda-Chávez, J.A. Alcántara-Maya, B. Vázquez-Balderas, M.I. Cruz-López y R. Ressler. 2017. *Manglares de México: actualización y exploración de los datos del sistema de monitoreo 1970/1980-2015*. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Ciudad de México.
- Wells, S. y C. Ravilious. 2006. *In the front line: shoreline protection and other ecosystem services from mangroves and coral reefs* (No. 24). UNEP/Earthprint. Cambridge.

Capítulo V. Tortugas marinas



Parque Nacional Costa Occidental de Isla Mujeres-Punta Cancún-Punta Nizuc, Quintana Roo. Foto ROBERTO HERRERA PAVÓN/ ECOSUR



Capítulo V. Tortugas marinas

AUTORES

Susana Perera-Valderrama, Roberto Herrera-Pavón,
Itzel Zamora-Vilchis, Sergio Cerdeira-Estrada,
Raúl Martell-Dubois, Laura O. Rosique-de la Cruz,
Hansel Caballero-Aragón, Jorge Christian Alva-Basurto,
Vanessa Francisco-Ramos, Rainer Ressler

COLABORADORES

Dorka Cobián Rojas, Yadira Gómez-Hernández,
Gisela Maldonado

Perera-Valderrama, S., R. Herrera-Pavón, I. Zamora-Vilchis, S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, J.C. Alva-Basurto, V. Francisco-Ramos, R. Ressler. 2020. Capítulo V: Tortugas marinas. En: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler (coords.). *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México, pp. 123-140.

Las tortugas marinas tienen un significado cultural muy importante, pues han estado vinculadas a los seres humanos desde los tiempos en que estos se establecieron en las costas e iniciaron sus exploraciones por los océanos (Eckert *et al.*, 2000). Por innumerables generaciones, las comunidades costeras han dependido de estas especies y sus huevos para la obtención de proteínas y otros productos. Sin embargo, en la actualidad, el incremento de las amenazas antrópicas, como la pérdida de hábitat por el desarrollo costero, la contaminación marina y el incremento del esfuerzo pesquero que ocasiona captura incidental, así como la pesca dirigida (legal o ilegal), han puesto a todas las especies de tortugas marinas del mundo en peligro de extinción (Chacón *et al.*, 2007).

Su ubicación al borde de la extinción ha condicionado que las tortugas marinas hayan sido incluidas en la lista roja de especies amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN), en el Apéndice I de la Convención Internacional sobre el Tráfico de Especies Amenazadas (CITES), en el Apéndice I de la Convención sobre Especies Migratorias (CEM) como especie en peligro, y a nivel regional, en el Apéndice II del Protocolo Relativo a Áreas Especialmente Protegidas de Flora y Fauna Silvestres del Convenio de Cartagena (SPAW).



Figura 5.1 Colocación de las balizas en la playa de anidación de tortugas marinas. FOTOS: RENÉ PÉREZ MARTÍN

En las playas de México anidan siete de las ocho especies de tortugas marinas del mundo, las cuales visitan también los arrecifes coralinos y pastizales marinos, entre otros ecosistemas de las diferentes regiones marinas mexicanas. Estos reptiles fueron fuente de alimento de muchos de los pueblos costeros de ambos litorales mexicanos, pero, al parecer, sus poblaciones se mantuvieron estables mientras el consumo fue de subsistencia (Márquez-Millián y Garduño-Dionate, 2014). La supervivencia de las especies comenzó a peligrar cuando se incrementó de manera significativa la demanda y, por tanto, la pesca dentro y fuera del país (Márquez-Millián, 1996). México se convirtió en un importante productor, aportando en 1968, más de 70% de la producción mundial de tortuga (FAO, 1971). Esto

condujo a que muchas de sus poblaciones se vieran seriamente afectadas y disminuyera la abundancia de manera muy significativa.

En el Caribe mexicano se pueden avistar, tanto anidando en sus playas como en el mar, cuatro especies de tortugas marinas: blanca, caguama, carey y laúd, aunque esta última es muy poco frecuente. En el norte de la región se presentan importantes problemáticas que pueden afectar su anidación, las cuales están relacionadas fundamentalmente con el tránsito por las playas, el ruido y las luces provenientes de los hoteles o de las áreas poblacionales. Por esta razón, existe desde hace más de 20 años un programa para su conservación en el Caribe mexicano. Con su implementación se ha logrado mantener un monitoreo de hembras anidadoras y sus nidos y se ha implementado un importante trabajo de concienciación con la población y con el sector turístico. Las áreas naturales protegidas del Caribe mexicano también se han involucrado activamente en la conservación de las tortugas marinas. Sin embargo, se ha incidido mucho más en el monitoreo de las playas de anidación que en la zona marina. En este sentido, es necesario mantener el monitoreo en las playas de anidación y fortalecer el monitoreo en la zona marina, con vistas a evaluar adecuadamente sus poblaciones y contribuir a la implementación de medidas de manejo.

5.1 INDICADORES BIOLÓGICOS PARA EL MONITOREO DE TORTUGAS MARINAS EN PLAYAS DE ANIDACIÓN Y SUS PROTOCOLOS

- Los monitoreos en las playas de anidación se realizarán durante las épocas de anidación de cada especie presente en el ANP.
- Dependiendo de los recursos disponibles, se seleccionarán playas índices, representativas de la anidación local.
- Se realizará un balizado de la playa (figura 5.1) y se tomará la coordenada de la primera baliza. Se ubicarán las res-

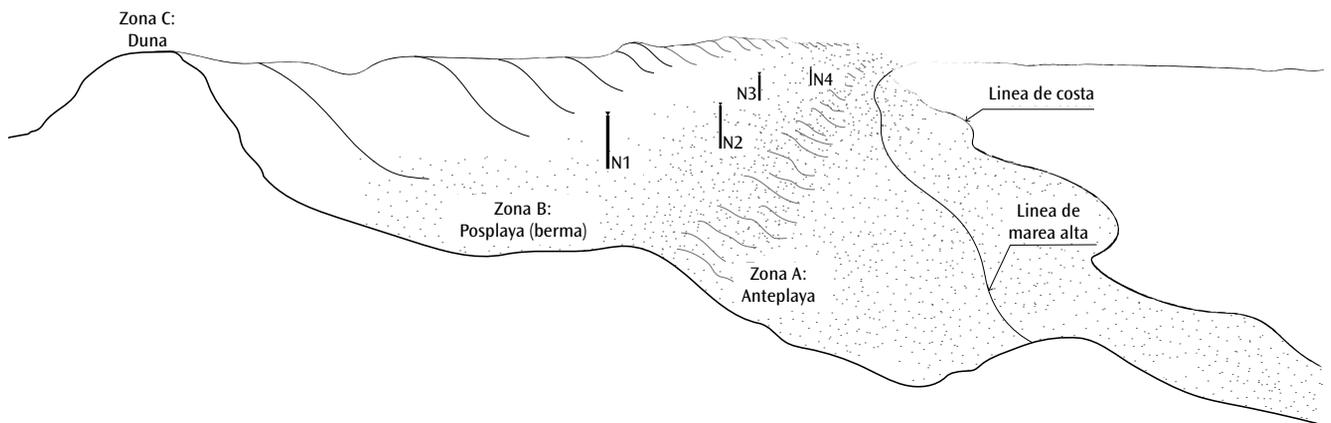


Figura 5.2 Ejemplo del croquis de una playa de anidación.

tantes balizas a una distancia de entre 100 y 250 m, dependiendo del tamaño de la playa.

- Se realizará un croquis inicial de la playa (figura 5.2), el cual se irá complementando con la información de los nidos.
- Aunque se realicen monitoreos diurnos, estos se deben complementar, en la medida de lo posible, con monitoreos nocturnos para detectar hembras anidadoras.
- Se medirá la longitud y el ancho de la playa para evaluar el perfil de playa.

5.1.1 Indicador IB1-OC4.

Densidad de nidos por especie

Permite estimar el tamaño de la población anidadora; puede combinarse con información de la frecuencia de anidación de cada especie en el área (Santos *et al.*, 2013). Este indicador contribuye a detectar playas índice (aquellas que albergan una proporción significativa de la población total de anidación dentro de una región u otra unidad definida) (SWOT, 2011).

5.1.2 Indicador IB2-OC4.

Morfometría de hembras anidadoras

Las tortugas marinas se miden en la playa de anidación para relacionar el tamaño corporal con su potencial reproductivo y así determinar el tamaño mínimo al que alcanzan la madurez sexual. Esta es una forma de dar seguimiento al tamaño de las

hembras anidadoras en un área en particular (Bolten, 2000).

5.1.3 Indicador IB3-OC4. Intervalo entre anidaciones

Este indicador solo se puede evaluar si el esfuerzo de captura es de 100%. Brinda la frecuencia de anidación (Santos *et al.*, 2013); permite estimar el tamaño anual de una población anidadora (número de tortugas reproductoras que anidan cada año) y es un indicador crítico para cualquier estrategia de conservación o manejo (Broderick *et al.*, 2002). Es el período, en días, entre una puesta exitosa y las anidaciones subsecuentes realizadas por la misma hembra durante una sola temporada de anidación (año reproductivo) (Broderick *et al.*, 2003).

5.1.4 Indicador IB4-OC4. Estado de salud de las tortugas marinas

Permite conocer el estado de salud de las tortugas marinas (hembras anidadoras), principalmente el estado físico general y la presencia de fibropapilomas. Una elevada prevalencia de fibropapilomatosis puede ser típica de áreas costeras fuertemente contaminadas, áreas con alta densidad humana o zonas con escorrentía agrícola, por lo que puede ser un indicador de salud de los ecosistemas marinos (Aguirre y Lutz, 2004).

5.1.5 Indicador IB5-OC4. Varamientos

La detección de varamientos permite inferir problemáticas y amenazas a la población anidadora. Conocer la distribución espacial y temporal de las fuentes de mortalidad colabora con la detección de la causa de muerte para realizar actividades preventivas, de restricción e investigación (Hart *et al.*, 2006).

5.1.6 Indicador IB6-OC4.

Porcentaje de éxito de la eclosión

Contribuye a estimar el éxito reproductivo de las especies en determinada área. Además, ayuda a determinar la idoneidad de la playa como sitio de incubación. Asimismo, permite hacer inferencias sobre la salud general de la población anidadora (Miller, 1999). La incubación exitosa de los huevos depende de variables ambientales (temperatura, humedad, granulometría), variables antropogénicas (manejo y amenazas) y ecológicas (condiciones de la playa, depredadores) (Zárate *et al.*, 2013).

5.2 INDICADORES ABIÓTICOS PARA EL MONITOREO DE TORTUGAS MARINAS

5.2.1 Indicador IA1-OC4.

Temperatura de los nidos

El sexo de los embriones de las tortugas marinas se determina por la temperatura del medio donde se incuban (Laloë *et al.*, 2016). Estudios realizados demuestran la existencia de un punto térmico de equilibrio denominado temperatura pivotal (que producirá una proporción sexual de 1:1) (Mrosovsky, 1994). Los embriones en desarrollo, en su quinta semana de incubación (dependiendo de la especie), se ven influidos por la temperatura del nido; así, todos aquellos embriones que se desarrollen en un medio con temperatura superior a la pivotal serán hembras y los embriones que se desarrollen a temperaturas por debajo de la pivotal serán machos. En consecuencia, las poblaciones de tortugas pueden verse seriamente afectadas con el cambio climático (Laloë *et al.*, 2016).

5.2.2 Protocolos para la medición de los indicadores del IB1-OC4 al IA1-OC4

5.2.2.1 Monitoreo nocturno para la detección de hembras anidadoras

1. Recorrer la playa diariamente (si las condiciones logísticas lo permiten), durante la época de anidación de las especies presentes en el ANP, preferiblemente en las últimas horas de la noche y las primeras de la madrugada (21:00 a 6:00 hrs). En playas largas o playas discontinuas, se podrá utilizar vehículo motorizado (cuatrimoto).
2. En cada playa, al encontrar una hembra anidadora, obtener la siguiente información (cuadro 5.1):
 - Hora del encuentro.
 - Actividad de la tortuga: subiendo, haciendo cama, haciendo cámara de huevos, depositando, tapando cámara de huevos, tapando cama, regresando al mar.
 - Coordenada del nido.
 - Especie (figura 5.3).
 - Morfometría (figura 5.4):
 - Largo curvo estándar del carapacho (LSCC): desde el punto anterior donde la piel se une al escudo nucal hasta el extremo posterior de la superficie dorsal.
 - Ancho curvo del carapacho (ACC): distancia a lo largo de la parte más ancha de éste, y perpendicular al eje longitudinal del cuerpo.
 - Número de la marca (figura 5.5): marcas metálicas modelo 681C de la National Band and Tag Company (NBTC), proporcionadas por la Coordinación del Programa Nacional para la Conservación de Tortugas Marinas en México. Estas marcas se colocan en los bordes posteriores de las aletas delanteras en una posición proximal entre la primera y segunda escama para evitar causar daño al cuerpo por la fricción de ellas al desplazarse (Balazs *et al.*, 1995).
 - Estado físico general:

Figura 5.3 Especies de tortugas observadas en el Caribe mexicano



Carey

Eretmochelys imbricata

FOTO: ROBERTO HERRERA PAVÓN/ECOSUR



Caguama

Caretta caretta

FOTO: IXCHEL GARCÍA



Tortuga blanca o verde

Chelonia mydas

Foto: ROBERTO HERRERA PAVÓN

**Cuadro 5.1 Planilla de registro de datos de tortugas marinas.
Monitoreo nocturno para la detección de hembras anidadoras**

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR
 Nombre: _____ E-mail (opcional): _____
 País: _____ Institución / Organización (opcional): _____

INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO
 Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____ Nombre de la playa: _____
 Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____
 (Fin) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____
 Región marina: Gran Caribe: ____ Pacífico Nororiental tropical: ____
 País: _____ Estado / Provincia: _____
 Población cercana: _____ Área natural protegida (ANP): Si ____ No ____
 Nombre del ANP: _____

Hora	Actividad	Coord. nido	Especie	LSCC	ACC	Número marca	Estado físico	Número nido	Zona balizas	Número huevos	Nido en perfil

Categorías a utilizar en el llenado de la plantilla:

Actividad de la tortuga s: subiendo, HC: haciendo cama, HCH: haciendo cámara de huevos, D: depositando, TCH: tapando cámara de huevos, TC: tapando cama, RM: regresando al mar

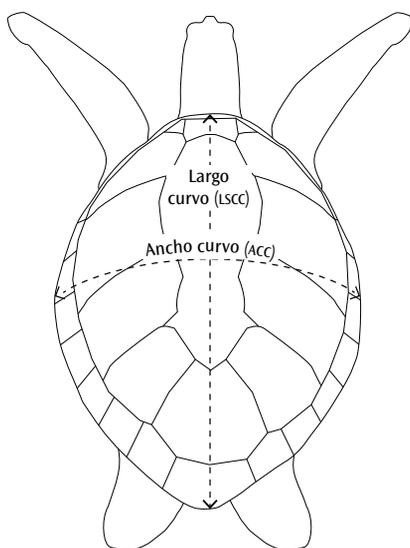
Especie CM: *Chelonia mydas*, EI: *Eretmochelys imbricata*, CC: *Caretta caretta*, DC: *Dermochelys coriacea*

Estado físico CIC: cicatrices, PR: propelazos, HER: heridas, MOR: mordidas, FIB: fibropapilomas

Zona balizas ubicación del nido respecto al número de balizas

Ubicación del nido en el perfil de playa A: anteplaya, B: posplaya (berma), C: duna

Figura 5.4 Mediciones morfométricas que se realizan a las tortugas marinas. Izquierda, largo curvo (LSCC) y ancho curvo (ACC); derecha, medición de largo curvo. FOTO: DORKA COBIÁN ROJAS/PNG



- Cicatrices, propelazos, heridas por cuerda (figura 5.6), mordidas.
 - Presencia de tumores (fibropapilomas), según el Protocolo de fibropapilomatosis (Muñoz-Tenería *et al.*, 2016) (figura 5.7).
 - Número del nido (figura 5.8).
 - Ubicación del nido respecto a las balizas (figura 5.1).
 - Número de huevos (figura 5.9).
 - Ubicación del nido en el perfil de playa: a: anteplaya, b: posplaya (berma), c: duna (figura 5.10).
 - Número de nido.
3. Temperatura de los nidos. Se instalarán sensores permanentes de temperatura en los nidos, los cuales se programarán para hacer lecturas cada hora (figura 5.11).
 4. En caso de detectarse un varamiento de algún individuo de tortugas marinas, se revisará el ejemplar para ver su estado físico. Si el ejemplar está vivo, se deberá avisar a la autoridad correspondiente para llevarlo al centro de rehabilitación más cercano. Si el ejemplar se encuentra muerto, siempre y cuando se tenga el permiso de recolección, se procederá a realizar la necropsia, que incluye toma de muestras para su posterior análisis. Para la necropsia se sugiere realizar el procedimiento descrito en el Protocolo de varamientos (Work, 2000).

Se estimará la talla promedio de la población a través del cálculo de las medias de las mediciones de largo curvo y ancho curvo de los individuos medidos en cada playa por especie.

Se calculará el intervalo entre anidaciones (para cada tortuga marcada) como la media del número de días entre una puesta exitosa y la siguiente, realizadas por una hembra durante una sola temporada de anidación (año reproductivo).

Se calculará la prevalencia de fibropapilomas como el número de individuos de cada especie con presencia de fibropapilomas entre el número total de individuos de la especie.



Figura 5.5 Marcas que se colocan en las tortugas marinas. FOTO: HUMBERTO BAHENA BASAVE /CONABIO



Figura 5.6 Daños presentes en tortugas marinas. a) cicatrices por propelas. FOTO: ERIKA HERNÁNDEZ ORTIZ/CONANP, b) heridas por cuerdas y c) herida con arpón. FOTOS: ROBERTO HERRERA PAVÓN/ ECOSUR

Figura 5.7 Presencia de fibropilomas en tortugas marinas. FOTOS: TIRZO HERRERA-PÉREZ



Figura 5.8 Ejemplos de marcas de los nidos de tortugas marinas. FOTOS: a) ARMANDO LORENCES CAMARGO, b y c) ROBERTO HERRERA PAVÓN/ECOSUR



Figura 5.9 Conteo de huevos durante monitoreo nocturno. FOTO: DORKA COBIÁN ROJAS/PNG

El número de varamientos dividido por la longitud de la playa se expresa como número de varamientos/m - km lineal de playa.

5.2.2.2 Monitoreo diurno para la detección de nidos

En caso de no existir campamentos para el monitoreo nocturno, se recorrerá la playa de día. La frecuencia dependerá de las condiciones logísticas y el presupuesto disponible. El intervalo entre recorridos no deberá sobrepasar los 15 días para poder garantizar la detección de todos los nidos presentes. Si hay probabilidad de que ocurra algún fenómeno meteorológico, se tratará de hacer el censo antes de que este ocurra. Si es posible, se utilizará vehículo motorizado (cuatrimotos).

1. En cada playa, al encontrar un nido (con huevos), obtener la siguiente información (cuadro 5.2):

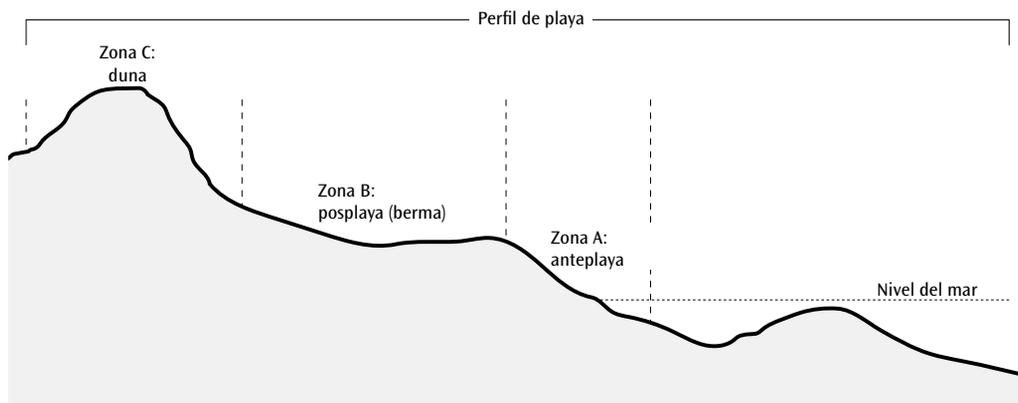


Figura 5.10 Perfil de playa: zona A: anteplaya, zona B: posplaya (berma), zona C: duna.

Cuadro 5.2 Planilla de registro de datos de tortugas marinas. Monitoreo diario para la detección de nidos

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR					
Nombre: _____			E-mail (opcional): _____		
País: _____		Institución / Organización (opcional): _____			
INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO					
Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____		Nombre de la playa: _____			
Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____		Longitud (W/-): _____			
(Fin) Latitud (N/+): _____		Longitud (W/-): _____			
Región marina: Gran Caribe: <input type="checkbox"/> Pacífico Nororiental tropical: <input type="checkbox"/>					
País: _____			Estado / Provincia: _____		
Población cercana: _____			Área natural protegida (ANP): Sí <input type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>		
Nombre del ANP: _____					
Coordenadas del nido	Especie	Número de nido	Nido en perfil	Condición del nido	Número de huevos
Categorías a utilizar en el llenado de la plantilla:					
Especie CM: <i>Chelonia mydas</i> , EI: <i>Eretmochelys imbricata</i> , CC: <i>Caretta caretta</i> , DC: <i>Dermochelys coriacea</i>					
Ubicación del nido en el perfil de playa A: anteplaya, B: posplaya (berma), C: duna					
Condición del nido INT: intacto, NAC: nacido, D: depredado, IND: inundado, SAQ: saqueo, ER: erosión, MAR: mareas extraordinarias, SAR: recale de sargazo					

- Fecha del recorrido.
- Coordenadas del nido.
- En caso de que el rastro o arqueo sea reciente, se tratará de identificar la especie según las siguientes características (Pritchard y Mortimer, 2000) (figura 5.12):
 - *C. mydas*: rastro o arqueo con marcas simétricas de entre 100 y 130 cm con surco central por el arrastre de la cola.
 - *Caretta caretta*: rastro o arqueo con marcas asimétricas profundas de entre 70 y 90 cm, generalmente sin surco central por el arrastre de la cola.
 - *E. imbricata*: rastro o arqueo con

Figura 5.11 Sensor de temperatura ubicado en un nido de tortugas marinas.

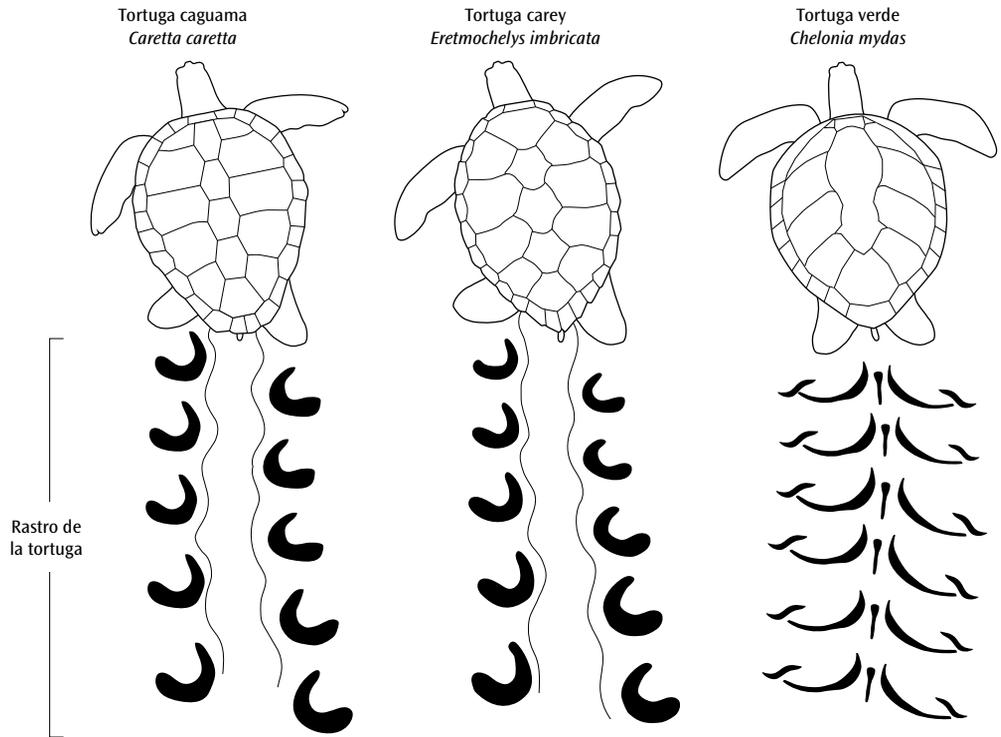
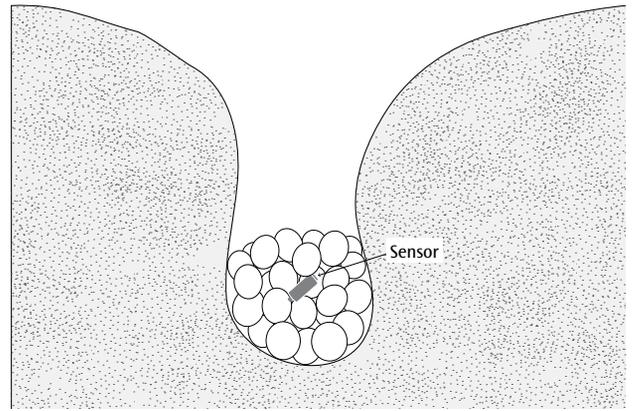


Figura 5.12 Tipos de rastros de tortugas marinas según la especie.

- marcas asimétricas y oblicuas someras de entre 70 y 85 cm, con o sin surco central.
2. Marcar cada nido encontrado con huevos, con una vara y una etiqueta o estaca donde se anote fecha de puesta, especie y número de huevos (figura 5.8), y anotar la siguiente información:
 - Número del nido.
 - Ubicación del nido en el perfil de playa:
 - a: anteplaya, b: posplaya (berma), c: duna (figura 5.10).
 - Condición del nido (intacto, nacido, depredado, inundado).
 - Número de huevos por nido.
 3. Borrar el rastro al terminar el análisis del nido para no confundirlo en un nuevo recorrido.
 4. En caso de detectarse un varamiento de algún individuo de tortugas marinas, se

Cuadro 5.3 **Planilla de registro de datos de tortugas marinas. Monitoreo de nidos en eclosión o eclosionados**

<p>INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR</p> <p>Nombre: _____ E-mail (opcional): _____</p> <p>País: _____ Institución / Organización (opcional): _____</p>							
<p>INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO</p> <p>Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____ Nombre de la playa: _____</p> <p>Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____</p> <p>(Fin) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____</p> <p>País: _____ Estado / Provincia: _____</p> <p>Población cercana: _____ Área natural protegida (ANP): Sí ___ No ___</p> <p>Nombre del ANP: _____</p>							
Nido número	Fecha eclosión	Especie	Crías vivas	Crías muertas	Número huevos sin desarrollo	Crías en superficie (corral)	Riesgos en nido
<p>Categorías a utilizar en el llenado de la plantilla:</p> <p>Especie CM: <i>Chelonia mydas</i>, EI: <i>Eretmochelys imbricata</i>, CC: <i>Caretta caretta</i>, DC: <i>Dermochelys coriacea</i></p> <p>Riesgos en el nido IND: inundación, SAQ: saqueo, D: depredación, ER: erosión, MAR: mareas extraordinarias, SAR: recale de sargazo</p>							

revisará el ejemplar para ver su estado físico. Si el ejemplar está vivo, se deberá avisar a la autoridad correspondiente para llevarlo al centro de rehabilitación más cercano. Si el ejemplar se encuentra muerto, siempre y cuando se tenga el permiso de recolección, se procederá a realizar la necropsia, que incluye toma de muestras para su posterior análisis. Para la necropsia se sugiere realizar el procedimiento descrito en el Protocolo de varamientos (Work, 2000).

5.2.2.3 Monitoreo de nidos en eclosión o eclosionados

A partir de la información obtenida en los monitoreos diurnos y nocturnos se debe calcular la fecha estimada de eclosión de los nidos, la cual dependerá de la especie. Una vez que se aproxime la fecha de eclosión, se deberá prestar especial atención al

nido. Si el nido está en un corral, se recomienda ponerle un rodete de malla (figura 5.13a) para retener a las crías y liberarlas al momento, si nacen de noche. Si nacen de día, se deberá esperar la noche para liberarlas. Si el nido está en su ubicación inicial en la playa (*in situ*), al detectar que ha eclosionado porque se sumerge la parte donde están los huevos, o se ven crías o huellas de crías, se procede a su revisión.

1. Al detectar el proceso de eclosión, anotar la siguiente información (cuadro 5.3):
 - Número del nido.
 - Especie.
 - Fecha de eclosión.
 - Número de crías vivas (neonatos) (figura 5.13b). Se puede obtener del número de cascarones rotos.
 - Número de crías muertas (que se encuentren en el nido).



Figura 5.13 a) Nido de tortugas marinas cercado con los neonatos emergiendo.

FOTO: HUGO RIVAS;

b) nido de *Caretta caretta* con neonatos emergiendo. FOTO:

DORKA COBIÁN ROJAS/ PNG, y

c) nido de *Chelonia mydas* con neonatos emergiendo. ERIKA

HERNÁNDEZ ORTIZ/CONANP

- Número de huevos sin desarrollo aparente.
- Pérdida del nido: inundación, saqueo, depredación, erosión, mareas extraordinarias, recalc de sargazo.

Se calculará el porcentaje de éxito de la eclosión como el número de huevos eclosionados (crías vivas + muertas) entre el total de huevos incubados o presentes en el nido, multiplicado por 100.

Se calculará el porcentaje de emergencia como el total de crías que emergen del nido entre el total de huevos, multiplicado por 100. Este indicador solamente se podrá calcular para nidos en corral de incubación, donde está garantizado monitorear el 100% de la nidada.

5.3 INDICADORES BIOLÓGICOS PARA EL MONITOREO DE TORTUGAS MARINAS EN ZONA MARINA Y SUS PROTOCOLOS

5.3.1 Indicador IB7-OC4. Abundancia relativa y densidad por especie

Contribuye a evaluar la importancia del área como sitio de alimentación, apareamiento y corredores biológicos.

5.3.2 Indicador IB8-OC4. Morfometría de los individuos capturados

En el área marina, la morfometría de las

tortugas permite determinar la frecuencia de las diferentes clases de talla que concurren a un área determinada y contribuye a estimar las tasas de crecimiento (Bolten, 2000). El resultado del análisis de las tasas de crecimiento puede ser un indicador de la calidad del hábitat y de la situación fisiológica (Chacón *et al.*, 2007).

5.3.3 Protocolos para la medición de los indicadores IB7-OC4 e IB8-OC4

Los monitoreos en área marina se realizarán dos veces al año: una durante la época de anidación (tratando de que coincida con la época de anidación de mayor cantidad de especies de tortugas marinas) y otra fuera de la época de anidación.

1. Realizar recorridos con equipo de buceo libre para avistamiento y captura de individuos, apoyados preferiblemente con una lancha de motor fuera de borda de 40 HP. La tripulación debe estar integrada por un capitán de lancha, un asistente y 2-3 buzos. La distancia del recorrido dependerá de las características del sitio y el ancho dependerá de la visibilidad del sitio. Las técnicas a utilizar para realizar avistamientos y captura de tortugas marinas son:

- Buceo libre (snorkel) (figura 5.14): Esta técnica se utilizará en los arrecifes con-



Figura 5.14 Monitoreo de tortugas marinas en buceo libre (snorkel). FOTO: ©HBAHENA/ECOSUR

siderados someros (no mayores a 10 m de profundidad). El trabajo se lleva a cabo con equipo básico de snorkel (aletas y visor). Se emplearán dos o más buzos en el agua, dependiendo de la visibilidad, para cubrir el ancho del parche arrecifal.

- Arrastre (*manta-tow*) (figura 5.15): Esta técnica se aplicará en lugares con profundidades mayores a 7 m. La técnica consiste en arrastrar a un buzo con la lancha, con equipo básico de snorkel (aletas y visor), agarrado a una tabla (*manta-tow*). La tabla estará unida a la lancha con una cuerda de 18 m, para evitar que las burbujas producidas por la propela y el escape del motor le impidan al buzo tener buena visibilidad.



Figura 5.15 Monitoreo de tortugas marinas utilizando la técnica de arrastre (*manta-tow*). FOTO: ©HBAHENA/ECOSUR

2. Durante cada recorrido registrar todos los ejemplares que sean avistados.
3. Seguir los ejemplares a nado y, si es posible, capturarlos con las manos, para luego subirlos a la lancha para tomarles datos biométricos y muestras biológicas. Dependiendo de la profundidad, se utilizará solo equipo de buceo libre o bien, equipo de buceo scuba. Cuando se utilice equipo de buceo scuba, bajarán dos buzos siguiendo los protocolos de seguridad del buceo. Las capturas se realizarán cuando los ejemplares hagan un alto en su nado para alimentarse o se encuentren reposando entre parches de coral. Para

facilitar y asegurar la captura, se puede seguir a cada ejemplar y esperar a que ascienda a la superficie a respirar.

4. En cada recorrido anotar la siguiente información:
 - Fecha.
 - Sitio.
 - Profundidad del sitio.
 - Recorrido: marcar las coordenadas geográficas del punto de partida y el final.
 - Tipo de fondo: arrecife, pastos marinos, algas, arena, etc.
 - Visibilidad: desde una perspectiva horizontal.

Cuadro 5.4 Planillas de registro de datos de tortugas marinas.
Monitoreo en área marina

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR
 Nombre: _____ E-mail (opcional): _____
 País: _____ Institución / Organización (opcional): _____

INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO
 Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____ Nombre del sitio: _____
 Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____
 (Fin) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____
 Profundidad (m __ / ft __): _____ Prof. medida con: Computador buceo __ Sonar __ Cuerda __ Visual __
 Visibilidad / transparencia - Vertical (m __ / ft __): _____ Método de medición: Disco Secchi __ Visual __
 País: _____ Estado / Provincia: _____
 Población cercana: _____ Área natural protegida (ANP): Si __ No __
 Nombre del ANP: _____
 Temperatura del agua (°C __ / °F __): _____ Temperatura del agua medida en: Superficie __ Fondo __
 Temperatura del agua medida con: Computadora de buceo __ Termómetro __
 Técnica de monitoreo: Manta tow __ Buceo libre __
 Tipo de fondo: Arrecife __ Pastos marinos __ Algas __ Arena __

Hora	Especie	Observada / capturada	Actividad	Talla estimada	LSCC	ACC	Sexo	Número marca	Estado físico

Categorías a utilizar en el llenado de la plantilla:

Especie CM: *Chelonia mydas*, EI: *Eretmochelys imbricata*, CC: *Caretta caretta*, DC: *Dermochelys coriacea*

Actividad: FOR: forrajeo, AP: apareamiento, DES: desplazamiento, REP: reposo

Estado físico: CIC: cicatrices, PR: propelazos, HER: heridas, MOR: mordidas, FIB: fibropapilomas

- Hora: anotar hora de inicio y final del recorrido.
 - Técnica de monitoreo: buceo libre o manta-tow.
5. Al avistar una tortuga, anotar la siguiente información (cuadro 5.4):
- Hora de avistamiento.
 - Profundidad del lugar de avistamiento
 - Especie (figura 5.3).
 - Talla estimada de individuos observados: cada tortuga que se aviste será seguida en su momento, hasta lograr un máximo acercamiento para calcular la talla, la cual se clasificará en intervalos de 10 cm.
 - Actividad que desarrollaban durante la observación (forrajeo, apareamiento, desplazamiento, reposo u otros).
6. Al capturar una tortuga se anotará la siguiente información (cuadro 5.4):
- Especie (figura 5.4).
 - Actividad que desarrollaba durante la captura (forrajeo, apareamiento, desplazamiento, reposo u otros).
 - Número de la marca: marcas metálicas modelo 681C de la National Band and Tag Company (NBTC), proporcionadas por la Coordinación del Programa Nacional para la Conservación de Tortugas Marinas en México. Estas marcas fueron colocadas en los bordes posteriores de las aletas delanteras, en

una posición proximal entre la primera y segunda escama, para evitar causar daño al cuerpo por la fricción de ellas al desplazarse (Balazs *et al.*, 1995).

- Morfometría (figura 5.4):
 - Largo curvo estándar del carapacho (LSCC): desde el punto anterior donde la piel se une al escudo nucal hasta el extremo posterior de la superficie dorsal.
 - Ancho curvo del carapacho (ACC): distancia de borde a borde de la parte más ancha de éste, y perpendicular al eje longitudinal del cuerpo.
- Sexo de individuos capturados: se tomará en cuenta la longitud de la cola, que es la característica sexual más importante en las tortugas adultas. Aquellas tortugas muy grandes cuyas colas se extiendan más allá del margen posterior del carapacho serán consideradas machos. Las tortugas adultas cuyas colas sobresalgan ligeramente del carapacho serán consideradas hembras. Para las tortugas marinas juveniles-subadultos (<de 85 cm), la relación longitud de la cola-sexo no se conoce (Bolten, 2000), por lo cual no se definirá el sexo.
- Estado físico general.
 - Cicatrices, propelazos, heridas por cuerda (figura 5.6).
 - Presencia de tumores (fibropapilomas) (figura 5.7), según el Protocolo de fibropapilomatosis (Muñoz-Tenería *et al.*, 2016).

7. Tomar una fotografía de cada individuo capturado.

Se calculará la abundancia relativa dividiendo el número total de tortugas registradas NTTR (tortugas avistadas y tortugas capturadas) con las distintas técnicas empleadas en el muestreo (buceo libre o *manta-tow*) entre los minutos de recorrido, multiplicado por 60.

$$\text{Tortugas por hora} = \text{NTTR} / \text{minutos} \times 60$$

Se calculará la densidad de tortugas por hectárea, dividiendo el número total de tortugas registradas NTTR (tortugas avistadas y tortugas capturadas) con las distintas técnicas empleadas en el muestreo (buceo libre o *manta-tow*), entre el área de muestreo cubierta (m²), multiplicada por 10 000 (ha)

$$\text{Tortugas por hectárea} = \text{NTTR} / \text{m}^2 \text{ muestreados} \times 10\,000$$

Se calculará la densidad lineal de tortugas dividiendo el número total de tortugas registradas NTTR (tortugas avistadas y tortugas capturadas) con las distintas técnicas empleadas en el muestreo (buceo libre o *manta-tow*) entre los metros lineales recorridos, multiplicado por 1 000 (km).

$$\text{Tortuga por distancia lineal recorrida} = \text{NTTR} / \text{m recorridos} \times 1\,000$$

Se calcularán las medias de las mediciones de largo curvo y ancho curvo de los individuos medidos por especie en cada sitio de avistamiento o captura.

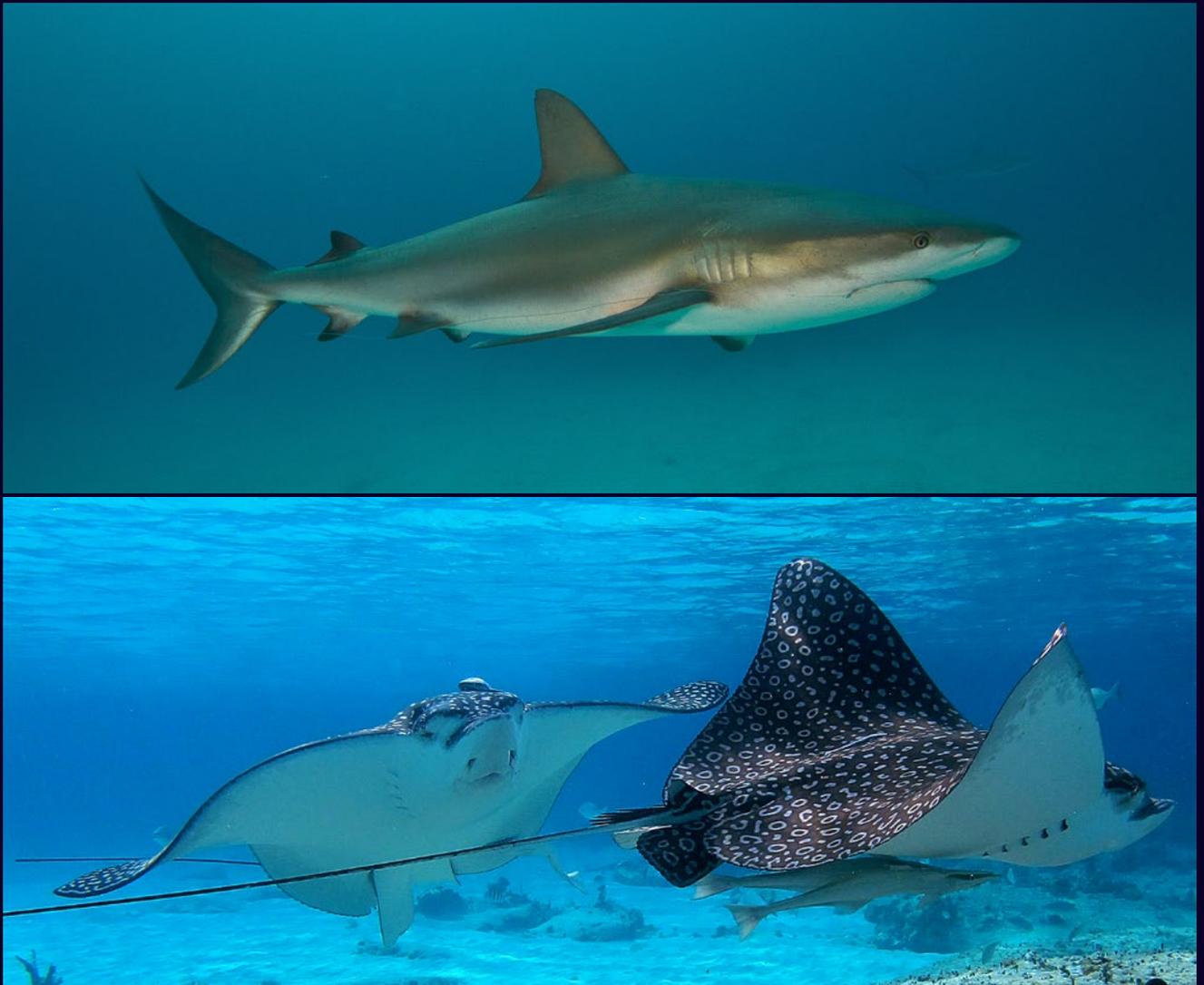
Se calculará la prevalencia de fibropapilomas como el número de individuos de cada especie, con presencia de fibropapilomas, entre el número total de individuos de la especie.

REFERENCIAS

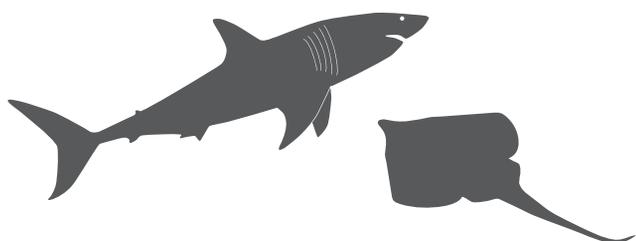
- Aguirre, A.A. y P.L. Lutz. 2004. Marine turtles as sentinels of ecosystem health: is fibropapillomatosis an indicator? *EcoHealth* 1(3): 275-283.
- Balazs, G.H., M. Rice, S.K. Murakawa y G. Watson. 1995. Growth rates and residency of immature green turtles at Kiholo Bay, Hawaii. *Eighteen International Sea Turtle Symposium* 122: 283-285.
- Bolten, A.B. 2000. Techniques for measuring sea turtles. *Research and management techniques for the conservation of sea turtles* 4: 110-114.
- Broderick, A.C., F. Glen, B.J. Godley y G.C. Hays. 2002. Estimating the number of green and loggerhead turtles nesting annually in the Mediterranean. *Oryx* 36(3): 227-235.

- Broderick, A.C., F. Glen, B.J. Godley y G.C. Hays. 2003. Variation in reproductive output of marine turtles. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 288(1): 95-109.
- Chacón, D., B. Dick, E. Harrison, L. Sarti y M. Solano. 2007. *Manual sobre técnicas de manejo y conservación de las tortugas marinas en playas de anidación de Centroamérica*. Secretaría Pro Tempore de la Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas (CIT), San José, Costa Rica.
- Eckert, K.A., K.A. Bjorndal, F.A. Abreu-Grobois y M. Donnelly. 2000. Research and management techniques for the conservation of sea turtles. *Chelonian Conservation and Biology* 3(3): 538-538.
- FAO. 1971. Anuario estadístico de pesca, capturas y desembarques, 1970. Tabla B72, Yb. Fishery Statistics.
- Hart, K.M., P. Mooreside y L.B. Crowder. 2006. Interpreting the spatio-temporal patterns of sea turtle strandings: going with the flow. *Biological Conservation* 129(2): 283-290.
- Laloë, J.O., N. Esteban, J. Berkel y G.C. Hays. 2016. Sand temperatures for nesting sea turtles in the Caribbean: Implications for hatchling sex ratios in the face of climate change. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 474: 92-99.
- Márquez-Millán, R. y M. Garduño Dionate. 2014. *Tortugas marinas*. Inapesca. México.
- Márquez-Millán, R. 1996. *Las tortugas marinas y nuestro tiempo*. Fondo de Cultura Económica. México.
- Miller, J.D. 1999. Determining clutch size and hatching success. En: Eckert, K.L., K.A. Bjorndal, F.A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (eds.). *Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles*. IUCN, SSC Marine Turtle Specialist Group Publication 4, pp.124-129.3
- Mrosovsky, N. 1994. Sex ratios of sea turtles. *Journal of Experimental Zoology Part A: Ecological Genetics and Physiology* 270(1): 16-27.
- Muñoz-Tenería, F., R.L. Herrera-Pavón, A.C. Negrete-Philippe, P.M. Work, V. Labrada-Martagón y M. González-Hernández. 2016. Evaluación de presencia de fibropapilomas en las tortugas marinas de Quintana Roo. Facultad de Agronomía y Veterinaria de la Universidad Autónoma de San Luis Potosí. Conanp. Procer/DRPYCM/261/2015.
- Pritchard, P.C.H. y J.A. Mortimer. 2000. Taxonomy, external morphology, and species Identification. En: Eckert, K., K. Bjorndal, F. Abreu-Grobois y M. Donnelly (eds.). *Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles*. IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group Publication No. 4, 1999. Pennsylvania, pp. 23-41.
- Santos, A.J.B., C. Bellini, D.H.G. Vieira, L.D. Neto y G. Corso. 2013. Northeast Brazil shows highest hawksbill turtle nesting density in the South Atlantic. *Endangered Species Research* 21(1): 25-32.
- SWOT Scientific Advisory Board. 2011. The State of the World's Sea Turtles (SWOT) Minimum Data Standards for Nesting Beach Monitoring, version 1.0. Handbook. Arlington, VA.
- Work, T.M. 2000. *Sea turtle necropsy manual for biologists in remote refuges*. National Wildlife Health Center, Hawaii Field Station. Hawaii.
- Zárate, P., K.A. Bjorndal, M. Parra, P.H. Dutton, J.A. Seminoff y A.B. Bolten. 2013. Hatching and emergence success in green turtle *Chelonia mydas* nests in the Galápagos Islands. *Aquatic Biology* 19(3): 217-229.

Capítulo VI. Tiburones y rayas



Quintana Roo. Foto: GERARDO DEL VILLAR/CONABIO



Capítulo VI. Tiburones y rayas

AUTORES

Susana Perera-Valderrama, María del Pilar Blanco-Parra, Frida Lara-Lizardi, Edgar Mauricio Hoyos-Padilla, James Ketchum, Sergio Cerdeira-Estrada, Raúl Martell-Dubois, Laura O. Rosique-de la Cruz, Hansel Caballero-Aragón, Jorge Christian Alva-Basurto, Vanessa Francisco-Ramos, Rainer Ressler

COLABORADORES

Dorka Cobián Rojas, María del Carmen García-Rivas

Perera-Valderrama, S., M.P. Blanco-Parra, F. Lara-Lizardi, E.M. Hoyos-Padilla, J. Ketchum, S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, J.C. Alva-Basurto, V. Francisco-Ramos, R. Ressler. 2020. Capítulo VI: Tiburones y rayas. En: Perera-Valderrama, S., S. Cerdeira-Estrada, R. Martell-Dubois, L.O. Rosique-de la Cruz, H. Caballero-Aragón, R. Ressler (coords.). *Protocolos de monitoreo de la biodiversidad marina en áreas naturales protegidas del Caribe mexicano*. Conabio. México, pp. 141-155.

Los tiburones y las rayas tienen un papel esencial como depredadores tope y medianos, respectivamente, en los ecosistemas marinos que habitan, y ocupan los últimos eslabones de la cadena trófica (Heithaus *et al.*, 2008); desempeñan funciones de control sobre poblaciones de numerosas especies marinas (Myers *et al.*, 2007), con lo que contribuyen a mantener el equilibrio con sus competidores, garantizando así la diversidad de especies (Myers y Worm, 2005). Su presencia mantiene el equilibrio de las cadenas tróficas en los principales ecosistemas que habitan (Terborgh y Estes, 2010); por ejemplo, su eliminación en el arrecife desencadenaría el conocido efecto en cascada, pues dispararía la proliferación de sus competidores carnívoros, lo cual incidiría negativamente en las poblaciones de sus presas y de sus competidores carnívoros (peces) (Brunnschweiler, 2010). La ausencia de herbívoros, a su vez, conduciría a una proliferación de algas que compiten por el espacio con los corales. Esto podría contribuir a un cambio de fase en el ecosistema hacia un estado dominado por algas (Dulvy *et al.*, 2004).

La pesca de tiburones en México es una actividad importante desde el punto de vista económico y social: se encuentra entre los primeros diez países en producción

mundial y más de 90% de la producción es destinada al consumo nacional (DOF, 2007). Los tiburones, sin embargo, son un recurso pesquero vulnerable y susceptible a la sobrepesca, con un bajo potencial reproductivo, un reducido número de crías, largos periodos de gestación, crecimiento lento y una madurez sexual tardía (Castro, 1993). Por estos motivos, en México, numerosas especies han visto sus poblaciones disminuidas significativamente. A la vez, estas especies son utilizadas como atractivo turístico en varias zonas costeras de México, y su presencia ha sido motivo de creación de ANP en diferentes regiones del país (Hoyos *et al.*, 2014).

En el Caribe mexicano, los tiburones ocupan el cuarto lugar en la producción pesquera (Blanco-Parra *et al.*, 2016). En el estado de Quintana Roo, en 2013, los elasmobranquios representaron 6.5% de la captura total del estado en peso desembarcado (Blanco-Parra *et al.*, 2016). Los tiburones toro (*Carcharhinus leucas*), tigre (*Galeocerdo cuvier*) y martillo (*Sphyrna mokarran*) son tres de las siete especies más capturadas en el Caribe mexicano (Blanco-Parra *et al.*, 2016).

El conocimiento de los patrones de movimiento de los tiburones en el Caribe mexicano permanece incompleto debido a que la gran mayoría de las especies son difíciles de estudiar en su medio (Hoyos *et al.*, 2014). Aún se desconocen varios aspectos biológicos, el uso de hábitat y ecología trófica de estas especies.

El conocimiento de los factores biológicos, geográficos y ambientales responsables de los patrones de distribución, la diversidad y el uso del hábitat de los tiburones puede ayudar a informar a los tomadores de decisiones acerca de las estrategias de manejo (Barker y Schluessel, 2005). En este sentido, es necesario mantener acciones de monitoreo efectivas para estas especies, tanto en su hábitat natural como en sus áreas de reproducción y crianza, que constituyen hábitats críticos para mantener la continuidad del reclutamiento (Heupel *et al.*, 2007).

6.1 INDICADORES BIOLÓGICOS PARA EL MONITOREO DE TIBURONES Y RAYAS Y SUS PROTOCOLOS

6.1.1 Indicador IB1-OC5. Diversidad de especies

En la actualidad, los elasmobranquios (tiburones y rayas) son uno de los grupos de animales marinos más amenazados a nivel mundial (Lucifora *et al.*, 2011). Por esta razón, resulta de vital importancia el conocimiento adecuado de su diversidad (Camhi *et al.*, 2007). El diseño de estrategias de conservación para tiburones y rayas depende del conocimiento básico de la distribución y diversidad de las especies (Barker y Schluessel, 2005). Además, evaluar las poblaciones de tiburones y rayas nos ayuda a determinar qué sitios presentan una mayor complejidad ecológica (Heithaus *et al.*, 2008). Áreas con una riqueza moderada de especies de elasmobranquios han mostrado tener una alta riqueza funcional, lo cual indica que hay especies que tienen funciones únicas dentro de los ecosistemas y, por tanto, tienen una baja redundancia funcional (ecológica) (Hussey *et al.*, 2015). De esta forma, la presencia de varias especies que cumplen un mismo rol ecológico pueden ser indicadoras de una mayor resiliencia del ecosistema (Palumbi *et al.*, 2009).

6.1.2 Indicador IB2-OC5. Abundancia relativa por especie

La abundancia poblacional es un indicador básico para el manejo de un recurso. En el estudio de tiburones y rayas se han desarrollado técnicas que calculan la abundancia relativa por especie, la cual representa la probabilidad de observación e indica su importancia como regulador del ecosistema (Santana-Garcon *et al.*, 2014). La abundancia relativa se calcula a partir de la relación que hay entre el número de individuos observados de una especie y un referente en tiempo, área, arte de pesca o esfuerzo pesquero (Brooks *et al.*, 2011) y es calculada con el fin de conocer el estado de

las poblaciones de tiburones y rayas en una región determinada (Bond *et al.*, 2012). El número de individuos de una población es un indicador del estado de salud de esta y representa un indicador del estado de los ecosistemas debido a las interacciones tróficas que se presentan (Kacev *et al.*, 2017). Cuando disminuye el tamaño de una población de tiburones y rayas se genera un efecto cascada en la cadena trófica y, por tanto, un cambio en la estructura de los ecosistemas con consecuencias para la conservación de la biodiversidad de estos (Myers *et al.*, 2007). Estudios en rayas han demostrado que después de una explotación prolongada ocurren cambios en la cantidad y en la variedad de las especies: especies de tallas grandes desaparecen y aumenta la cantidad de especies pequeñas (Dulvy *et al.*, 2000).

6.1.3 Indicador IB3-OC5.

Proporción de sexos y madurez sexual

En la historia de vida de los tiburones y las rayas, la proporción de sexos y la madurez sexual determinan determinan la resiliencia de sus poblaciones ante las amenazas antropogénicas y sirven como indicadores del riesgo que tienen las especies a la extinción o a la disminución drástica de sus poblaciones (Carrier *et al.*, 2012). La proporción de sexos permite conocer la capacidad de incremento de su población o potencial reproductivo (Smith *et al.*, 1998). Una proporción 1:1 entre machos y hembras adultas en determinado sitio puede indicar que se trata de una zona de apareamiento o un área de crianza (Salomón-Aguilar *et al.*, 2009). Además, es importante conocer si existe segregación por sexo, puesto que se ha comprobado que machos y hembras pueden tener una función trófica distinta en cada ecosistema (Mucientes *et al.*, 2009). Junto con la proporción de sexos, la madurez sexual ayuda a conocer el potencial reproductivo de las especies (Stehmann, 2002); brinda información sobre potenciales áreas de crian-

za y zonas de reproducción (Heupel *et al.*, 2007); es un índice básico para manejar las poblaciones de tiburones y rayas en áreas prioritarias o vulnerables, y permite generar modelos poblacionales que permitan predecir el futuro de las especies (Stehmann, 2002).

6.1.4 Indicador IB4-OC5.

Estructura de tallas de la población

Conocer la conformación de tallas de una población es fundamental para predecir el efecto de actividades antropogénicas, como la sobrepesca, en estos organismos (Stevens *et al.*, 2000). Los tiburones y las rayas se caracterizan por tener un crecimiento lento, por lo que la pérdida de organismos de tallas grandes implica un riesgo elevado para la población (Kacev *et al.*, 2017). La estructura de tallas permite conocer las características estructurales de la población, en cuanto a grupos de edades, identificar zonas de distribución de neonatos, juveniles y adultos, e identificar zonas de crianza que requieren una protección especial (Cailliet *et al.*, 2006).

6.1.5 Indicador IB5-OC5.

Composición específica de la dieta

Los elasmobranquios son frecuentes depredadores tope de los ecosistemas en que habitan (Myers *et al.*, 2007). La posición de los tiburones en la parte superior de muchas redes alimentarias marinas juega un papel importante en la regulación (Baum y Worm, 2009). La información sobre la composición de sus dietas es esencial para entender las relaciones tróficas y los flujos de energía dentro de los ecosistemas (Weatherbee *et al.*, 2004). Asimismo, esta información sirve para entender la historia natural, la función en el ecosistema marino y el impacto en la depredación de una especie en particular (Kacev *et al.*, 2017). Un nicho trófico más amplio sugiere que la especie tiene la capacidad de buscar sus alimentos en un espacio geográfico más amplio y de fuentes distintas; por el contra-

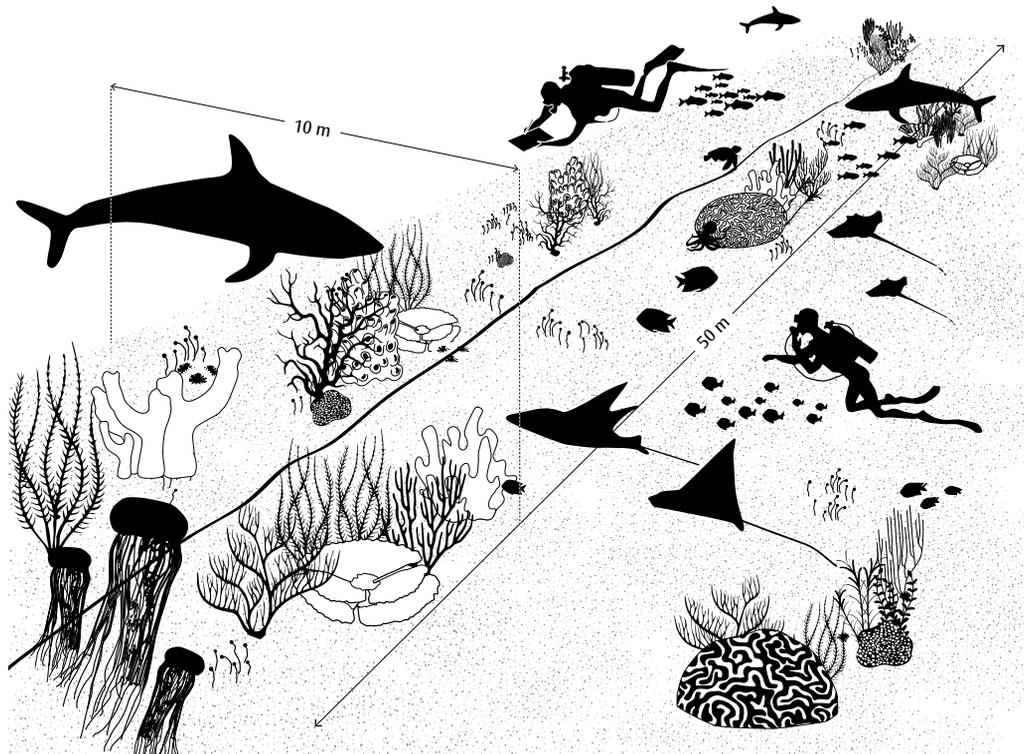


Figura 6.1 Transectos en banda de 50 metros para el monitoreo de tiburones.

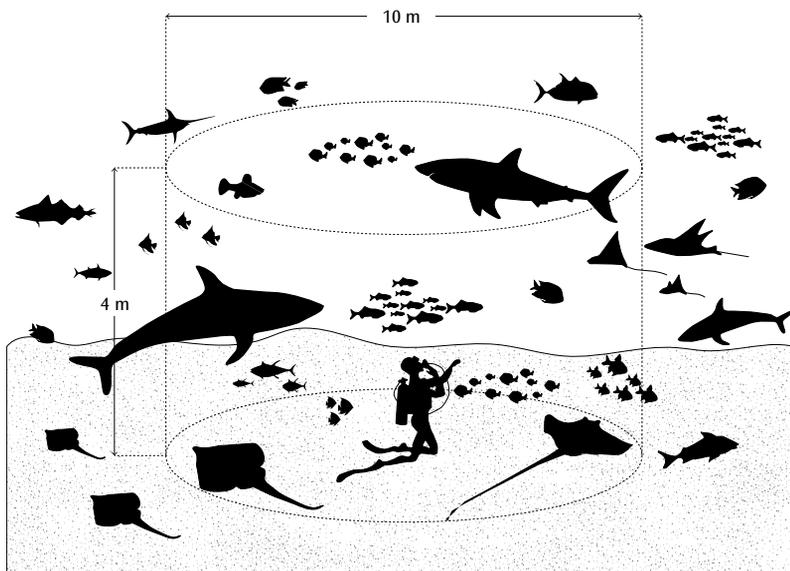


Figura 6.2 Censos de barrido para el monitoreo de tiburones.

rio, un nicho trófico más restringido indica que la especie es más vulnerable (Sunday *et al.*, 2015).

6.1.6 Protocolos para la medición de los indicadores del IB1-OC5 al IB5-OC5

6.1.6.1 Monitoreo de recorrido (submarino y aéreo)

1. Realizar, dos o tres veces al año (en diferentes épocas) en cada sitio. Utilizar dos observadores por transecto con equipo de buceo autónomo.
2. Realizar seis transectos en banda de 50 m de largo en línea recta por 10 m de ancho (figura 6.1). La distancia entre transectos y la ubicación de los mismos (paralelos o uno a continuación del otro) dependerá de las características del sitio de muestreo. Se recomienda mantener una distancia mínima de 5 m entre transectos.
3. Realizar además dos censos estacionarios en punto fijo (figura 6.2), al inicio y al final de cada transecto, los cuales consisten en registrar todos los tiburones y las

**Cuadro 6.1 Planilla de registro de datos de tiburones y rayas.
Censos submarinos**

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR	
Nombre: _____	E-mail (opcional): _____
País: _____	Institución / Organización (opcional): _____

INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO	
Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____	Nombre del sitio: _____
Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
(Fin) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
Profundidad (m ___ / ft ___): _____	Prof. medida con: Computador buceo ___ Sonar ___ Cuerda ___ Visual ___
Visibilidad / transparencia - Vertical (m ___ / ft ___): _____	Método de medición: Disco Secchi ___ Visual ___
País: _____	Estado / Provincia: _____
Población cercana: _____	Área natural protegida (ANP): Si ___ No ___
Nombre del ANP: _____	
Temperatura del agua (°C ___ / °F ___): _____	Temperatura del agua medida en: Superficie ___ Fondo ___
Temperatura del agua medida con: Computadora de buceo ___ Termómetro ___	
Tipo de fondo: Arrecife ___ Pastos marinos ___ Algas ___ Arena ___	
Fuerza de la corriente: Fuerte ___ Media ___ Regular ___	

Especie	Sexo	Madurez	Talla estimada	Posición respecto al observador	Distancia respecto al observador	Número foto

rayas que están presentes dentro de un cilindro de 10 m de diámetro y 4 m de altura, durante 5 minutos. De esa forma se estimará la diversidad, abundancia y densidad de tiburones para cada sitio.

4. Si se puede realizar el censo aéreo, utilizar un vehículo no tripulado o dron en transectos de 15 minutos en la misma área donde se realicen los censos submarinos. Con una ruta definida será posible determinar la abundancia y densidad de tiburones en cada sitio.
5. En cada recorrido anotar la siguiente información (cuadro 6.1):
 - Fecha del recorrido.
 - Hora del recorrido.
 - Coordenadas iniciales del sitio de monitoreo.
 - Temperatura superficial del mar.
 - Fuerza de corriente.

- Visibilidad estimada en metros.
 - Tiempo de vuelo y distancia recorrida (para recorrido aéreo).
6. Registrar para cada individuo (tiburones y rayas) (cuadro 6.1):
 - Especie. Debe contar con una guía de campo para la identificación de las especies. Se deberá tomar fotografías para apoyar la identificación.
 - Sexo. De acuerdo con la presencia de gonopterigios en machos (figura 6.3).
 - Madurez. De acuerdo con la talla y marcas de reproducción.
 - Talla estimada. La talla furcal, es decir, del morro a la base de la aleta caudal. Se utilizarán dos láser para calcular la talla mediante fotometría.
 - Posición y distancia del individuo con respecto al observador.
 - Fotografía del individuo.

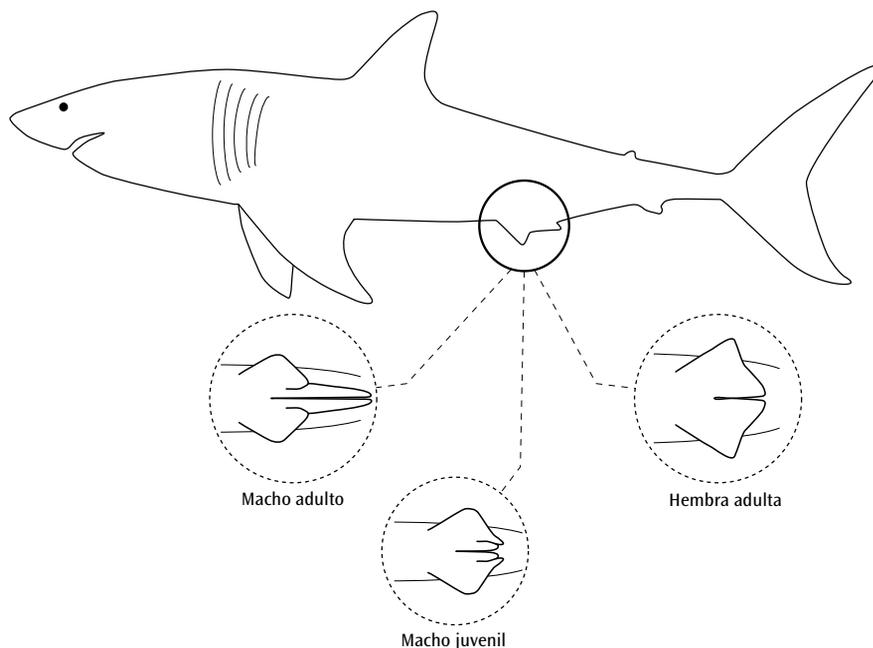


Figura 6.3 Dimorfismo sexual en tiburones y rayas.

Cuadro 6.2 Planilla de registro de datos de tiburones y rayas. Monitoreo mediante análisis de capturas

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR
 Nombre: _____ E-mail (opcional): _____
 País: _____ Institución / Organización (opcional): _____

INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO
 Fecha (dd/mm/aa): ___/___/___ Nombre del sitio: _____
 Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____
 (Fin) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____
 Profundidad (m ___ / ft ___): _____ Profundidad medida con: Computador buceo ___ Sonar ___ Cuerda ___ Visual ___
 Visibilidad / transparencia - Vertical (m ___ / ft ___): _____ Método de medición: Disco Secchi ___ Visual ___
 País: _____ Estado / Provincia: _____
 Población cercana: _____ Área natural protegida (ANP): Sí ___ No ___
 Nombre del ANP: _____
 Temperatura del agua (°C ___ / °F ___): _____ Temperatura del agua medida en: Superficie ___ Fondo ___
 Temperatura del agua medida con: Computadora de buceo ___ Termómetro ___
 Tipo de fondo: Arrecife ___ Pastos marinos ___ Algas ___ Arena ___
 Volumen de captura: ___ Esfuerzo de pesca: ___

Especie	Sexo	Peso	Tiburones				Rayas			Número de foto	Longitud del gonopterio	Estado del gonopterio	Presencia de ovocitos fecundados	Diámetro de ovocito >	Número de embriones	Sexo embriones
			L	L	L	L	L	A	L							

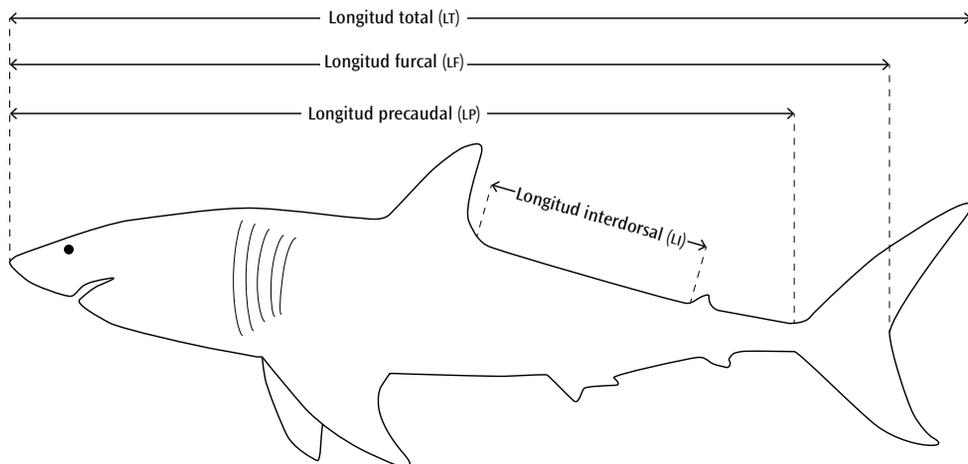


Figura 6.4 Mediciones morfológicas en tiburones. Longitud total (LT), longitud furcal (LF), longitud precaudal (LP), longitud interdorsal (LI).

6.1.6.2 Monitoreo mediante análisis de capturas

Este monitoreo se puede realizar de dos maneras: acompañando cuando sea posible a los pescadores en las jornadas de pesca o en los sitios de desembarco de las pesquerías costeras.

1. De cada viaje de pesca anotar (cuadro 6.2):
 - Volumen de captura (kg).
 - Fauna acompañante de la captura
 - Esfuerzo de pesca (tamaño del arte, número de anzuelos, tiempo de calado).
2. Durante el levante del arte (palangre o red de enmalle) o en los desembarcos, registrar para cada individuo (tiburones y rayas) (cuadro 6.2):
 - Fecha de la captura.
 - Hora de la captura.
 - Especie.
 - Fotografía de la especie.
 - Peso.
 - Morfometría (tiburones) (figura 6.4).
 - Longitud total (LT).
 - Longitud furcal (LF).
 - Longitud precaudal (LP).
 - Longitud interdorsal (LI).
 - Morfometría (rayas) (figura 6.5).
 - Longitud del disco (LD).
 - Ancho del disco (AD).
 - Longitud total (LT) en el caso de especies con pedúnculo caudal.

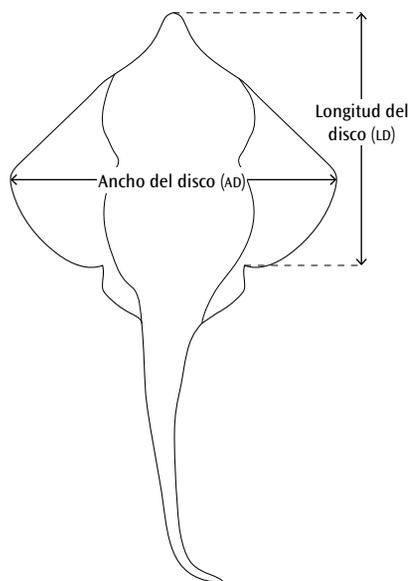


Figura 6.5 Mediciones morfológicas a rayas. longitud del disco (LD), ancho del disco (AD).

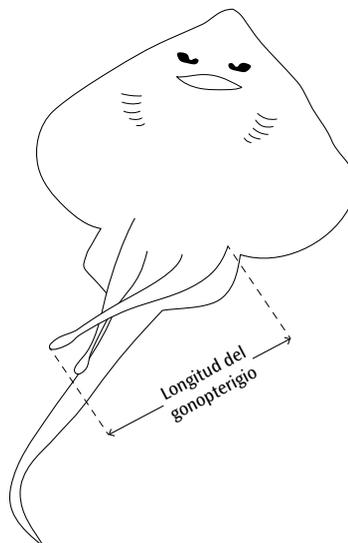


Figura 6.6 Longitud del gonopterigio.

Figura 6.7 Presencia de ovocitos maduros en los tiburones y rayas capturados (para hembras).
FOTO: ALEXEI RUIZ ABIERNO



Figura 6.8 Presencia de embriones en hembras de tiburones capturados. FOTOS: ALEXEI RUIZ ABIERNO

- Peso.
- Sexo (figura 6.3).
- Longitud del gonopterigio (para machos) desde el punto de inserción en la aleta o cloaca hasta la punta (figura 6.6).
- Grado de calcificación del gonopterigio (para machos).
- Presencia de ovocitos fecundados (para hembras) (figura 6.7).
- Diámetro de ovocito más grande (para hembras).
- Número de embriones (para hembras) (figura 6.8).
- Sexo de los embriones (para hembras)
- Tamaño de los embriones y del saco vitelino si está presente.

6.1.6.3 Monitoreo utilizando dispositivos remotos de video con carnada (BRUVS)

Con el fin de evaluar la presencia de los tiburones en diferentes ambientes, se utilizarán dos tipos de dispositivos: 1) bentónicos y 2) pelágicos a la deriva.

Los BRUVS bentónicos se ubicarán en sitios de monitoreo que incluyan diferentes hábitats, desde lagunas arrecifales hasta pendientes arrecifales. Se pueden colocar sobre el fondo marino o a un metro de este. Consisten en una estructura que sirve de base para el sistema de grabación de video (por lo general, cámara GoPro), una pesa de plomo, un contenedor con carnada para atraer a las especies de peces, tiburones y rayas (ej. tiburón toro, gata, gris de arrecife, raya



blanca, etc.) y un sistema de líneas y boyas que mantiene el dispositivo a la vista desde la superficie (Shortis *et al.*, 2007; figura 6.9).

Los BRUVS pelágicos (en inglés, mid-water BRUVS), a diferencia de los BRUVS bentónicos, se colocan en la columna de agua y se desplazan en dirección de la corriente (figura 6.10). Consisten en sistemas de estabilización, flotación, grabación de video y un contenedor de carnada. La estabilización es proporcionada por las boyas superficiales, unidas mediante una línea madre y pesos en el extremo de la base, los cuales mantienen estables los equipos a una profundidad de 10 m, dependiendo de la velocidad de la corriente. De una a tres boyas mantienen las plataformas a flote, y están conectadas a la base. El sistema de video consiste en una cámara de video Go-Pro con dos láser paralelos a una distancia de 50 cm, para la obtención de tallas

en un posterior análisis (figura 6.11). Este tipo de BRUVS permite evaluar ambientes completamente pelágicos y registrar especies como el tiburón zorro, tiburón piloto, marlín rayado, pez vela.

- Durante la ubicación de los dispositivos, anotar (cuadro 6.3):
 - Temperatura.
 - Hábitat.
 - Profundidad.
 - Fuerza de corriente.
 - Visibilidad.
 - Oxígeno disuelto.
 - Salinidad.
- Durante el análisis de los videos que se hace cuadro a cuadro, anotar (cuadro 6.3):
 - Número de individuos por especie.

A partir de los videos obtenidos se calcula la abundancia máxima relativa, dada

Figura 6.9 Dispositivos remotos (BRUVS) bentónicos: a) dispositivo, b) colocación de un dispositivo desde la embarcación y c) imágenes obtenidas del dispositivo colocado en el fondo de un arrecife. FOTOS: DORKA COBIÁN ROJAS/PNG

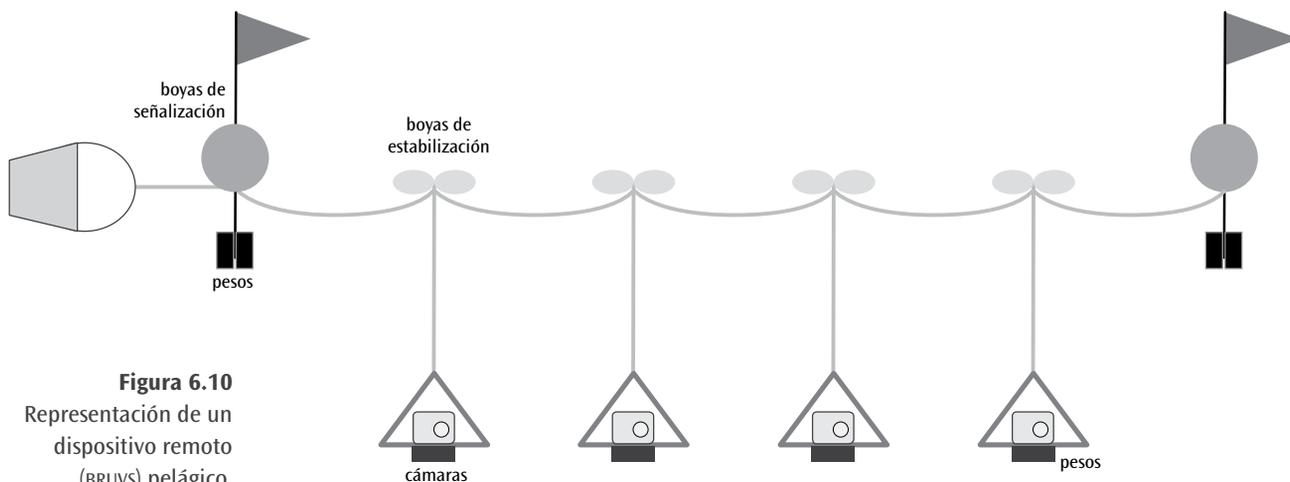


Figura 6.10
Representación de un
dispositivo remoto
(BRUVS) pelágico.

Cuadro 6.3 Planilla de registro de datos de tiburones y rayas. BRUVS

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR		
Nombre: _____ E-mail (opcional): _____		
País: _____ Institución / Organización (opcional): _____		
INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO		
Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____ Nombre del sitio: _____		
Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____		
(Fin) Latitud (N/+): _____ Longitud (W/-): _____		
Hora lance: _____ Hora recogida: _____		
Profundidad (m __ / ft __): _____ Profundidad medida con: Computador buceo __ Sonar __ Cuerda __ Visual __		
Visibilidad / transparencia - Vertical (m __ / ft __): _____ Método de medición: Disco Secchi __ Visual __		
País: _____ Estado / Provincia: _____		
Población cercana: _____ Área natural protegida (ANP): Sí __ No __		
Nombre del ANP: _____		
Temperatura del agua (°C __ / °F __): _____ Temperatura del agua medida en: Superficie __ Fondo __		
Temperatura del agua medida con: Computadora de buceo __ Termómetro __		
Tipo de fondo: Arrecife __ Pastos marinos __ Algas __ Arena __		
Fuerza corriente: _____ Oxígeno disuelto: _____ Salinidad: _____		
<i>Especie</i>	<i>Número de individuos</i>	<i>Minuto del video</i>

por el número máximo de individuos de cada especie que aparecen juntos al mismo tiempo en una toma o cuadro (MaxN).

Una vez obtenida la abundancia relativa (MaxN) en cada video, es posible realizar una estimación de la diversidad de especies, considerando el número de tibu-

rones y rayas por especie y número total, registrados en cada sitio.

Con base en los individuos en los que es posible determinar el sexo, se calculará una proporción entre machos y hembras.

De acuerdo con la talla, las marcas de apareamiento y la presencia de gonopter-



Figura 6.11
Dispositivos remotos (BRUVS) pelágicos a) Materiales necesarios para armar el dispositivo; b) lance del dispositivo, y c) tipo de resultado en video. FOTOS: MIGUEL GRAU

gios desarrollados (en el caso de los machos), será posible establecer la proporción de individuos adultos y juveniles para cada sitio.

Utilizando los datos de los censos submarinos y las estimaciones mediante BRUVS, será posible realizar una estimación general de la estructura de tallas de la población.

La precisión de los indicadores dependerá de cuántos individuos son registrados para cada especie y cuántos pudieron ser medidos de manera precisa. En caso de que se observe solo un individuo, su medición no es representativa de la población. En cambio, cuando se tienen varias mediciones, es posible estimar la estructura de tallas de la población.

6.1.6.4 Monitoreo ciudadano (guías de buceo o pescadores)

Para realizar este monitoreo se solicita a guías de buceo o pescadores con experiencia

en el área de estudio que, en caso de avistar individuos de tiburones o rayas durante su salida de buceo o de pesca, reporten la siguiente información (cuadro 6.4):

- Fecha del avistamiento o de la captura.
- Hora del avistamiento o de la captura.
- Nombre del sitio de avistamiento.
- Coordenadas del sitio de captura.
- Nombre común de la especie.
- Número de individuos.
- Fotografía de la especie.
- Morfometría.
 - Longitud total (LT).

6.2 MATERIALES Y EQUIPO NECESARIOS

- Equipo de buceo libre o autónomo
- Cinta métrica
- Tabla de anotar

Cuadro 6.4 Planilla de registro de datos de tiburones y rayas.
Monitoreo ciudadano (buzos)

INFORMACIÓN DEL OBSERVADOR	
Nombre: _____	E-mail (opcional): _____
País: _____	Institución / Organización (opcional): _____

INFORMACIÓN DEL SITIO OBSERVADO	
Fecha (dd/mm/aa): ____/____/____	Nombre del sitio: _____
Coordenadas GPS: (Inicio) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
(Fin) Latitud (N/+): _____	Longitud (W/-): _____
Profundidad (m __ / ft __): _____	Profundidad medida con: Computador buceo ____ Sonar ____ Cuerda ____ Visual ____
Visibilidad / transparencia - Vertical (m __ / ft __): _____	Método de medición: Disco Secchi ____ Visual ____
País: _____	Estado / Provincia: _____
Población cercana: _____	Área natural protegida (ANP): Si ____ No ____
Nombre del ANP: _____	
Temperatura del agua (°C __ / °F __): _____	Temperatura del agua medida en: Superficie ____ Fondo ____
Temperatura del agua medida con: Computadora de buceo ____ Termómetro ____	
Tipo de fondo: Arrecife ____ Pastos marinos ____ Algas ____ Arena ____	

Especie	Longitud total estimada

- Pesas de plomo (2 libras cada una)
- Línea cúbica de plástico tipo palangre
- Cabos para los BRUVS
- Tubos de PVC
- GPS
- Sonda de conductividad, temperatura y profundidad (CTD)
- Boyas
- Anzuelos
- Cámaras (GoPro)
- Armazón de acero inoxidable para cámaras remotas
- Carnada
- Cemento

REFERENCIAS

Barker, M.J. y V. Schluessel. 2005. Managing global shark fisheries: suggestions for prioritizing management strategies. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems* 15(4): 325-347.

Baum, J.K. y B. Worm. 2009. Cascading top-down

effects of changing oceanic predator abundances. *Journal of Animal Ecology* 78(4): 699-714.

Blanco-Parra, M.P., C.A. Niño-Torres, A. Ramírez González y E. Sosa Cordero. 2016. Tendencia histórica de la pesquería de elasmobranquios en el estado de Quintana Roo, México. *Revista Ciencia Pesquera* 24: 115-120.

Bond, M.E., E.A. Babcock, E.K. Pikitch, D.L. Abercrombie, N.F. Lamb y D.D. Chapman. 2012. Reef sharks exhibit site-fidelity and higher relative abundance in marine reserves on the Mesoamerican Barrier Reef. *PLoS one* 7(3): e32983.

Brooks, E.J., K.A. Sloman, D.W. Sims y A.J. Danylchuk. 2011. Validating the use of baited remote underwater video surveys for assessing the diversity, distribution and abundance of sharks in the Bahamas. *Endangered Species Research* 13(3): 231-243.

Brunnschweiler, J.M. 2010. The Shark Reef Marine Reserve: a marine tourism project in Fiji involving local communities. *Journal of Sustainable Tourism* 18(1): 29-42.

Cailliet, G.M., W.D. Smith, H.F. Mollet y K.J. Goldman. 2006. Age and growth studies of chondrichthyan fishes: the need for consistency in terminology,

- verification, validation, and growth function fitting. *Environmental Biology of Fishes* 77(3-4): 211-228.
- Camhi, M.D., S.V. Valenti, S.V. Fordham, S.L. Fowler y C. Gibson. 2007. *The Conservation Status of Pelagic Sharks and Rays: Report of the IUCN Shark Specialist Group Pelagic Shark Red List Workshop*. IUCN Species Survival Commission Shark Specialist Group. Newbury.
- Carrier, J.C., J.A. Musick y M.R. Heithaus. 2012. *Biology of sharks and their relatives*. CRC press.
- Castro, J. 1993. The shark nursery of Bulls Bay, South Carolina, with a review of the shark nurseries of the southeastern coast of the United States. *Env. Biol. Fish.* 38: 37-48.
- DOF. 2007. Norma Oficial Mexicana NOM-029-PESC-2006, Pesca responsable de tiburones y rayas. Especificaciones para su aprovechamiento. Ciudad de México, México.
- Dulvy, N.K., R.P. Freckleton y N.V. Polunin. 2004. Coral reef cascades and the indirect effects of predator removal by exploitation. *Ecology letters* 7(5): 410-416.
- Dulvy, N.K., J.D. Metcalfe, J. Flanville, M.G. Pawson y J.D. Reynolds. 2000. Fishery stability, local extinctions, and shifts in community structure in skates. *Conservation Biology* 14(1): 283-293.
- Heithaus, M.R., A. Frid, A.J. Wirsing y B. Worm. 2008. Predicting ecological consequences of marine top predator declines. *Trends in ecology & evolution* 23(4): 202-210.
- Heupel, M.R., J.K. Carlson y C.A. Simpfendorfer. 2007. Shark nursery areas: concepts, definition, characterization and assumptions. *Marine Ecology Progress Series* 337: 287-297.
- Hoyos, M., J. Loria, L. Lombardo, A. Maklovic y A. Antoniou. 2014. *Informe de las actividades del proyecto: Patrones de movimiento del tiburón toro (Carcharhinus leucas) en Quintana Roo y sus áreas de crianza en el Caribe mexicano*. Proyecto No. Conanp/Procedes/3051/2014. Conanp. Cancún, México.
- Hussey, N.E., M.A. MacNeil, M.C. Siple, B.N. Popp, S.F. Dudley y A.T. Fisk. 2015. Expanded trophic complexity among large sharks. *Food Webs* 4: 1-7.
- Kacev, D., T.J. Sippel, M.J. Kinney, S.A. Pardo y C.G. Mull. 2017. An introduction to modelling abundance and life history parameters in shark populations. *Advances in marine biology* 78: 45-87.
- Lucifora, L.O., V.B. García y B. Worm. 2011. Global diversity hotspots and conservation priorities for sharks. *PLoS One* 6(5): e19356.
- Mucientes, G.R., N. Queiroz, L.L. Sousa, P. Tarroso y D.W. Sims. 2009. Sexual segregation of pelagic sharks and the potential threat from fisheries. *Biology Letters* rsbl-2008.
- Myers, R.A., J.K. Baum, T.D. Shepherd, S.P. Powers y C.H. Peterson. 2007. Cascading effects of the loss of apex predatory sharks from a coastal ocean. *Science* 315(5820): 1846-1850.
- Myers, R.A. y B. Worm. 2005. Extinction, survival or recovery of large predatory fishes. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological Sciences* 360(1453): 13-20.
- Palumbi, S.R., P.A. Sandifer, J.D. Allan, M.W. Beck, D.G. Fautin, M.J. Fogarty, J.J. Stachowicz. 2009. Managing for ocean biodiversity to sustain marine ecosystem services. *Frontiers in Ecology and the Environment* 7(4): 204-211.
- Salomón-Aguilar, C.A., C.J. Villavicencio-Garayzar y H. Reyes-Bonilla. 2009. Shark breeding grounds and seasons in the Gulf of California: fishery management and conservation strategy. *Ciencias Marinas* 35(4).
- Santana-Garcon, J., M. Braccini, T.J. Langlois, S.J. Newman, R.B. McAuley y E.S. Harvey. 2014. Calibration of pelagic stereo-BRUVs and scientific longline surveys for sampling sharks. *Methods in Ecology and Evolution* 5(8): 824-833.
- Smith, S.E., D.W. Au y C. Show. 1998. Intrinsic rebound potentials of 26 species of Pacific sharks. *Marine and Freshwater Research* 49(7): 663-678.
- Stehmann, M.F. 2002. Proposal of a maturity stages scale for oviparous and viviparous cartilaginous fishes (Pisces, Chondrichthyes). *Archive of Fishery and Marine Research* 50(1): 23-48.
- Stevens, J.D., R. Bonfil, N.K. Dulvy y P.A. Walker. 2000. The effects of fishing on sharks, rays, and chimaeras (chondrichthyans), and the implications for marine ecosystems. *ICES Journal of Marine Science* 57(3): 476-494.
- Sunday, J.M., G.T. Pecl, S. Frusher, A.J. Hobday, N. Hill, N.J. Holbrook y R.A. Watson. 2015. Species traits and climate velocity explain geographic range shifts in an ocean-warming hotspot. *Ecology letters* 18(9): 944-953.
- Terborgh, J. y J.A. Estes. 2010. *Trophic Cascades: Predators, Prey and the Changing Dynamics of Nature*. Island Press, Washington D.C.
- Wetherbee, B.M., E. Cortés y J.J. Bizzarro. 2004. Food consumption and feeding habits. En: Carrier, J.C., J.A. Musick y M.R. Heithaus (eds.). *Biology of Sharks and their Relatives*. CRC press. 225-246.

Autores

Alva-Basurto, Jorge Christian

Álvarez-Filip, Lorenzo

Blanco-Parra, María del Pilar
Caballero-Aragón, Hansel
Cerdeira-Estrada, Sergio
Francisco-Ramos, Vanessa

Herrera-Pavón, Roberto
Herrera-Silveira, Jorge
Hoyos-Padilla, Edgar Mauricio
Ketchum, James
Lara-Lizardi, Frida
Martell-Dubois, Raúl
Perera-Valderrama, Susana
Ressl, Rainer
Reyes-Bonilla, Héctor
Rodríguez-Zúñiga, María Teresa
Rosique-de la Cruz, Laura O.
Santamaría-del Ángel, Eduardo
Van Tussenbroek, Brigitta I.

Villeda-Chávez, Edgar
Zamora-Vilchis, Itzel

Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo – Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas

*Unidad Académica de Sistemas Arrecifales, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, Puerto Morelos
Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, Universidad de Quintana Roo
Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo – Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas*

*El Colegio de la Frontera Sur
Centro de Investigación y de Estudios Avanzados*

Pelagios Kajunjá

Pelagios Kajunjá

Pelagios Kajunjá

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad

Universidad Autónoma de Baja California Sur, La Paz

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad

Universidad Autónoma de Baja California, Ensenada

Unidad Académica de Sistemas Arrecifales, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, Puerto Morelos

Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad

Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, Universidad de Quintana Roo

Colaboradores

Acosta-González, Gilberto
Banaszak, Anastazia

Bejarano, Marylin
Brito-Bermúdez, Abelardo
Caballero-Vázquez, José Adán
Cabanillas-Terán, Nancy
Carrillo, Laura
Cobián Rojas, Dorka
Connor, Sarah
Fulton, Stuart

Centro de Investigación Científica de Yucatán

Unidad Académica de Sistemas Arrecifales, Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, Puerto Morelos

Pronatura Sur, A.C.

Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas

Centro de Investigación Científica de Yucatán

El Colegio de la Frontera Sur – Chetumal

El Colegio de la Frontera Sur – Chetumal

Parque Nacional Guanahacabibes, Cuba

Iniciativa de Turismo del Arrecife Mesoamericano

Comunidad y Biodiversidad, A.C.

García-Rivas, María del Carmen
Garza-Pérez, Rodrigo
Gómez-Hernández, Yadira
Gómez-Lozano, Ricardo
González-Baca, Arturo
González-González, Arturo
González-Posada, Alba
Hernández-Arana, Héctor
Hernández-Palacio, Nayeli
Hernández-Terrones, Laura
Herrera-Silveira, Jorge
Ibarra-Navarro, Roberto
López-Alcaide, Saúl
Loreto, Rosa María
Maldonado, Gisela
Marcos-Benítez, Hunahpú

Mariño-Tapia, Ismael
Omar Ortiz-Moreno, Felipe Ángel
Padilla, Claudia
Rojas-Montiel, Bárbara
Rueda-Flores, Marisol
Santos-González, Teresa Patricia
Soto, Mélina
Van Tussenbroek, Brigitta I.

Vega-Zepeda, Alejandro
Vera-Vázquez, Elisa

Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
Universidad Nacional Autónoma de México
Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
El Colegio de la Frontera Sur -Chetumal
Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
Centro de Investigación Científica de Yucatán
Centro de Investigación y de Estudios Avanzados
Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
Amigos de Sian Ka'an
Grupo Tortuguero del Caribe
Unidad Académica de Sistemas Arrecifales, Instituto de Ciencias del Mar y
Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, Puerto Morelos
Universidad Nacional Autónoma de México
Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura
Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
Iniciativa Arrecifes Saludables para Gente Saludable
Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas
Iniciativa Arrecifes Saludables para Gente Saludable
Unidad Académica de Sistemas Arrecifales, Instituto de Ciencias del Mar y
Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, Puerto Morelos
El Colegio de la Frontera Sur – Chetumal
Unidad Académica de Sistemas Arrecifales, Instituto de Ciencias del Mar y
Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, Puerto Morelos



CONABIO
COMISIÓN NACIONAL PARA
EL CONOCIMIENTO Y USO
DE LA BIODIVERSIDAD



MEDIO AMBIENTE
SECRETARÍA DE MEDIO AMBIENTE Y RECURSOS NATURALES



CONANP
COMISION NACIONAL DE ÁREAS
NATURALES PROTEGIDAS



Pelagios
KAKUNJÁ
marine conservation