



PROTOCOLO PARA LA RESTAURACIÓN DE ARRECIFES Y COMUNIDADES CORALINAS DE COSTA RICA 2020

Implementado por

giz Deutsche Gesellschaft
für Internationale
Zusammenarbeit (GIZ) GmbH

En cooperación de





Protocolo para la restauración de arrecifes y comunidades coralinas de Costa Rica

Publicado por

Deutsche Gesellschaft für

Internationale Zusammenarbeit (GIZ) GmbH

Domicilios de la empresa

Bonn y Eschborn, Alemania

Proyecto: “Desarrollo de un mecanismo financiero innovador para la conservación de arrecifes de coral en República Dominicana” financiado por el Fondo de Cooperación Triangular para América Latina y el Caribe.

Agencia San José, Costa Rica.



Tel. + 506 2520 1535



Fax + 506 (0)00 123 456 789



www.giz.de

Versión

Marzo, 2020

Diseño

Plasmático media lab.

Créditos fotográficos

Foto de portada: Tatiana Villalobos - Otras: Raising Coral Costa Rica (RCCR)



Texto

José Andrés Marín Moraga, Raising Coral Costa Rica (RCCR)

Tatiana Villalobos Cubero, RCCR

Joanie Kleypas, RCCR

Revisores

Carlos Roberto Pérez Reyes, Instituto Nacional de Aprendizaje (INA)

Jenny Asch, Sistema Nacional de Áreas de Conservación (SINAC)

Jorge Cortés Núñez, Centro de Investigación en Ciencias del Mar y Limnología (CIMAR)

Juan José Alvarado Barrientos, Centro de Investigación en Ciencias del Mar y Limnología (CIMAR)

Katherine Evans, Marine Conservation Costa Rica

Mauricio Méndez Venegas, Áreas de Conservación Tempisque (ACT)

Mauricio Solano Fernández, Cooperación Alemana para el Desarrollo, GIZ

Mónica Gutiérrez, Península Papagayo

Natalia Corrales, Parque Marino del Pacífico

Natalia Solís-Miranda, Cooperación Alemana para el Desarrollo, GIZ

Citarlo como:

SINAC-GIZ. 2020. Protocolo para la restauración de arrecifes y comunidades coralinas de Costa Rica.

San José, Costa Rica.

Esta publicación ha sido desarrollada con la asistencia del Ministerio Federal Alemán de Cooperación Económica y Desarrollo (BMZ). El contenido de esta es responsabilidad única de la administración del programa y no refleja necesariamente la visión u opiniones de la Unión Europea o el BMZ.



PREFACIO

El siguiente documento está dirigido a funcionarios del Sistema Nacional de Áreas de Conservación (SINAC), a organizaciones no gubernamentales sin fines de lucro (ONG) afines al mar, a centros académicos, centros de buceo y en general a cualquier persona amante del océano, entusiasta de los ecosistemas coralinos y su conservación.

La restauración coralina es una novedosa forma de mejorar el estado de los ecosistemas arrecifales y una opción entre las medidas de adaptación ante los efectos del cambio climático. Este nuevo acercamiento de carácter participativo presume un horizonte de acción lleno de posibilidades para la ciencia, la sociedad y en general del bienestar humano, además de representar una nueva oportunidad para integrar conceptos e ideas que en otras ocasiones han quedado rezagados, como la educación marina.

Mediante este documento se pretenden articular los motivos que impulsan a los esfuerzos de restauración coralina, desde el ámbito teórico, así como del práctico, tomando como base las técnicas y resultados del proyecto de restauración coralina desarrollado en Golfo Dulce, Costa Rica por la Asociación Raising Coral Costa Rica (RCCR), y en conjunto con el Centro de

Investigación en Ciencias del Mar y Limnología de la Universidad de Costa Rica (CIMAR/UCR). Desde el punto de vista práctico, ofrece una guía detallada de los requerimientos mínimos a considerar por cualquier propuesta que aspire el desarrollo de un proyecto de restauración coralina en Costa Rica, con el fin de prevenir la mala planificación y el consecuente desarrollo de proyectos inadecuados, que podrían tener efectos contraproducentes sobre los ecosistemas arrecifales.

Agradecemos el apoyo de las instituciones y organizaciones que respaldaron la creación de este documento, bajo la consigna de operar de la manera adecuada para y por los arrecifes y comunidades coralinas del país:

Cooperación Alemana para el Desarrollo, GIZ Asociación Raising Coral Costa Rica (RCCR) Centro de Investigación en Ciencias del Mar y Limnología (CIMAR), Universidad de Costa Rica.

Península de Papagayo

Atentamente,

MBA. Grettel Vega Arce

Directora Ejecutiva
SINAC-MINAE



Restaurando la vibrante vida de los océanos

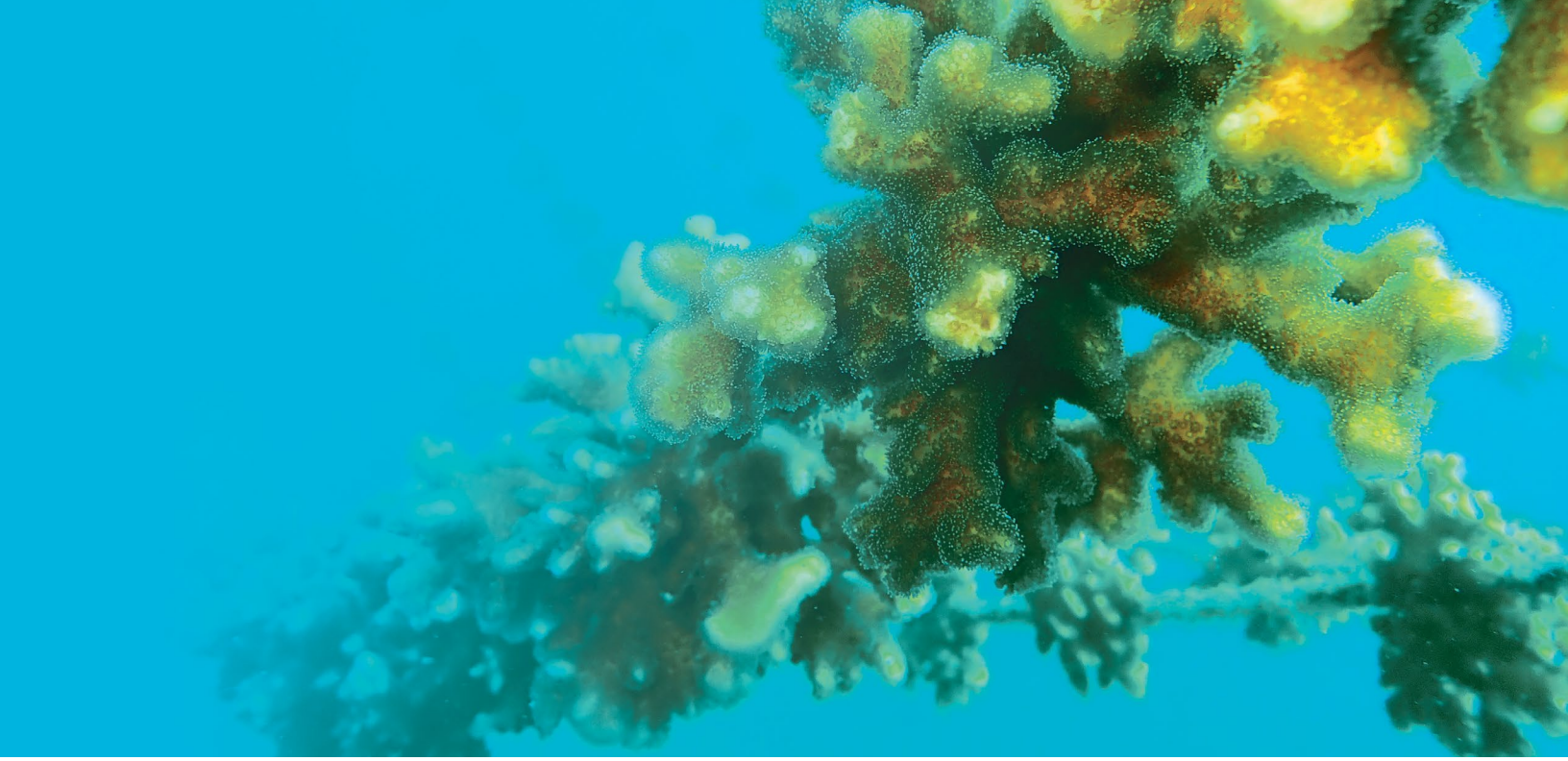
Durante mucho tiempo, el enfoque principal de la conservación ha estado dirigido a la protección de los diferentes servicios ecosistémicos terrestres. Afortunadamente, cada vez más se está apoyando la idea de que los océanos son parte fundamental de nuestras vidas y que no debemos ignorarlos.

Ahora, reconocemos que el 70% de nuestro planeta es agua y que gran parte del oxígeno que respiramos, los alimentos que consumimos y la biodiversidad marina que nos asombra con frecuencia, se lo debemos a nuestros océanos.

Algo que a muchos nos llama la atención y apreciamos cada vez que tenemos la oportunidad de observar un documental o disfrutarlo en vivo, son los colores vibrantes, la gran

abundancia y riqueza marina que se puede ver alrededor de los arrecifes de coral. Al ver esto, deseamos que estos paisajes marinos se mantengan así para siempre. No obstante, la realidad de estos ecosistemas es otra y sus colores se están apagando poco a poco por nuestra causa. Ante esto, Costa Rica se comprometió en el 2019, firmando el Decreto Ejecutivo N° 41774-MINAE, para “La promoción de una iniciativa de restauración y conservación para la recuperación de los ecosistemas coralinos”. A pesar de la firma de este decreto, existía un vacío de procedimientos y metodologías para propiciar la restauración y la jardinería coralina, de ahí, surge la necesidad de crear un protocolo que brinde información sobre los conceptos, herramientas y metodologías para que los





funcionarios de gobierno e interesados en la conservación y restauración de ecosistemas arrecifales las apliquen.

La Cooperación alemana para el desarrollo, GIZ, en el marco de la implementación del proyecto “Desarrollo de un mecanismo financiero innovador para la conservación de arrecifes de coral en República Dominicana” financiado por el Fondo de Cooperación Triangular para América Latina y el Caribe, en conjunto con diferentes ONG, la academia, el Gobierno, y el sector privado; nos dimos la tarea de apoyar y participar en la elaboración del “Protocolo para la restauración de arrecifes y comunidades coralinas de Costa Rica”.

Confiamos que esta herramienta sea de utilidad para que futuros proyectos de jardinería y restauración coralina se desarrollen de manera óptima, responsable, eficaz y permitan continuar aprovechando y disfrutando de los beneficios que estos ecosistemas tan valiosos nos brindan

Les invito a que con esta herramienta generemos más agentes activos para que esta vida en los océanos se mantenga vibrante por mucho tiempo más.

Svenja Paulino Rodríguez

Directora del Programa Biodiversidad y Negocios en Centroamérica y República Dominicana GIZ.

CONTENIDO

PREFACIO	5
INTRODUCCIÓN	10
OBJETIVOS	14
1. Antecedentes	16
1.1 Ámbito Legal	16
2. Permiso de investigación	17
3. Comunidades y arrecifes de coral en Costa Rica	18
3.1 Pacífico de Costa Rica	18
3.2 Costa Caribe de Costa Rica	24
4. Los principios de la restauración ecológica	28
5. Procedimiento para actividades de propagación de los corales y restauración de los arrecifes	32
5.1 Practicantes de la Restauración / Aspirantes a Restaurar	33
5.2 Selección de Sitios Para Restaurar	36
5.3 Selección de Sitios Para Viveros	38
5.4 Construcción de Viveros	39
5.4.1 Árbol de Coral	43
5.4.2 Tendedero de Coral	45
5.4.3 Plataforma	48
5.4.4 Viveros permanentes	50
5.5 Muestreo y Recolección de Fragmentos	53
5.5.1 Selección de las colonias donantes	54
5.5.2 Muestreo de colonias donantes	54
5.6 Proceso: Fragmentación y Microfragmentación	57
5.6.1 Fragmentación: Ramificados	57



5.6.2	Microfragmentación: Masivos e incrustantes	58
5.7	Colocación en Los Viveros	60
5.7.1	Corales ramificados	60
5.7.2	Corales masivo e incrustantes	61
5.8	Mantenimiento en Los Viveros	62
5.9	Monitoreo en Los Viveros	62
5.9.1	Fotografías	63
5.9.2	Análisis de las fotografías	63
5.9.3	Medición con vernier de corales ramificados: Pocillopora	65
5.9.4	Medición con vernier de corales ramificados: Acropora	66
5.9.5	Medición de los masivos e incrustantes	67
5.9.6	Registro y análisis de datos	68
5.10	Técnicas de trasplante	70
5.10.1	Corales ramificados	71
5.10.2	Masivos e incrustantes	71
5.11	Monitoreo de los trasplantes	73
5.11.1	Crecimiento	73
5.11.2	Sobrevivencia y Mortalidad	77
5.11.3	Enfermedades	78
5.11.4	Blanqueamiento	79
5.12	Monitoreo de Los Sitios de Restauración	79
5.12.1	Monitoreo ecológico de sitios de restauración	79
5.13.2	Monitoreo ecológico previo a trasplantes	80
5.13	Herramienta Evaluativa Para La Restauración Coralina (Indicadores de Éxito)	82
	GLOSARIO	90
	REFERENCIAS	92
	ANEXOS	103



INTRODUCCIÓN

Los arrecifes de coral son ecosistemas marinos que prosperan en aguas oceánicas cálidas. Por lo general, se limitan a aguas calmas y poco profundas, caracterizadas por un bajo contenido de nutrientes, condiciones que limitan su extensión geográfica a alrededor del 0.1% del fondo oceánico.

A pesar de su poca superficie, los arrecifes de coral son ecosistemas claves para la vida marina, y a menudo son comparados con los bosques tropicales húmedos por su alta biodiversidad. Aunque la mayoría de las especies marinas permanecen aún sin descubrir. Se estima que entre 550 000 y 1 330 000 especies se encuentran en los arrecifes de coral de todo el mundo (Fisher et al., 2015), lo que representa entre el 25% y el 60% de los 2.2 millones de especies estimadas en todos los entornos oceánicos (Mora et al., 2011).

En muchas zonas del mundo, los peces e invertebrados marinos asociados a los arrecifes son la única fuente de proteínas disponible para las personas, y se estima que entre 500 y 1 000 millones de personas dependen de los arrecifes para obtener alimentos y sustento económico. Otros servicios ecosistémicos

proporcionados por los arrecifes incluyen la protección de la línea costera por la estructura viva del arrecife, el turismo y los valores recreativos y culturales.

Afortunadamente el valor económico de los ecosistemas de arrecifes es cada vez más reconocido. Algunas regiones están poniendo en marcha pólizas de seguro para restaurar los arrecifes que han sido dañados, y así prevenir la erosión de la línea costera entre otros beneficios (Swiss Re, 2018).

Los ecosistemas de arrecifes de coral han estado en declive durante al menos el último siglo, y desde mediados del siglo XX, esta tendencia negativa se ha acelerado. Hasta hace poco, la mayor parte de los daños en los arrecifes se atribuían al aumento de los aportes de nutrientes, productos químicos y sedimentos a las aguas asociadas a arrecifes, a la pérdida de especies clave (por ejemplo, peces herbívoros como los peces loro y el erizo de mar *Diadema antillarum*), a explosiones poblacionales de depredadores coralinos (por ejemplo, la estrella de mar de la corona de espinas *Acanthaster planci*), al aumento de las enfermedades en los corales, y a la

pérdida de la estructura de los arrecifes debido a prácticas de pesca destructivas. La mayoría de estos impactos se atribuyen directamente a las actividades humanas, por lo tanto, la protección de los arrecifes de coral contra el deterioro se ha centrado en la creación de Áreas Marinas Protegidas (AMP) y la regulación de las actividades humanas, con el fin de limitar la contaminación, la sobrepesca y las malas prácticas extractivas (Nyström, Folke & Moberg, 2000).

Actualmente, a escala mundial, el aumento de las concentraciones de CO₂ en la atmósfera se considera la mayor amenaza para los arrecifes de coral (International Society for Reef Studies, 2015), porque causa tanto el calentamiento como la acidificación de los océanos. Las temperaturas del océano están aumentando rápidamente; más rápido de lo que los corales pueden adaptarse, causando que se estresen y expulsen las algas simbiotas de su tejido; las cuales brindan alimento, y potencian el crecimiento de los corales. En 1998, 2010 y 2014-2017 se produjeron eventos globales de blanqueamiento coralino, provocando la pérdida de comunidades de arrecifes enteras. El evento más reciente fue particularmente prolongado y causó altas tasas de mortalidad en muchas

partes del mundo. Estos eventos, que tienden a ocurrir durante los años del fenómeno de El Niño (ENSO, por sus siglas en inglés), son cada vez más frecuentes y mortales para los corales. La Gran Barrera de Coral en Australia, por ejemplo, experimentó una mortalidad de corales sin precedentes durante dos años consecutivos (Hughes et al., 2017; Hughes et al., 2018a; Hughes et al., 2018b), hasta el punto de que las tasas de reclutamiento de corales a través de la dispersión larvaria disminuyera en casi un 90% (Hughes et al., 2019). La acidificación de los océanos es la disminución del pH que resulta de la absorción de CO₂ por el agua del mar. La acidificación oceánica presenta un estrés crónico para los corales porque disminuye su capacidad de producir esqueletos de carbonato de calcio. Aunque la acidificación oceánica no mata directamente a los corales adultos, se ha demostrado que reduce la supervivencia de los corales recién asentados en los arrecifes, reduciendo su capacidad de resiliencia, al mismo tiempo que aumenta las tasas de erosión de la propia estructura arrecifal (Kleypas et al., 1999; Kleypas & Yates, 2009)





La restauración coralina es un instrumento valioso, cuyo fin es restablecer y mantener las poblaciones de especies de coral fundadoras, ampliando el margen de tiempo en que se pudiesen adaptar, promoviendo así un estado auto sustentado (Van Oppen et al., 2017). Esencialmente, la restauración permite “ganar algo de tiempo” frente al acelerado deterioro de los arrecifes y comunidades coralinas. Por lo cual, no es una solución definitiva. La restauración será tanto más efectiva según se reconozca y comprenda que:

- La restauración no es una solución rápida ni permanente contra la pérdida de cobertura coralina; si

se quiere salvaguardar la salud de los arrecifes en el tiempo debe ocurrir una reestructuración de la interacción entre los sistemas socioeconómicos humanos y el medio natural circundante, especialmente en lo que se refiere a la extracción de recursos, así como a la emisión de gases de efecto invernadero, y al manejo de desechos de todo tipo.

- La restauración alcanza su máximo potencial cuando es combinada con otros esfuerzos y estrategias de conservación marina, como zonas de pesca responsable, manejo adecuado de aguas

La restauración como medida de adaptación

*Especies de coral cultivadas en viveros subacuáticos
(Foto: Joanie Kleypas)*

- residuales, planificación espacial marina, eliminación y manejo de especies invasoras, educación ambiental e integración social. Como prerrequisito para lograr esto es necesario entender las condiciones e identificar, caracterizar y tratar los problemas y disturbios específicos para cada zona (Anexo 1).
- En la actualidad muy pocos ecosistemas se podrían considerar como “prístinos”. El ser humano ha alterado la mayoría de los sistemas naturales de una u otra manera. Dicho esto, la restauración no pretende revertir el deterioro del arrecife hasta un estado prístino, sino más bien busca reanimar la funcionalidad del ecosistema, lo cual se traduce en bienes y servicios para las poblaciones humanas (Graham et al., 2013)
 - Dado a que nos encontramos en tiempos de cambio, es normal que nuestras herramientas de adaptación evolucionen en respuesta a este hecho. Por lo tanto, es necesaria la revisión y actualización constante del conocimiento científico, con la finalidad de tomar las decisiones adecuadas.

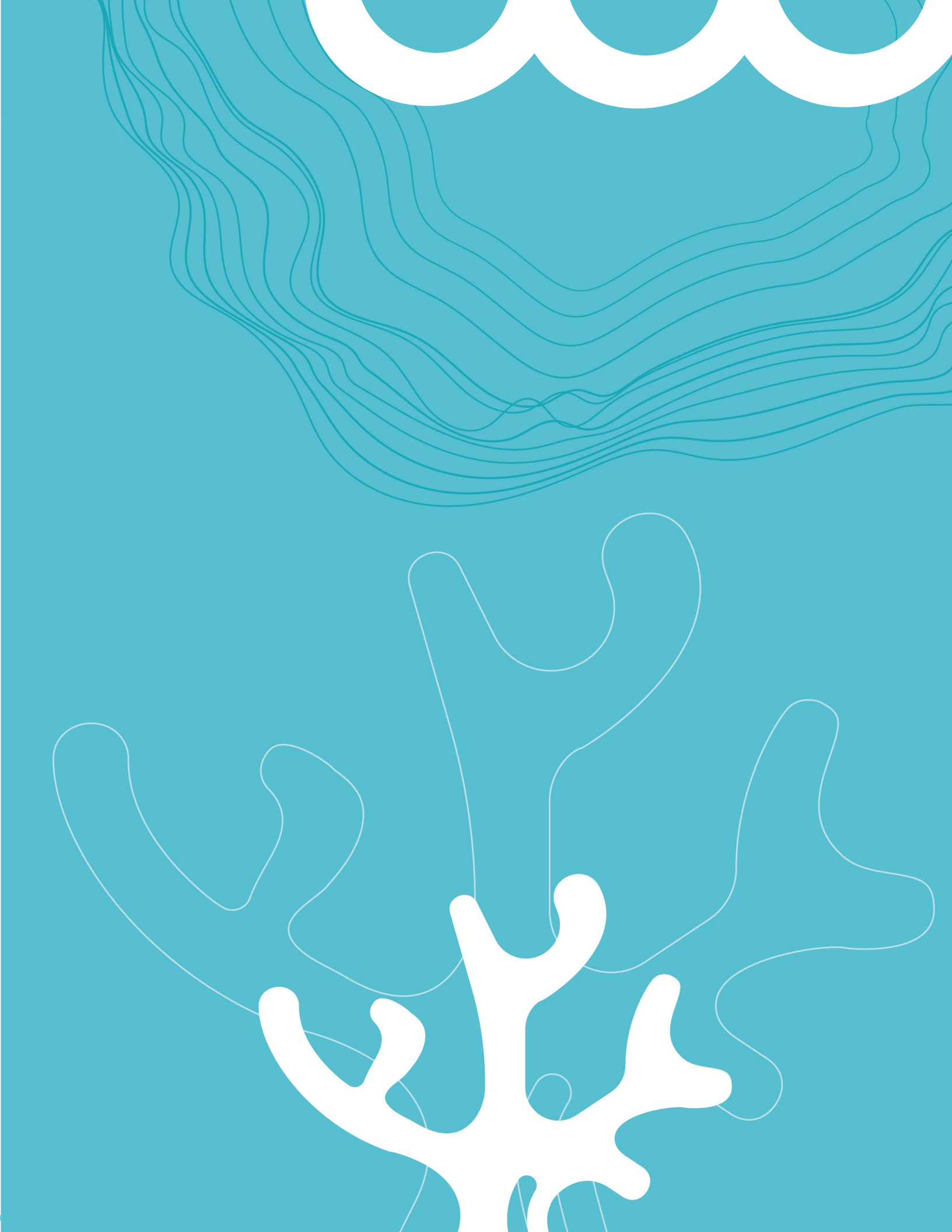


OBJETIVOS

Este protocolo pretende exponer de forma concisa los procesos teórico-prácticos, según los cuales cualquier proyecto de restauración coralina debe operar, de tal manera que los profesionales en ciencias y gestión ambiental puedan tener un panorama

más claro del potencial de la restauración coralina como medida de manejo, para que de esta forma puedan establecer metas consecuentes en pro de los ecosistemas arrecifales.

1. Estandarizar a nivel nacional los procedimientos técnico-legales en cuanto al cultivo y trasplante (in-situ) de corales en función de los esfuerzos de restauración de los biotopos coralinos.
2. Presentar a la técnica de la restauración coralina como un complemento técnico viable a las estrategias de conservación marinas.
3. Describir la aplicabilidad y el mecanismo lógico detrás de los esfuerzos de restauración coralina.
4. Caracterizar los múltiples posibles beneficios de un proyecto de restauración coralina manejado adecuadamente.
5. Establecer un perfil para los practicantes de la restauración/ jardineros de coral.



1. Antecedentes

1.1 Ámbito Legal

La protección de los arrecifes coralinos en Costa Rica se menciona en las siguientes leyes, decretos, acuerdos internacionales o planes:

1. Ley Orgánica del Ambiente N 7554 del 04 de octubre de 1995. El artículo 39 los define como recursos marinos y costeros nacionales. El artículo 41 declara de interés público los humedales y su conservación, estén o no protegidos legalmente.

2. Decreto Ejecutivo N 35803-MINAET del 07 de enero, 2010. Los arrecifes de coral se clasifican como ecosistemas de humedales marinos. El artículo 3 establece que los humedales marinos forman parte del Patrimonio Natural del Estado y son administrados por el MINAE.

3. Plan Estratégico para la Diversidad Biológica 2011-2020 (meta 10 de Aichi), este plan hace referencia a la obligación nacional de reducir al mínimo las múltiples presiones antropogénicas sobre los arrecifes de coral.

4. Recientemente, el 08 de junio del 2019, Costa Rica oficializó el decreto

ejecutivo 41774-MINAE: Promoción de iniciativas de restauración y conservación para la recuperación de los ecosistemas coralinos, convirtiéndose en el primer instrumento legal costarricense para la protección específica de los arrecifes coralinos. Algunos de los principales aspectos relacionados a la presente guía son:

- **Artículo 4:** el MINAE por medio del SINAC, realizará el inventario y mapeo de los ecosistemas arrecifales prioritarios.
- **Artículo 5:** se prohíbe la extracción, captura y comercialización de cualquier tipo de coral, con excepción a los que sean permitidos por el SINAC (con fines científicos sostenibles).
- **Artículo 12:** El SINAC promoverá la investigación y rehabilitación de los ecosistemas de coral mediante acciones tendientes a la conservación y restauración tanto in situ como ex situ (cultivo de corales, entre otros), considerando al manejo activo como una herramienta a seguir. Para ello el SINAC establecerá los

protocolos y procedimientos específicos para el diseño, instalación, monitoreo y manejo a través de consulta técnica con expertos en el tema, para asegurar el éxito y evitar cualquier interferencia negativa que se pueda presentar.

Además de lo indicado anteriormente, Costa Rica ha adquirido compromisos internacionales para la protección de los arrecifes coralinos. Entre estos convenios está la Convención de las Naciones Unidas sobre el Derecho del Mar (CONVEMAR), el Código de

Conducta para la Pesca Responsable de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), Convención de la Diversidad Biológica (CDB), la Convención sobre la Protección del Patrimonio Mundial, Cultural y Natural de las Naciones Unidas (Convención UNESCO), el Convenio Ramsar en 1991, el Convenio sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y flora Silvestres (CITES) desde 1973, entre otros que buscan asegurar la conservación de ecosistemas marinos.

2. Permiso de investigación

En Costa Rica es ilegal extraer o manipular corales, por lo que cualquier propuesta de restauración coralina en el país deberá contar con permisos de investigación por parte del Sistema Nacional de Áreas de Conservación (SINAC). Las propuestas deben ser acordes con los lineamientos ya establecidos y contar con un buen respaldo científico, así como estar a cargo de un biólogo, un gestor ambiental o de recursos naturales. El interesado debe:

1. Completar Formulario de solicitud

de investigaciones. (Certificado por representante consular costarricense en caso de investigadores extranjeros).

2. Original y copia del Proyecto de Investigación.

3. Carta de institución que respalda la investigación.

4. Copia de la cédula de identidad o pasaporte del investigador.

5. Dos fotografías tamaño pasaporte.

6. Aprobación de Áreas de Conservación involucradas.



La información pertinente que establece el reglamento de vida silvestre sobre los requisitos para permisos, conformación del plan de manejo y otros detalles de interés, se encuentran en el reglamento N°32633-MINAE de 2005 en el capítulo VI, artículos 45 y 60 y en el capítulo X artículos 84 al 107.

El permiso de investigación, de acuerdo al reglamento, se da por un año a nacionales y 6 meses a extranjeros, aunque el proyecto de investigación puede extenderse por más tiempo, para lo cual se deberá renovar anualmente. El SINAC podrá

solicitar el criterio técnico al Consejo de Corales (Decreto Ejecutivo No. 41774) sobre la aprobación de las investigaciones.

Es importante asegurar que los proyectos de investigación tengan una duración de al menos dos años, en donde se realice cultivo de coral durante el primer año y trasplante y monitoreo al arrecife durante el segundo año. Si el investigador o grupo practicante no presenta los resultados de lo anterior, el estado del proyecto pasará a ser revisado por el Consejo de Corales, con el fin de hacer las recomendaciones pertinentes.

3. Comunidades y arrecifes de coral en Costa Rica

Costa Rica está delimitada al oeste por el Océano Pacífico y al este por el Mar Caribe. Ambas costas se ven beneficiadas por la presencia de arrecifes y comunidades coralinas que destacan por sus características particulares a nivel nacional y regional. Es por esto que se recomienda realizar un estudio profundo de la ecología de cada sitio, antes de pensar en una

intervención del tipo restaurativa como herramienta definitiva.

3.1 Pacífico de Costa Rica

La costa pacífica costarricense es parte de la región Pacífico Tropical Oriental (PTO), donde se han identificado 47 especies de coral zooxantelados (Glynn et al., 2017), o en su mayoría formadores de arrecifes de

coral, de las cuales se han informado 22 especies el país (Alvarado et al., 2015). Dos especies destacan por ser las más abundantes: *Pocillopora damicornis* y *Porites lobata*. Los géneros más importantes en cuanto a la formación de arrecifes en el Pacífico costarricense son *Pocillopora*, *Porites*,

Psammocora, *Gardinoseris* y *Pavona* (Fig. 1). Aproximadamente cinco especies son utilizadas y/o investigadas con propósitos restaurativos, ya sea por su dominancia histórica en el arrecife o por la viabilidad de su cultivo.



Género *Pocillopora*:

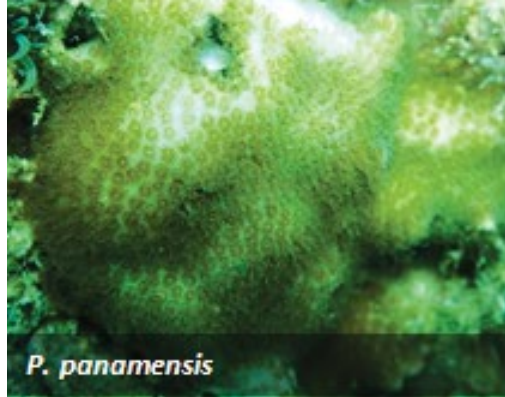
las especies de este género presentan un tipo de crecimiento ramificado, variando en el grosor y cantidad de ramas dependiendo de la especie. Las colonias sanas poseen un color naranja/pardo. Estas especies son las que más rápido crecen en la región

(Guzmán & Cortés, 1989b), además de sostener una gran cantidad de invertebrados asociados (Alvarado et al., 2018). En Costa Rica esta especie es conocida como “Cirial”.





Porites sp.



P. panamensis



P. lobata/P. evermanni

Género Porites:

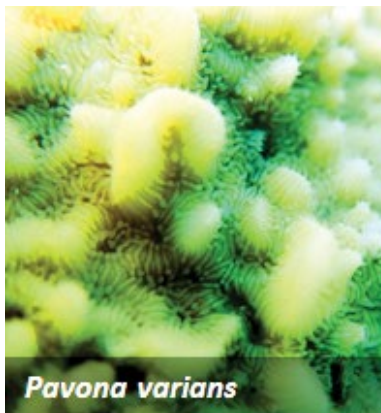
los Porites son corales de crecimiento lento, cuando son jóvenes crecen un máximo de 1.9 cm al año, sin embargo, la tasa de crecimiento se reduce conforme el tamaño y la edad de la colonia aumenta hasta alcanzar una tasa un centímetro al año. Por su forma de crecimiento se les llama masivos, ya que pueden formar grandes estructuras calcáreas de color amarillo

pardo de hasta 3 m de alto (Cortés & Guzmán, 1998). Las especies de este género dominan tanto en los arrecifes insulares como los ubicados al sur del país (Cortés & Murillo, 1985; Cortés & Guzmán, 1998), por lo cual es considerada de las más importantes formadoras de ecosistemas coralinos. En nuestro país esta especie es conocida como "Núcura".

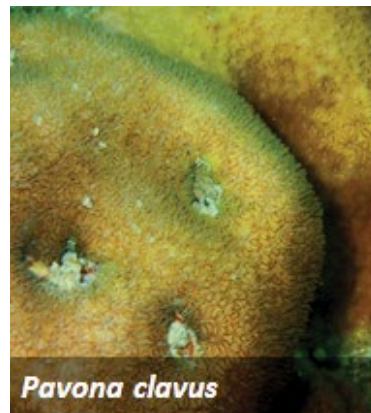
Género Pavona:

estas especies suelen encontrarse en sitios de aguas calmas, por lo tanto, son poco frecuentes en plataformas someras o en costas sometidas a alta energía (Cortés & Guzmán, 1998). Los Pavona crecen y se expanden de manera horizontal (incrustante) a manera de costras. Las especies de

este género se encuentran distribuidas a lo largo de la costa con diferente abundancia. *P. gigantea* es muy común en el Pacífico norte, mientras que *P. clavus* en el Pacífico sur y otras como *P. varians* y *P. frondifera* son poco comunes en toda la costa (Cortés & Guzmán, 1998).



Pavona varians



Pavona clavus





Género Gardineroseris:

la única especie representante de este género es Gardineroseris planulata. Al igual que el coral masivo Porites, crece lento (1 cm/año). En Costa Rica suelen habitar aguas claras que permiten el

paso de la luz. G. planulata, destaca del resto de especies por su estructura esquelética, semejante a un panal (Cortés & Guzmán, 1998).

Género Psammocora:

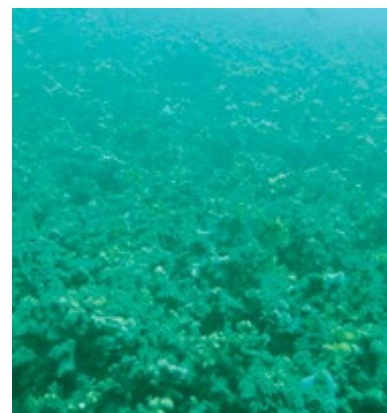
las especies del género Psammocora suelen distribuirse de manera uniforme a lo largo del sistema arrecifal, siendo corales bastante comunes. Y en ciertas ocasiones pueden llegar a convertirse en la

especie dominante (Bezy et al., 2006). Las colonias no suelen alcanzar gran tamaño, y suelen distribuirse de manera uniforme en el fondo poco profundo (Cortés & Guzmán, 1998).

Figura 1. Las especies de corales más comunes del Pacífico de Costa Rica.

Fotos: Tatiana Villalobos.

**Se debe procurar mantener la diversidad y composición de especies de coral originales de cada sitio. Esta lista de especies podría aumentar o disminuir conforme avance el tiempo y se amplíe nuestro conocimiento.*



La predominancia y salud de la cobertura coralina varía considerablemente del norte al sur de la costa Pacífica (Cortés & Murillo, 1985). Más allá de la distribución y composición de especies en cada sitio, nos interesa el cambio en el tiempo de

la cobertura coralina como indicador de la salud de estos ecosistemas. En el Cuadro 1 se presenta información clave sobre las subregiones del Pacífico costarricense con respecto a los biotipos coralinos.

Cuadro 1. Subregiones del Pacífico costarricense con respecto a la presencia de arrecifes y comunidades coralinas (adaptado de Cortés et al., 2010).

Sub-región	Características	Referencias
Bahía Salinas	<ol style="list-style-type: none"> 1. Expuesta a afloramientos estacionales. 2. Comunidades coralinas extensas de <i>Pavona gigantea</i>. 3. Otros corales duros presentes: <i>Porites panamensis</i>, <i>Pavona varians</i>. 	(Cortés et al., 2010)
Santa Elena	<ol style="list-style-type: none"> 1. Zona expuesta a afloramiento estacional. 2. Parches extensos formados por <i>Pocillopora damicornis</i> (norte de la península). 3. La cobertura de coral viva promedio era de 47.5 a 95.2% (1993-94). <i>P. damicornis</i> predominaba en ambientes someros y <i>Psammocora stellata</i> secciones más profundas. 4. Cobertura viva se mantuvo superior al 80%. Se notó una disminución en 1997. 	(Cortés & Murillo, 1985; Cortés, 1996/1997; Cortés, 1997; Jiménez, 1998)
Bahía Culebra	<ol style="list-style-type: none"> 1. Se considera como factor de deterioro de arrecifes de coral natural, el fenómeno de El Niño, y factores antropogénicos como sedimentación, buceo y pesca. 2. Muchas especies de coral abundantes a inicios de 1980 pasaron a ser raras debido a la extracción para acuarios o artesanías. 3. Hubo un arrecife único de <i>Leptoseris papyracea</i> y <i>Cicloserys curvata</i> que sufrió alta mortalidad asociada a El Niño 1997-98. 4. El impacto del cambio climático ha sido evidente con el aumento en la cobertura de coral muerta y el cambio en la cobertura de macroalgas. Desde el 2003, el alga verde <i>Caulerpa sertularioides</i> se ha expandido agresivamente en la zona, sofocando y matando corales. Provocó la disminución de la cobertura de coral vivo del $42.7 \pm 20.8\%$ en 1995 a $12.6 \pm 4.9\%$. 	(Cortés & Murillo, 1985; Cortés, 1996/1997; Cortés, 1997; Jiménez, 1998)

Sub-región	Características	Referencias
Península de Nicoya	<ol style="list-style-type: none"> 1. Con presencia de comunidades de coral y pocos parches arrecifales, principalmente por la exposición a fuerte oleaje. 2. En zonas como Matapalo, el principal coral formador de la zona es <i>Pocillopora sp.</i> con un promedio de cobertura viva >50%. Otras zonas como Sámara tienen pequeños parches de <i>Pocillopora</i> y <i>Porites lobata</i>. Pequeños parches han sido vistos también desde Cabo Blanco a Islas Negritos. Islas en la parte central del golfo tal vez tuvieron colonias de coral aisladas, aunque ya no es común por el cambio en las condiciones del golfo. 	Cortés & Murillo, 1985; Jiménez & Cortés, 2003b)
Pacífico Central (incluye el PNMB)	<ol style="list-style-type: none"> 1. Importantes parches se han encontrado y estudiado en el Parque Nacional Marino Ballena (PNMB). El principal formador es <i>P. lobata</i>, con alta cobertura viva (40%), seguido por <i>Pavona clavus</i>. 2. Poca presencia de arrecifes de coral, se encuentran colonias aisladas o pequeñas colonias de coral sobre rocas. 3. La influencia de la cuenca del Térraba-Sierpe es la principal limitante para el desarrollo arrecifal entre PNMB y la Península de Osa. 	(Cortés & Murillo, 1985; Jiménez & Cortés, 2001; Jiménez et al., 2001; Jiménez & Cortés, 2003b; Alvarado et al., 2009; Alvarado et al., 2015)
Península de Osa	<ol style="list-style-type: none"> 1. Disminución de cobertura coralina viva debido a El Niño en los 1990s y después del 2001, una lenta recuperación 2. Un parche arrecifal de 250m² de <i>P. damicornis</i> se encontró en esta zona, con casi un 100% de cobertura de coral vivo en 1994 3. En el 2013-2014 se encontró baja cobertura coralina viva en San Pedrillo (2.85%), mientras una cobertura alta para en un área de ~9.000m² en San Josecito (37.8%) 	Cortés & Murillo, 1985; Cortés & Jiménez, 1996; Alvarado, 2004; Alvarado et al., 2005; Quesada-Alpizar & Cortés, 2006; Alvarado et al., 2015)
Golfo Dulce	<ol style="list-style-type: none"> 1. Se considera como un tipo de fiordo tropical por sus características oceanográficas y geológicas. 2. Los biotipos coralinos se dividen en dos: (a) golfo interno, caracterizado por cobertura viva y muerta de <i>P. lobata</i>, <i>P. damicornis</i> y <i>P. stellata</i>. con baja cobertura de coral vivo (entre 1 y 8% en 1987), poca diversidad de especies y alto relieve topográfico; (b) golfo externo, caracterizado por relativamente una cobertura de coral viva alta (entre 29 y 46%), alta diversidad de especies y poco relieve topográfico. 3. El incremento en las tasas de sedimentación se considera uno de los principales motivos por los cuales cesó el desarrollo arrecifal del golfo 	(Cortés & Murillo, 1985; Cortés, 1990; Cortés, 1991; Cortés, 1992a, 1997; Fonseca, 1999; Quesada-Alpizar & Cortés, 2006; Alvarado et al., 2015)



Sub-región	Características	Referencias
Golfo Dulce	<p>4. Se han registrado cambios en la cobertura de coral vivo, entre 1992 y 1996: para Sándalo decreció de 29 a 17% (afectado por la sedimentación producto del huracán Cesar en 1996), en Islotes incrementó del 2 al 10% y Punta El Bajo/Nicuesa, Cortés (1990, 1992) reportó una cobertura de 45.9±35%. Para el 2013-2014 Punta Islotes tenía una cobertura de 17.6%, Sándalo 27.9 ±18.3% y Nicuesa un 83.4% (compuesto casi el 100% de <i>Psammocora stellata</i>) siendo significativo el incremento en este sitio.</p>	(Cortés & Murillo, 1985; Cortés, 1990; Cortés, 1991; Cortés, 1992a, 1997; Fonseca, 1999; Quesada-Alpizar & Cortés, 2006; Alvarado et al., 2015)
Isla del Caño	<p>2. Tiene cinco planicies arrecifales de 0.8 a 4.2 hectáreas, formadas principalmente de Pocillopora muerto, además de pequeños parches de P. lobata. La base y talúd están dominados por P. lobata.</p> <p>3. Estos arrecifes sufrieron impacto de El Niño 1982-83 causando la pérdida de hasta el 50% del coral vivo, seguido fuertes mareas rojas que mataron la sección somera del arrecife de Pocillopora. Se vieron afectados por El Niño de 1992 y luego en 1997-98, pero con menor mortalidad.</p> <p>4. Para el 2013-2014 la cobertura colina viva promedio es de 21.18±11.90%, mostrando una gran recuperación (similar a la anterior del impacto del El Niño 1982-83). También extensos parches de Caulerpa sertularoides se observaron, significando una posible amenaza para los arrecifes coralinos.</p> <p>5. Los arrecifes de la Isla del Caño se consideran aún en construcción, basados en las tasas de calcificación y erosión.</p>	Guzmán (1986) (Cortés & Murillo, 1985; Guzmán & Cortés, 1989a; Quesada-Alpizar & Cortés, 2006; Alvarado et al., 2015)
Isla del Coco	<p>1. Es la isla con mayor diversidad de especies de coral (17 especies).</p> <p>2. Arrecifes de coral franjeantes con tamaños desde menos de una hectárea (ha) hasta más de 50 ha.</p> <p>3. Los arrecifes han sido contruidos principalmente de P. lobata y en algunos casos de Pavona sp. y Gardineroseris planulata.</p> <p>4. En su mayoría los arrecifes coralinos murieron durante El Niño 1982-83. Para 1987 la cobertura de coral viva estaba entre 2.6 y 3.5%</p> <p>5. En el 2002, se encontraron coberturas de coral de hasta un 23% y una especie Leptoseris scabra no se encontró más.</p> <p>6. La cobertura promedio actual ronda el 18.64%</p>	(Cortés & Murillo, 1985; Guzmán & Cortés, 1992; Cortés & Guzmán, 1998; Alvarado et al., 2016)



Acropora palmata



Acropora cervicornis



Agaricia agaricites



Siderastrea siderea



3.2 Costa Caribe de Costa Rica

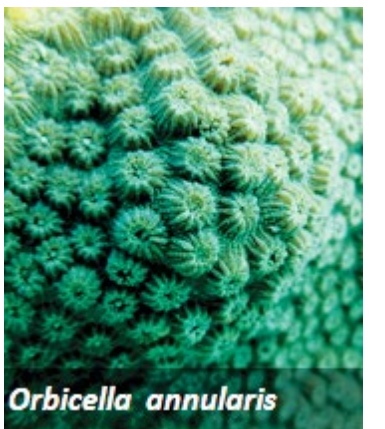
En la costa Caribe costarricense se han identificado cerca de 41 especies de corales duros (orden Scleractinia), de las cuales son formadores de arrecifes de coral (Cortés & Jiménez, 2003). Según Cortés et al. (2010), la costa Caribe costarricense consiste principalmente de playas arenosas con alta exposición al oleaje, con

mayor desarrollo de arrecifal hacia el sur, con tres secciones bien definidas: (1) biotipos franjeantes entre Moín y Limón, (2) arrecifes franjeantes y parches arrecifales en el Parque Nacional Cahuita y (3) arrecifes franjeantes y parches arrecifales entre Puerto Viejo y Punta Mona.

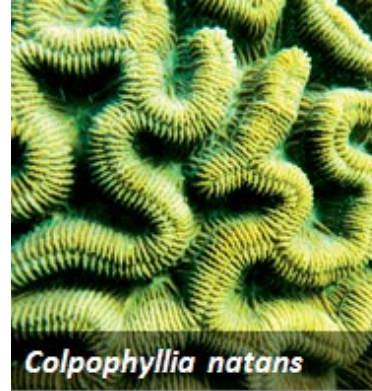
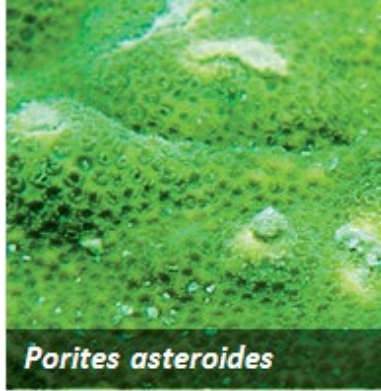
En el caso del Caribe costarricense al igual que en el Gran Caribe, las



Montastrea cavernosa



Orbicella annularis



especies que se trabajan en restauración son *Acropora palmata* y *A. cervicornis*, principalmente. El género *Acropora* fue el primer grupo de corales en responder de manera positiva a las técnicas de restauración, comprobando la efectividad del método en distintas regiones como México, Florida en los Estados Unidos y República Dominicana (Young et al., 2012). En la actualidad, se han

empezado a desarrollar técnicas de cultivo de especies de crecimiento masivo e incrustante, con el fin de asegurar la integridad ecológica de los arrecifes coralinos. En la figura 2 se mencionan las principales especies formadoras de arrecifes coralinos. En el Cuadro 2 se presentan las características de las subregiones de la costa Caribe con base en los biotipos coralinos.

Figura 2. Las especies de corales más importantes del Caribe de Costa Rica.

Fotos: Tatiana Villalobos, excepto la colonia de *A. cervicornis*, Felix Charnley

Como se observa en las Figuras 1 y 2, los corales presentan diferentes patrones de crecimiento, y con base en ello es que se deben establecer las

diferentes técnicas de propagación, por lo cual el tipo de vivero y la técnica de trasplante, serán claves para asegurar el éxito de nuestro proyecto.



Cuadro 2. Subregiones del Caribe costarricense con respecto a la presencia de arrecifes y comunidades coralinas (adaptado de Cortés et al., 2010).

Sub-región	Características	Referencias
Moín a Limón	<ol style="list-style-type: none"> 1. Arrecifes franjeantes y plataformas carbonatadas. 2. Predominan colonias de coral aisladas de <i>Porites asteroides</i> y <i>Agaricia agaricites</i>. La mayor abundancia y desarrollo arrecifal es en Isla Uvita con biotipos de <i>Siderastrea siderea</i>. La dominancia principal pasó a ser por esponjas. 	(Cortés & Guzmán, 1985; Cortés, 1998; Fonseca et al., 2006)
Parque Nacional Cahuita	<ol style="list-style-type: none"> 1. Se encuentra el arrecife franjeante más extenso del caribe costarricense y compuesto por tres barreras: la externa, sección este y sección oeste. 2. Se han visto degradados por la alta sedimentación, actividades humanas y algunos factores naturales, como tormentas y calentamiento del agua. 3. La cobertura de coral decreció del 40% (inicios de los 1980s) a un 10% (inicios de los 1990s). La cobertura aumentó al 15-17% en el 2004. 	(Cortés & Risk, 1984; Murillo & Cortés, 1984; Cortés & Guzmán, 1985; Cortés & Risk, 1985; Cortés, 1994; Fonseca et al., 2003)
Puerto Viejo a Punta Mona	<ol style="list-style-type: none"> 1. Cerca de Puerto Viejo los arrecifes están muertos principalmente por la sedimentación, extracción y contaminación. 2. En 1983, Punta Cocles tenía un 5% de cobertura de coral vivo, con <i>S. siderea</i> como especie de coral dominante, para 1988 la cobertura era de 12.7±5% y continuó incrementando para 1995 13.2±3.6% de coral vivo. Para el 2002 se estimó un 16%. El incremento es probablemente por lo aislado de fuentes de contaminación y sedimentación. 3. De Punta a Uva a Punta Mona los arrecifes coralinos están dentro del Refugio Nacional de Vida Silvestre Gandoca-Manzanillo, tiene una baja cobertura de coral vivo, pero buenas condiciones de salud y diversidad. Para 1988, la cobertura era de un 8% y disminuyó a un 3%. Para 1999 la cobertura era de solo un 2% (mortalidad reciente 3%, mortalidad pasada 10% e incidencia de enfermedades 15%). En el 2003 la cobertura coralina en Manzanillo estaba cerca al 7%. 	(Cortés & Guzmán, 1985; Cortés, 1992b; Fonseca et al., 2003; Alvarado, 2004; Fernández & Alvarado, 2004)

4. Los principios de la restauración ecológica

La restauración coralina es una innovadora forma que busca intervenir responsablemente en el proceso de recuperación natural de los arrecifes de coral, que debido al acelerado cambio climático y a una serie de factores de estrés, se ha visto impedido, poniendo en riesgo la estabilidad de los arrecifes en el tiempo. El poder enfrentar de forma activa el deterioro de nuestros ecosistemas ha despertado el interés de muchas personas y organizaciones a nivel mundial. Para que estos proyectos tengan éxito se requiere de una adecuada planificación y una sólida base científica.

La restauración exitosa de los arrecifes de coral depende de mucho más que el cultivo y la siembra de corales. Cada proyecto de restauración debe diseñarse en función de la experiencia adquirida en proyectos de restauración ecológica anteriores. Lo que los proyectos exitosos tienen en



Figura 3. Los cuatro principios de la restauración (basado en Suding et al., 2015).

común, son su atención a los cuatro principios de la restauración ecológica (Suding et al., 2015) (Fig. 3): 1) información de las condiciones pasadas y futuras, 2) asegurar la integridad ecológica, 3) beneficiar e involucrar a la sociedad, y 4) sostenibilidad a largo plazo. Cada uno de estos puntos fundamentales se describe a continuación:

(1) Historia del arrecife (información del pasado, anticipando futuro):

este principio exige comprender cómo eran las poblaciones de coral en el sitio donde se desea restaurar, así como las condiciones ambientales o factores que ocasionaron el deterioro del ecosistema en el pasado. Es necesario conocer cómo se encuentra la salud del ecosistema en la actualidad y analizar si las fuentes del pasado han disminuido o si ya no están afectando los arrecifes de coral (presente).

También es importante ser conscientes de la situación que impone el cambio climático y las predicciones con respecto a arrecifes coralinos y condiciones propias del sitio de estudio (futuro), con el fin de poder planificar proyectos de restauración coralina con capacidad de adaptarse y mejorar con base en los últimos avances científicos.

El primer paso es comprender los factores o disturbios que causaron la degradación de los arrecifes, y si dichos factores se han eliminado. No tiene sentido intentar restaurar las comunidades de los arrecifes si no se han eliminado o tratado las condiciones destructivas. Una excepción a esto es el calentamiento global, que causa el blanqueamiento de los corales y en ocasiones altos niveles de mortalidad de estos. Dado

que el calentamiento global es un disturbio ambiental persistente en el tiempo, se puede esperar que los episodios de blanqueamiento de los corales afecten los esfuerzos de restauración. Sin embargo, la restauración de los arrecifes de coral proporciona la plataforma para la selección y reproducción de genotipos de coral que son más resistentes al calentamiento, lo cual es una de las principales motivaciones para muchos proyectos de restauración.

Si las condiciones mejoran, el segundo paso es determinar si es probable que el sitio se recupere por sí solo. Esto puede ser difícil de determinar, pero si la cobertura de coral vivo está aumentando rápidamente, e incluye las principales especies residentes, es probable que en efecto el ecosistema esté experimentando un proceso de recuperación. Si la recuperación no está ocurriendo, o es lenta y/o incompleta, entonces se justifica asistir al ecosistema con medidas restaurativas. Por ejemplo, si una especie importante que antes era abundante ahora es difícil de encontrar, entonces puede ser que haya muy pocos corales individuales para permitir una reproducción exitosa. Por lo tanto, el aumento del número de individuos, especialmente si se propagaron a partir de sobrevivientes



de eventos de degradación pasados, puede acelerar la capacidad de esa especie para producir descendencia y recuperarse por sí sola.

(2) Asegurar la integridad ecológica:

este es el eje central del trabajo en restauración ecológica, buscar que el sitio donde se trabaja recupere: su estructura, su funcionalidad, y su durabilidad, mediante el restablecimiento de mecanismos ecológicos y biológicos fundamentales. El plan de restauración debe procurar aumentar la integridad ecológica del sitio. Del mismo modo, las personas implicadas en el proceso de restauración deben ejercitar el recordar este principio continuamente, ya que este es el principal propósito de nuestro trabajo. El cultivo de los corales es sólo el primer paso, luego se debe planificar muy bien la segunda fase. El trasplante de las colonias de coral de regreso al arrecife (cuándo, dónde y cómo) es fundamental para que el proceso de recuperación se desarrolle de manera orgánica y fluida, y con esto lograr el eventual retorno del ecosistema degradado a un estado sano y autosuficiente. A fin de ser capaces de alcanzar esta meta es necesario conocer la información existente sobre los patrones (épocas de desove) y estrategias reproductivas de los

corales y sobre cómo aumentar el reclutamiento de los mismos; así como conocer qué especies de coral son las mejores para el trasplante inicial (por ejemplo, especies pioneras o facilitadoras), e incluso cuántos corales se necesitarán cultivar en una área determinada.

(3) Integración local:

este es un componente clave en el éxito de un proyecto de restauración ecológico, por el simple hecho de que las comunidades costeras son una parte importante de ese ecosistema que se desea restaurar. Las personas locales muchas veces son las últimas beneficiarias de este tipo de proyectos, ya que experimentan de primera mano los múltiples servicios ecosistémicos asociados al arrecife, es decir asistir en la recuperación de un arrecife implica mejorar no solo la salud del medio marino, sino también de las poblaciones humanas que de él dependen (Hein et al., 2019). Además, una comunidad empoderada, consciente de sus recursos marinos es propensa a disminuir algunos de los factores locales implicados en el deterioro del arrecife, funcionando como un refuerzo positivo, fomentando el éxito y permanencia del proyecto en el tiempo. Este tipo de iniciativas deben ser una plataforma de educación y divulgación de la

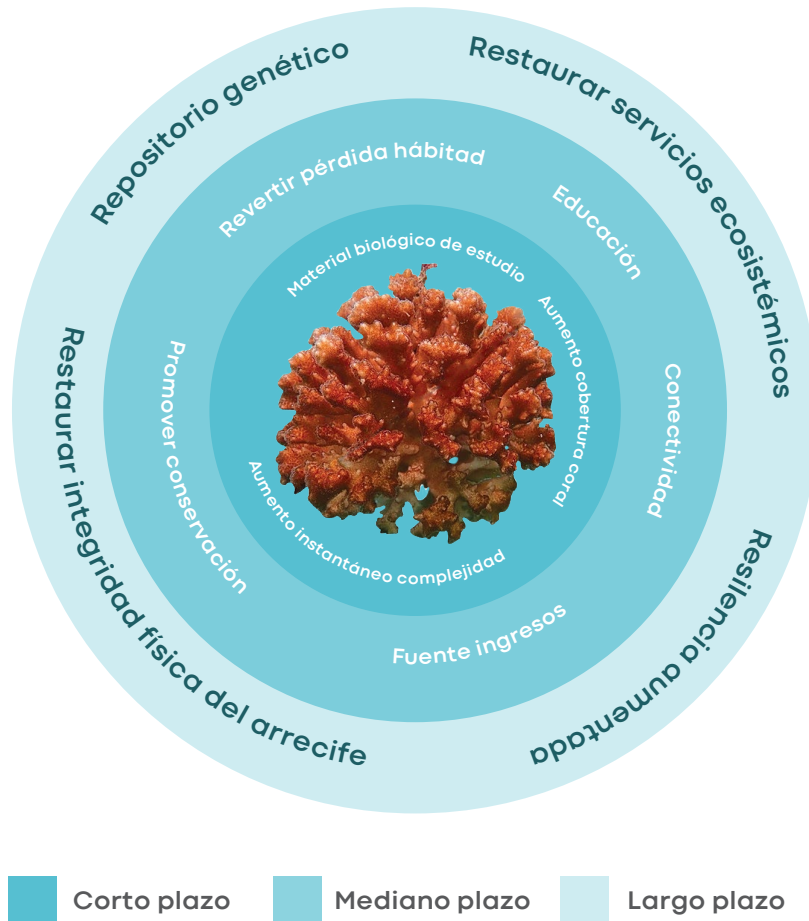


Figura 4. Beneficios de la restauración a corto y mediano plazo (basado en Rinkevich, 2015; Lirman & Schopmeyer, 2016).

importancia de estos ecosistemas, así como un ejemplo de cómo se puede trabajar acorde con la naturaleza.

(4) Sostenible a largo plazo:

en cada proyecto se debe contemplar al menos un año, entre la puesta en marcha y el primer trasplante de los corales. El compromiso con un proyecto de restauración, tanto en términos de esfuerzo como de financiamiento, implica una

planeación de hasta tres o cuatro años. **Recordemos** que la naturaleza tiene su propio ritmo y **nuestra** tarea es descifrar y acelerar esos procesos en el marco de lo permitido. Para asegurar la sostenibilidad a largo plazo es clave aplicar los principios anteriores, así como buscar actividades económicas (i.e. turismo con propósito) o alianzas locales interesadas en recuperar estos ecosistemas.



5. Procedimiento para actividades de propagación de los corales y restauración de los arrecifes coralinos

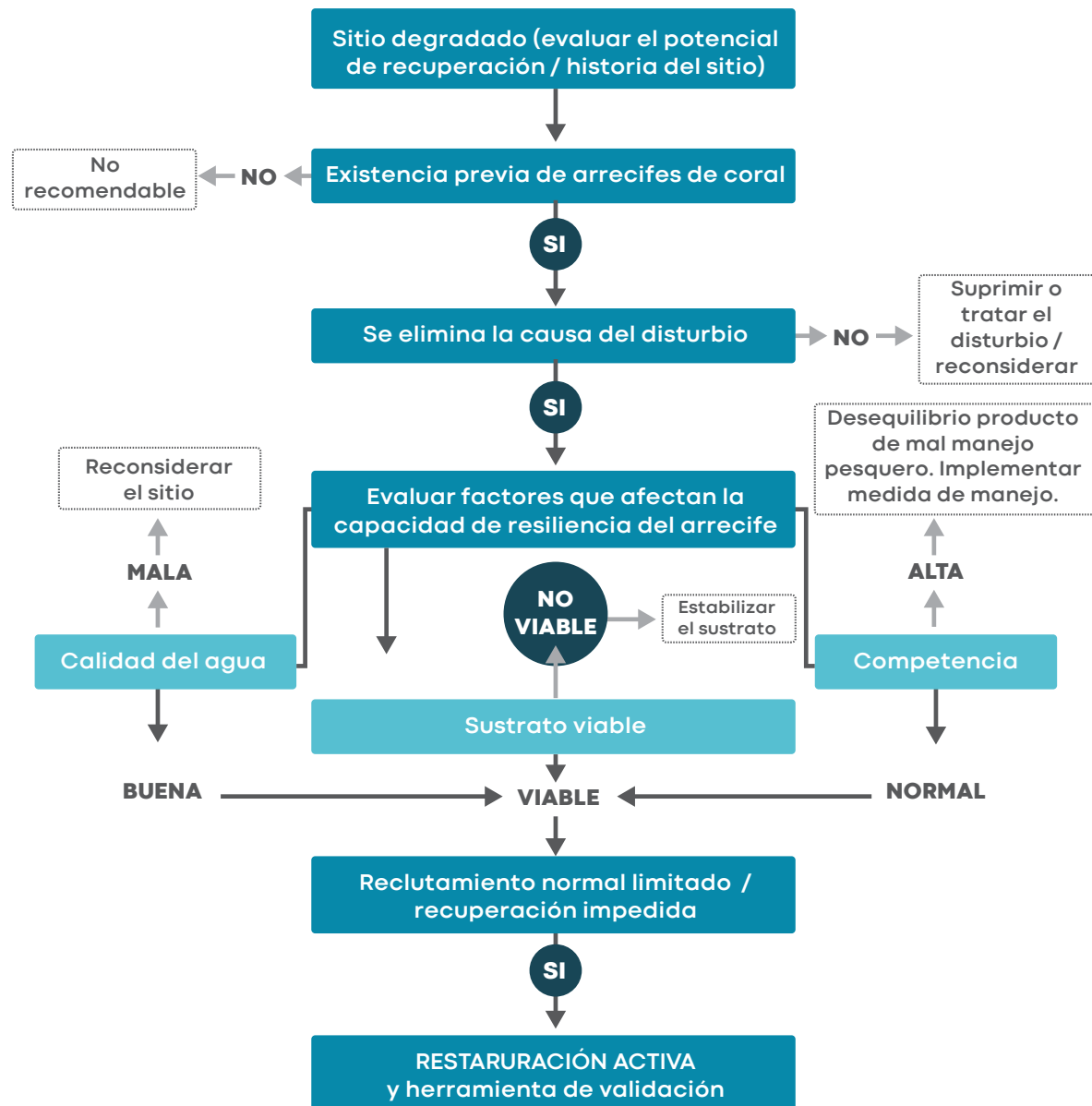


Figura 5. Resumen grafico de los pasos a seguir para avanzar en el camino hacia la acción restaurativa

La idea de este esquema es mostrar de manera gráfica el estudio y los pasos lógicos (requisitos) a seguir antes de intervenir en el ecosistema, comenzando por la evaluación del sitio hasta la restauración en un sentido práctico. Diferentes publicaciones han sugerido esquemas de planeación como una guía para el desarrollo de propuestas de restauración coralina (Fig. 5), y en algunos casos, puede llevarnos a concluir que no es necesaria la intervención de un sitio.

5.1 Practicantes de la Restauración / Aspirantes a Restaurar

La persona interesada en establecer o involucrarse en proyectos de restauración de arrecife deben cumplir como mínimo con:

Investigador (a) principal (líder de proyecto): persona a cargo de aspectos tales como la escogencia de sitios y el monitoreo ecológico; regente o responsable en campo del proyecto.

1. Formación académica en ciencias biológicas, marinas/ambientales o manejo de recursos naturales.
2. Contar con un seguro y certificación de buceo básico (open water) o superior con al menos 50 buceos.
3. Se recomienda contar con la certificación del curso Básico de Embarco (zafarrancho), impartido

por el Instituto Nacional de Aprendizaje (INA).

Investigador (a) asociado (Jardinero(a)

de coral): persona idealmente local, involucrada en el cultivo y siembra de coral. El grado de involucramiento dependerá de la naturaleza del proyecto.

1. Haber recibido asesoramiento técnico, ya sea mediante la modalidad de curso o taller inductivo impartido por quien fuese responsable de implementar el proyecto.
2. Contar con un seguro y certificación de buceo básico vigente o superior con al menos 25 buceos.
3. Se recomienda contar con la certificación del curso Básico de Embarco (zafarrancho), impartido por el Instituto Nacional de Aprendizaje (INA).

Asistentes: personas interesadas, quienes se podrá involucrar según su conveniencia y disponibilidad.

1. Haber recibido asesoramiento técnico, ya sea mediante la modalidad de curso o taller inductivo impartido por quien fuese responsable de implementar el proyecto.
2. Contar mínimo con experiencia en actividades que impliquen





contener la respiración de manera voluntaria por periodos cortos de tiempo, como el esnórquel o buceo a pulmón (sólo si las características del sitio donde están ubicados los viveros permiten este tipo de actividades). Dicha actividad debe realizarse bajo la supervisión del coordinador del proyecto.

3. Contar con un seguro y certificación de buceo básico vigente o superior con al menos 25 buceos.

Se recomienda que los nuevos proyectos de restauración colaboren con expertos en el campo de la restauración de arrecifes (Recuadro 1). Los proyectos de restauración que funcionan dentro de una red de restauración tienen el beneficio de aprender sobre las tecnologías más efectivas y de vanguardia que les permiten ser eficientes y efectivos. Las redes permiten a los participantes aprender unos de otros a través de la comunicación y el intercambio de datos, y aprender sobre las fuentes de financiamiento.

**Dado que la restauración coralina es un campo de estudio novedoso; la creatividad, capacidad de trabajo en equipo y apertura a nuevas ideas son aptitudes necesarias en el que hacer de los proyectos de restauración*

Recuadro 1. Redes de restauración

Los arrecifes coralinos tienen una distribución irregular a lo largo de regiones geográficas y suelen estar separados por muchos kilómetros. Sin embargo, los arrecifes dentro de una región particular están conectados a través de la dispersión de organismos. Algunos organismos grandes, como los peces, pueden nadar de un arrecife a otro, mientras que otros de menor tamaño, como los corales, invertebrados y peces pequeños de arrecife, producen larvas planctónicas que son transportadas por las corrientes oceánicas de un arrecife a otro. La llegada de larvas de otros arrecifes asegura la supervivencia de una comunidad de coral después de una perturbación y aumenta la biodiversidad de la comunidad.

Crear y consolidar redes regionales de restauración puede favorecer la recuperación coralina a gran escala. Un ejemplo de esfuerzos regionales es el Consorcio de Restauración de Coral (CRC),

integrado por científicos, administradores, profesionales de la restauración de coral y educadores, dedicados a permitir que los arrecifes de coral sobrevivan a los cambios que se pronostican para las siguientes décadas (<http://www.crcreefresilience.org/>). El CRC se ha centrado en facilitar la colaboración y la transferencia de tecnología, ayudando en los esfuerzos de restauración de arrecifes en todo el Caribe, con el objetivo de aumentar la eficiencia y el alcance de los proyectos, y su éxito en el apoyo a la pesca y las economías de las comunidades costeras. Se recomienda que los proyectos de restauración en ambas costas de Costa Rica se informen sobre estas iniciativas y busquen recomendaciones al respecto. Además, se recomienda crear redes locales de trabajo para facilitar la comunicación en sitios de poca extensión.



5.2 Selección de sitios para restaurar

Los criterios para la selección de sitios de restauración son similares a los criterios para los viveros, y el objetivo está en recuperar un ecosistema degradado. Algunos aspectos a tomar en consideración para la selección de sitios son:

1. Antecedentes del sitio: se debe conocer la estructura de la comunidad arrecifal antes de que esta estuviera degradada: las especies de coral que estaban presentes en el sitio, los factores que llevaron al deterioro del ecosistema y si estos todavía persisten. Es importante consultar a las personas locales si han observado cambios en la dinámica (por ejemplo, reducción en la pesca) y estructura física del arrecife coralino a lo largo del tiempo. La presencia de colonias silvestres saludables pueden ser un buen indicio, de que las condiciones en el sitio de trasplante son adecuadas para el crecimiento de especies coralinas.

2. Calidad del agua: se recomienda instalar sensores de temperatura en los posibles sitios de trasplante. Recordemos que los corales son organismos termosensibles, por lo tanto, la temperatura juega un papel crucial en su supervivencia. De igual

forma, el análisis de variables como: nutrientes (nitratos y fosfatos), alcalinidad, pH, y sedimentación, es también importante.

3. Características oceanográficas e hidrografía del sitio: Es vital conocer las características de los fenómenos físicos que rigen el sitio que se va a intervenir, características como la dinámica de las corrientes y la ubicación de las desembocaduras de los ríos son especialmente importantes. Por ejemplo, si uno de





**Cuando se planea el número de sitios para trasplantar, se debe tener en cuenta que un alto número de sitios, implica menos tiempo para el monitoreo de cada sitio. Sin embargo, contar con varios trasplantes aumenta la posibilidad de sobrevivencia de los corales cultivados, en caso de que se presentara algún disturbio. Esto también aplica para la cantidad de viveros*

los factores del deterioro inicial del arrecife fue la sedimentación, entonces se debe considerar la cercanía de los ríos anticipando el efecto de la escorrentía sobre los sitios de restauración.

4. Competidores y depredadores: No es conveniente trasplantar corales

en sitios que evidencien un alto grado de competencia o depredación. Por ejemplo, ambientes que evidencian un crecimiento excesivo de macroalgas o la presencia de gusanos de fuego (*Hermodice carunculata*) en el caso del Caribe.



5. **Grado de energía:** Es recomendable ubicar los corales que van a ser trasplantados en sitios no demasiado dinámicos, de baja a media energía.
6. **Piloto:** se recomienda trasplantar entre 5 a 15 colonias de coral como etapa experimental y monitorear crecimiento y sobrevivencia, con el fin de respaldar que es un sitio apto.

5.3 Selección de sitios para viveros

La clave del éxito de la jardinería de corales es la etapa de vivero o de crecimiento donde se han desarrollado numerosas técnicas para maximizar la producción y supervivencia de los corales (Johnson et al., 2011). El crecimiento acelerado corales en el vivero (logrado en parte mediante el vigor de la poda) (Lirman et al., 2010 2014); puede proporcionar rápidamente una fuente sostenible y continua de corales para la restauración ecológica, reduciendo la necesidad de recolecciones adicionales de poblaciones silvestres (Lirman & Schopmeyer, 2016).

Los criterios para la selección de sitios se basan en la búsqueda de condiciones adecuadas de salinidad, temperatura, y nutrientes, tanto para el cultivo como para el trasplante de

las colonias de coral. Algunos aspectos a tomar en consideración para la selección de sitios son:

1. **Calidad del agua:** es importante elegir sitios que presenten condiciones similares a las de los arrecifes coralinos a las de los arrecifes coralinos de donde proceden los fragmentos de coral. Hay variables como la temperatura que son claves para el crecimiento de los corales, para lo que se recomienda el uso de sensores de temperatura en los viveros. Los corales van a tener su óptimo de crecimiento en temperaturas entre 23 y 29 °C.
2. **Protección de olas y tráfico marino:** a pesar de que los viveros estarán a media agua, es decir ni en el fondo ni en la superficie, es necesario seleccionar un sitio que no sea de uso de pescadores ni de alta visitación.
3. **Accesibilidad:** el acceso hace que los sitios sean seguros para los buceadores y disminuye los costos de transporte.
4. **Rango de mareas y profundidad:** se debe buscar tener los viveros a profundidades similares a las condiciones naturales del arrecife. Conocer los rangos de mareas es clave para definir la profundidad a la que se pondrán los viveros. Por ejemplo, en un sitio en que la

profundidad es entre 10-12 m por la marea, entonces las boyas deben colocarse a unos 7-8 m del fondo. Es necesario considerar épocas de mareas extremas en donde la marea baja o sube más de lo normal. Además, es clave conocer los patrones de corrientes del sitio, tanto para beneficiar el flujo de nutrientes como para considerar si es buen sitio para el vivero.

5. Características oceanográficas e hidrografía del sitio: al igual que en la escogencia del sitio a restaurar, es muy importante tener en cuenta las características físicas del sitio donde se van a colocar los viveros, características como la dinámica de las corrientes y las desembocaduras de los ríos son especialmente importantes. La fuerza y dirección de las corrientes son factores que influyen directamente (las corrientes se encargan de distribuir nutrientes) en el desempeño de los fragmentos de coral, por lo cual este es un criterio básico a la hora de elegir el tipo de vivero que se va a utilizar.

6. Fondo marino: los viveros a media agua se fijan al fondo utilizando anclas, por lo que es un requisito que el sitio tenga un fondo arenoso.

7. Cercanía a un arrecife coralino: aunque en los viveros se busca crear un

ambiente libre de competidores, es importante que las condiciones físico químicas no sean radicalmente distintas, por lo cual los viveros suelen colocarse no demasiado lejos de un arrecife coralino. La distancia entre los viveros y arrecifes o comunidades coralinas depende de las características particulares del sitio en donde se desenvuelva el proyecto.

8. Reconocimiento del sitio: se debe planificar de manera anticipada el número de viveros que se construirán, y las distancias entre los mismos. Se recomienda dejar unos 3 o 4 m entre cada uno, con el fin de que los buzos durante el monitoreo y mantenimiento, puedan moverse con facilidad, evita posibles daños las estructuras aledañas.

5.4 Construcción de Viveros

Los viveros de coral son componentes esenciales de la restauración de arrecife, el tipo de estructura utilizada y el mantenimiento de la misma son factores determinantes en el crecimiento y sobrevivencia de los corales cultivados, y a la larga del éxito del proyecto (Cuadro 3). La mayoría de las estructuras pueden ser pre fabricadas en tierra, facilitando el trabajo subacuático de instalación implicado en la colocación del vivero.



Cuadro 3. Cuadro comparativo para distintos tipos de vivero
(adaptado de Birkeland, 2015; Lirman & Schopmeyer, 2016).

Técnica de cultivo / Atributo	Árbol	Tendedero	Plataforma (*variante mesa)	Vivero permanentes (marco con forma de "A" /Araña de arrecife)	Trasplante directo
Movimiento de agua	Alto	Alto	Medio	Bajo	
Capacidad de ajuste en relación con disturbios	Alta	Media	Alta	Baja	Baja
Facilidad de construcción	Media	Media	Alta	Alta	N/A
Desacople (pérdida) de fragmentos	Media	Baja	Media	Baja	Media
Costo económico	Medio	Medio	Bajo	Medio	Bajo
Mantenimiento	Alto	Bajo	Medio	Alto	Bajo
Durabilidad	Alta	Media	Alta	Alta	N/A
Acumulación de organismos no deseados	Medio	Bajo	Medio	Alto	N/A

Recuadro 2. Arrecifes artificiales versus restauración de arrecifes coralinos

Arrecife artificial: un arrecife artificial es una estructura hecha por el hombre colocada o construida bajo el agua, generalmente para atraer o promover la vida marina, pero también para alterar el flujo de agua o evitar el paso de barcos.

Restauración de arrecifes de coral: la restauración ecológica es el proceso de asistir la recuperación de un ecosistema que ha sido degradado, dañado o destruido (Society for Ecological Restoration International, 2004).

Durante varios años las personas han construido arrecifes artificiales en el mar, principalmente con la intención de atraer peces. Los arrecifes artificiales generalmente se construyen con "materiales de oportunidad" que de otro modo serían desechados, como bloques de hormigón, barcos hundidos, automóviles viejos e incluso neumáticos para automóviles. Estas estructuras pueden atraer vida marina, particularmente en áreas donde el fondo marino carece

de complejidad estructural, pero incluso después de muchos años, la mayoría no se ha convertido en comunidades o arrecifes de coral autosuficientes (Rinkevich, 2005), y con frecuencia han dañado arrecifes coralinos naturales (por ejemplo, el uso de neumáticos de vehículos). Las fallas de los arrecifes artificiales ocurren debido a la suposición de que: "Si lo construyes, vendrán" (Kaufman, 2006), que pasa por alto la rigurosa planeación del posible impacto que causará esta intervención, así como sobrestimar la importancia de asegurar la integridad ecológica del sitio (ver Sección 4). Las estructuras de arrecifes naturales ya están "diseñadas por la naturaleza" para apoyar con el equilibrio adecuado en redes alimentarias, ciclos de nutrientes, flujo de agua y complejidad estructural. Es difícil replicar esos roles con estructuras artificiales, por lo que la mayoría de los proyectos de restauración de arrecifes se enfocan en restaurar las superficies naturales de los arrecifes.



Sin embargo, en algunos casos, las estructuras artificiales pueden ser necesarias si la estructura existente del arrecife de coral se daña a un punto imposible de una recuperación natural. En los arrecifes de Indonesia, por ejemplo, donde la estructura de los arrecifes había sido destruida por la pesca con dinamita, se colocaron marcos de "arañas" (ver Sección 5.4.4) sobre los escombros sueltos tanto para estabilizar los escombros, como para proporcionar una base para unir fragmentos de coral. Parte del éxito se debe a que las estructuras: (1) están construidas con materiales que fomentan el crecimiento y el reclutamiento de coral, y (2) se colocan lo suficientemente cerca de los arrecifes para atraer el reclutamiento de organismos de la comunidad de arrecifes naturales.

El diseño del proyecto de restauración de arrecifes de coral debe planificarse con base en todas las fuentes disponibles. El uso de estructuras artificiales puede ser parte de ese diseño si se determina que esas estructuras mejoran la integridad ecológica del sitio de restauración más allá de lo que se puede lograr con un diseño más simple (es decir, sin las estructuras). Esa determinación debe respaldarse con una investigación y pruebas significativas antes de implementarse a gran escala.

* Nota: la mayoría de los viveros de coral submarinos son estructuras temporales que se utilizan para la propagación de corales. No se consideran arrecifes artificiales y deben extraerse cuando se termina el proyecto.



5.4.1 Árbol de Coral

Materiales:

- Boyas (x2) (inicialmente 2 por árbol, se pueden agregar más una vez que los corales crecen y agregan peso al árbol)
- Tubo PVC 1/2' (38 mm), 1.60 m de largo (x1)
- Tapas "hembra" de PVC 1/2' aprox (x2)
- Varillas de fibra de vidrio de 3/8' x 4 pies de largo (x6)
- Bronca para taladro de 3/8'
- Línea trenzada de grado marino (8 mm diámetro) 30 m
- Línea trenzada de grado marino (10 mm diámetro) 30 m
- Taladro eléctrico
- Equipo de protección para taladrar fibra de vidrio (gafas de protección, máscara para).
- Epoxi para cementación de varillas de fibra de vidrio
- Ancla tipo "pico de plato", capacidad 1110 lb.
- Varilla de metal(x1)
- Cinta topográfica para marcar de color brillante

- Sensor de temperatura
- Cuchilla
- GPS

Construcción:

Paso 1. Construcción en tierra: la construcción del vivero debe hacerse con un día de anterioridad (como mínimo) para dejar secar.



1. Se deben hacer agujeros en el tubo de PVC (6 mínimo y 10 máximo). Utilice una broca de 3/8".
2. En el caso de construir el "árbol" de seis ramas. Debe dejar unos 6 cm por debajo de las tapas de los extremos del tubo PVC. Debe haber una distancia de 45 cm entre un agujero y otro, para un total de tres agujeros sobre la misma cara del



tubo (a manera de hilera). Ahora, colóquese en el punto medio (22.5 cm) entre dos de los tres agujeros. Rote el tubo 90° grados sobre su propio eje, es decir, observe la cara del tubo perpendicular a la anterior. Marque el punto, y proceda a hacer los otros tres agujeros, igualmente separados 45 cm uno del otro. El resultado final, serán 6 agujeros alternados a lo largo del tubo.

3. Para las varillas de fibra de vidrio use una broca de 2.5 mm para hacer los agujeros. Deben estar a unos 10 cm de distancia el uno del otro en línea recta.
4. Inserte las varillas de fibra de vidrio en el tubo de PVC
5. Aplique pegamento para tubo PVC en las tapas a los extremos del tubo. Aplique epoxi o cemento de contacto en los lugares donde las varillas de fibra de vidrio intersecan el tubo, y gire la varilla de fibra de vidrio de modo que el epoxi quede distribuido de forma uniforme entre la varilla (rama) y el tubo de PVC. Deje que el cemento se seque durante la noche para asegurar que la rama quede fija y sellada al tronco del árbol.

PRECAUCIÓN: utilice equipo protector el polvo de la fibra de vidrio resulta irritante para los ojos, los pulmones y la piel.

Paso 2. Instalación submarina (Fig. 6)

1. Introduzca el ancla “pico de pato” en el sedimento usando un mazo y una varilla de metal. Mantenga el cable de acero cerca de la barra mientras el ancla se introduce en el sedimento, hasta que la parte superior del bucle esté a ras con el sedimento. Retire la barra e introdúzcala en el lazo, y tire con fuerza hacia arriba hasta que el ancla quede fija en su lugar. Marque el bucle de anclaje con cinta de colores brillantes para que sea fácil de reubicar.
2. Fije una línea de anclaje a la parte inferior del árbol con un nudo fuerte y resistente. Acerque el árbol lo suficiente como para pasar el extremo suelto de la línea a través del ojo del bucle de anclaje, y ajuste el árbol hasta la profundidad deseada*; finalice la maniobra atando un firme nudo, en el bucle del ancla asegurando la estabilidad y permanencia del vivero en el fondo. Corte la línea sobrante y tráigala de vuelta a la superficie.
3. La ubicación de la estructura debe ser registrada con precisión usando GPS
4. Luego con ayuda de otro buzo en superficie, baje entre 1 o 2 boyas cada una amarrada individualmente con la cuerda de 1/4" de diámetro. Asegura las boyas al extremo superior del vivero.

Opcional: conecte un sensor de temperatura (HOBO) en el tronco principal del árbol con gasas plásticas gruesas, asegurándose de que una de las ataduras de la gasa plástica pase a través del lazo de la carcasa del sensor.

PRECAUCIÓN: el árbol debe colocarse de manera que las boyas permanezcan al menos 2 m por debajo de la superficie en marea baja.

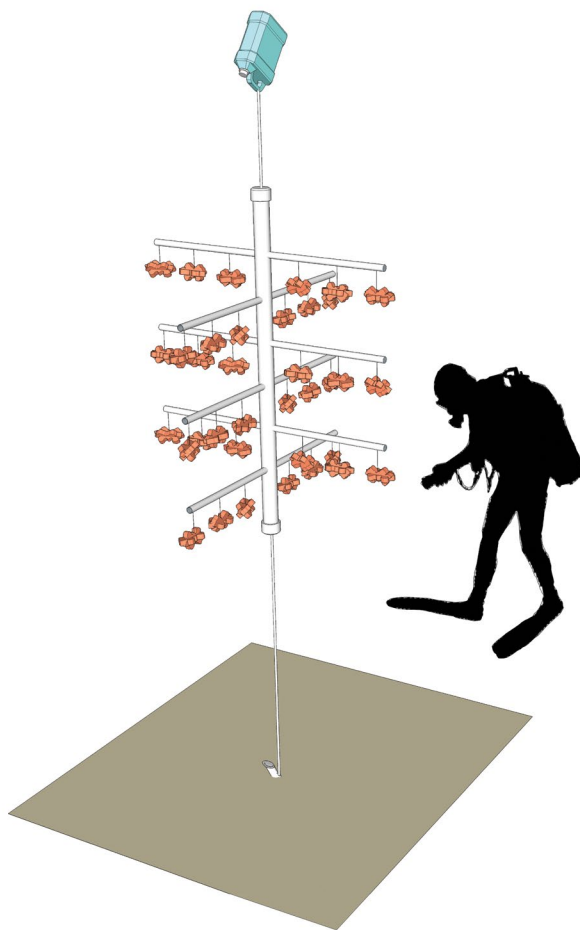


Figura 6. Modelo de árbol de coral (adaptado de Nedimyer et al., 2011).

5.4.2. Tendedero de Coral

Materiales:

- Tubo PVC 1/2", 38 mm diámetro aprox. (3 X1.5 m largo)
- Tapas de PVC 1/2 mm aprox. (x6)
- Boyas (x 6)
- 30 metros de cuerda trenzada, 6 mm diam
- 30 m cuerda, 10 mm diámetro, para anclaje (6 x 5 m de largo)
- 30 m cuerda, 8 mm diámetro, para anclaje (4 x 7 m de largo)
- Anclas tipo "Duckbill", capacidad 1110 lb (x10)
- Varilla de metal (para clavar el ancla en el sedimento)
- Martillo
- Cuchillo

Construcción:

Paso 1. Construcción en tierra

A diferencia del árbol de coral, la mayor parte de la fabricación de los viveros de tipo "tendedero", se puede realizar bajo el agua. Sin embargo, las cuerdas horizontales, tanto las de guía como las de coral, se pueden colocar en tierra de la siguiente manera:

Separe los tubos de PVC 5 metros el





uno del otro, amarre firmemente los extremos de los 3 tubos de PVC (cuerda de guía 8 mm). Las cuerdas de guía deben quedar en paralelo una de la otra, de tal forma que quede suficiente espacio para amarrar las líneas de coral (4 mm), en este caso colocaremos 3 líneas de coral. Una vez colocadas las cuerdas, podemos enrollar la estructura para facilitar su transporte.

Paso 2. Instalación submarina (Fig. 7)

1. Dos buzos colocan 6 anclas "pico de pato" distribuidas en dos líneas paralelas formadas cada una por 3 anclas. Dichas anclas se deben colocar en línea recta a intervalos de 5 metros (usar cinta métrica), Recuerde que estos puntos de anclaje deben ir en concordancia con cada uno de los extremos de los tres tubos de PVC.
2. Estando colocados los puntos de anclaje, procederemos a instalar el vivero. La cantidad de cuerda

necesaria dependerá de la profundidad del fondo y de la profundidad a la que convengamos colocar nuestro vivero. Para estimar cuánta cuerda necesitaremos por punto de amarre, podemos sumarle 4 m a la profundidad del vivero.

3. De este punto en adelante llamaremos a los tubos de PVC como: #1, centro o #2, y #3. Ambos buzos se colocan en la primera línea de anclaje y amarran (No demasiado fuerte, ya que debe ser capaz de nivelar la estructura) cada extremo del tubo #1 a su respectiva línea anclaje (Fig. 7). Seguidamente se estira el "tendedero", hasta el 2º sitio o línea de anclaje y se repite el paso anterior, se amarran los extremos del tubo #2 (central) a las anclas respectivas; el mismo método se repite para el tubo #3.
4. Una vez asegurada la estructura, se procede a nivelar la en la columna de agua. Para esto los buzos pueden

amarrar las boyas al extremo sobrante de las cuerdas horizontales de anclaje o bien colocar nuevas cuerdas. Los buzos llenan las boyas (galones reciclados) de aire con la ayuda del regulador, hasta alcanzar una profundidad deseada.

5. Ahora podemos colocar las líneas de "coral" (cuerda trenzada polipropileno). La cantidad de cuerdas y de corales en cada cuerda, queda a discreción del jardinero de coral. De igual manera, se recomienda no más de 10 cuerdas, pensando en la limpieza y

manipulación de las mismas.

6. Por último, se coloca una cuerda de refuerzo anticipando corrientes fuertes. La cuerda debe extenderse en un ángulo de 45° desde cada extremo del vivero, y hasta un auto de anclaje en el sustrato. *Asegure todos los nudos, uniones y puntos de anclaje, antes de dar por terminada la tarea.

NOTA: etiquetar las líneas de coral según genotipo. De este modo podremos rastrear las colonias donantes más resilientes.

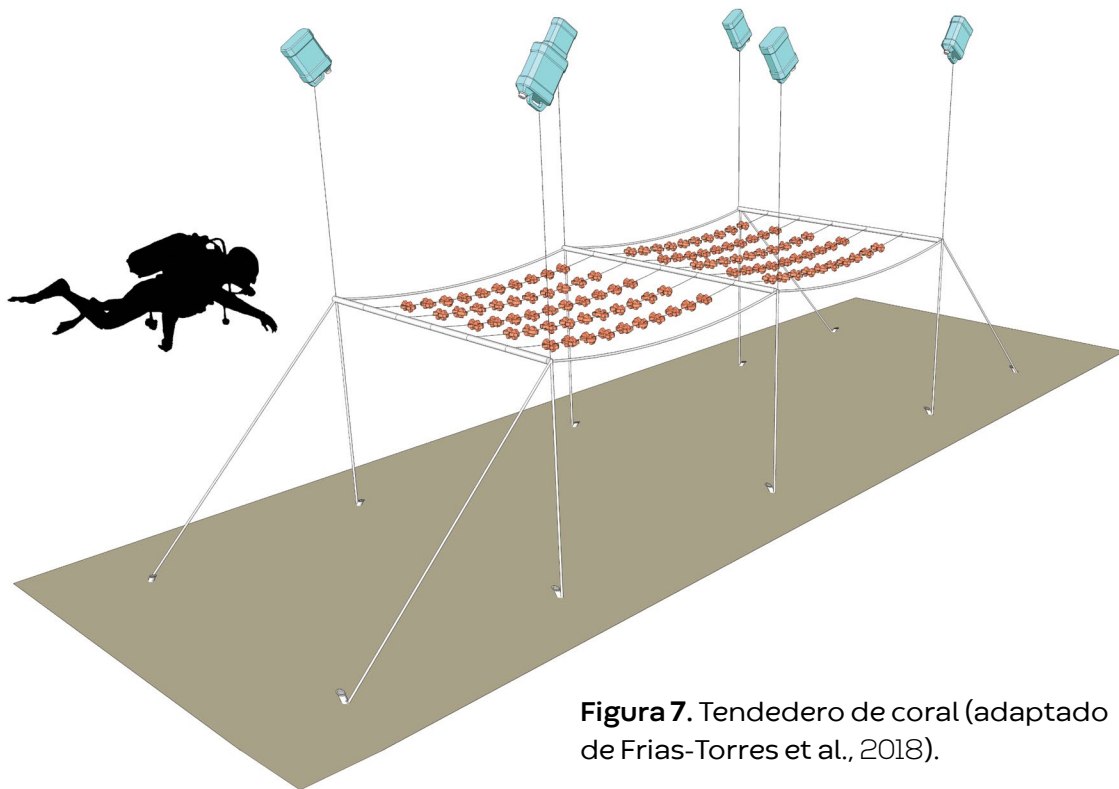


Figura 7. Tendedero de coral (adaptado de Frias-Torres et al., 2018).



5.4.3 Plataforma

La estructura del tipo plataforma ofrecen una superficie plana en donde los fragmentos de coral pueden crecer y desarrollarse. Este tipo de estructura suelen ser sencillas de construir y se pueden instalar de dos formas en el medio, ya sea flotando a media agua (plataforma) o posicionado fijo en el fondo a manera de “mesa”. La preferencia de una u otra modalidad de vivero depende principalmente de la dinámica del sitio.

Materiales:

- Boyas (x4)
- Tubo PVC 1/2' (38 mm) (x12)
- Tubo PVC 3/4', (x6 m)
- Codos 1/2' (x8)
- Epoxi o pegante para PVC (1litro)
- Ancla tipo “almirante” de acero inoxidable pequeña 0,5m (x1)
- Tapas “hembra” de PVC 1/2” aprox.
- Malla plástica 0,25 cm² (x4)
- Cuerda trenzada tipo Sansón 5/16 (x20m)
- Expandes (galletas de cemento) 9cm x 0,6 cm x 2 cm diámetro de cabeza (x100)

- Gomas plásticas de 40 cm (x25)
- Gomas plásticas de 10 cm (x25)
- Pegamento instantáneo “goma loca” (x10)
- Sacos de cemento concremix (x1)
- Espátulas plásticas anchas y pequeñas (x3)
- Taladro eléctrico
- Sierra de mano
- Cegueta
- Pala de mano
- Equipo de protección

Construcción:

Paso 1. Preconstrucción en tierra:

1. Cortar tubos de 1/2 para hacer un cuadrado de 1 m x 1 m y usar el pegamento en las uniones.
2. Colocar una malla plástica (luz de malla 1 pulgada) de 1 m x 1 m.
3. Sujetar la malla a los tubos en forma de cuadrado con gomas plásticas de 5 pulgadas. Recuerde cortar el sobrante de las gomas con una cortadora o tijera.
4. Realizar un amarre en cada esquina del cuadrado. Esta será considerada la cara superior de la plataforma.



Figura 8. Galletas de cemento con fragmentos de coral (Fotografía cortesía de: Carlos Pérez)

Paso 2. Galletas de cemento (Fig. 8):

1. Se hacen cortes de 1 pulgada o pulgada y media de un tubo de PVC de 4 pulgadas de grosor.
2. Se realiza una mezcla de cemento concremix en un balde.
3. Colocar la mezcla en cada corte de tubo PVC.
4. Colocar un “spander” de 2 pulgadas en el centro de la galleta con cemento fresco.
5. Dejar secar por un día y medio.
6. Luego dejar en remojo en agua con bicarbonato de sodio (un paquete completo).
7. Las galletas son etiquetadas para poder ser monitoreadas posteriormente.

Paso 3. Instalación subacuática:

1. En la parte inferior de la plataforma amarre un mecate en cada extremo de manera que se unan en un solo nudo. El resultado será una sola línea hasta el fondo a la cual será amarrada un ancla. Asegúrese de estimar bien la longitud de la línea en relación a la profundidad deseada para la estructura.
2. Amarrar en cada extremo una boya (galón reciclado) e infléla con el aire de chaleco.
3. La plataforma debe quedar posicionada en marea baja entre 16 ft/5 m dependiendo de la penetración de la luz, los sedimentos y otras condiciones mencionadas a lo largo del documento.



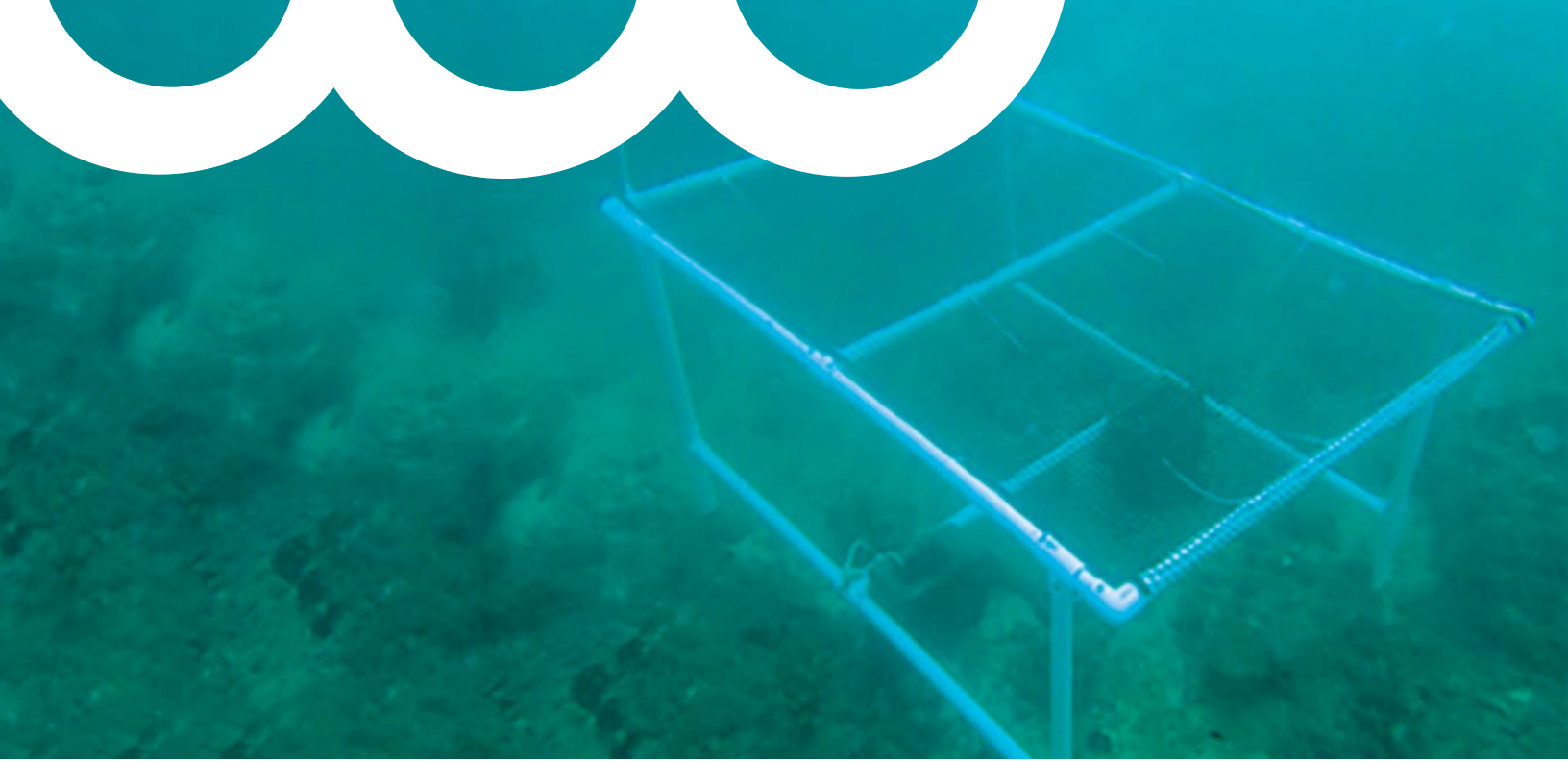


Figura 9. Mesa de coral instalada bajo el agua (fotografía cortesía de: Katherine Evans)

Forma alternativa: Mesa de coral

Este tipo de vivero de coral está unido al fondo del océano, aproximadamente a un metro de profundidad desde el fondo. Es barato y fácil de fabricar, y todos los materiales necesarios están disponibles localmente. Estos viveros son modulares y, por lo tanto, son fácilmente adaptables a las necesidades del proyecto. Esta modalidad de vivero suele utilizar en sitios altamente dinámicos, sometidos a la acción del oleaje y las corrientes. Si se quiere utilizar esta variante basta con hacerle modificaciones leves al diseño de la plataforma:

Tubo PVC 1/2' (38 mm) (x7): 4 de estos tubos serán las patas mientras que los tres restantes serán utilizados para

darle fortaleza a la estructura, esto se logra colocándolos en un arreglo en forma de "H" como lo muestra la Fig. 9.

Las patas serán luego sujetadas a bloques de cemento para brindar peso y estabilidad adicional.

5.4.4 Viveros permanentes

Estos viveros funcionan como sitio de crecimiento y propagación, así como también de sustrato artificial y en algunos casos incluso pueden ayudar a estabilizar el fondo. Este tipo de estructuras se ha utilizado típicamente en sitios como el Caribe y el Indo-Pacífico. Donde disturbios puntuales como las tormentas tropicales o la pesca con explosivos han destruido o deteriorado seriamente la integridad estructural del arrecife (Williams *et al.*, 2019).

Estas estructuras se construyen típicamente de metal galvanizado, sin embargo, exististe un gran interés en utilizar materiales alternativos, más acordes con la naturaleza del medio, como el bambú.

Vivero en forma de "A"

Materiales bajo el agua (instalación y monitoreo):

- Malla de alambre 2-3 mm de espesor y luz de malla de 15 x 15 cm.
- La malla debe medir 12 cuadros (180 cm) de ancho y 11 cuadros (165 cm) de largo
- Gasas plásticas
- Resina de fibra de vidrio
- Bloque de concreto sólido (x2)
- Varilla de metal de 1/2" (x4)

Paso 1. Instalación bajo el agua:

1. El marco en forma de "A" se coloca sobre el fondo arenoso.
2. Utilizando las gasas plásticas, se sujeta una varilla de metal a cada extremo de la estructura, a manera de un gran clavo.
3. Con la ayuda de un mazo se clava cada varilla de metal de tal forma que la estructura quede fija en el fondo.
4. Para darle peso a la estructura se

pueden utilizar bloques o losas de cemento.

*IMAGEN DEL MARCO EN "A"

Araña de coral

Materiales:

- Varilla de acero reforzado, protegidas contra la corrosión; 8 m.
- Resina de fibra de vidrio
- Gasas plásticas (1 paquete)
- Grano arenoso de tamaño medio (suficiente como para recubrir la estructura)

Paso 2. Preconstrucción en tierra:

La (s) varilla (s) se cortan de modo que se obtenga: (Aquí falta un verbo que indique la acción a realizar con las varillas)

- 6 trozos de 36 cm de largo
- 6 trozos de 33 cm de largo
- 6 trozos de 54 cm de largo
- 1 trozo de 28 cm de largo

La construcción de este tipo de estructura se describe en Williams *et al.* (2019). Las secciones se ensamblan para formar un hexágono (vértices 60°) de 216 cm bordando un área de 0.337m² (6 lados de 36 cm de largo). A cada vértice se le solda una "pata" en 130°, cada pata mide 33 cm en total. Se



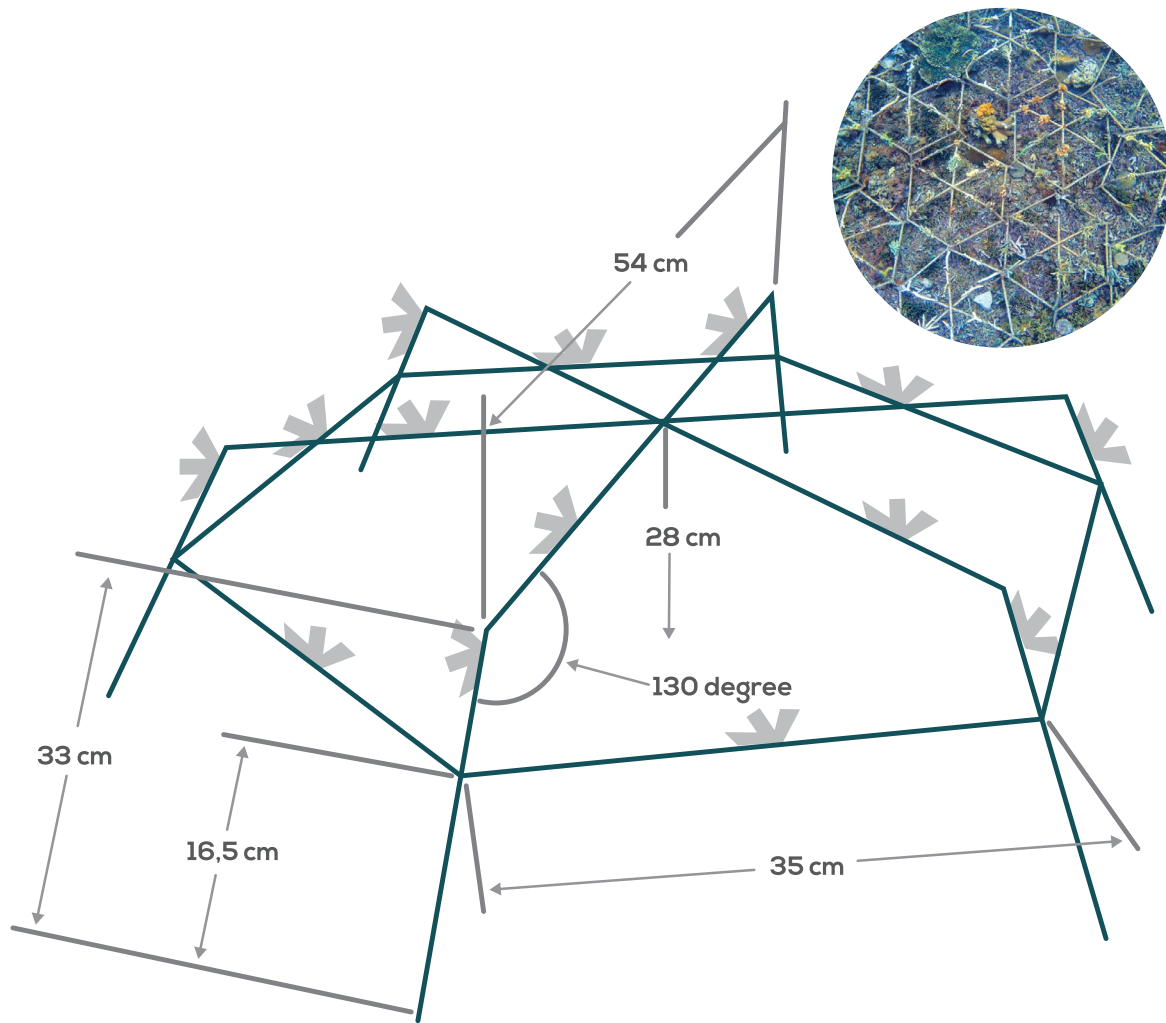


Figura 10. (izquierda) Diagrama de una araña (de Williams et al. 2019, fig. 2, con permiso de John Wiley & Sons pendiente). (derecha) Una red de las arañas desplegadas en un arrecife destruido por la pesca con dinamita (foto de Frank Mars, con permiso pendiente).

recomienda soldar la pata a los 16,5 cm.

La parte superior de las patas se une (solda) con el extremo opuesto, con trozos de varilla de 54 cm. Todos los trozos de varilla deben unirse en el centro del hexágono a 28 cm de altura desde la base.

Paso 3. Instalación subacuática

Típicamente, las arañas se colocan en los espacios entre el marco deteriorado del arrecife. Esta estructura es modular y suele colocarse en grupos (Fig. 10), sujetando las patas de las arañas mediante gasas plásticas.

5.4.5. Trasplante directo de fragmentos de oportunidad

Materiales:

- Gasas plásticas (300 unidades por paquete)
- Pegamento: epoxi marino o cemento

Esta técnica no precisa el uso de estructuras tipo vivero, los fragmentos se obtienen por procesos de fragmentación natural, como la bioerosión causada por peces y la acción de las olas o corrientes. Estos fragmentos asexuales suelen no alejarse mucho de su sitio de creación. Por lo cual son adecuados para ser reintegrados al arrecife, sin necesidad de intervenir las colonias de coral silvestres (Tortolero et al., 2014).

Para los ramificados

- Se colectan los fragmentos de oportunidad que NO muestren signos de blanqueamiento, enfermedad, tejido dañado o necrosado, esponjas u otros organismos oportunistas.
- Cada fragmento se coloca y asegura firmemente en el sustrato con la ayuda de una gaza plástica en el mismo sitio donde fue recolectado. Se recomienda colocar un mínimo

de 25 fragmentos por sitio espaciados 20 cm uno del otro. Se fijan en sustrato natural en zonas abiertas o entre las grietas u orificios del relieve del arrecife cuando esta lo permita.

Para los masivos

- Se colecta un fragmento de una colonia donante (no más del 10% del área total de la colonia).
- De este fragmento, se obtiene al menos otros cuatro fragmentos, se elimina el exceso de carbonato de calcio.
- Se limpia el sustrato, (algas o tapete algal), se coloca pegamento en el fragmento y en sustrato en el sitio donde esta será colocada.

5.5 Muestreo y recolección de fragmentos

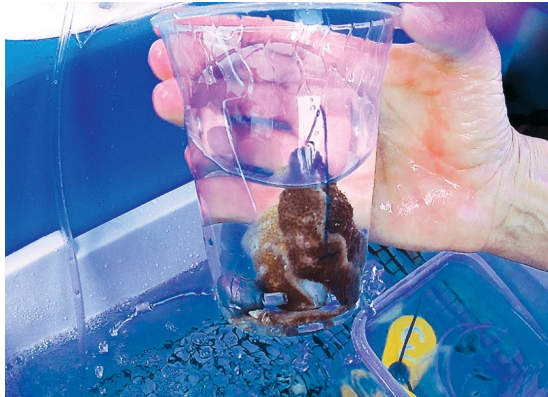
La propagación de corales por fragmentación aprovecha el carácter asexual de los corales (forman clones hasta crear una nueva colonia). Durante el proceso de muestreo y fragmentación es importante disminuir al mínimo el estrés que se pueda provocar al manipular y trasladar los corales. Es importante tratar de disminuir el estrés de los fragmentos al mínimo.



5.5.1 Selección de las colonias donantes

Se recomienda realizar una expedición en el sitio con el fin de identificar colonias donantes saludables, de las cuales se pudiesen recolectar fragmentos con mayores posibilidades de sobrevivencia. Estas colonias saludables de mostrar una coloración normal, típica de la especie, por ejemplo, una colonia saludable de *Porites* será de un color pardo-amarillento. Igualmente, las colonias donantes no deben mostrar síntomas de enfermedad o lesiones importantes.

5.5.2 Muestreo de colonias donantes



Paso 1. En el agua: dos buzos deben identificar colonias saludables con un tamaño adecuado para fragmentar e identificar fragmentos de oportunidad.

1. Se toma una muestra de la colonia, NO mayor al 10% del tamaño total

2. Etiquetar la colonia donante. Se recomienda tomar una fotografía de toda la colonia de arriba y un lado para facilitar posterior reconocimiento.
3. Tomar datos de profundidad, hora y ubicación (GPS) del sitio donde está la colonia.
4. Colocar las muestras en los contenedores. Los contenedores deben estar identificados con el número de la etiqueta de la colonia donante. Colocar los fragmentos de oportunidad en el contenedor y tener una referencia del sitio.
5. Las muestras y fragmentos de oportunidad se llevan al bote y hielera en el bote.
6. Debe tener cuidado de no mezclar muestras diferentes.

No se tomarán muestras de colonias enfermas, con esponjas u otros que puedan ser un problema en los viveros

Paso 2. En el bote: una persona debe estar a cargo de mantener la hielera con agua de mar fresca, las bombas de aire funcionando y de recibir lo corales. Es necesario inspeccionar los nuevos fragmentos, y cambiar el agua periódicamente en función de la distancia; distancias largas implican el someter a los fragmentos a mayores niveles de estrés.

Recuadro 3. Manteniendo la variación genética en proyectos de restauración coralina

La importancia de la variación

genética. La variación genética es lo que proporciona a cualquier población la capacidad de hacer frente a su entorno a lo largo del tiempo, ya sea que el organismo sea una especie de coral, una planta, un homo sapiens o cualquier otro organismo. La variación genética permite la selección natural de los individuos que mejor se adaptan al medio ambiente y, por lo tanto, permite a esos individuos mantener una población mejor adaptada a las condiciones cambiantes. Por ejemplo, si una población de *Pocillopora damicornis* incluye variaciones genéticas que permiten un amplio rango de tolerancia a la temperatura, entonces es probable que algunos individuos puedan sobrevivir a un evento de temperatura extrema, y que esos sobrevivientes transmitan sus genes a poblaciones futuras. Pero si la población tiene una baja diversidad genética, entonces un solo evento extremo podría aniquilar a toda la población.

Una preocupación importante para muchos proyectos de restauración coralina es el establecimiento involuntario de monocultivos de coral, que esencialmente no tienen variación genética. Esto es

particularmente cierto con las técnicas de fragmentación, porque muchos clones pueden producirse a partir de una sola colonia donante. Por lo tanto, al considerar la restauración de corales, uno de los principales objetivos es asegurar que la propagación de corales tenga una variación genética lo más amplia posible, ya sea en cuanto a su tolerancia a la temperatura, su capacidad para resistir enfermedades, su capacidad para crecer rápidamente o cualquier otra adaptación valiosa (Baums, 2008). Sin embargo, a menudo es difícil saber cuál es la variación genética dentro de la especie que se está restaurando, y por consiguiente cómo maximizarla.

Cómo maximizar la variación

genética. El método preferido para entender la diversidad genética es medirla directamente, tomando muestras de tejido para que un especialista en genética coralina los analice. Si bien en Costa Rica se han realizado estudios de genética coralina (Baums et al., 2010; Boulay et al., 2012; Boulay et al., 2014), sólo se han realizado en unas pocas especies. El muestreo y la preparación de los tejidos de coral, así como el costo de llevar a cabo los



análisis genéticos, es probable que sean más rentables para proyectos de restauración de los corales en los próximos diez años. Mientras tanto, ¿qué puede hacer un proyecto para maximizar la diversidad genética dentro de cada una de las poblaciones de coral que están propagando?

Las técnicas de muestreo y seguimiento descritas en este protocolo tienen dos objetivos: el primero es asegurar que la recolección de muestras provenga de una amplia variedad de donantes y entornos, espaciados geográficamente (sin mezclar regiones). La distancia geográfica evita la probabilidad de que los donantes sean clones unos de otros (por ejemplo, a través de la fragmentación natural), y la recolección en una variedad de entornos maximiza las posibilidades de que los donantes tengan diferentes adaptaciones a esos entornos. El segundo es mantener la identificación de las muestras de coral según el donante, así como la ubicación de los donantes en el arrecife. El seguimiento proporciona información valiosa sobre el crecimiento y la supervivencia de los fragmentos de cada donante. También permite llevar a cabo el muestreo genético de manera retroactiva, para evaluar cuántos genotipos (colección distinta de genes particulares para cada

individuo) están representados en el proyecto, y cuántos son clones.

Al identificar a los donantes para la recolección de muestras, el objetivo es recolectar en una variedad de ambientes. Aunque las diferencias en el color del coral o en la forma de crecimiento no siempre son un indicador de variación genotípica, son mejores que seleccionar corales que parecen idénticos. Elegir corales donantes de una variedad de ambientes es también una manera de capitalizar el poder de la selección natural para elegir los corales mejor adaptados a cada uno de esos ambientes. Los donantes seleccionados de una variedad de profundidades de agua, regímenes de luz, regímenes de temperatura (variación de temperatura diaria y estacional), sustratos y oceanografía son buenas prácticas, siempre y cuando las condiciones no sean tan diferentes de las del vivero como para causar estrés. Debido a que muchos corales se propagan tan fácilmente a través de la fragmentación, es aconsejable no elegir o recolectar fragmentos de colonias donantes apiñadas entre sí, ya que la probabilidad de que sean clones puede ser alta. Es por esto, que es aconsejable extraer fragmentos de colonias donantes localizadas en diferentes partes de un mismo arrecife, o mejor aún, de diferentes arrecifes.



“Podar” las colonias madre, permite la producción de varios fragmentos “juveniles” de rápido crecimiento. Los fragmentos obtenidos de esta manera funcionan como material propagativo, expandiendo los viveros sin necesidad de tomar fragmentos de colonias silvestres. Se recomienda fragmentar colonias silvestres cada cierto tiempo, con tal de procurar la entrada de material genético novedoso a nuestros viveros

5.6 Proceso de fragmentación y microfragmentación

5.6.1 Fragmentación: Ramificados

El proceso de fragmentación se realiza en el bote. Es importante que este proceso se lleve a cabo de una manera rápida, y sistematizada, ya que entre más tiempo estén los corales fuera del agua, mayores serán su nivel de estrés. Por lo cual es buena idea preparar la mayor cantidad de material con anterioridad, como las líneas de monofilamento y las etiquetas.

Preparación de líneas: Las líneas de monofilamento deben tener al menos 3

longitudes para evitar que los distintos fragmentos choquen al crecer

1. Preparación de fragmento:
 - a. Observe la forma del coral y seleccione una “rama” que pueda quebrar fácilmente, buscando estresar a la colonia lo menos posible. La cantidad de fragmentos generados no debe exceder el 10% del tamaño total de la colonia. Los fragmentos no deben ser mayores a 2 cm.
 - b. Se amarra cada uno con una línea de monofilamento (una sola vuelta para asegurarlo). Y se ajusta con un





Microfragmentos de *Porites* sp. pegados en los discos de cerámica antes de ser llevados a los viveros.

- clip usando un alicate o cortadora.
- c. Se coloca una etiqueta para poder identificar y si se quiere rastrear el desarrollo de cada fragmento o grupo de fragmentos clonales; para este último se etiquetan o identifican las ramas de acuerdo a las distintas colonias donantes.

5.6.2 Microfragmentación: Masivos e incrustantes

La microfragmentación es una técnica utilizada en corales de crecimiento masivo e incrustante que permite crear fragmentos de $\sim 1\text{cm}^2$, logrando estimular la extensión y crecimiento lateral del tejido coralino, en lugar del lento crecimiento tridimensional (Page, Muller & Vaughan, 2018). Para realizar



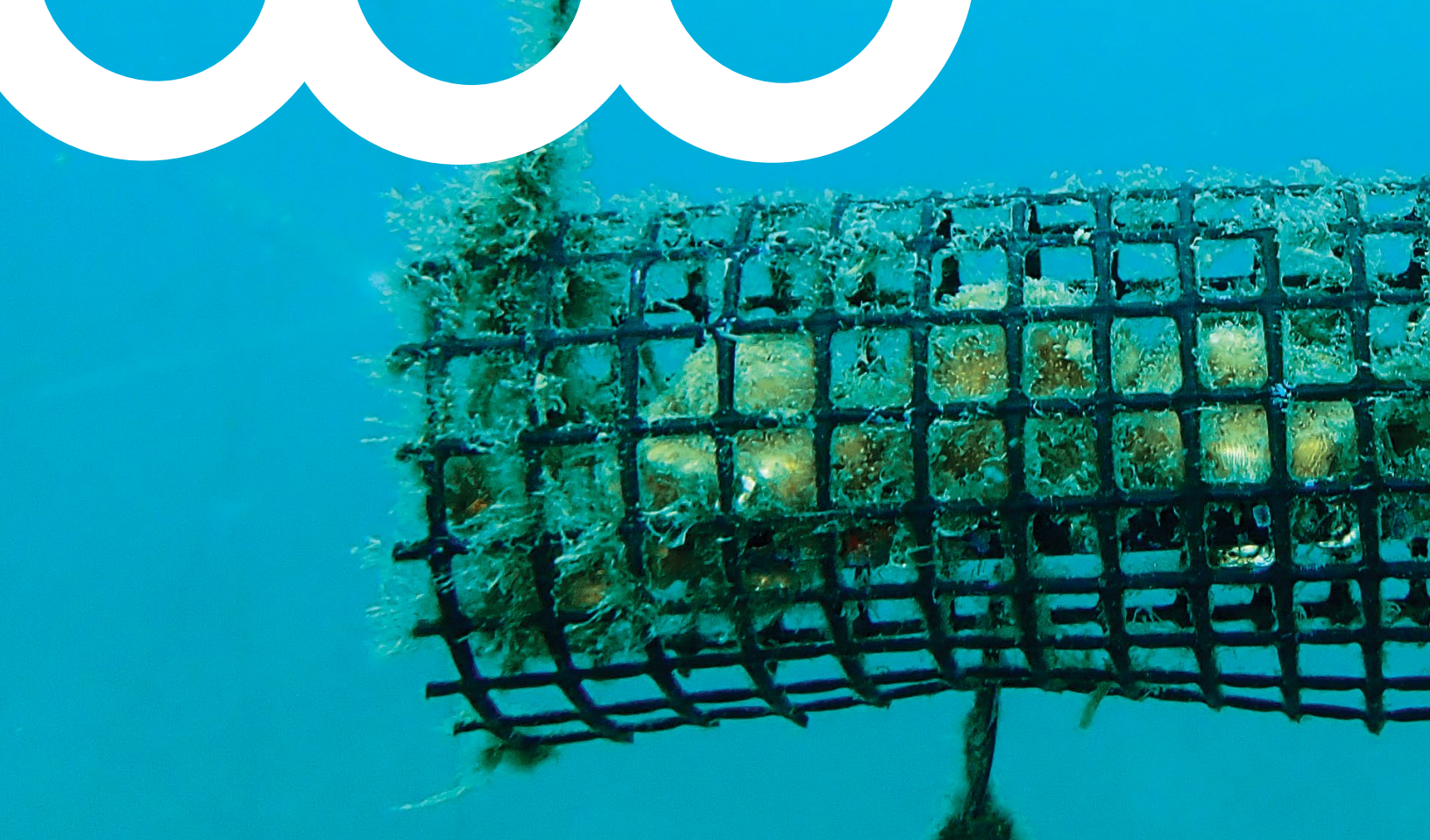
este proceso se utiliza una sierra eléctrica con banda de diamantes, que permite hacer cortes precisos.

1. Preparación de rejillas: Previamente se preparan rejillas de plástico para poner los discos de cerámica. Las rejillas deben medir 25.5 cm de largo y 3 cm de ancho, esto equivale a dos filas y 14 columnas, si observa la rejilla desde arriba.
2. Se prepara la sierra eléctrica de hoja de diamante, según las instrucciones de uso de la misma.

3. Con anticipación se preparan los discos de cerámica (hongos). Los discos de cerámica, deben ser debidamente numerados en la parte inferior contigua al pie del disco de cerámica.
4. Los fragmentos procedentes de colonias silvestres (donantes), se microfragmentan utilizando la sierra eléctrica; los microfragmentos no deben exceder un área de 1.5cm^2
5. El fragmento es adherido al disco de cerámica usando goma súper densa.
6. Los discos de cerámica (hongos) se colocan en las rejillas plásticas en grupos de 6 o 7 por rejilla y se amarran en la parte trasera con líneas de monofilamento y clips.
7. Es importante registrar los códigos de cada microfragmento. Se recomienda llevar un orden predeterminado para facilitar el monitoreo de los microfragmentos.
8. Se recomienda remover los restos de carbonato de calcio y las burbujas atrapadas en la goma utilizando una pipeta de 30 cm.

Los corales se colocan en una hielera con agua marina y aireación continua durante el traslado al vivero subacuático.





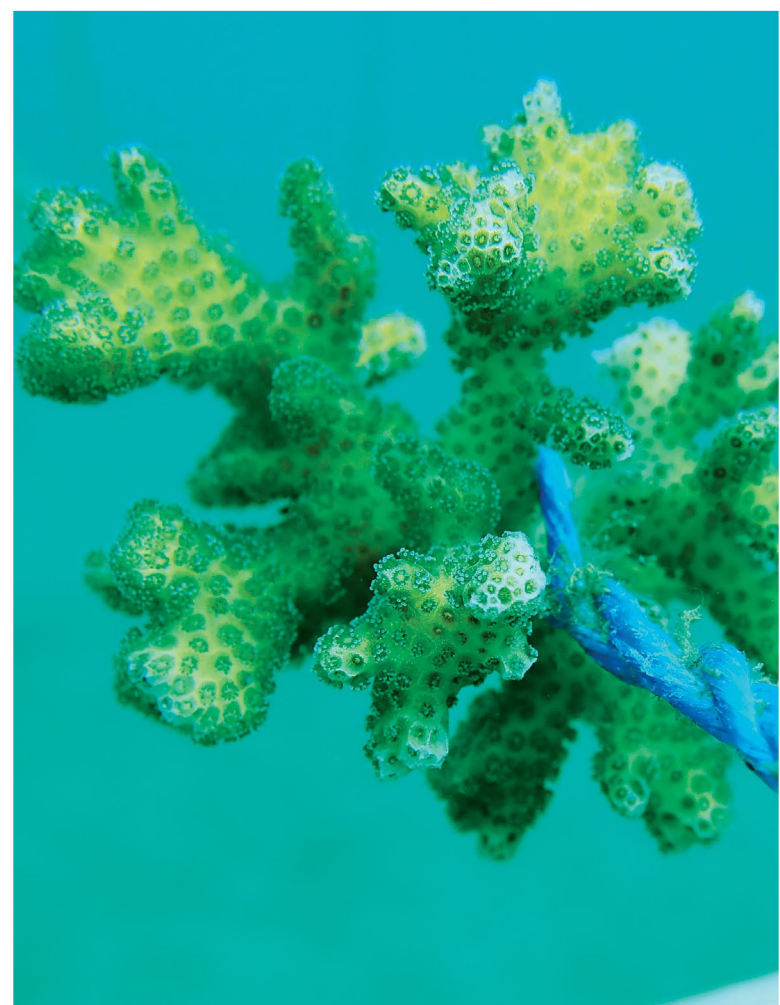
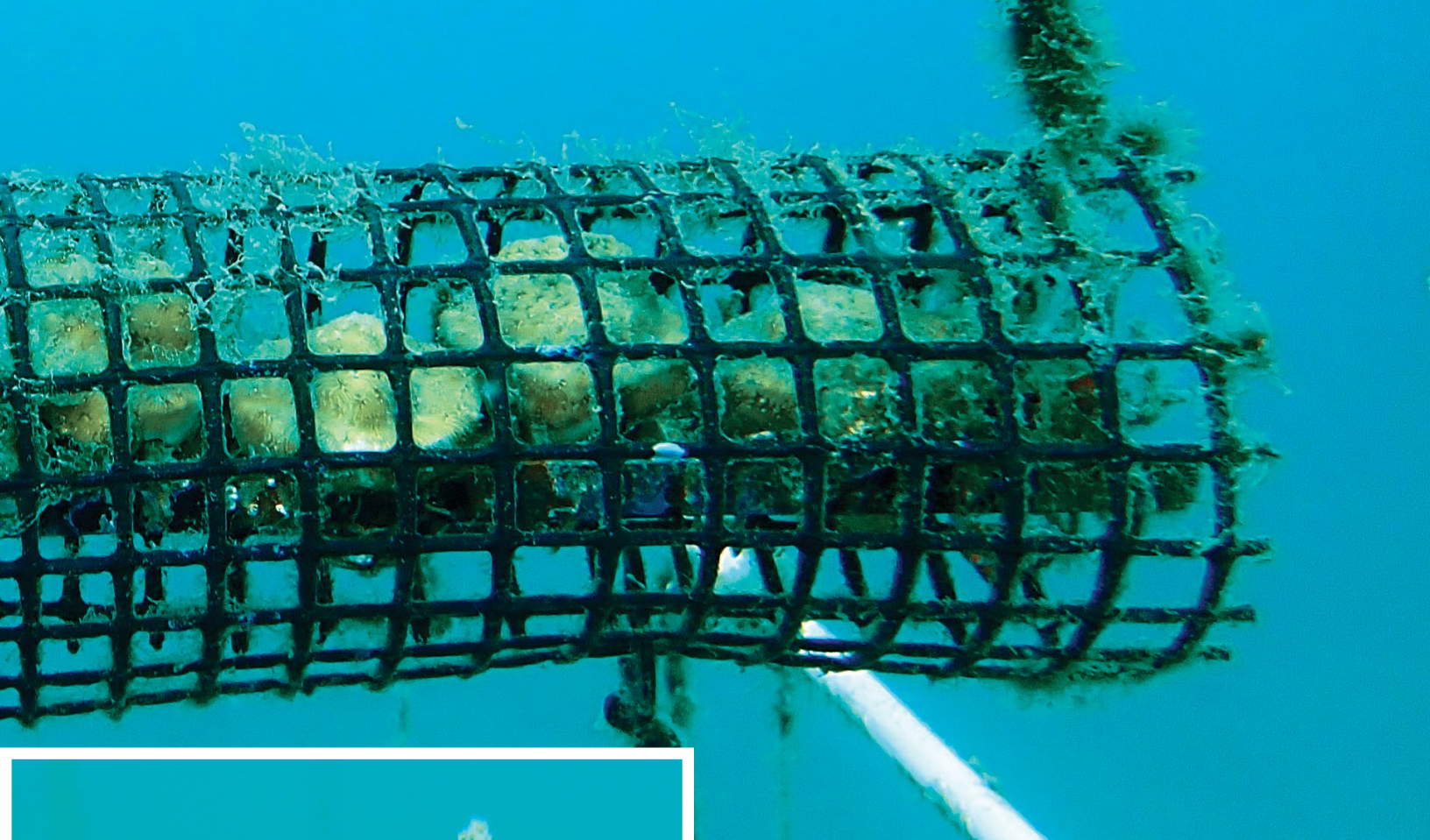
5.7 Colocación en Los Viveros

Como se mencionó anteriormente los corales tienen diferentes formas de crecimiento y con base en eso, se utilizan o adaptan las técnicas de propagación o cultivo en los viveros. Los corales ramificados ocupan espacio para extender sus ramas. Los corales del tipo masivo e incrustante, requieren una superficie plana para expandir su tejido, crecer y calcificar.

5.7.1 Corales ramificados

1. **En el vivero tipo árbol:** Se colocan los nuevos fragmentos de coral listos con su línea de sujeción en contenedores de plástico con agujeros, para ser llevados al vivero.
2. **En el vivero tipo tendadero:** La cuerda trenzada se separa, y en la abertura que se forma se coloca el fragmento de coral.
3. **En el vivero tipo plataforma:** Sobre las galletas de cemento se colocan fragmentos de oportunidad de al menos dos especies de coral. En este sentido debe colocarse la misma cantidad de fragmentos por especie. El procedimiento:
4. **En el vivero tipo marco en forma de "A":** Los fragmentos o ramas se

Se pasa el extremo libre del monofilamento a través del agujero de la "rama" y se asegura con un clip de aluminio.



colocan en los vértices de la malla (utilizando las gazas plásticas).

NOTA: Se puede utilizar colores diferentes según el genotipo de los fragmentos.

5.7.2 Corales masivo e incrustantes

1. Se colocan las rejillas. Los extremos libres de las líneas de monofilamento se pasan a través de los agujeros de la rama del árbol coralino (queda un agujero libre en el medio entre cada línea de monofilamento). Las rejillas se aseguran con un clip.
2. De ser necesario se coloca la protección plástica y se asegura en la parte de abajo con el cierre sugerido.



5.8 Mantenimiento en los viveros

El objetivo es eliminar todo tipo de competencia de los corales y que pueda limitar su crecimiento o sobrevivencia. Se recomienda que el mantenimiento en los viveros sea de mínimo una vez al mes, pero de ser posible sería óptimo dos visitas durante los primeros tres meses después de la fragmentación (principalmente micro fragmentación de corales masivos e incrustantes).

1. Se debe limpiar con el cepillo grande el vivero, es decir la estructura de PCV y las ramas de fibra de vidrio. Se recomienda el uso de guantes para evitar lesiones producto de organismos incrustantes como los cirrípedos.
2. Algunas veces la línea de monofilamento de donde cuelgan los corales se llena de algas y otros organismos, por lo que se recomienda el uso de pinzas para limpiar.
3. Para masivos e incrustantes:
4. Se debe limpiar con el cepillo grande el vivero, es decir la estructura de PCV y las ramas de fibra de vidrio.
5. Se debe utilizar los cepillos pequeños para limpiar las rejillas plásticas donde están los discos de cerámica.

6. En caso de requerir cubrir con malla de plástico, esta debe limpiarse con el cepillo grande.

Nota: Resulta útil bajar a limpiar los viveros teniendo a la mano materiales para reparar: monofilamento, boyas, clips y cuerda.

5.9 Monitoreo en los viveros

Los corales en los viveros deben ser monitoreados mensualmente, con el objetivo de estimar el crecimiento y sobrevivencia de las colonias. La metodología que se utilizará depende del tipo coral y la técnica de propagación utilizada. Es importante también tomar notas sobre la salud de los corales durante los buceos. En caso de observar indicios de blanqueamiento o incluso la presencia de una posible enfermedad, en cuyo caso se recomienda aislar o descartar la colonia de coral.

Precaución: La manipulación de colonias de coral muertas o enfermas debe de realizarse momentos antes de que finalice el trabajo de campo; es decir primero se trabajan las colonias sanas y luego si fuera el caso, las enfermas, esto con tal de reducir al máximo las posibilidades de contagiar otras colonias.



5.9.1 Fotografías

1. Se toma una fotografía de cada fragmento de coral presente en el vivero.
2. El coral se coloca sobre una superficie contrastante, en este caso una pizarra subacuática con una escala diferenciada, pero puede ser cualquier superficie que genere contraste.
3. Es necesario que en la fotografía salga la etiqueta del coral o se referencie para su posterior identificación y análisis. También es importante que la fotografía se tome siempre a una distancia

prudente, manteniendo siempre el mismo ángulo.

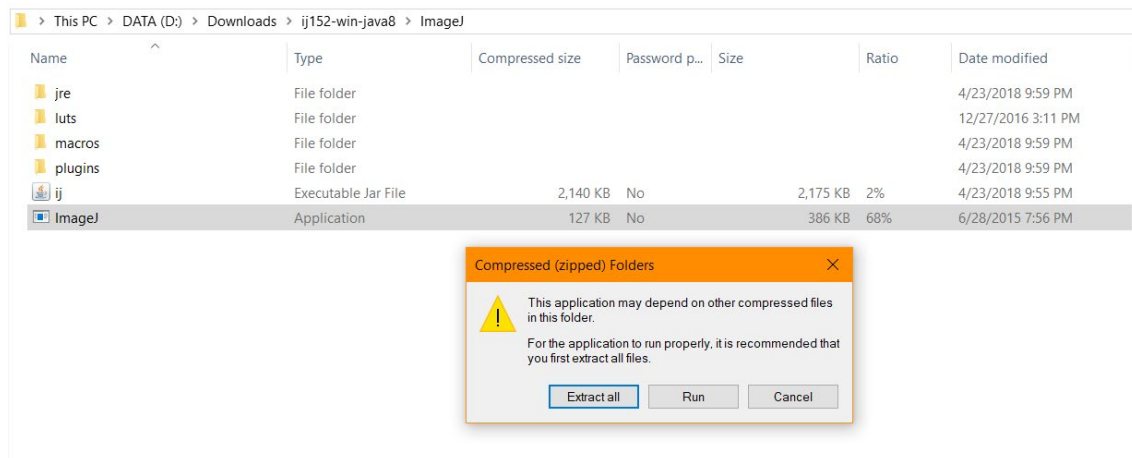
4. Se puede utilizar ImageJ para estimar el área de las colonias de coral en discos, asegurando que las fotografías fueron tomadas de la misma distancia siempre.

5.9.2 Análisis de las fotografías

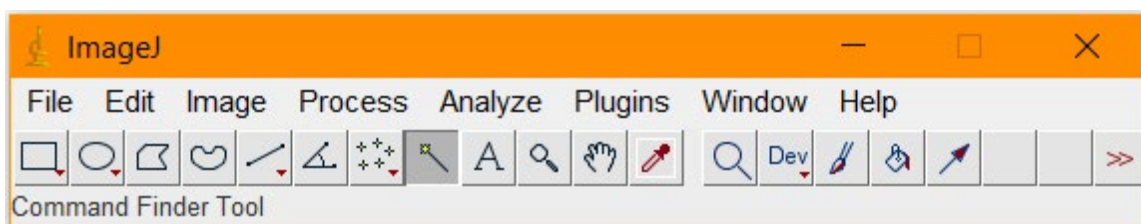
El área cubierta por corales masivos e incrustados puede medirse fácilmente usando software de descarga libre, como ImageJ© (Schneider et al., 2012). A continuación, se describe el procedimiento para descargar y utilizar ImageJ, pero también hay otros paquetes de software disponibles.



1. <https://imagej.nih.gov/ij/download.html>
2. Descargar el archivo dependiendo del sistema operativo
3. Abrir la carpeta ij152-win-java8
4. Abrir la carpeta "ImageJ"
5. Darle click al icono ImageJ (el archivo este comprimido por lo tanto a la hora de hacer click pregunta:



6. Listo. Click de nuevo para que aparezca la barra de herramientas.



5.9.3 Medición con vernier de corales ramificados: *Pocillopora*

1. A cada colonia se le tomarán tres medidas con el pie de rey/vernier: alto, largo y ancho (Fig. 11). Se debe mantener la consistencia en la persona que toma estas medidas con el fin de disminuir el error de muestreo. La longitud de la colonia (o conglomerado), se define como la máxima extensión posible en línea recta entre los extremos distales opuestos, e.g. las ramas más alejadas del centro de la colonia. El ancho de la colonia (o conglomerado) será su máxima distancia ortogonal en relación a su

longitud máxima.

2. Se debe llevar control en la hoja de datos de Excel de la sobrevivencia y estado de cada colonia de coral en el vivero.
3. Los datos tomados con vernier/pie de rey se transcriben a la hoja de datos electrónica (Fig. 13).
4. Para calcular el volumen (cm^3), como describir por (Salinas-Akhmadeeva, 2018) ocupado de una colonia de *Pocillopora* se utiliza la fórmula:

$\text{Vol (cm}^3\text{)}: 1/8 * (4/3 \pi abc)$ donde a,b,c son alto, largo y ancho en cm.

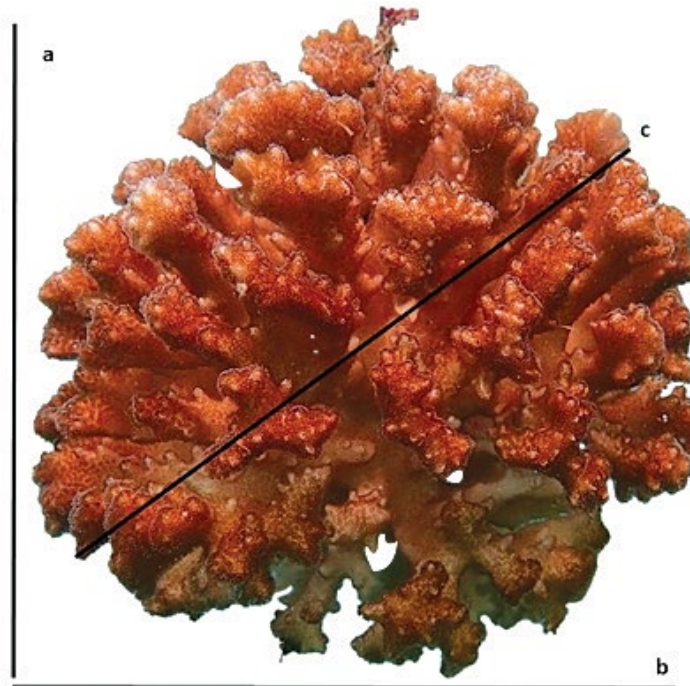


Figura 11. Las tres dimensiones (a, b, c) para medición con vernier., donde "a" es alto, "b" es ancho, y "c" es largo

5.9.4 Medición con vernier de corales ramificados: *Acropora*

En el caso de los acropóridos, el crecimiento, tanto de los corales en los viveros como en los trasplantes se mide en función de la extensión lineal de tejido (ELT; Fig. 12). Esta es una medida simple que solo toma en cuenta una dimensión. Con la ayuda de una regla sencilla la ELT se obtiene de la siguiente manera:

Se identifica y se mide la rama principal (RP); esta es la rama más larga desde la base hasta la punta más distante. Luego se miden y suman todas las demás ramas "secundarias" (RS) con una longitud mayor o igual a 1.0 cm. Es decir, la extensión lineal (ELT) = $RP + RS$. De igual manera si se quiere obtener el crecimiento relativo basta dividir EL/RP (Johnson *et al.*, 2011; Bowden-Kerby, 2013) ()

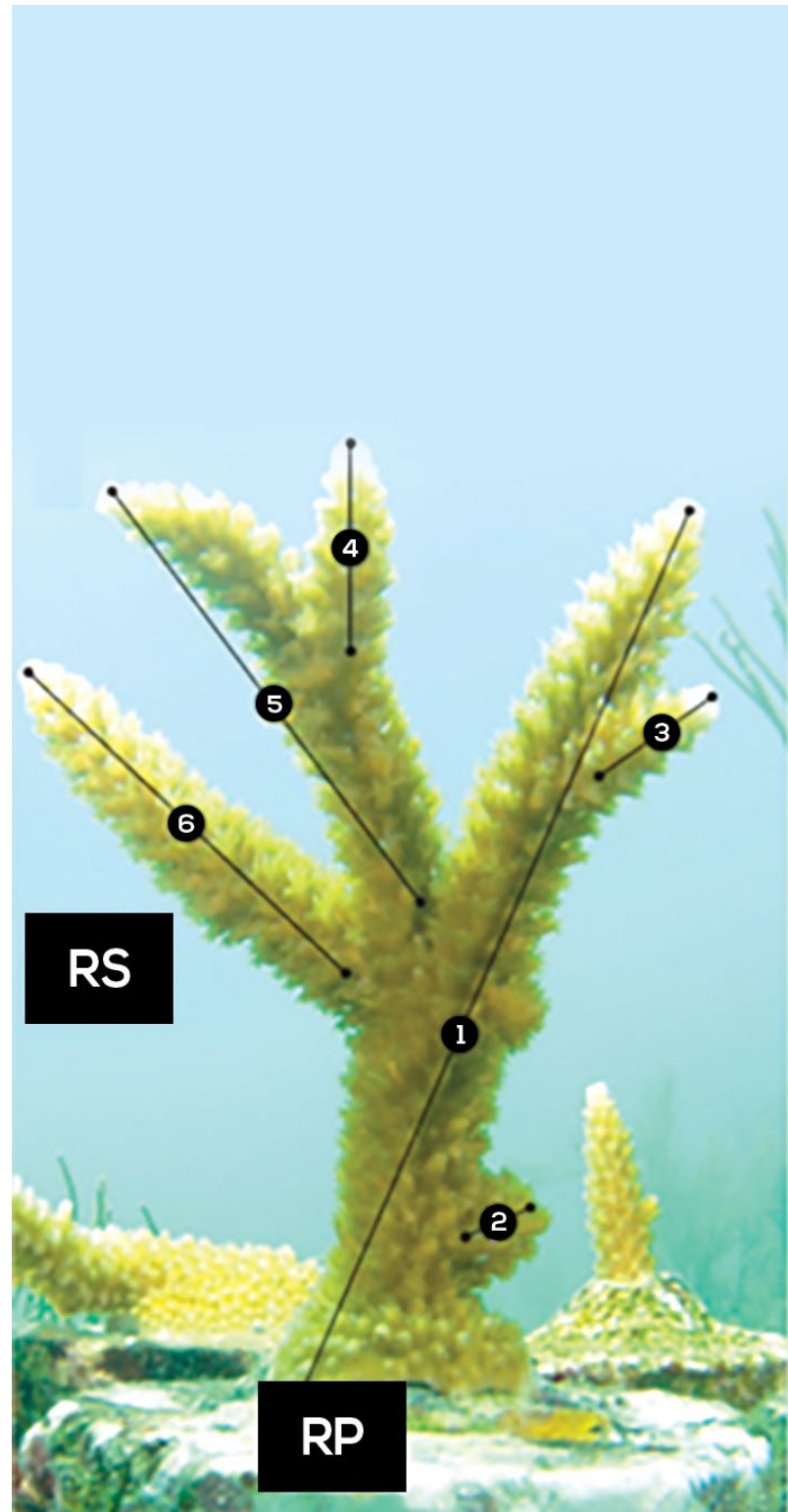


Figura 12. Medidas para obtener la extensión lineal de tejido para un *A. cervicornis* (Imagen modificada de Johnson *et al.*, (2011).

Fecha:					
Nombre:					
Sitio:					
Condiciones:					
Instrumento:					
Vivero:					
# Fragmento		Alto	Largo	Ancho	Estado
RAMA 2	P104				
	P111				
	P141				
	P143				
	P3'2				
	P93'3				
RAMA 2	N11'4				
	W				
	P107				
	P126				
	P3'1				
	P4'3				
RAMA 3	NT1'2				
	P102				
	P106				
	P118				
	P122				

Figura 13. Tabla de entrada de datos de crecimiento, corales ramificados.

5.9.5 Medición de los masivos e incrustantes

1. Se toma una fotografía de alta definición de cada fragmento de coral presente en el vivero.
2. Es importante tomar las fotos en un orden predeterminado para

facilitar su posterior identificación. Para ello se toma una fotografía desde arriba, perpendicular al fragmento.

3. Luego se toma una fotografía de la parte inferior de la rejilla plástica, hongo de cerámica o galleta de





cemento (procurando fotografiar los códigos de manera clara). Se debe tratar de tomar la fotografía siempre a la misma distancia (se recomienda utilizar algún punto de referencia).

5.9.6 Registro y análisis de datos fotográficos

1. Cada fotografía es nombrada según el código del fragmento respectivo.
2. Luego utilizando el software ImageJ, se analiza el área del fragmento y el disco de cerámica para estimar el área de cada uno.
3. Los datos obtenidos de cada fragmento se colocan en una hoja de datos de Excel. Como se muestra en la imagen a continuación (Fig. 14):

Rama	Hongo	Área Hongo (pixeles)	Área fragmento (pixeles)	Área fragmentos (cm2)	Observaciones	Especie
1	405	3777076	3371751	6.31		<i>P.gigantea</i>
1	406	7.07	7.07	7.07	lleno	<i>P.gigantea</i>
2	201	0	0	0.00	muerto	<i>P.lobata</i>
2	260	4963808	3605962	5.14		<i>P.lobata</i>
2	400	3376204	1904528	3.99		<i>P.lobata</i>
2	401	0	0	0.00	muerto	<i>P.lobata</i>
2	435	4102052	329849	0.57		<i>P.lobata</i>
2	436	4926470	3143275	4.51	cubierto por cirripedios	<i>P.lobata</i>
2	437	4866176	2967698	4.31		<i>P.lobata</i>
2	438	4175712	2590104	4.39	cubierto por vermentido	<i>P.lobata</i>
2	439	4671768	4110191	6.22	cubierto por ALGAS	<i>P.lobata</i>
2	465	7.07	7.07	7.07	lleno	<i>P.gigantea</i>
2	466	7.07	7.07	7.07	lleno	<i>P.gigantea</i>
2	467	7.07	7.07	7.07	lleno	<i>P.gigantea</i>
2	468	7.07	7.07	7.07	lleno	<i>P.gigantea</i>
2	469	7.07	7.07	7.07	lleno	<i>P.gigantea</i>
2	470	4645992	4248836	6.47		<i>P.gigantea</i>
2	471	7.07	7.07	7.07	lleno	<i>P.gigantea</i>
3	214	4265964	3228766	5.35		<i>P.gigantea</i>
3	221	0	0	0.00	muerto	<i>P.lobata</i>
3	239	4363244	762240	1.24		<i>P.lobata</i>
3	259	2929796	1431902	3.46		<i>P.lobata</i>
3	262	3985945	2429205	4.31	cubierto por ALGAS	<i>P.lobata</i>
3	267	4716072	1205823	1.81		<i>P.lobata</i>
3	270*	5082788	180047	0.25		<i>P.lobata</i>

Figura 14. Tabla de entrada de datos de crecimiento, corales masivos e incrustantes, *Porites lobata* y *Pavona gigantea* respectivamente.



5.10 Técnicas de trasplante

Si se quiere aumentar las posibilidades de supervivencia de los corales que van a ser trasplantados, estos deben contar con las siguientes características:

1. Volumen o cantidad de tejido:

- a. Masivos e incrustantes: El coral debe haber cubierto la totalidad del disco de cerámica.
- b. *Pocillopora*: Una vez que el fragmento ha cumplido mínimo 6-8

meses en el vivero

- c. *A. cervicornis* y *A. palmata*: mínimo 5 cm de tejido vivo y 5 cm de diámetro, respectivamente.
- 2. Debe mostrar una coloración considerada normal según la especie.
- 3. No debe evidenciar ningún síntoma de enfermedad o lesión importante.
- 4. La totalidad del tejido debe estar vivo.



5.10.1 Corales ramificados

1. Los corales deben ser colocados en un contenedor plástico para ser llevado al sitio objetivo.
2. Se debe limpiar el sustrato con un cepillo fuerte de cerdas metálicas.
3. Se martilla o fija el clavo de 15 cm al fondo. Se recomienda seleccionar superficie de carbonato de calcio, agujeros o grietas que faciliten la inserción del clavo.

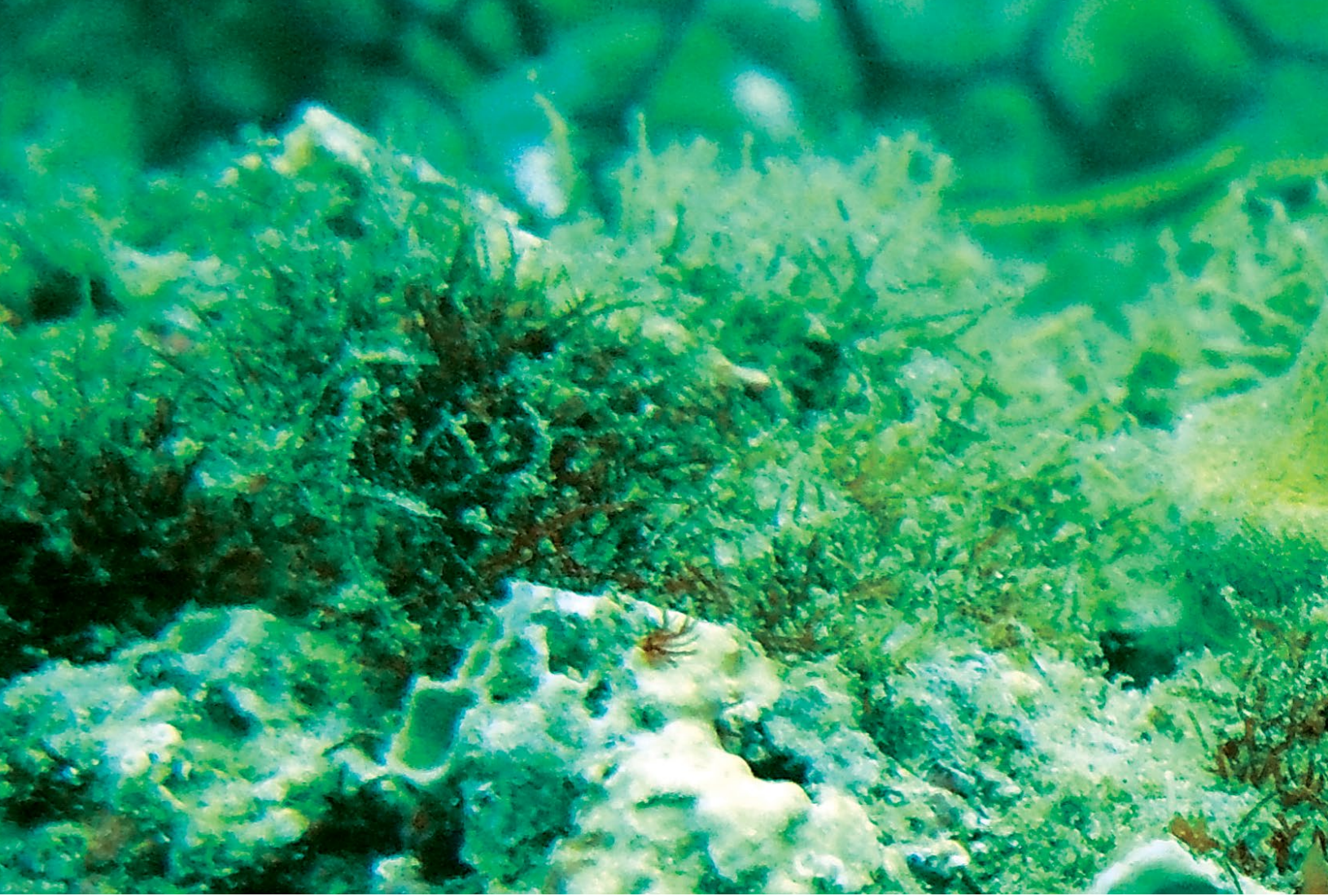
4. La colonia se sujeta al clavo mediante gasas plásticas. Las gasas se ajustan de tal forma que el coral quede firme en su posición. De ser necesario se puede colocar epoxi marino bajo la colonia para ayudarlo a fijarse al fondo.

*Si se quiere se puede hacer un mapa del trasplante, con el número de etiqueta de cada coral

5.10.2 Masivos e incrustantes

1. Se debe limpiar el sustrato con un cepillo duro de cerdas metálicas.
2. Se hacen agujeros en el fondo utilizando el taladro subacuático. Los agujeros donde se colocarán los "hongos" deben estar separados entre 2 y 6 cm. Los hongos deben ser distribuidos en un patrón circular (formando un conglomerado; e.g., Fig. 15).
3. Se coloca epoxi marino en el agujero. El epoxi se debe bajar en una bolsa cerrada. Luego se abre y se llena de aire utilizando la segunda etapa (la boquilla) del regulador. Luego con la mano se debe mezclar bien. Al estar lista se coloca en el agujero.
4. Se coloca el pie del disco de cerámica en el agujero respectivo.





*Es importante llevar un control del sitio donde se colocan los fragmentos, para poder monitorear el desarrollo de los trasplantes en el tiempo. Se recomienda crear un mapa del sitio.

*En el caso de *Porites* sp. puede que sea necesario cubrir con una malla plástica de al menos 2cm^2 . Este tamaño de malla permite el acceso de peces pequeños como los lábridos (señoritas), los cuales cumplen funciones importantes de limpieza.

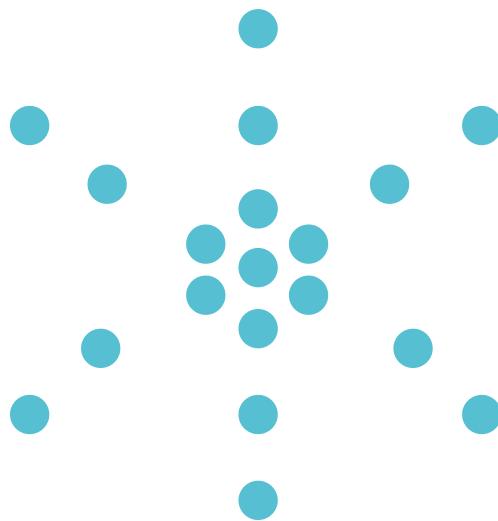


Figura 15. Un ejemplo de un patrón circular de siembra para corales incrustantes. Se permite el análisis de la mejor distancia entre trasplantes.



Los corales de crecimiento masivos e incrustantes pueden ser trasplantados siguiendo patrones específicos que podrían facilitar el proceso de fusión entre los fragmentos clonales. En este caso se observa un patrón experimental de trasplante circular, la rueda de Nelder (Parrott *et al.*, 2012). En este ejemplo se sugiere colocar a cada fragmento a una distancia de 1 ± 0.5 cm el uno del otro (basándose en observaciones empíricas).

5.11 Monitoreo de los trasplantes

5.11.1 Crecimiento

1. Se tomará una fotografía de cada colonia trasplantada. Se utilizará una escala de fotografías (puede ser una regla).
2. Se utilizará un trípode o medida de referencia para tomar la fotografía siempre a la misma distancia. Se tomarán dos fotografías: una sobre y otra a un lado de la colonia.
3. Se escribirán notas sobre el estado o condición de las colonias (Tabla de colecta de datos coral).



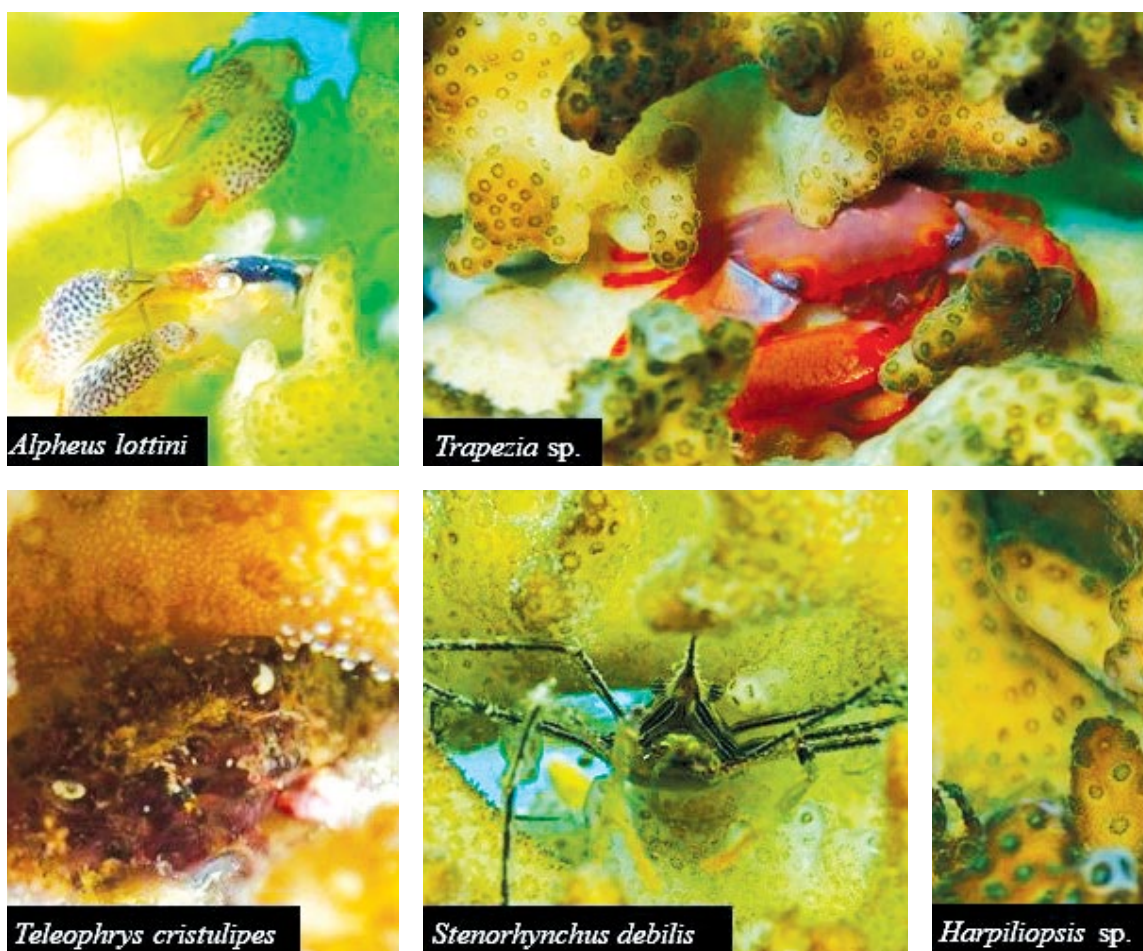


Figura 16. Crustáceos comúnmente asociados con las colonias de Pocillopora.

4. Se puede identificar y cuantificar individuos de invertebrados asociados a las colonias de *Pocillopora* sp., en la siguiente imagen se presentan los crustáceos asociados (Fig. 16)

El crecimiento de las colonias puede ser medido de dos formas en dependencia del nivel técnico: **básico** (para principiantes y algunas necesidades de gestión) y **avanzado**

(ciertas necesidades de investigación).

Medición de crecimiento (básico)

La forma de medir el crecimiento varía según las características de vida de cada especie. En el caso de los corales masivos e incrustantes, medimos dos dimensiones, largo y ancho, mientras que para los ramificados medimos tres: largo, ancho y alto (definidas en la sección 5.9.3 Medición con vernier de corales ramificados) (Fig. 17).



Figura 17. Fotografía aérea de Pocillopora siendo medido.

Medición de crecimiento método fotográfico (avanzado)

Este método maximiza el tiempo a la vez que disminuye el esfuerzo bajo el agua. Se ocupa un nivel técnico avanzado.

1. La persona toma una fotografía de cada colonia o conglomerado de hongos trasplantado. Es necesario utilizar una escala fotográfica (puede ser una regla) (Fig. 18).
2. Las imágenes son procesadas mediante el Software ImageJ, al igual que en la sección 5.9.2 Análisis de las fotografías.

Masivos e incrustantes

El proceso de fusión isogénica comienza luego de que el tejido de los corales en el conglomerado ha crecido lo suficiente como para rozarse, reconocerse y fusionarse hasta convertirse en una colonia definida (Forsman *et al.*, 2015). Este es un proceso importante de registrar, sin embargo, puede llegar a complicarse si las fotografías no se toman de la manera adecuada (escala). Las fotos se analizan con el programa "Image J."



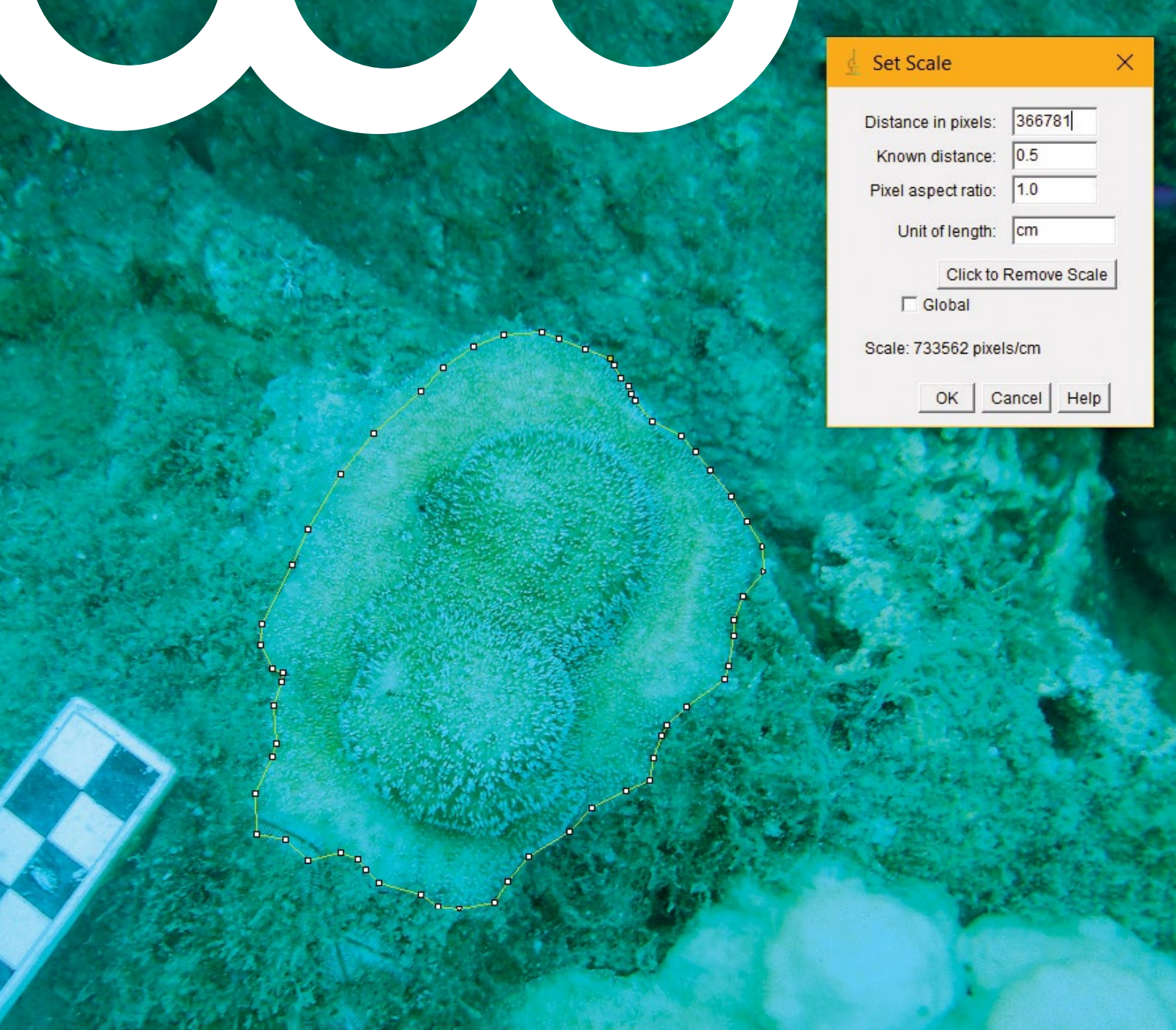


Figura 18. Hongos de Pavona fusionados. La línea amarilla marca la frontera de crecimiento.

Ramificados:

- Se utilizará un trípode o medida de referencia para tomar la fotografía siempre a la misma distancia. Se tomarán dos fotografías: una sobre la colonia (perpendicular al fondo) y otra

lateral. Luego se analizan con el programa "Image J"

- Se escribirán notas sobre el estado de las colinas: sanas, pálidas/blanqueadas o muertas (Fig. 19).

Nombre: Nivel:	Sitio:	Fecha:	Tiempo de inicio:			Tiempo final:		
Profundidad (ft o m) Inicial: Final:	Observaciones del sitio:							
Área de estudio:								
Especies:	Tamaño Max (cm)			Estado o Condición			Código de enfermedad	Observaciones
	Largo	Ancho	Alto	Blanqueamiento (B/PB/TB)	Mortalidad			
			MN		MT	MW		

Figura 19. Tabla toma de datos trasplantes (básico)

5.11.2 Sobrevivencia y mortalidad

Una vez que se ha generado la línea base de monitoreo y se han trasplantado los corales cultivados desde los viveros al sitio(s) degradado, según lo establecido en la sección 5.11.1 "Técnicas de trasplantes," se procede a monitorear el sitio en relación al crecimiento y estado de los nuevos corales, según las más reciente versión del Programa de Evaluación Rápida de Arrecifes del Atlántico y Golfo (AGRRA por sus siglas en inglés) (Lang *et al.*, 2012).

- Mortalidad Reciente (MR):
Cualquier parte del coral en donde la estructura calcárea se

encuentra intacta, las superficies blancas estarán desocupadas, libres de tapetes de: cualquier tipo de alga, biopelículas microbianas o sedimentos (Fig. 20A). Un ejemplo de esto podría ser el mordisco reciente de un pez loro o muerte posterior a blanqueamiento. Entiéndase como reciente a minutos o días previos al registro.

- Mortalidad Transicional (MT):
Cualquier parte del coral que no posee tejido vivo, y que en su lugar se observan zonas erosionadas, usualmente





Figura 20. Fotos de colonias con mortalidad reciente (A), mortalidad transicional (B), y mortalidad total (C).

cubiertas por sedimentos u otros organismos como bio películas (incluyendo cianobacterias), tapetes de microalgas, macroalgas (*C. sertularioides*) (Fig. 20B). e incluso por competencia intra/ interespecífica con otros corales. En este estado se presume que los tejidos habían muerto hace días o meses previos al registro.

- Mortalidad Vieja (MV): Se califica como MV, a partes no vivientes del coral cubiertas por organismos que estén firmemente adheridos o incrustados a la estructura coralina, e.g. invertebrados como los gusanos tubícolas (Fig. 20C). Se presume que las partes vivas del coral murieron hace meses/años e incluso décadas.
- Mortalidad Total (MT): Se observa un 100 % de la superficie de la colonia muerta. La MT, puede presentarse como una combinación de las otras mortalidades, como sedimentos, algas y organismos incrustantes.

5.11.3 Enfermedades

Las enfermedades son un aspecto natural de los ecosistemas, un mecanismo importante mediante el cual el número de individuos en una población dada se mantiene estable (Raymundo et al., 2008). Las enfermedades denotan una alteración en la fisiología del organismo que la padece, y en el caso de los corales, suelen presentarse como pérdidas de tejido, acompañadas de cambios o pérdidas de coloración. Dependiendo de la enfermedad esta puede avanzar en forma de patrones bien definidos, como la enfermedad de la banda blanca (común en el Caribe) o irregulares como en el caso de la necrosis rápida de tejido.

Desequilibrios en el ecosistema producto de incrementos en el nivel de nutrientes, sedimentación, e incluso el aumento súbito y prolongado de la temperatura, suelen estar implicados en brotes de enfermedades (Pollock et al., 2014; Anthony et al. 2014), por lo cual son un indicador del estado del ecosistema arrecifal. En el cuadro A3 del Anexo. Se

caracterizan las enfermedades coralinas más comunes, según el protocolo AGRRA versión 5.5

- Totalmente Blanqueado (TB) = Si <75%(?) del tejido vivo de la colonia está blanqueado.

5.11.4 Blanqueamiento

Como se mencionó anteriormente, en muchas especies de coral el estrés se manifiesta visualmente como una decoloración de la colonia, aparentando estar blanqueada. Debemos recordar, que el tejido blanco no significa mortandad, pero si la posibilidad de esta. Los corales blanqueados se encuentran en un estado debilitado, por lo cual son susceptibles a patógenos y/o la invasión de otros organismos, que pueden conducir a la muerte de la colonia. La severidad del blanqueamiento se caracteriza por el grado de decoloración de la siguiente manera:

- Pálido (PL) = La colonia se observa pálido en relación al color natural registrado y a las condiciones particulares del hábitat en donde se encuentre.
- Parcialmente blanqueado (PB) = La colonia evidencia parches o zonas localizadas totalmente blancas, desprovistas de zooxantela. Se entiende como parcialmente al 15-50% de la colonia.

5.12 Monitoreo de Los Sitios de Restauración

5.12.1 Monitoreo ecológico de sitios de restauración

Para poder determinar la efectividad del proyecto a lo largo del tiempo es necesario realizar un monitoreo periódico del sitio en proceso de restauración, de esta manera es posible determinar la efectividad de nuestro esfuerzo, y si debemos o no realizar ajustes a nuestra metodología.

No debemos olvidar que nuestro sitio de restauración fue alguna vez un arrecife o comunidad coralina importante, y que en la medida que avanza nuestro proyecto, así también deberá disminuir el grado de asistencia humana, con forme el ecosistema se reestablece. Sin embargo, en tiempos de cambio climático y rápida expansión humana este escenario ideal, es poco probable; por lo cual debemos pensar en la restauración coralina, como un complemento permanente a los planes de manejo y conservación marina.

Los esfuerzos de monitoreo ecológico en función de la restauración deben darse a dos niveles:





1. A nivel ecosistémico:
 - a. Monitoreo línea base: Registro de atributos importantes como la complejidad estructural.
 - b. Monitoreo posttrasplante.
2. A nivel de trasplantes:
 - a. Crecimiento de colonias
 - b. Mortalidad
 - c. Blanqueamiento
 - d. Enfermedad

5.12.2 Monitoreo ecológico previo y posttrasplantes

La mayor expectativa implícita es que el restaurar estas especies fundadoras conducirá al sistema arrecifal hacia la recuperación, facilitando el desarrollo de comunidades de invertebrados y peces, que pueden promover mecanismos ecológicos importantes como la herbivoría. De hecho, uno de los indicadores más importantes, según el Protocolo de Monitoreo Ecológico de las Formaciones Coralinas (PMEFC), es la diversidad y



abundancia de peces de arrecife.

Es por esto que resulta necesario realizar un monitoreo ecológico previo a la siembra de los corales. Como se mencionó anteriormente, un primer levantamiento de datos, funciona como punto de referencia, y posibilita la observación de cambios en el tiempo de manera confiable.

Para ejecutar el monitoreo de manera

adecuada se utiliza el protocolo “PMEFC”, el cual detalla la metodología referente al seguimiento y evaluación de formaciones coralinas, basándose en 12 indicadores de salud ecosistémica, ampliamente reconocidos (SINAC, 2016). El documento se puede descargar en línea de manera gratuita en el siguiente enlace: <http://www.sinac.go.cr/ES/docu/ASP/Protocolo-PRONAMEC%20Arrecifes.pdf.pdf>.

Se recomienda a que a lo largo de los transectos se cuantifican, y si es posible identifiquen corales de menos de < 5 cm, como reclutas (Frías-Torres et al., 2019)

No debemos olvidar que nuestro sitio de restauración fue alguna vez un arrecife o comunidad coralina, y que en la medida que avanza nuestro proyecto, así también deberá disminuir el grado de intervención humana, con forme el ecosistema se reestablece.

El monitoreo se debe realizar en intervalos de tiempo acordes a la fase de desarrollo en la que se encuentre el proyecto. Así, por ejemplo, se deben monitorear los sitios al menos una vez al mes, durante los primeros 6 meses luego del trasplante inicial, luego cada 3 meses, y finalmente cada 6 meses.

**Un monitoreo bien efectuado (hecho con tiempo) permite identificar tendencias negativas antes de que se vuelvan amenazas importantes, y permite reconsiderar y adecuar la trayectoria del proyecto (Fig. 5)*

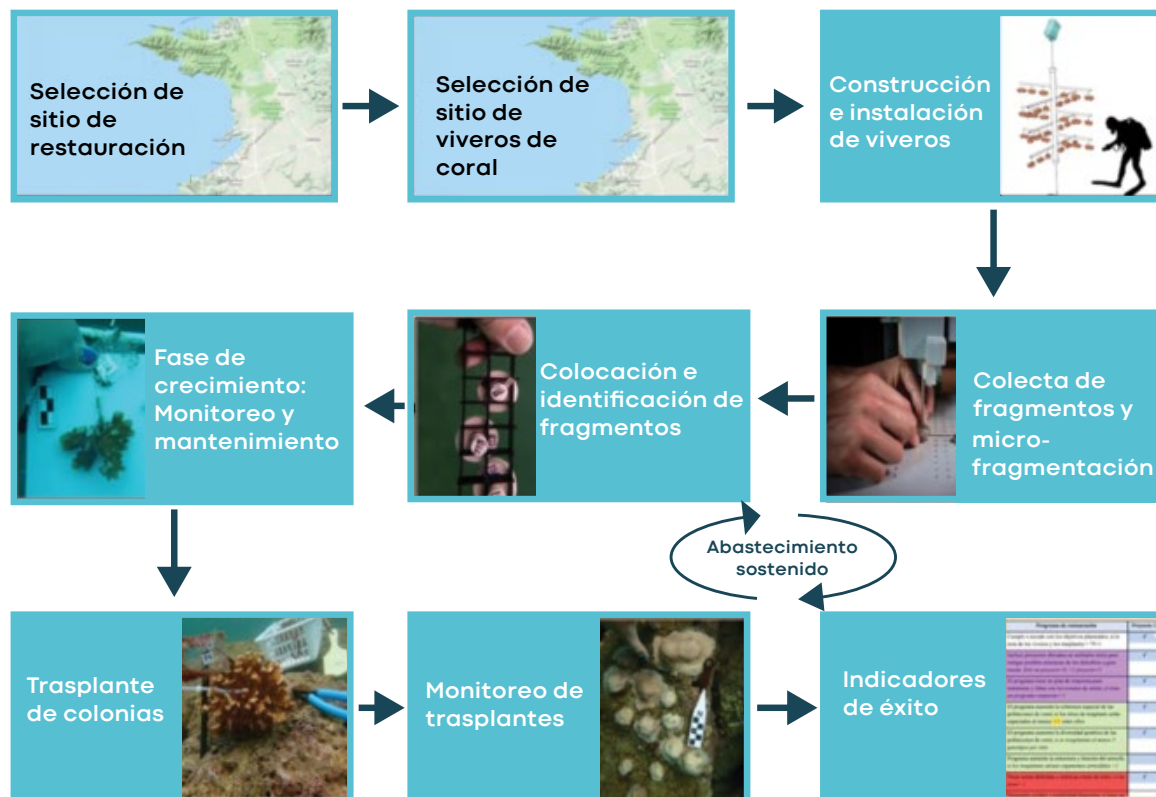


Figura 21. Esquema de pasos a seguir en el campo.

5.13 Herramienta evaluativa para la restauración coralina (Indicadores de éxito)

Usualmente, el éxito o efectividad de los programas de restauración se mide en función del crecimiento y sobrevivencia de los fragmentos propagados, si bien es cierto, este es un aspecto esencial, solamente refleja una parte (la biológica) de los múltiples aspectos de un proyecto de restauración. Es por esto que sea cual sea la herramienta evaluativa, esta debe ser transversal a todas las dimensiones del proyecto, es decir

poder medir la fortaleza de nuestros 4 pilares básicos (Fig. 3).

A continuación, se presentan una serie de indicadores específicos para cada uno de los elementos centrales del esfuerzo restaurativo: viveros subacuáticos, trasplantes, y programa de restauración.

A cada uno de los 14 indicadores se les asigna una calificación entre "0" y "1" según corresponda. Luego se cuentan cuáles de los indicadores obtuvieron 1, estos se multiplican por 100 y luego se dividen entre el total (14). Herramientas



similares para los trasplantes y programas, se encuentra en el anexo. Modificada de CDRC (2019).

Viveros subacuáticos:

Cuadro 4. Herramienta evaluativa para los viveros de coral (modificada de CDRC, 2019).

Vivero subacuático	Árbol 1
El vivero se establece en base a los Protocolos Oficiales y a las Mejores Prácticas de Manejo <i>Si verdad = 1</i>	
El vivero contiene varias especies, <i>Si contiene sólo una especie = 0; Si >1, especie = 1</i>	
El vivero contiene un alto grado de diversidad genotípica <i>Si > 5 genotipos por especie obtendrán una puntuación = 1</i>	
Los corales de vivero han sido genotipados. <i>Si todos los corales potenciales han sido genotipados = 1</i>	
El vivero rastrea la procedencia del genotipo. <i>Si existen metadatos para las colecciones = 1</i>	
El vivero sigue el crecimiento y la mortalidad por genotipo. <i>Si los genotipos se siguen dentro del vivero = 1</i>	
Vivero exhibe crecimiento neto de corales. <i>Si los corales de vivero muestran un crecimiento neto positivo (todas las especies) o Si la biomasa aumenta al menos el doble cada año (sólo Acropora) = 1</i>	



Vivero subacuático	Árbol 1
El vivero exhibe una alta supervivencia de corales. <i>Si la supervivencia anual del vivero es > 80% = 1</i>	
El vivero presenta una baja prevalencia de la enfermedad. <i>Si la mortalidad anual por enfermedad (colonia entera/fraga) es < 10% = 1</i>	
El vivero exhibe un bajo impacto de los depredadores de cora. <i>Si la mortalidad anual por depredación (colonia entera/fraga) es < 10% = 1</i>	
El vivero exhibe competencia limitada por algas y otros competidores. <i>Si la mortalidad anual por competencia (colonia entera/fraga) es < 5% = 1</i>	
El vivero proporciona corales sanos que se trasplantan regularmente. <i>Si al menos el 50% de la biomasa se planta cada año = 1</i>	
Visitas/mantenimiento en guarderías basadas en las Mejores Prácticas de Manejo. <i>Si se realizan visitas/mantenimientos regulares en BMPs = 1</i>	
El vivero se puede expandir/reducir fácilmente si es necesario. <i>Si se pueden instalar o retirar plataformas de propagación adicionales según sea necesario = 1</i>	
Puntuación final	

Cuadro 5. Herramienta evaluativa para los trasplantes de coral (modificada de CDRC, 2019).

Trasplantes	Sitios de restauración
Establecimiento de sitios de trasplantes basados en las mejores prácticas de gestión. Si los métodos concuerdan con los protocolos y métodos de gestión oficiales = 1, si no = 0	
Los trasplantes se componen de especies con presencia histórica en el sitio. Si las especies de los trasplantes están presentes o estuvieron históricamente presentes en el sitio = 1	
Las plantas externas contienen varias especies. Sólo una especie = 0, > 1 especie = 1	
Los trasplantes contienen un alto grado de diversidad genotípica potencial. > 5 genotipos potenciales por especie = 1	
Los trasplantes exhiben un crecimiento neto de coral. Si los corales trasplantados muestran un crecimiento neto positivo (todas las especies) o si biomasa al menos se duplica cada año (sólo <i>Acropora</i>) = 1	

Trasplantes	Sitios de restauración
Los trasplantes son rastreados y monitoreados durante el primer año después de la siembra. Si las plantas externas son monitoreadas durante un año = 1	
Los trasplantes muestran una alta supervivencia de los corales durante el primer año, si la supervivencia anual de las plantas externas monitoreadas/ encuestadas es $>75\%$ = 1	
Los trasplantes muestran una baja prevalencia de mortalidad parcial reciente durante el primer año, si la prevalencia de mortalidad parcial reciente es $<10\%$ = 1	
Los trasplantes presentan una baja prevalencia ($<10\%$) de enfermedades en el primer año, si la mortalidad anual debido a enfermedades $<10\%$ = 1	
Los trasplantes exhiben una alta supervivencia durante un periodo de 2-5 años; si la supervivencia anual de los corales trasplantados es $>65\%$ = 1	
Los trasplantes (<i>A. cervicornis</i> solamente) son monitoreadas para su abundancia durante años 2-5 si la abundancia de <i>A. cervicornis</i> es $>70\%$ de las colonias plantadas en el exterior = 1	
*Los trasplantes exhiben una alta supervivencia/abundancia de corales >5 años. Si la supervivencia anual de las plantas externas es $>50\%$ O si $>50\%$ de las colonias son presente en el lugar = 1	
Los trasplantes exhiben baja abundancia e impactos de depredadores de coral si la mortalidad anual por depredación (colonia entera/fraga) es $<10\%$ = 1	
Los trasplantes exhiben una competencia limitada por parte de las algas y otros competidores. Si la mortalidad anual por competencia (colonia entera/ fragmento?) es $<10\%$ = 1	
*Los trasplantes evidencian reproducción sexual/producción de gametos si la reproducción se observa después de que la colonia alcanza la edad o el tamaño de madurez sexual = 1	
Los trasplantes se convierten en hábitat de peces e invertebrados (no coralívoros).	
Puntuación Final	



Cuadro 6. Herramienta evaluativa para los sitios de restauración (modificada de CDRC, 2019).

Trasplantes	Sitios de restauración
<p>Establecimiento de sitios de trasplantes basados en las mejores prácticas de gestión.</p> <p><i>Si los métodos concuerdan con los protocolos y métodos de gestión oficiales = 1</i></p> <p><i>Si no = 0</i></p>	
<p>Los trasplantes se componen de especies con presencia histórica en el sitio.</p> <p><i>Si las especies de los trasplantes están presentes o estuvieron históricamente presentes en el sitio = 1</i></p>	
<p>Las plantas externas contienen varias especies.</p> <p><i>Sólo una especie = 0, > 1 especie = 1</i></p>	
<p>Los trasplantes contienen un alto grado de diversidad genotípica potencial.</p> <p><i>> 5 genotipos potenciales por especie = 1</i></p>	
<p>Los trasplantes exhiben un crecimiento neto de coral.</p> <p><i>Si los corales trasplantados muestran un crecimiento neto positivo (todas las especies) o si biomasa al menos se duplica cada año (sólo Acropora) = 1</i></p>	
<p>Los trasplantes son rastreados y monitoreados durante el primer año después de la siembra.</p> <p><i>Si las plantas externas son monitoreadas durante un año = 1</i></p>	
<p>Los trasplantes muestran una alta supervivencia de los corales durante el primer año.</p> <p><i>Si la supervivencia anual de las plantas externas monitoreadas/ encuestadas es >75% = 1</i></p>	
<p>Los trasplantes muestran una baja prevalencia de mortalidad parcial reciente durante el primer año.</p> <p><i>Si la prevalencia de mortalidad parcial reciente es <10% = 1</i></p>	
<p>Los trasplantes presentan una baja prevalencia (<10%) de enfermedades en el primer año.</p> <p><i>Si la mortalidad anual debido a enfermedades <10% = 1</i></p>	

Trasplantes	Sitios de restauración
Los trasplantes exhiben una alta supervivencia durante un periodo de 2-5 años. <i>Si la supervivencia anual de los corales trasplantados es >65% = 1</i>	
Los trasplantes (A. cervicornis solamente) son monitoreadas para su abundancia durante años 2-5. <i>Si la abundancia de A. cervicornis es >70% de las colonias plantadas en el exterior = 1</i>	
*Los trasplantes exhiben una alta supervivencia/abundancia de corales >5 años. <i>Si la supervivencia anual de las plantas externas es >50% o si >50% de las colonias son presente en el lugar = 1</i>	
Los trasplantes exhiben baja abundancia e impactos de depredadores de coral. <i>Si la mortalidad anual por depredación (colonia entera/fraga) es <10% = 1</i>	
Los trasplantes exhiben una competencia limitada por parte de las algas y otros competidores. <i>Si la mortalidad anual por competición (colonia entera/fragma) es <10% = 1</i>	
*Los trasplantes evidencian reproducción sexual/producción de gametos. <i>Si la reproducción se observa después de que la colonia alcanza la edad o el tamaño de madurez sexual = 1</i>	
Los trasplantes se convierten en hábitat de peces e invertebrados (no coralívoros).	
Puntuación Final	

Cuadro 7. Herramienta evaluativa para el o los programas de restauración de coralina. Los colores corresponden a los 4 principales de restauración ecológico de Fig. 3.

Aumentar la integridad ecológica	Beneficiar e involucrar a la sociedad	Sostenible a largo plazo	Informado por el pasado y el futuro
----------------------------------	---------------------------------------	--------------------------	-------------------------------------



Programa de restauración	Proyecto 1
Cumple o excede con los objetivos planteados; si la nota de los viveros y los trasplantes > 75=1	
Incluye proyectos ubicados en múltiples sitios para mitigar posibles amenazas de los disturbios a gran escala. Solo un proyecto=0, >1 proyecto=1	
El programa tiene un plan de respuesta para minimizar y lidiar con los eventos de estrés; si tiene un programa respuesta= 1	
El programa aumenta la cobertura espacial de las poblaciones de coral; si los sitios de trasplante están espaciados al menos XX entre ellos	
El programa aumenta la diversidad genética de las poblaciones de coral; si se trasplantan al menos 5 genotipos por sitio	
Programa aumenta la estructura y función del arrecife; si los trasplantes atraen organismos arrecifales =1	
Tiene metas definidas y métricas claras de éxito; si las tiene= 1	
Demuestra solidez y estabilidad financiera; si tiene un plan mayor a 3 años=1	
El programa proporciona corales sanos que se trasplantan de forma regular; si al menos el 50% es trasplantada anualmente=1	
El programa incluye un monitoreo adecuado para determinar el éxito a largo plazo; si se monitorea la sobrevivencia y el crecimiento de los trasplantes = 1	
El programa incluye monitoreo a largo plazo para determinar el impacto ecológico; si el sitio de trasplante es monitoreado por mas de 1 año, luego del primer trasplante=1	
Apoya acciones más amplias de conservación, manejo y educación; si la restauración es vista como más que solo una de las herramientas de conservación; Si se implementa=1	
El programa puede ser administrado y mantenido por el personal y los recursos disponibles localmente; si las estructuras colapsan o los corales mueren = 0	
Puntuación final	





Glosario

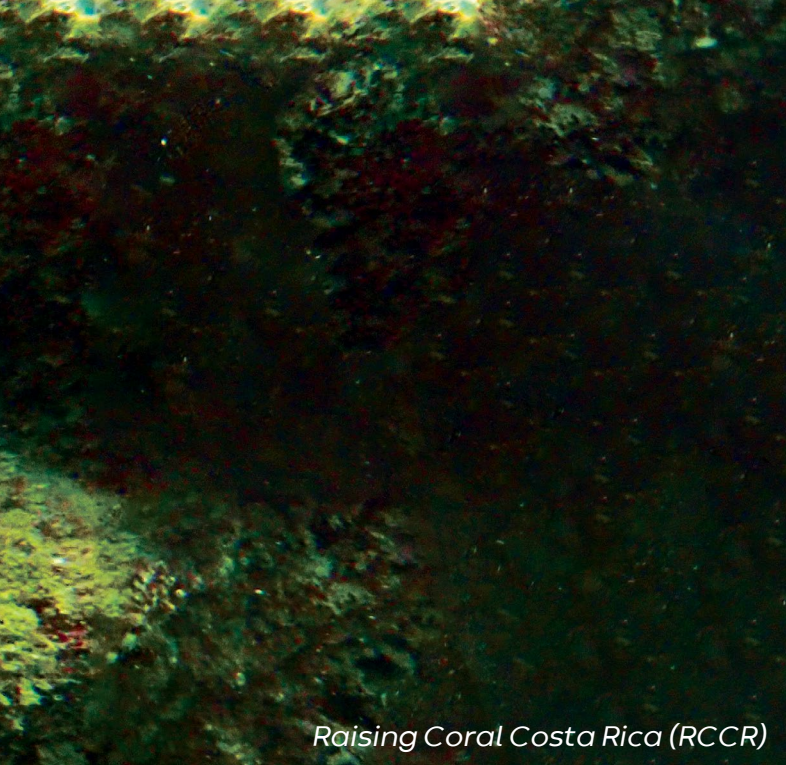
Acidificación oceánica: condición química provocada por la elevada exposición a CO₂, dando como resultado la disminución del pH del agua (más bajo, más ácido) y disponibilidad de carbonatos claves para la calcificación de los corales (Kleypas & Yates, 2009).

Afloramiento: los afloramientos o surgencias se refiere al desplazamiento de masas de agua superficiales impulsadas por el viento, ocasionando el movimiento ascendente de aguas profundas, frías y ricas en nutrientes (Kaempff & Chapman, 2016).

Arrecife artificial: un arrecife artificial es una estructura hecha por el hombre colocada o construida bajo el agua, generalmente para atraer o promover la vida marina, pero también para alterar el flujo de agua o evitar el paso de barcos.

Biotipos: hace referencia al hábitat o sitio donde grupos particulares de animales y plantas existen (Dimitrakopoulos & Troumbis, 2008). Al hablar de biotipos coralinos, se refiere a sitios con formaciones coralinas, desde colonias de coral aisladas y comunidades de coral, hasta arrecifes coralinos.

Blanqueamiento: respuesta fisiológica al estrés tras la expulsión del alga endosimbionte (zooxantelas) y, por ende, perder los pigmentos que le dan color. El blanqueamiento es un indicador de factores de estrés, como cambios en la temperatura, sedimentación, alta turbidez e irradiación o incluso infecciones (Plass-Johnson *et al.*, 2015). Durante el blanqueamiento las colonias se consideran vulnerables a cualquier disturbio, por lo que se recomienda tener cuidado o evitar el contacto con estas colonias.



Raising Coral Costa Rica (RCCR)

Coralívoro: Un animal que se alimenta de coral, incluyen ciertos moluscos, anélidos, peces, crustáceos, gusanos planos y equinodermos.

Disturbio: cualquier evento que ocasione la muerte, desplazamiento, o daño de uno o más individuos (o colonias) que directa o indirectamente crea una oportunidad para que nuevos individuos (o colonias) se establezcan (Sousa, 1984).

Funcionamiento de ecosistema: the biological, geochemical and physical processes and components that occur within an ecosystem, and which give the ecosystem the capacity to provide ecosystem services (de Groot *et al.*, 2002).

Herbívoro: Un animal que se alimenta principalmente de material vegetal. En los arrecifes de coral, los herbívoros son importantes porque pastan algas y plantas que de otro

modo crecerían demasiado en el coral. Los herbívoros del arrecife incluyen muchas especies de peces, equinodermos y otros invertebrados.

Microfragmentación: proceso de fragmentación de corales de crecimiento masivo o sub-masivo (incrustante) a tamaños pequeños ($\sim 1\text{cm}^2$), con el fin de estimular un rápido (Page *et al.*, 2018).

Propagación: es el proceso de aumentar el número de individuos o colonias de una o varias especies por medio de cultivos, este proceso puede ser asexual y sexual (Barton *et al.*, 2017).

Resiliencia ecológica: capacidad intrínseca de los ecosistemas de absorber disturbios y de responder a estos, manteniendo esencialmente las mismas funciones, estructura y mecanismos de retroalimentación (Scheffer *et al.*, 2001).

Restauración ecológica: se define como el proceso intencional de ayudar al restablecimiento de un ecosistema que ha sido degradado, dañado o destruido (Society for Ecological Restoration International (SERI, 2004).

Simbiosis: es la relación persistente de dos o más especies diferentes que se mantiene durante largas generaciones (Oliver & Russell, 2016).





Referencias

Alvarado JJ (2004) Descripción de las comunidades arrecifales del Parque Nacional Marino Ballena, Pacífico central-sur de Costa Rica. Unpublished Tesis de Licenciatura Universidad de Costa Rica, San Pedro, Costa Rica.

Alvarado JJ, Beita-Jimenez A, Mena S, Fernandez-Garcia C, Cortes J, Sanchez-Noguera C, Jimenez C, Guzman-Mora AG (2018) When conservation can keep up with development's pace: Health

status of coral ecosystems in the North Pacific of Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 66, S280-S308.

Alvarado JJ, Beita-Jiménez A, Mena S, Fernández-García C, Guzmán-Mora AG (2015) Ecosistemas coralinos del Área de Conservación Osa, Costa Rica: estructura y necesidades de conservación. *Revista De Biología Tropical*, 63 (Supl. 1), 219-259.



Raising Coral Costa Rica (RCCR)

Alvarado JJ, Cortés J, Fernández C, Nivia J (2005) Coral communities and reefs of Ballena Marine National Park, Pacific coast of Costa Rica. *Ciencias Marinas*, 31, 641-651.

Alvarado JJ, Fernández C, Cortés J (2009) Water quality conditions on coral reefs at the Marino Ballena National Park, Pacific Costa Rica *Bulletin of Marine Science*, 84, 137-152.

Alvarado JJ, Vargas-Castillo R (2012) Invertebrados asociados al coral constructor de arrecifes *Pocillopora damicornis* en Playa Blanca, Bahía Culebra, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 60, 77-92.

Anthony, K. R., Marshall, P. A., Abdulla, A., Beeden, R., Bergh, C., Black, R., ... & Green, A. (2015). Operationalizing resilience for adaptive coral reef management under global



environmental change. *Global change biology*, 21(1), 48-61.

Barton JA, Willis BL, Hutson KS (2017) Coral propagation: a review of techniques for ornamental trade and reef restoration. *Reviews in Aquaculture*, 9, 238-256.

Baums IB (2008) A restoration genetics guide for coral reef conservation. *Molecular Ecology*, 17, 2796-2811.

Baums IB, Johnson ME, Devlin-Durante MK, Miller MW (2010) Host population genetic structure and zooxanthellae diversity of two reef-building coral species along the Florida Reef Tract and wider Caribbean. *Coral Reefs*, 29, 835-842.

Bezy, M. B., Jiménez, C., Cortés, J., Segura, A., León, A., Alvarado, J. J., ... & Mejía, E. (2006). Contrasting *Psammocora*-dominated coral communities in. In *Proceedings of 10th International Coral Reef Symposium* (Vol. 376, p. 381).

Birkeland C (2015) *Coral Reefs in the Anthropocene*, Dordrecht, Springer, (p.217-226)

Boulay JN, Cortés J, Nivia-Ruiz J, Baums IB (2012) High genotypic diversity of the reef-building coral *Porites lobata* (Scleractinia: Poritidae) in Isla del Coco National Park, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 60 (Suppl. 3), 279-292.

Boulay JN, Hellberg ME, Cortés J, Baums IB (2014) Unrecognized coral species diversity masks differences in functional ecology. *Proceedings of the Royal Society, B*, 281, 20131580.

Bowden-Kerby, A. (2013). Especialidad distintiva de PADI en primeros auxilios para corales.

Cortés J (1990) The coral reefs of Golfo Dulce, Costa Rica: Distribution and community structure. *Atoll Research Bulletin*, 1-37.

Cortés J (1992a) The coral reefs of Golfo Dulce, Costa Rica: Ecological aspects. *Revista De Biología Tropical*, 40, 19-26.

Cortés J (1992b) The coral reefs of the Gandoca-Manzanillo National Wildlife Refuge, Limón, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 40, 325-333

Cortés J (1994) A reef under siltation stress: a decade of degradation. In: *Colloquium on global aspects of coral reefs: Health, hazards and history*, 1993. (ed Ginsburg RN) pp 240-246. University of Miami, Rosenstiel School of Marine and Atmospheric Science.

Cortés J (1996/1997) Comunidades coralinas y arrecifes del Área de Conservación Guanacaste, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 44/45, 623-625.

Cortés J (1997) Biology and geology of eastern Pacific coral reefs. *Coral Reefs*, 16, S39-S46.

Cortés J (1998) Componente Marino. In: *Planificación y manejo de bahías y áreas costeras fuertemente contaminadas del Gran Caribe. Estudio de caso: Puerto Limón, Costa Rica. Informe Final, Proyecto Regional GEF/RLA/G41*. (ed Vargas JA).

Cortés J (1991) Los arrecifes coralinos de Golfo Dulce, Costa Rica: aspectos geológicos. *Rev. Geol. Amér. Central*, 13, 15-24.

Cortés J (2009) Part II. Stony corals. In: *Marine Biodiversity of Costa Rica, Central America*. (eds Wehrtmann S, Cortés J) pp 112-118, 169-173.

Cortés J, Guzmán HM (1985) Arrecifes coralinos de la costa Atlántica de Costa Rica. *Brenesia*, 23, 275-292.

Cortés J, Guzmán HM (1998) Organismos de los arrecifes coralinos de Costa Rica: Descripción, distribución geográfica e historia natural de los corales zooxantelados (Anthozoa: Scleractinia) del Pacífico. *Revista De Biología Tropical*, 46, 55-92.

Cortés J, Jiménez CE (1996) Coastal-marine environments of Parque Nacional Corcovado, Puntarenas, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 44, 35-40.

Cortés J, Jiménez CE, Fonseca AC, Alvarado JJ (2010) Status and conservation of coral reefs in Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 58, 33-50.

Cortés J, Murillo MM (1985) Coral and reef communities of the Pacific coast of Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 33, 197-202.

Cortés J, Murillo MM (1985) Comunidades coralinas y arrecifes del Pacífico de Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 33, 197-202.

Cortés J, Risk MJ (1984) El arrecife coralino del Parque Nacional Cahuita, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 32, 109-121.

Cortés J, Risk MJ (1985) A reef under siltation stress: Cahuita, Costa Rica. *Bulletin of Marine Science*, 36, 339-356.

Cortés, J., & Jiménez, C. (2003). Past, present and future of the coral reefs of the Caribbean coast of Costa Rica. In *Latin American coral reefs* (pp. 223-239). Elsevier Science.

Dimitrakopoulos PG, Troumbis AY (2008) Biotopes. In: *Encyclopedia of Ecology*. (eds Jørgensen SE, Fath BD). New York, Elsevier Science.

Fernández C, Alvarado JJ (2004) Coral reef of Punta Cocles on the Caribbean



coast of Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 52, 121-129.

Fisher R, O'Leary RA, Low-Choy S, Mengersen K, Knowlton N, Brainard RE, Caley MJ (2015) Species Richness on Coral Reefs and the Pursuit of Convergent Global Estimates. *Current Biology*, 25, 500-505.

Fonseca AC, Salas E, Cortes J (2006) Monitoring of the Meager Shoal coral reef, Cahuita National Park, Costa Rica (CARICOMP). *Revista De Biología Tropical*, 54, 755-763.

Fonseca E (1999) Bioerosión y bioacreción en arrecifes coralinos del Pacífico sur de Costa Rica. Unpublished Master of Science University of Costa Rica, San Pedro, Costa Rica.

Fonseca E, Ana C, Gamboa C (2003) A rapid assessment at Cahuita National Park, Costa Rica 1999 (Part 2: reef fishes). *Atoll Research Bulletin*, 496, 258-267.

Forsman ZH, Page CA, Toonen RJ, Vaughan D (2015) Growing coral larger and faster: micro-colony-fusion as a strategy for accelerating coral cover. *Peerj*, 3.

Frias-Torres S, Montoya-Maya PH, Shah N (eds) (2018) *Coral Reef Restoration Toolkit: A Field-oriented Guide Developed in the Seychelles Islands*,

Mahe, Republic of Seychelles, Nature Seychelles.

Glynn PW, Alvarado JJ, Banks S, Cortés J, Feingold JS, Jimenez C, Maragos JE, Martínez P, Mate J, Moanga D, Navarrete S, Reyes-Bonilla H, Riegl B, Rivera F, Vargas-Angel B, Wieters EA, Zapata F (2017) Eastern Pacific coral reef provinces, coral community structure and composition: an overview. In: *Coral Reefs of the Eastern Tropical Pacific: Persistence and Loss in a Dynamic Environment*. (eds Glynn PW, Manzello DP, Enochs I) pp 117-176. Dordrech, Springer.

Glynn PW, Druffel EM, Dunbar RB (1983) A dead Central American coral reef tract - possible link with the Little Ice Age. *Journal of Marine Research*, 41, 605-637.

Graham NAJ, Bellwood DR, Cinner JE, Hughes TP, Norstrom AV, Nystrom M (2013) Managing resilience to reverse phase shifts in coral reefs. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 11, 541-548.

Guzmán, H.M. (1986). Estructura de la comunidad arrecifal de la Isla del Caño, Costa Rica, y el efecto de perturbaciones naturales severas. Master Thesis, University of Costa Rica, San Pedro, Costa Rica

Guzmán HM, Cortés J (1989a) Coral

reef community structure at Caño Island, Pacific Costa Rica. *Marine Ecology-Pubblicazioni Della Stazione Zoologica Di Napoli I*, 10, 23-41.

Guzmán HM, Cortés J (1989b) Growth rates of 8 species of scleractinian corals in the eastern Pacific (Costa Rica). *Bulletin of Marine Science*, 44, 1186-1194.

Guzmán HM, Cortés J (1992) Cocos Island (Pacific of Costa Rica) coral reefs after the 1982-83 El Niño disturbance. *Revista De Biología Tropical*, 40, 309-324.

Hein, M. Y., Birtles, A., Willis, B. L., Gardiner, N., Beeden, R., & Marshall, N. A. (2019). Coral restoration: Socio-ecological perspectives of benefits and limitations. *Biological conservation*, 229, 14-25.

Hughes TP, Anderson KD, Connolly SR *et al.* (2018a) Spatial and temporal patterns of mass bleaching of corals in the Anthropocene. *Science*, 359, 80-+.

Hughes TP, Kerry JT, Alvarez-Noriega M *et al.* (2017) Global warming and recurrent mass bleaching of corals. *Nature*, 543, 373-+.

Hughes TP, Kerry JT, Baird AH, Connolly SR, Chase TJ, Dietzel A, Hill T, Hoey AS, Hoogenboom MO, Jacobson M, Kerswell A, Madin JS, Mieog A, Paley AS, Pratchett MS, Torda G, Woods RM

(2019) Global warming impairs stock-recruitment dynamics of corals. *Nature*, 568, 387-+.

Hughes TP, Kerry JT, Baird AH, Connolly SR, Dietzel A, Eakin CM, Heron SF, Hoey AS, Hoogenboom MO, Liu G, McWilliam MJ, Pears RJ, Pratchett MS, Skirving WJ, Stella JS, Torda G (2018b) Global warming transforms coral reef assemblages. *Nature*, 556, 492-+.

International Society for Reef Studies (2015) ISRS Consensus Statement on Climate Change and Coral Bleaching. Prepared for the 21st Session of the Conference of the Parties to the United Nations Framework Convention on Climate Change. Paris.

Jiménez C, Cortés J (2001) Effects of the 1991-92 El Niño on scleractinian corals of the Costa Rican central Pacific coast. *Revista De Biología Tropical*, 49, 239-250.

Jiménez C, Cortés J (2003a) Growth of seven species of scleractinian corals in an upwelling environment of the eastern Pacific (Golfo de Papagayo, Costa Rica). *Bulletin of Marine Science*, 72, 187-198.

Jiménez C, Cortés J, León A, Ruíz E (2001) Coral bleaching and mortality associated with the 1997-98 El Niño in an upwelling environment in the Eastern Pacific (Gulf of Papagayo,



Costa Rica). *Bulletin of Marine Science*, 69, 151-169.

Jiménez CE (1997) Corals and coral reefs of Culebra Bay, Pacific coast of Costa Rica: anarchy in the reef. *Proceedings of the 8th International Coral Reef Symposium*, 1, 329-334.

Jiménez CE (1998) Arrecifes y comunidades coralinas de Bahía Culebra, Pacífico norte de Costa Rica (Golfo de Papagayo). Unpublished Master of Science University of Costa Rica, San Pedro, Costa Rica.

Jiménez CE, Cortés J (2003b) Coral cover change associated to El Niño, Eastern Pacific, Costa Rica, 1992-2001. *Marine Ecology-Pubblicazioni Della Stazione Zoologica Di Napoli I*, 24, 179-192.

Johnson ME, Lustic C, Bartels E, Baums IB, Gilliam DS, Larson L, Lirman D, Miller MW, Nedimyer K, Schopmeyer S (2011) Caribbean Acropora Restoration Guide: Best Practices for Propagation and Population Enhancement. Arlington, VA, The Nature Conservancy.

Kaempf J, Chapman P (2016) The functioning of coastal upwelling systems. In: *Upwelling Systems of the World*. (eds Kaempf J, Chapman P). Switzerland, Springer International.

Kleypas JA, Buddemeier RW, Archer D, Gattuso JP, Langdon C, Opdyke BN

(1999) Geochemical consequences of increased atmospheric carbon dioxide on coral reefs. *Science*, 284, 118-120.

Kleypas JA, Yates KK (2009) Coral reefs and ocean acidification. *Oceanography*, 22, 108-117.

Lang JC, Marks KW, Kramer PR, Kramer PA, Ginsburg RN (2012) Protocolos AGRRA versión 5.5.

Lirman D, Schopmeyer S (2016) Ecological solutions to reef degradation: optimizing coral reef restoration in the Caribbean and Western Atlantic. *PeerJ*, 4.

Lirman D, Schopmeyer S, Galvan V, Drury C, Baker AC, Baums IB (2014) Growth Dynamics of the Threatened Caribbean Staghorn Coral *Acropora cervicornis*: Influence of Host Genotype, Symbiont Identity, Colony Size, and Environmental Setting. *Plos One*, 9.

Lirman D, Thyberg T, Herlan J, Hill C, Young-Lahiff C, Schopmeyer S, Huntington B, Santos R, Drury C (2010) Propagation of the threatened staghorn coral *Acropora cervicornis*: methods to minimize the impacts of fragment collection and maximize production. *Coral Reefs*, 29, 729-735.

CDRC (2019) Consorcio Dominicano de Restauración Costera (CDRC). Manual para la evaluación de Viveros de Coral

en la República Dominicana. 10.

Mora C, Tittensor DP, Adl S, Simpson AGB, Worm B (2011) How Many Species Are There on Earth and in the Ocean? *Plos Biology*, 9.

Murillo MM, Cortés J (1984) High mortality of the sea-urchin *Diadema antillarum* Philippi (echinodermata, echinoidea), in Parque Nacional Cahuita, Limon, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 32, 167-169.

Nedimyer K, Gaines K, Roach S (2011) Coral Tree Nursery©: An innovative approach to growing corals in an ocean-based field nursery. *Aquaculture, Aquarium, Conservation & Legislation Bioflux*, 4, 442-446.

Nyström, M., Folke, C., & Moberg, F. (2000). Coral reef disturbance and resilience in a human-dominated environment. *Trends in ecology & evolution*, 15(10), 413-417.

Oliver KM, Russell JA (2016) Symbiosis, introduction to. In: *Encyclopedia of Evolutionary Biology*. (ed Kliman RM) pp 282-290. Oxford, Academic Press.

Page CA, Muller EM, Vaughan DE (2018) Microfragmenting for the successful restoration of slow growing massive corals. *Ecological Engineering*, 123, 86-94.

Parrott DL, Brinks JS, Lhotka JM (2012)

Designing Nelder wheel plots for tree density experiments. *New Forests*, 43, 245-254.

Plass-Johnson JG, Cardini U, van Hoytema N, Bayraktarov E, Burghardt I, Naumann MS, Wild C (2015) Coral bleaching. In: *Environmental indicators*. (eds Armon RH, Hänninen O) pp 117-146. Switzerland, Springer International.

Pollock, F. J., Lamb, J. B., Field, S. N., Heron, S. F., Schaffelke, B., Shedrawi, G., ... & Willis, B. L. (2014). Sediment and turbidity associated with offshore dredging increase coral disease prevalence on nearby reefs. *PLOS one*, 9(7).

Quesada-Alpízar MA, Cortés J (2006) The marine ecosystems of the south Pacific of Costa Rican: state of knowledge and management perspectives. *Revista De Biología Tropical*, 54, 101-145.

Raymundo, L. J., Halford, A. R., Maypa, A. P., & Kerr, A. M. (2009). Functionally diverse reef-fish communities ameliorate coral disease. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106(40), 17067-17070.

Rinkevich B (2015) Novel tradable instruments in the conservation of coral reefs, based on the coral gardening concept for reef restoration. *Journal of Environmental*



Management, 162, 199-205.

Rodríguez-Troncoso, A. P & Tortolero-Langarica, J. J. A (XXXX). Manual restauración de corales utilizando fragmentos de oportunidad:

Salinas-Akhmadeeva, I. (2018). Relación entre las tallas de colonias coralinas y la diversidad de peces, como guía para la restauración de arrecifes. Tesis de licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, México.

Schneider CA, Rasband WS, Eliceiri KW (2012) NIH Image to ImageJ: 25 years of image analysis. *Nature Methods*, 9, 671-675.

Society for Ecological Restoration International (SERI) (2004) The primer on ecological restoration. . (ed Group. SaPW), Washington, D.C.

Sousa WP (1984) The Role Of Disturbance In Natural Communities. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 15, 353-391.

Suding K, Higgs E, Palmer M, Callicott JB, Anderson CB, Baker M, Gutrich JJ, Hondula KL, LaFevor MC, Larson BMH, Randall A, Ruhl JB, Schwartz KZS (2015) Committing to ecological restoration. *Science*, 348, 638-640.

Swiss Re (2018) 2018 Corporate Responsibility Report [https://reports.swissre.com/corporate-responsibility-](https://reports.swissre.com/corporate-responsibility-report/2018/cr-report/solutions/strengthening-risk-resilience-2018-highlights/protecting-coral-reefs-against-hurricane-damage.html)

[report/2018/cr-report/solutions/strengthening-risk-resilience-2018-highlights/protecting-coral-reefs-against-hurricane-damage.html](https://reports.swissre.com/corporate-responsibility-report/2018/cr-report/solutions/strengthening-risk-resilience-2018-highlights/protecting-coral-reefs-against-hurricane-damage.html)
Downloaded June 17, 2019.

Tortolero-Langarica, J. J. A., Cupul-Magaña, A. L., & Rodríguez-Troncoso, A. P. (2014). Restoration of a degraded coral reef using a natural remediation process: A case study from a Central Mexican Pacific National Park. *Ocean & coastal management*, 96, 12-19.

Van Oppen, M. J., Gates, R. D., Blackall, L. L., Cantin, N., Chakravarti, L. J., Chan, W. Y., ... & Harrison, P. L. (2017). Shifting paradigms in restoration of the world's coral reefs. *Global change biology*, 23(9), 3437-3448.

Young, C. N., Schopmeyer, S. A., & Lirman, D. (2012). A review of reef restoration and coral propagation using the threatened genus *Acropora* in the Caribbean and Western Atlantic. *Bulletin of Marine Science*, 88(4), 1075-1098.

Williams SL, Sur C, Janetski N, Hollarsmith JA, Rapi S, Barron L, Heatwole SJ, Yusuf AM, Yusuf S, Jompa J, Mars F (2019) Large-scale coral reef rehabilitation after blast fishing in Indonesia. *Restoration Ecology*, 27, 447-456.





Anexos

Cuadro A1. Especies de corales escleractinios del Pacífico de Costa Rica (Cortés, 2009; Boulay et al., 2012).

Especies	Zooxantelado	Isla del Coco	Continente
Familia POCILLOPORIDAE			
<i>Pocillopora capitata</i> Verrill, 1864	*		*
<i>Pocillopora damicornis</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*
<i>Pocillopora elegans</i> Dana, 1846	*	*	*
<i>Pocillopora eydouxi</i> Milne Edwards & Haime, 1860	*	*	*
<i>Pocillopora inflata</i> Glynn, 1999	*		*
<i>Pocillopora meandrina</i> Dana, 1846	*	*	*
Family PORITIDAE			
<i>Porites evermanni</i>	*	?	*
<i>Porites lobata</i> Dana, 1846	*	*	*
<i>Porites panamensis</i> Verrill,	*		*
<i>Porites rus</i> (Forskål, 1775)	*		*
Familia SIDERASTREIDAE			
<i>Psammocora obtusangula</i> (Lamarck, 1816)	*		*
<i>Psammocora stellata</i> (Verrill, 1866)	*	*	*
<i>Psammocora superficialis</i> (Gardiner, 1898)	*	*	*
Familia AGARICIIDAE			
<i>Gardineroseris planulata</i> (Dana, 1846)	*	*	*
<i>Leptoseris papyracea</i> (Dana, 1846)	*	*	*
<i>Leptoseris scabra</i> (Vaughan, 1907)	*	*	
<i>Pavona chiriquensis</i> (Glynn et al. 2001)	*	*	*
<i>Pavona clavus</i> (Dana, 1846)	*	*	*

Especies	Zooxantelado	Isla del Coco	Continente
<i>Pavona frondifera</i> (Lamarck, 1816)	*		*
<i>Pavona gigantea</i> Verrill, 1869	*	*	*
<i>Pavona maldivensis</i> (Gardiner, 1905)	*	*	*
<i>Pavona varians</i> Verrill, 1864	*	*	*
<i>Pavona minuta</i> Scheer & Pillai, 1974	*	*	
Familia FUNGIIDAE			
<i>Fungia (Cycloseris) curvata</i> Hoeksema, 1989	*	*	*
<i>Fungia (Cycloseris) distorta</i> Michelin, 1842	*	*	*
Familia FAVIIDAE			
<i>Cladocora debilis</i> Milne Edwards & Haime, 1849		*	
<i>Cladocora pacifica</i> Cairns, 1991		*	
Familia CARYOPHYLLIIDAE			
<i>Tethocyathus prahli</i> Lattig & Cairns, 2000		*	
Familia FLABELLIDAE			
<i>Javania cailleti</i> (Duchassaing & Michelotti, 1864)		*	
Familia DENDROPHYLLIIDAE			
<i>Cladopsammia eguchii</i> (Wells, 1982)			*
<i>Cladopsammia gracilis</i> (Milne Edwards & Haime, 1848)			*
<i>Dendrophyllia oldroydii</i> Oldroyd, 1924		*	*
<i>Endopachys grayi</i> Milne Edwards & Haime, 1848		*	
<i>Rhizopsammia verrilli</i> Van der Horst, 1922		*	
<i>Tubastrea coccinea</i> Lesson, 1829			*

Cuadro A2. Especies de corales escleractinios del Caribe de Costa Rica (Cortés, 2009).

Especies	Zooxantelado	Isla del Coco	Continente
Clasea HYDROZOA			
Familia STYLASTERIIDAE			
<i>Stylaster roseus</i> (Pallas, 1766)		*	*
Familia MILLEPORIDAE			
<i>Millepora alcicornis</i> Linnaeus, 1758	*	*	*
<i>Millepora complanata</i> Lamarck, 1816	*	*	*
Clase ANTHOZOA			
Orden SCLERACTINIA			
Familia ASTROCOENIIDAE			
<i>Stephanocoenia intersepta</i> (Lamarck, 1816)	*	*	*
Familia POCILLOPORIDAE			
<i>Madracis decactis</i> (Lyman 1859)	*	*	*
<i>Madracis mirabilis</i> (Lyman, 1859)	*	*	*
Familia ACROPORIDAE			
<i>Acropora cervicornis</i> (Lamarck, 1816)	*	*	
<i>Acropora palmata</i> (Lamarck, 1816)	*	*	
Familia PORITIDAE			
<i>Porites astreoides</i> Lamarch, 1816	*	*	*
<i>Porites divaricata</i> Lesueur, 1821	*	*	
<i>Porites furcata</i> Lamarck, 1816	*	*	
<i>Porites porites</i> (Pallas, 1766)	*	*	
Familia SIDERASTREIDAE			
<i>Siderastrea radians</i> (Pallas, 1766)	*	*	
<i>Siderastrea siderea</i> (Ellis & Solander, 1786)	*	*	



Especies	Zooxantelado	Isla del Coco	Continente
Familia AGARICIIDAE			
<i>Agaricia agaricites</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	*
<i>Agaricia agaricites forma carinata</i> (Wells, 1973)	*	*	
<i>Agaricia agaricites forma danai</i> (Milne Edwards & Haime, 1851)	*	*	
<i>Agaricia agaricites forma purpurea</i> (Lesueur, 1821)	*	*	
<i>Agaricia fragilis</i> Dana, 1846	*	*	*
<i>Agaricia humilis</i> Verrill, 1902	*	*	
<i>Agaricia tenuifolia</i> Dana, 1846	*	*	
<i>Leptoseris cucullata</i> (Ellis & Solander, 1786)	*	*	
Familia FAVIIDAE			
<i>Cladocora arbuscula</i> (Lesueur, 1821)	*	*	
<i>Colpophyllia breviserialis</i> Milne Edwards & Haime, 1849	*	*	
<i>Colpophyllia natans</i> (Houttuyn, 1772)	*	*	
<i>Diploria clivosa</i> (Ellis & Solander, 1786)	*	*	
<i>Diploria labyrinthiformis</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	
<i>Diploria strigosa</i> (Dana, 1846)	*	*	
<i>Favia fragum</i> (Esper, 1797)	*	*	*
<i>Manicina areolata</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	
Familia MONTASTRAEIDAE			
<i>Montastraea cavernosa</i> (Linnaeus, 1767)	*	*	*
Familia MERULINIDAE			
<i>Orbicella annularis</i> (Linnaeus, 1767)	*	*	
<i>Orbicella franksi</i> (Gregory, 1895)	*	*	
Familia RHIZANGIIDAE			
<i>Astrangia solitaria</i> (Lesueur, 1817)		*	

Especies	Zooxantelado	Isla del Coco	Continente
Familia OCULINIDAE			
<i>Oculina diffusa</i> Lamarck, 1816	*	*	
Familia MEANDRINIDAE			
<i>Dichocoenia stellaris</i> Milne Edwards & Haime, 1848	*	*	
<i>Dichocoenia stokesi</i> Milne Edwards & Haime, 1848	*	*	
<i>Meandrina meandrites</i> (Linnaeus, 1758)	*	*	
Familia MUSSIDAE			
<i>Isophyllastrea rigida</i> (Dana, 1846)	*	*	
<i>Mussa angulosa</i> (Pallas, 1766)	*	*	
<i>Mycetophyllia danaana</i> Milne Edwards & Haime, 1849	*	*	
<i>Mycetophyllia lamarckiana</i> Milne Edwards & Haime, 1848	*	*	
<i>Scolymia cubensis</i> Milne Edwards & Haime, 1849	*	*	*
<i>Scolymia lacera</i> (Pallas, 1766)	*	*	
Familia CARYOPHYLLIIDAE			
<i>Colangia immersa</i> Pourtales, 1871		*	
<i>Eusmilia fastigiata</i> (Pallas, 1766)	*	*	
<i>Phyllangia americana</i> Milne Edwards & Haime, 1849		*	*
<i>Phyllangia dispersa</i> Verrill, 1864		*	*
Familia DENDROPHYLLIIDAE			
<i>Dendrophyllia</i> sp.		*	



Cuadro A3. Descripción y códigos de enfermedades de coral más comunes.

Categoría	Código	Comentarios
PÉRDIDA MANIFIESTA DE TEJIDO VIVO ENFERMEDADES DE BANDA DE COLORES	EBC	Ningún Daño al Esqueleto; no hay Crecimiento Anormal
Banda Negra	BN	Patrón redondeado e irregular; indudable, banda Marginal, negra o rojiza-café oscura con filamentos blancos dispersos.
Banda Roja	BR	Se presenta como una Banda delgada o petate, de color rojizo durante el día que se contrae a una banda marginal discreta de noche; no en todos los casos se observan filamentos blancos
Infección Ciliada Caribeña	ICC	Banda difusa de color negra o gris "sal y pimienta" de pequeños ciliados; puede ocurrir en corales con la peste blanca (PB) o banda blanca (BB)
ENFERMEDADES O SÍNDROMES BLANCOS	EBC	Bandas o petates pigmentados no marginales; las lesiones suelen estar asociadas a gusanos de fuego (<i>Hermodice carunculata</i>) y a caracoles (<i>Coralliophila spp.</i>)
Peste Blanca (no-acropóridos)	PB	Márgenes redondos, irregulares y/o onduladas; pérdida lenta o rápida de tejido vivo
Síndrome Blanca del Caribe (no-acroporidae)	SBC	Márgenes bien definidos, pero de patrones difusos en canto a la pérdida de tejido, Es decir: no tiene semejanza a la PB
Enfermedad Blanca Acropórida o Síndromes	PBA	Específico de <i>Acropora spp.</i>
Banda Blanca (solo acropóridos)	BBA	Redondo o linear; extendiéndose desde la base de la colonia o de las ramas; el tejido vivo marginal puede blanquearse o desprenderse del esqueleto
Enfermedad de Parches Blancos (solo acropóridos); Puntos Blancos	EPBA	Irregular y rodeado de tejidos vivos con márgenes bien marcados
Pérdida Rápida de Tejido (solo acropóridos)	PRT	Difuso, irregular; muerte rápida de tejido vivo.

Categoría	Código	Comentarios
DECOLORACIÓN INDUDABLE DE TEJIDO	DIT	Pérdida Gradual de Tejidos Vivos
Síndrome de Puntos Oscuros	SPO	Redondo a irregular, púrpura a café (verde dependiendo de la profundidad); algunos puntos pueden persistir durante años antes de perderse los tejidos vivos.
Banda Amarilla del Caribe (también conocido como Mancha Amarilla)	BAC	Parche de color amarillo pálido o banda delgada (si se encuentra al margen del coral) que se pierde gradualmente al expandirse en forma radial o lineal.
ANOMALÍAS INDUDABLES DE TEJIDOS	AIT	Desarrollo Anormal de Tejidos Vivos y Esqueleto
Anomalía de Crecimientos	AC	Poco masa o bultos sin pólipos, o con pólipos inusuales "de crecimiento desordenado".
Gigantismo	GI	Pólipos extraordinariamente grandes (= estructuras esqueléticas)

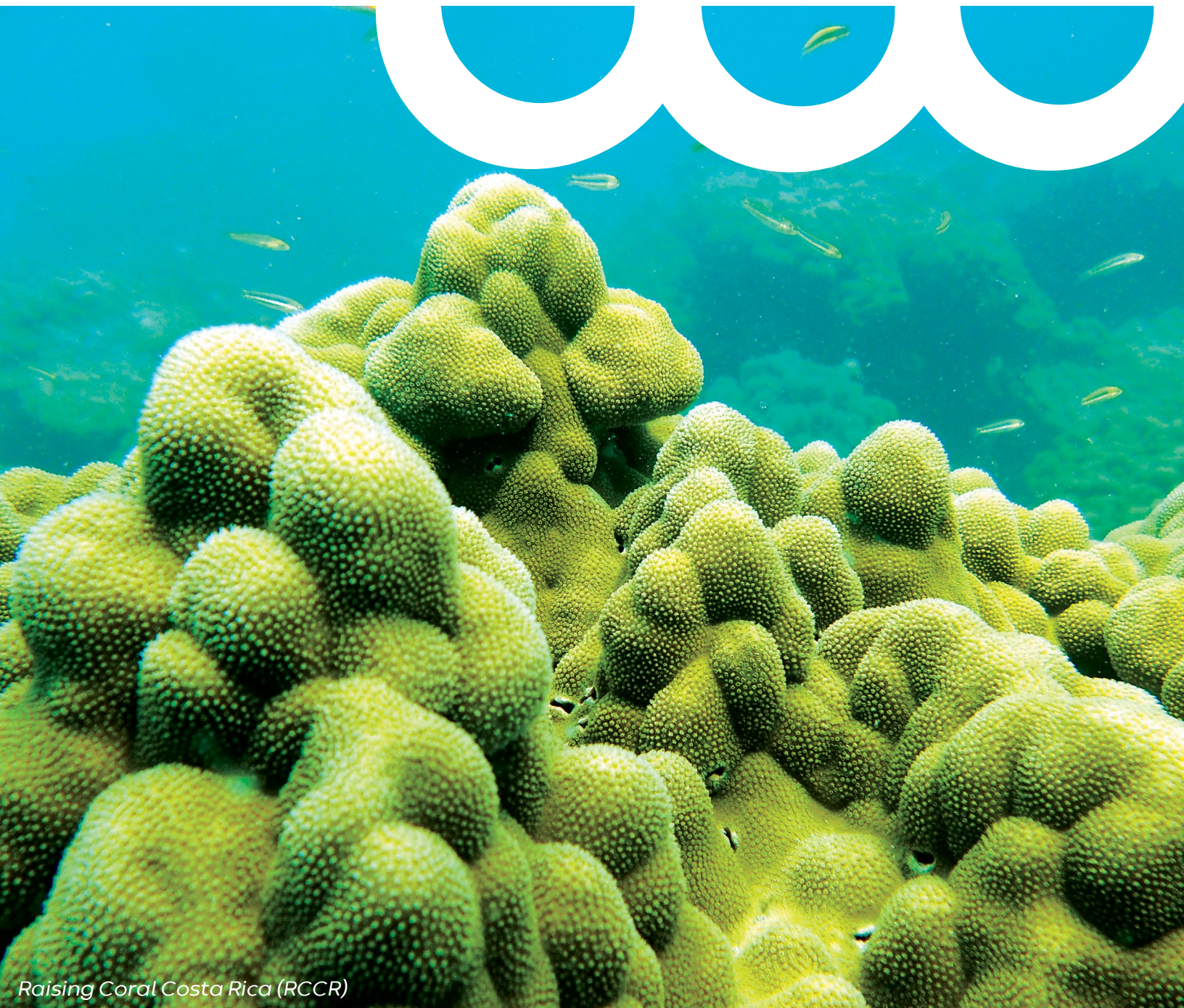
Cuadro A1. Caracterización de los disturbios más frecuentes implicados en el deterioro de los arrecifes de coral (Adaptado de Birkland, 2015 y Flower et al., 2017).

Disturbio	Crónico / Puntual	Natural / Antrópico	Biótico / Abiótico	Local / Global	Acción potencial de manejo
Sedimentación	Ambos	Ambos, aunque muchas veces suele ser de origen humano	Abiótico	Local	Mejorar la gestión de las cuencas hidrográficas a través de una adecuada gestión y educación. Revegetación de los terrenos circundantes. Controlar las actividades implicadas en desarrollo costero

Disturbio	Crónico / Puntual	Natural / Antrópico	Biótico / Abiótico	Local / Global	Acción potencial de manejo
Sobre pesca de ictiofauna clave	Crónico	Antrópico	Biótico	Local	Mejorar la gestión de la pesca a través de la educación, la regulación, los incentivos y la capacitación. penalizaciones. Por ejemplo: prohibir la pesca con trampas y/o la recolección de herbívoros, implementar zonas de no pesca
Eutroficación	Ambos	Antrópica, puede ser natural bajo condiciones espaciales, como los fenómenos de afloramiento	Abiótico	Local	Mejorar la gestión de las actividades urbanas, agrícolas y marítimas mediante educación, regulación, incentivos y sanciones
Desastre Natural (tormenta)	Puntual	Natural	Abiótico	Local	Preparación y planificación de la recuperación a nivel local. Reducir los factores de estrés crónico locales
Pesca destructiva (pesca con explosivos/ pesca de arrastre)	Puntual	Antrópico	Biótico	Local	Incrementar los incentivos para la cosecha no destructiva de recursos a través de la educación, la regulación y la aplicación de la ley. Mejorar la recuperación mediante la estabilización del sustrato y medidas de restauración de los arrecifes

Disturbio	Crónico / Puntual	Natural / Antrópico	Biótico / Abiótico	Local / Global	Acción potencial de manejo
Encallamiento de barco	Puntual	Antrópico	Abiótico	Local	Reducir la probabilidad de encallamientos a través de la educación, la regulación, los incentivos y la educación penalizaciones. Utilizar los pagos de compensación para ayudar a la recuperación a través del sustrato medidas de estabilización y restauración de los arrecifes
Episodios de blanqueamiento masivos	Puntual, aunque cada vez más frecuentes	Antrópico	Biótico	Ambos	Reducir los factores de estrés crónico locales. Identificar los sitios que pueden tener menos vulnerabilidad como posibles refugios de protección. Reducir las emisiones de gases de efecto invernadero
Explosiones de fauna/flora fuera de lo normal	Ambos (La explosión puede ser puntual, pero el desequilibrio puede persistir)	Antrópico; suelen ser causados por desequilibrios fomentados por la actividad humana	Biótico	Local	Mejorar la gestión de las cuencas hidrográficas a través de la educación, la regulación y los incentivos. y penalizaciones. Protección de los depredadores, vigilancia para detectar signos tempranos de desequilibrio
Brote de enfermedades	Puntual	Ambos; aunque muchos brotes de enfermedad han sido atribuidos a la actividad humana	Biótico	Local	Reducir los factores estresantes que pueden aumentar la incidencia y gravedad de enfermedades como aumento de los niveles de nutrientes y otras escorrentías terrestres (ver sedimentación y aumento de nutrientes arriba)





Raising Coral Costa Rica (RCCR)



biodiversidadynegocios



biodiversidadynegocios