



MANUAL DE REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES:

EXPERIENCIA EN REPÚBLICA DOMINICANA

FUNDACIÓN DOMINICANA
DE ESTUDIOS MARINOS
THE NATURE CONSERVANCY
RED ARRECIFAL DOMINICANA
MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

MANUAL DE
REPRODUCCION ASISTIDA
DE CORALES
MANUAL DE
REPRODUCCION ASISTIDA
DE CORALES
MANUAL DE
REPRODUCCION ASISTIDA
DE CORALES
MANUAL DE
REPRODUCCION ASISTIDA
DE CORALES

MANUAL DE REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES:

EXPERIENCIA EN REPÚBLICA DOMINICANA

FUNDACIÓN DOMINICANA
DE ESTUDIOS MARINOS

THE NATURE CONSERVANCY

RED ARRECIFAL DOMINICANA

MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE
Y RECURSOS NATURALES

FIGURA 1.	11	FIGURA 13.	47	FIGURA 26.	65
MAPA DE LAS ACTIVIDADES DEL PROGRAMA DE RESTAURACIÓN DE CORALES DE FUNDEMAR		FASES DE LA REPRODUCCIÓN ASISTIDA PARA 5 ESPECIES DE CORALES		EJEMPLO DE SUSTRATOS USADOS POR FUNDEMAR	
FIGURA 2.	12	FIGURA 14.	49	FIGURA 27.	66
IMÁGENES DE LOS DISTINTOS COMPONENTES DEL PROGRAMA DE RESTAURACIÓN DE CORALES DE FUNDEMAR		EMBRIONES DE CORAL FERTILIZADOS		ACONDICIONAMIENTO, LIMPIEZA Y ADICIÓN DE SUSTRATOS DE ASENTAMIENTO	
FIGURA 3.	15	FIGURA 15.	51	FIGURA 28.	68
ELABORACIÓN DE «MINIFRAGMENTOS» DE <i>ACROPORA PALMATA</i> POR FUNDEMAR		PROCESO DE LIMPIADO DE EMBRIONES USANDO SEPARADORES DE GRASA		DETALLE DE LA FORMACIÓN DEL ESQUELETO, BOCA Y TENTÁCULOS EN UN PÓLIPO PRIMARIO	
FIGURA 4.	20	FIGURA 16.	52	FIGURA 29.	71
EJEMPLOS DE MODELOS DE SUSTRATOS MULTIPODALES DISEÑADOS POR SECORE INTERNATIONAL		EJEMPLO DE UN ENVASE CILÍNDRICO (CILINDRO GRADUADO) UTILIZADO PARA LA MEDICIÓN DE LA ALTURA (h) DE LA CAPA DE EMBRIONES		CONTEO DE RECLUTAS DE CORAL USANDO LA LUZ AZUL DE NIGHTSEA	
FIGURA 5.	26	FIGURA 17.	54	FIGURA 30.	72
DIAGRAMA DE FLUJO CON LOS DIFERENTES NIVELES DE INTERVENCIÓN PARA LA IMPLEMENTACIÓN DE UN PROGRAMA DE REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES		EJEMPLO DE DISTRIBUCIÓN Y TRANSPORTE DE EMBRIONES A LOS SISTEMAS DE CULTIVO		SIEMBRA DE SUSTRATOS CON RECLUTAS SEXUALES	
FIGURA 6.	35	FIGURA 18.	56	FIGURA 31.	75
EXTRACTOS DE CALENDARIOS DE PREDICCIÓN DE DESOVE DE CORAL DURO		LABORATORIO DE REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES DE FUNDEMAR EN BAYAHÍBE, REPÚBLICA DOMINICANA		ANÁLISIS DE POTENCIA <i>A PRIORI</i> USANDO SOFTWARE G* POWER	
FIGURA 7.	38	FIGURA 19.	57	FIGURA 32.	77
MODELO BÁSICO DE UNA RED DE RECOLECTA DE GAMETOS DE COLONIAS HERMAFRODITAS		EJEMPLO DE UN SISTEMA DE ACUARIOS PARA EL CULTIVO DE CORALES		PREPARACIÓN DE TRANSECTOS DE MONITOREO	
FIGURA 8.	39	FIGURA 20.	58	FIGURA 33.	78
RECOLECTA DE GAMETOS DE CORALES HERMAFRODITAS		SISTEMA DE CULTIVO DE CORALES <i>IN SITU</i> , CRIB, DISEÑADO POR SECORE INTERNATIONAL		ETIQUETAS TEMPORALES EN SUSTRATOS ANTES DE SEMBRARLOS (T0)	
FIGURA 9.	40	FIGURA 21.	59	FIGURA 34.	80
REMOCIÓN DE FRASCOS CON GAMETOS		DESARROLLO EMBRIONARIO DE <i>ACROPORA PALMATA</i>		SIEMBRA INICIAL DE SUSTRATOS DE DOS TRATAMIENTOS DIFERENTES EN LA MISMA ÁREA DE MONITOREO	
FIGURA 10.	43	FIGURA 22.	59	FIGURA 35.	83
MÉTODO DE RECOLECTA DE GAMETOS DE COLONIAS GONOCÓRICAS		EJEMPLO DE CÚMULO DE EMBRIONES MUERTOS EN COLUMNA DE AGUA EN ACUARIO DE SISTEMA DE CULTIVO <i>EX SITU</i>		EVALUACIÓN DE LA SUPERVIVENCIA DE RECLUTAS	
FIGURA 11.	44	FIGURA 23.	61	TABLA 1.	27
TRASLADO DE FRASCOS O BOLSAS CON GAMETOS DESDE LA EMBARCACIÓN AL LABORATORIO		LIMPIEZA DE ACUARIOS DURANTE EL CULTIVO DE EMBRIONES		CRITERIOS DE SELECCIÓN DE ESPECIES MÁS COMUNES USADAS PARA FERTILIZACIÓN ASISTIDA Y PRODUCCIÓN DE RECLUTAS SEXUALES	
FIGURA 12.	47	FIGURA 24.	62	TABLA 2.	53
PROCESO DE REPRODUCCIÓN SEXUAL DE CORALES QUE INCLUYE ETAPAS DE DESOVE Y DESARROLLO EMBRIONARIO ADEMÁS DE LA FASE LARVAL Y ASENTAMIENTO DE CORAL DURO		EJEMPLOS DEL SIGNO ROSA BAJO EL ESTEREOSCOPIO		PROMEDIO DE EMBRIONES POR MILILITRO PARA DISTINTAS ESPECIES DE ACUERDO CON SECORE INTERNATIONAL	
		FIGURA 25.	63		
		ASENTAMIENTO DE LARVAS DE <i>ACROPORA PALMATA</i> EN SUSTRATOS			

DEDICATORIA	4	4.4 Sistemas de cultivo	55
PRESENTACIÓN	6	4.4.1 <i>Ex situ</i> : laboratorio	55
1. INTRODUCCIÓN	8	4.4.2 <i>In situ</i> : Coral Rearing <i>In situ</i> Basin (CRIB)	58
1.1 La crisis global de los arrecifes coralinos: causas, consecuencias y la necesidad de acciones acertadas	9	4.5. Mantenimiento del cultivo	59
1.2 Arrecifes en República Dominicana: valoración económica de los arrecifes, problemática y estrategia de conservación	10	4.5.1 Mantenimiento en sistema <i>ex situ</i>	60
1.3 Técnicas de restauración de corales	13	4.5.1.1 El «signo rosa»	62
1.3.1 Propagación asexual	13	4.5.2. Mantenimiento del cultivo <i>in situ</i>	63
1.3.2 Propagación larval	16	4.5.3 Asentamiento de larvas	63
1.4 Estrategias de reproducción sexual de corales	17	4.5.3.1 Tipos de sustratos para asentamiento	64
1.5 Integración de la reproducción asistida de corales en los esfuerzos de restauración	18	4.5.3.2 Acondicionamiento de sustratos	66
1.5.1 Global	18	4.5.3.3 Apertura de flujo continuo de sistema <i>ex situ</i>	66
1.5.2 Restauración de corales en la República Dominicana	19	4.5.3.4 Establecimiento de la simbiosis	69
2. VISIÓN, MISIÓN Y OBJETIVOS DEL MANUAL	22	4.6 Conteo de reclutas	70
3. INTEGRACIÓN DE LA REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES A LOS PROGRAMAS DE CONSERVACIÓN RESTAURACIÓN DE ARRECIFES	24	4.6.1 Consejos para realizar los conteos de reclutas	70
3.1 Criterios de selección de especies	27	4.7 Siembra de reclutas	72
3.2 Requerimientos logísticos	28	4.7.1 Método de siembra	72
3.3 Requerimientos legales	30	4.8. Monitoreo de supervivencia	74
3.3.1 Permiso ambiental	30	4.8.1 Diseño experimental	74
3.3.2 Permiso de navegación nocturna	30	4.8.2 Establecimiento de transectos de monitoreo	76
4. METODOLOGÍA	32	4.8.2.1 Etiquetado temporal de sustratos y conteo de reclutas	78
4.1 Predicción y monitoreo de desoves	33	4.8.3 Siembra en transectos de monitoreo	79
4.1.1 Cálculos para predicciones de desove	33	4.8.4 Evaluación de supervivencia	81
4.1.2. Monitoreo y registro de eventos de desove	36	4.8.5 Presentación de resultados	82
4.2 Colecta de gametos	37	5. ESTIMACIÓN DEL IMPACTO DE LAS INTERVENCIONES	84
4.2.1 Colonias hermafroditas	37	5.1 Diseño experimental: áreas de control, de intervención y de referencia	85
4.2.2 Colonias gonocóricas y hermafroditas secuenciales	42	5.2. Importancia del monitoreo en la valoración del impacto de las intervenciones en sitios de restauración	86
4.3 Fertilización asistida	44	6. RECOMENDACIONES PARA UN PROGRAMA INTEGRAL	88
4.3.1 Fertilización asistida en campo	46	6.1 Programa integral	89
4.3.2 Determinación del porcentaje de fertilización	48	6.2 Integración comunitaria	90
4.3.3 Registro del proceso de fertilización	50	7. AGRADECIMIENTOS	92
4.3.4 Limpieza de gametos	51	8. GLOSARIO	93
4.3.5 Determinación del número de embriones	52	9. REFERENCIAS	98



DEDICATORIA

Foto: La Naturaleza Dominicana
Vol. 6

*Este manual es el resultado de la inspiración, fuerza y motivación que la profesora **Idelisa Bonnelly de Calventi** entregó en vida por muchos años, desde antes de concebir a FUNDEMAR hasta el momento en que decidió pasar a otro plano. Los autores de esta guía, y las instituciones a quienes representamos, rendimos un tributo a su memoria con la presentación del material presente, el cual se ha preparado para contribuir con el pilar de los esfuerzos de restauración de los arrecifes de coral en el país, la formación y capacitación de nuevas generaciones de personas comprometidas con los arrecifes y la preservación de las bellezas naturales de uno de los ecosistemas más importantes del mundo.*

Vuele alto profesora, su legado seguirá inspirando a nuevas generaciones.

El presente manual está dirigido a practicantes de restauración, cuyos esfuerzos se encuentren enfocados en la conservación y/o rehabilitación de comunidades coralinas. En este documento, se describen distintas alternativas para integrar técnicas de reproducción sexual asistida de corales a programas de restauración. La aplicación de estas técnicas promueve la recuperación de poblaciones de corales, incluyendo especies vulnerables o en peligro de extinción, debido a que aumenta la recombinación genética, e incrementando su resiliencia a cambios ambientales.

En este sentido, compartimos el conocimiento adquirido por la Fundación Dominicana de Estudios Marinos (FUNDEMAR), institución pionera en la implementación de técnicas de reproducción sexual asistida de corales en la República Dominicana, como parte de los esfuerzos de conservación y restauración implementados en el Santuario Marino Arrecifes del Sureste (SELLARES-BLASCO ET AL. 2021). Uno de los principales objetivos es coadyuvar en el desarrollo de otros programas de reproducción asistida de corales en la República Dominicana, por medio de la replicación y adaptación de las técnicas aquí descritas.

Este manual ha sido creado gracias al apoyo y el entrenamiento brindado por parte de actores clave, los cuales, por años, se han dedicado a desarrollar, adecuar y compartir técnicas enfocadas en mejorar las prácticas de reproducción sexual de corales y su uso en acciones de rehabilitación de arrecifes de coral. Estos actores clave incluyen al Laboratorio de Investigación Integral para la Conservación de Arrecifes (CORALIUM) del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM, SECORE International y el Caribbean Research and Management of Biodiversity (CARMABI). Adicionalmente, la elaboración de este documento no hubiera sido posible sin el apoyo de The Nature Conservancy (TNC), la Red Arrecifal Dominicana (RAD) y el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de República Dominicana. Todos los actores antes mencionados han sido esenciales para la adecuación e implementación exitosa de estas técnicas en Bayahíbe, República Dominicana, así como para la generación de conocimiento científico como resultado de la implementación de las mismas.

1.1 LA CRISIS GLOBAL DE LOS ARRECIFES CORALINOS: CAUSAS, CONSECUENCIAS Y LA NECESIDAD DE ACCIONES ACERTADAS

Los arrecifes de coral son los centros de biodiversidad más importantes de los océanos. En términos relativos, ocupan menos área que los bosques tropicales; no obstante, albergan una proporción gigantesca de especies marinas (REAKA-KUDLA 1997). Las estimaciones más conservadoras indican que en los arrecifes coralinos habitan cerca de 90% de las especies descritas en los océanos tropicales en menos del 1% de la superficie total de los mismos (REAKA-KUDLA 1997). En términos de biodiversidad, estos ecosistemas son solo comparables a los bosques tropicales lluviosos (REAKA-KUDLA 1997).

En las últimas décadas, la pérdida continua de arrecifes de coral es notoria. La combinación de factores antropogénicos (i.e., de origen humano), actuando local (ej. rápido desarrollo costero, pérdida de calidad de agua, desarrollo agrícola, sedimentación y sobrepesca), regional y globalmente (ej. calentamiento y acidificación de los océanos), ha producido una serie de impactos sobre la estructura y función de estos ecosistemas sin precedentes en su historia evolutiva reciente (WOOD 1998, 1999; STANLEY 2003; BELLWOOD ET AL. 2004). Específicamente, los organismos arrecifales han sido forzados a existir cerca de sus límites de tolerancia fisiológica de manera acelerada, lo cual ha hecho que un alto porcentaje de corales se encuentre en peligro de extinción

(CARPENTER ET AL. 2008). Los nichos y hábitats ecológicos están siendo alterados de manera inédita; y además, la extirpación de grupos clave para el ecosistema ha reducido la capacidad de recuperación natural que tienen los arrecifes, lo cual se conoce como pérdida de resiliencia (HUGHES ET AL. 2003).

La pérdida de los arrecifes de coral no solo impacta la biodiversidad marina, sino también el bienestar de millones de personas que dependen directa e indirectamente de arrecifes saludables y de los bienes y servicios que estos proveen a la sociedad (MOBERG Y FOLKE 1999). Esto es especialmente tangible para aquellas comunidades que se encuentran en pobreza en países en vías de desarrollo, dado que son extremadamente vulnerables a los impactos del cambio climático (MOBERG Y FOLKE 1999; LUGO ET AL. 2000). La crisis moderna de los arrecifes coralinos es por lo tanto un problema ecológico, económico y social (BELLWOOD ET AL. 2004). Esto es particularmente evidente en el Caribe y en islas como la República Dominicana, donde la estabilidad económica depende del paisaje natural y los recursos que son provistos por los arrecifes de coral (WIELGUS ET AL. 2010; EASTWOOD ET AL. 2017; SPALDING ET AL. 2018; BETANCOURT Y HERRERA-MORENO 2019).

1.2 ARRECIFES EN REPÚBLICA DOMINICANA: VALORACIÓN ECONÓMICA DE LOS ARRECIFES, PROBLEMÁTICA Y ESTRATEGIA DE CONSERVACIÓN

Estudios recientes muestran que los arrecifes de coral en la República Dominicana aportan aproximadamente 1 billón de dólares a la economía local (WIELGUS ET AL. 2010; SPALDING ET AL. 2018; BETANCOURT Y HERRERA-MORENO 2019), además de proteger la línea de costa, estabilizar las playas y favorecer el desarrollo del turismo (ej. desarrollo hotelero, excursiones y actividades subacuáticas) (BECK ET AL. 2020). Adicionalmente, albergan especies que son fuente de alimento para millones de personas (SPALDING ET AL. 2018). Debido a su relevancia ecológica y económica, los arrecifes coralinos son considerados por el gobierno dominicano como ecosistemas clave, por lo que su conservación y restauración es prioritaria (SELLARES-BLASCO ET AL. 2021; CROQUER ET AL. 2022).

A pesar de su alta importancia, los arrecifes de coral en la República Dominicana y en diferentes islas del Caribe han experimentado un declive acelerado. Diversos factores locales, tales como el rápido y, en ocasiones, poco planificado desarrollo costero, el uso de tierras y la intervención de cuencas con fines agrícolas y pecuarios sin criterios sostenibles, la contaminación costera y la sobrepesca de peces carnívoros y herbívoros, han conducido a la pérdida de cobertura coralina viva, a la dominancia de macroalgas y la consecuente pérdida de complejidad estructural

(i.e., diversidad de formas, contornos, cavidades, refugios y heterogeneidad del hábitat coralino) (BELLWOOD ET AL. 2004, ÁLVAREZ-FILIP ET AL. 2009). El aplanamiento de los arrecifes es comparable a la demolición de los grandes edificios que conforman a las grandes metrópolis. Sin edificios (corales), no hay apartamentos (refugios), y en consecuencia las personas (organismos asociados) desaparecen (ÁLVAREZ-FILIP ET AL. 2009).

Debido a las consecuencias devastadoras que la pérdida de áreas coralinas puede ocasionar, y a la incapacidad de recuperación de manera natural, los esfuerzos de restauración se han incrementado en las últimas décadas en todo el Caribe (BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020). En la actualidad en la República Dominicana, la Fundación Grupo Punta Cana (FGPC), FUNDEMAR, el Centro para la Conservación y Eco-Desarrollo de la Bahía de Samaná y su Entorno (CEBSE) y otras organizaciones locales, las cuales se reúnen en el Consorcio Dominicano de Restauración Costera (CDRC) y la Red Arrecifal Dominicana (RAD), lideran esfuerzos de restauración en la isla en coordinación con el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Estos esfuerzos se han concentrado en la propagación asexual (microfragmentación y fragmentación) de corales por medio de la instalación y monitoreo de viveros de coral en el mar y en laboratorios en tierra.

Sin embargo, a partir del 2015, se ha integrado la reproducción sexual asistida a través del programa de FUNDEMAR (Figs. 1-2, SELLARES-BLASCO ET AL. 2021). Si bien cada una de estas técnicas de propagación de corales ofrece ventajas y desventajas, la acción concertada de estas organizaciones ha posicionado a la República Dominicana como uno de los sitios del Caribe donde se llevan a cabo grandes avances en la restauración de corales.

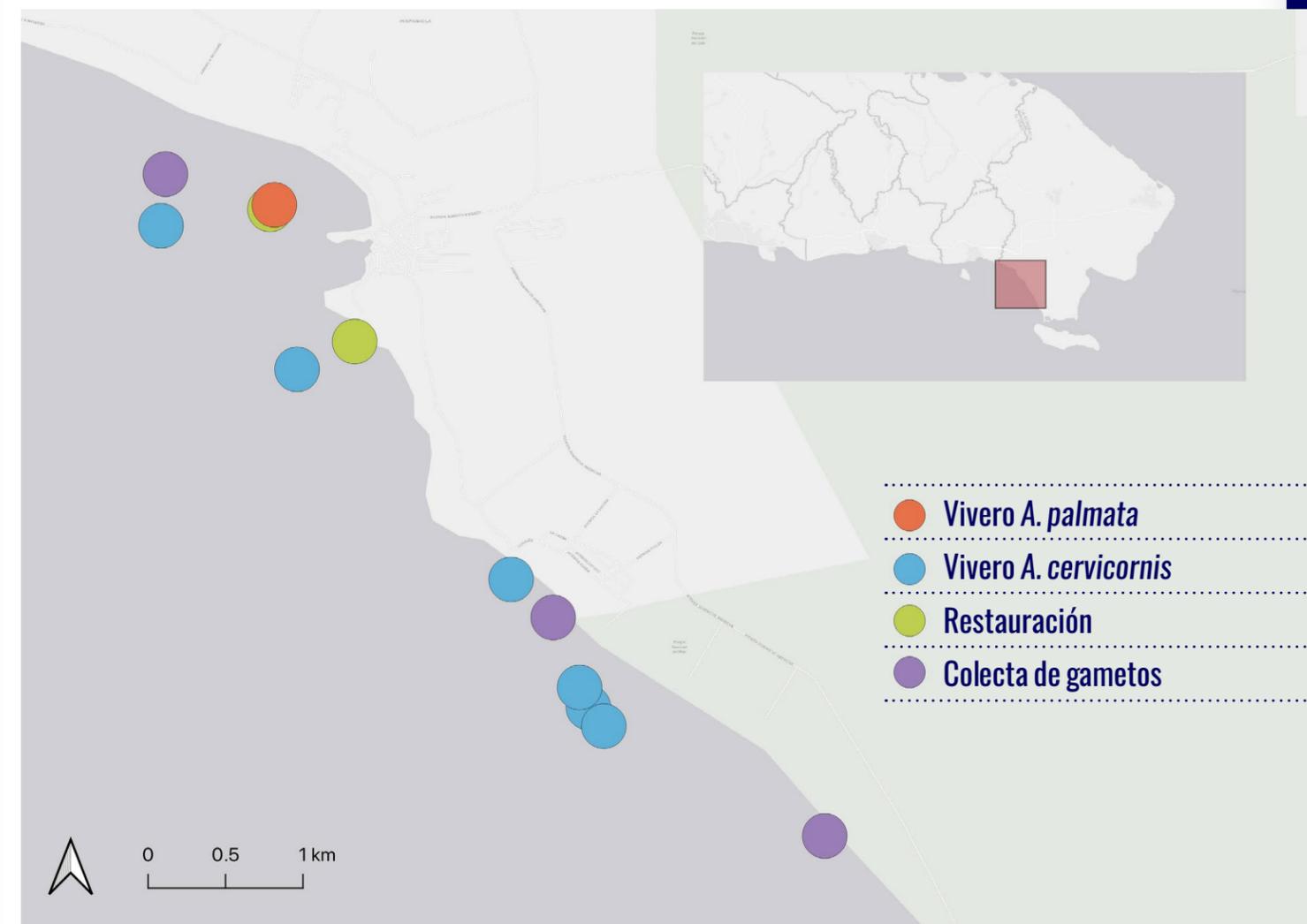
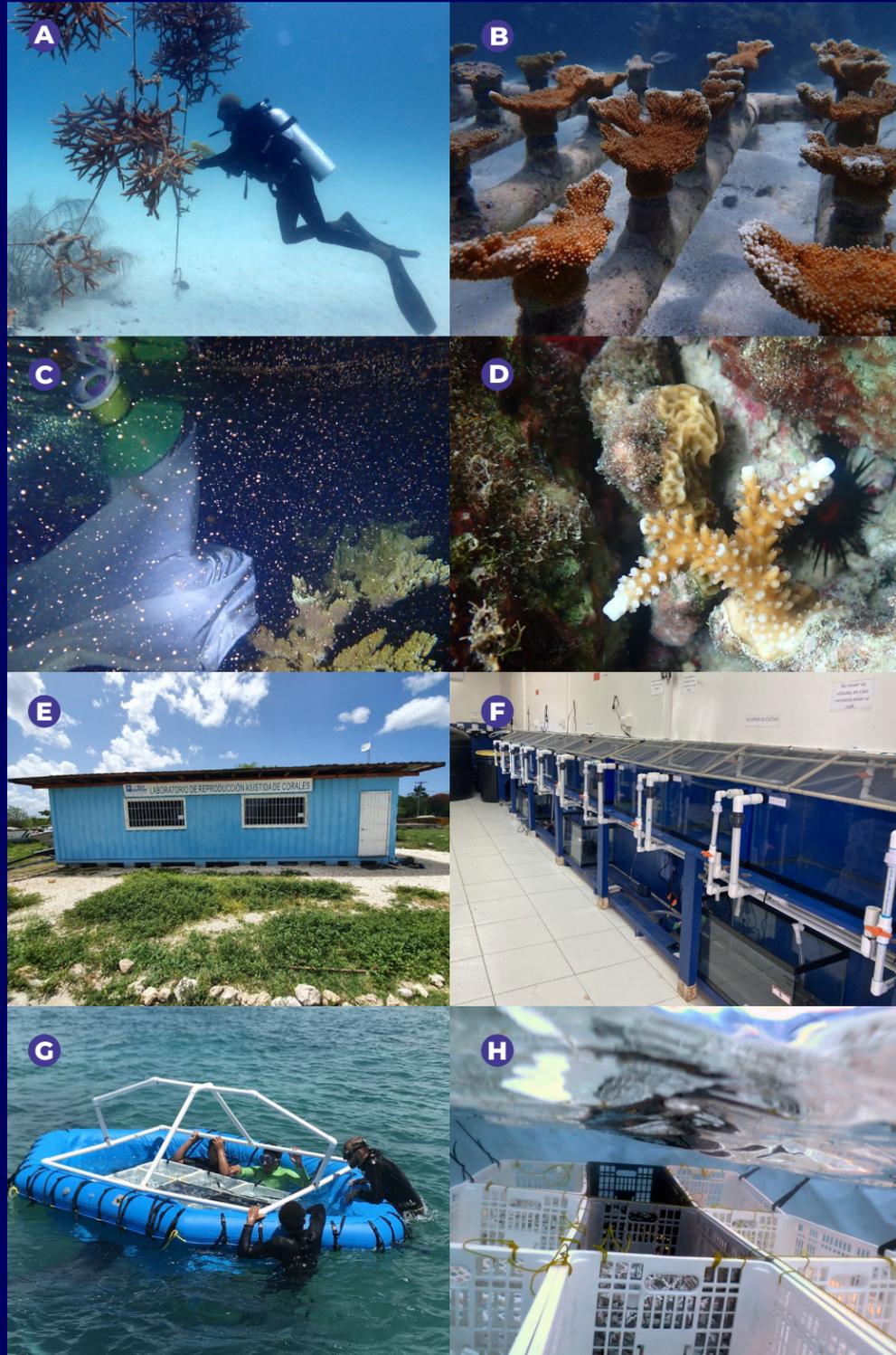


Figura 1. Mapa de las actividades del Programa de Restauración de Corales de FUNDEMAR en el Sureste de la República Dominicana (modificado de Sellares-Blasco et al. 2021).

Figura 2. Imágenes de los distintos componentes del Programa de Restauración de Corales de FUNDEMAR.

- A) Viveros de *Acropora cervicornis*
- B) Viveros de *Acropora palmata*
- C) Monitoreo de desoves de coral y colecta de gametos para la fertilización asistida de corales
- D) Siembra de reclutas de coral en arrecifes degradados
- E) Laboratorio de reproducción asistida de corales de FUNDEMAR
- F) Sistema de acuarios
- G) Coral Rearing *In situ* Basin (CRIB) de SECORE International en Bayahíbe
- H) Sistema de rejillas de plástico para almacenar los sustratos de asentamiento en los sistemas de cultivo *in situ* (modificado de Sellares-Blasco et al. 2021).



1.3 TÉCNICAS DE RESTAURACIÓN DE CORALES

La restauración de un ecosistema se define como la intervención humana sobre alguna de sus propiedades estructurales (ej. composición y diversidad de especies) y funcionales (ej. estructura de las tramas tróficas) con el objetivo de retornarlo a su estado original (i.e., restauración), mejorar alguna propiedad (i.e., rehabilitación) o cambiarlo a un estado alternativo (i.e., mejoramiento) (PERROW Y DAVY 2002).

La restauración de arrecifes coralinos es una práctica relativamente nueva. Los primeros intentos de restauración se realizaron a finales de la década de los 80, y ellos consistieron principalmente en el trasplante directo de colonias coralinas desde sitios donadores hasta sitios impactados y/o en degradación (BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020). En la actualidad las técnicas de restauración se dividen en dos grandes grupos: (1) propagación asexual y (2) sexual (BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020). Ambas explotan características particulares de la biología reproductiva de cada especie de coral.

1.3.1 PROPAGACIÓN ASEJUAL

La reproducción y propagación asexual, se refiere a la capacidad de colonización del fondo marino que tienen los corales vía fragmentación. Generalmente se divide en dos grandes grupos: (1) fragmentación y (2) microfragmentación; en ambas, el uso de viveros es común pero no restrictivo (BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020).

Los viveros de coral son estructuras submarinas (*in situ*) dedicadas a la estabilización (recuperación posterior al corte) y crecimiento de fragmentos de coral, o consisten en instalaciones y acuarios en tierra para el mismo fin (*ex situ*). Los viveros *in situ* por sí mismos pueden funcionar como hábitat de especies arrecifales y al mismo tiempo ser aprovechados como fuente de fragmentos para trasplante al arrecife. Los diseños de los viveros son múltiples, y su descripción ha sido ampliamente abordada en numerosos trabajos y manuales (BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020; <https://www.icriforum.org/coralrestoration/>).

La fragmentación es una forma de propagación asexual que consiste en la producción de fragmentos de diferentes tamaños de colonias donadoras que pueden encontrarse en el arrecife o en viveros *in situ* (BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020). Por su parte, la microfragmentación es otro método utilizado en la propagación asexual de corales, que consiste en la generación de fragmentos de escasos centímetros de área a partir de colonias donadoras. Este procedimiento busca la estimulación de las tasas de crecimiento haciendo que el coral se encuentre por debajo de su tamaño mínimo reproductivo (PAGE ET AL. 2018; BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020). Una vez elaborados, los microfragmentos pueden permanecer en viveros para posteriormente ser trasplantados directamente desde las instalaciones ubicadas en tierra firme o *in situ* (BOSTRÖM-EINARSSON ET AL. 2020).

En la República Dominicana, *Acropora cervicornis* (coral cuerno de ciervo) ha sido la especie más utilizada en las prácticas de propagación asexual via fragmentación debido a su rápido crecimiento, su estado en peligro crítico de extinción (ARONSON ET AL. 2008) y su respuesta satisfactoria a las condiciones de cultivo y trasplante.

En el caso de la microfragmentación, en su mayoría, se ha trabajado con especies masivas e incrustantes como *Orbicella faveolata*, *Montastraea cavernosa*, *Porites spp.* y *Pseudodiploria clivosa* (PAGE ET AL. 2018; FORSMAN ET AL. 2015). Recientemente, *A. palmata* ha sido exitosamente cultivada *in situ* y posteriormente trasplantada en el arrecife en la República Dominicana como «minifragmentos» de 2-3 cm de diámetro inicial (**Fig. 3**).

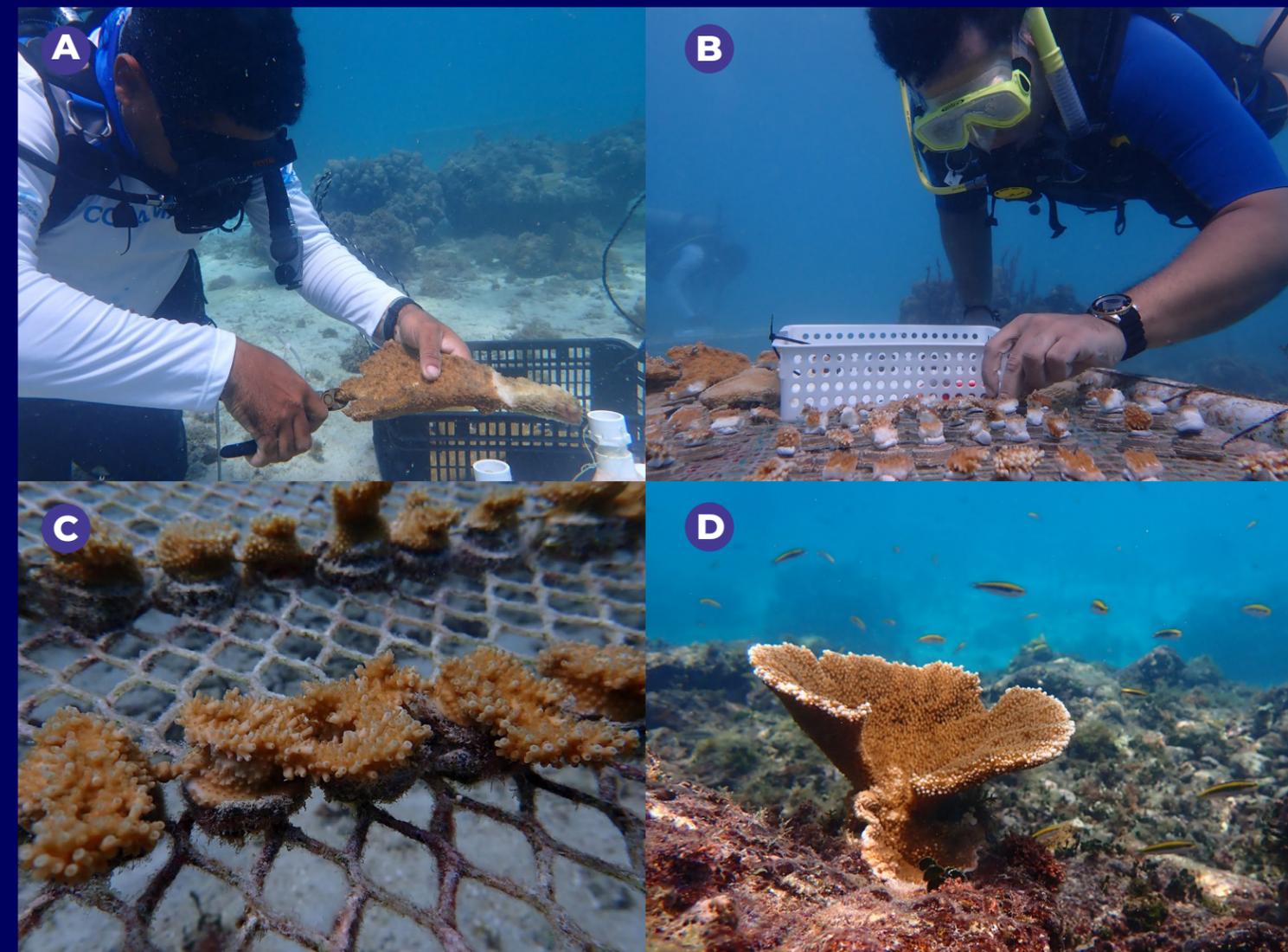


Figura 3. Elaboración de «minifragmentos» de *Acropora palmata* por FUNDEMAR.

- A) Corte de fragmento recuperado
- B) Fijación de minifragmentos a bases de concreto
- C) Detalle de fragmentos en bases de concreto después de fijación
- D) Fragmento trasplantado después de seis meses de crecimiento.

La propagación asexual de corales ofrece grandes beneficios, tales como facilitar el trasplante de kilómetros de tejido vivo (extensión lineal total de una colonia considerando todas sus ramas en el caso de *A. cervicornis*), la recuperación de la complejidad tridimensional en plazos relativamente cortos, tasas de supervivencia altas que en ocasiones pueden alcanzar hasta 60% y costos de producción relativamente bajos. Sin embargo, la reducida diversidad genética de las poblaciones de coral ha sido una de las limitaciones más criticadas de esta estrategia (RINKEVICH 2005; PRECHT 2006; BAUMS 2008; SHARER ET AL. 2009). En este sentido, la propagación larval de corales surge como una estrategia que puede aportar beneficios al incrementar la diversidad genética de las poblaciones de coral que están siendo restauradas.

1.3.2 PROPAGACIÓN LARVAL

Los corales no solo se reproducen asexualmente, sino que también poseen una serie de estrategias de reproducción sexual. Así, las colonias de coral pueden tener sexos separados (i.e., gonocorismo) o sexos unidos (i.e., hermafroditismo). El hermafroditismo puede ser simultáneo (i.e., una colonia puede producir gametos femeninos y masculinos a la par) o secuencial (i.e., la colonia puede alternar o compartir la producción de gametos femeninos y masculinos). En cuanto a los modos de desarrollo embrionario, este puede ocurrir en la columna del agua en las especies que liberan gametos o puede ocurrir dentro de los pólipos de la colonia parental liberando plánulas (HARRISON Y WALLACE 1990). En la siguiente sección incluimos un resumen de las estrategias de reproducción sexual de corales.

Por otra parte, los eventos reproductivos pueden ser únicos, es decir, suceden solo una vez al año, o pueden distribuirse en varios meses. La sincronización de estos eventos es uno de los fenómenos más fascinantes en la naturaleza, y está determinado por factores medioambientales tales como la temperatura del agua, los ciclos de luz solar, la posición de la luna llena y por señalización química en el agua (HARRISON Y WALLACE 1990; BRADY ET AL. 2009; NOZAWA 2012; SOREK ET AL. 2014; KEITH ET AL. 2016).

Una de las principales ventajas de la reproducción sexual asistida para los programas de restauración es el incremento de diversidad genética de las poblaciones de corales, promovido por la gran variación en el intercambio de gametos entre diversas colonias parentales con genotipos distintos (BAUMS 2008). A su vez, poblaciones con mayor diversidad de genotipos pueden ser más resilientes a los efectos negativos producto de eventos de blanqueamiento y a la aparición de enfermedades (BAUMS 2008). Ante el actual escenario de cambio climático y el concomitante calentamiento de los océanos, se espera que los arrecifes de mayor diversidad genotípica tengan mejores posibilidades de sobrevivir en las próximas décadas (SHARER ET AL. 2009).

De igual forma, la producción de un alto número de reclutas sexuales durante las actividades de propagación resulta ventajosa, pudiendo trasplantar miles de corales en arrecifes degradados. No obstante, debido a la naturaleza intrínseca de este grupo de invertebrados, las tasas de mortalidad son relativamente altas durante sus etapas de desarrollo temprano, particularmente posterior a su siembra en el arrecife. La mortalidad post-siembra sigue siendo un gran desafío y quizá la principal desventaja de esta técnica de propagación.

1.4 ESTRATEGIAS DE REPRODUCCIÓN SEXUAL DE CORALES

Los corales escleractinios, como otros invertebrados marinos, tienen un ciclo de vida con dos fases: una etapa larval seguida de una etapa bentónica sésil (HARRISON 2011). De forma particular, los corales poseen tres estrategias de reproducción sexual mediante las cuales se producen larvas plánulas (CHAMBERLAND ET AL. 2017 A,B):

(1) En especies **incubadoras**, la fertilización del óvulo ocurre internamente dentro del pólipo maternal, donde el embrión se desarrolla antes de ser liberado como una larva plánula móvil. Estas especies tienen múltiples ciclos reproductivos al año y en ocasiones pueden liberar larvas de forma mensual (SZMANT 1986).

(2) En especies **liberadoras**, la fertilización ocurre externamente; es decir, en la columna de agua, después de que los gametos son liberados por los pólipos parentales. Usualmente tienen un solo ciclo gametogénico al año; es decir, se reproducen una vez al año (SZMANT 1986; HARRISON Y WALLACE 1990) y el desove ocurre de forma sincronizada, generalmente de agosto a octubre. La liberación de gametos es la principal estrategia de propagación en corales (HARRISON 2011).

(3) El tercer grupo de corales presenta fertilización **intratentacular**, en donde los óvulos son sostenidos en los tentáculos de las colonias hembra hasta que son fertilizados por esperma liberado por las colonias macho. Estas especies liberan embriones en lugar de larvas plánulas o gametos (VERMEIJ ET AL. 2010; MARHAVER ET AL. 2015).

Las especies de coral también pueden ser categorizadas por su forma de producir gametos en especies hermafroditas o gonocóricas. Las especies hermafroditas poseen la capacidad de producir ambos gametos; es decir, la misma colonia puede producir tanto óvulos como espermatozoides, los cuales son usualmente liberados de manera simultánea en forma de paquetes esféricos. También existen especies hermafroditas simultáneas, como *Dendrogyra cylindrus*, las cuales liberan los gametos de forma separada pero pueden cambiar de sexo en el transcurso de su vida e incluso, en una misma noche, una colonia puede liberar ambos gametos por separado en distintas partes de la colonia (NEELY ET AL. 2018).

Por su parte, las especies gonocóricas liberan esperma o huevos por separado según el sexo de cada colonia (SZMANT 1986; CHAMBERLAND ET AL. 2017 A,B). Las especies incubadoras de larvas usualmente forman colonias de tamaño pequeño con tasas de crecimiento rápidas y tiempos de generación cortos. Estas son a menudo las primeras especies de coral en colonizar el espacio recién disponible y son capaces de dominar en ambientes degradados. Por el contrario, las especies liberadoras de gametos son las principales constructoras de complejidad estructural en el arrecife y varias se encuentran en peligro de extinción de acuerdo con la International Union for Conservation (IUCN).

1.5 INTEGRACIÓN DE LA REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES EN LOS ESFUERZOS DE RESTAURACIÓN

1.5.1 GLOBAL

Todos los avances que se han realizado en la reproducción sexual asistida de corales no hubiesen sido posibles sin las investigaciones seminales que iniciaron a finales de la década de los 80. Estos estudios se dividen en:

- (1) histológicos (i.e., caracterización de ciclos reproductivos basada en análisis de tejidos),
- (2) observacionales (i.e., caracterización *in situ* de cuándo y cómo se reproducen los corales) y
- (3) experimentales (i.e., uso de diferentes tipos de sustratos para determinar patrones de asentamiento).

Actualmente, dos instituciones sobresalen por sus esfuerzos para expandir la reproducción sexual asistida de corales en el Caribe: (1) SECORE International y (2) CORALIUM. Junto a las investigaciones realizadas por CARMABI en Curaçao, Florida Aquarium y NOVA Southeastern University, entre otros, en Florida, y los avances en la descripción de la biología de corales del Caribe en general, estas instituciones se han posicionado como pioneras en la incorporación de diferentes técnicas de reproducción asistida, el desarrollo de nuevas tecnologías y la aplicación de estos conocimientos para incrementar y escalar los esfuerzos de restauración coralina en el Caribe.

1.5.2 RESTAURACIÓN DE CORALES EN LA REPÚBLICA DOMINICANA

En la República Dominicana, los programas de restauración de corales iniciaron en el 2004 en Punta Cana y Sosúa, con la implementación de técnicas de propagación asexual (fragmentación de corales) (GALVÁN ET AL. 2019). Estos primeros esfuerzos contaron con la participación del Dr. Austin Bowden-Kerby junto a Counterpart International. En el año 2010 la Fundación Grupo Punta Cana (FGPC) inicia los primeros talleres de entrenamiento dirigidos a Organizaciones No Gubernamentales (ONGs) para la creación de viveros de coral que institucionalicen la restauración en la República Dominicana, enfocándose principalmente en la recuperación de *Acropora cervicornis* (JOHNSON ET AL. 2011; BOWDEN-KERBY 2014). En el 2016 la FGPC, FUNDEMAR y Counterpart International crean el Consorcio Dominicano de Restauración Costera (CDRC), con el apoyo del Programa Biodiversidad y Negocios en Centroamérica y República Dominicana de la Cooperación Alemana para el Desarrollo (GIZ) y de la Unión Europea, siendo uno de los principales objetivos el desarrollo de viveros de coral en el país (GALVÁN ET AL. 2019).

No es hasta el año 2015 cuando FUNDEMAR inicia un proyecto piloto de fertilización asistida de coral usando uno de sus viveros de *A. cervicornis* (CALLE-TRIVIÑO ET AL. 2018). Con este primer esfuerzo se logra por primera vez reproducir exitosamente *A. cervicornis* en República Dominicana. Entre los años 2017 y 2018, los esfuerzos de FUNDEMAR se concentraron en el monitoreo y registro de eventos de desove en la región de Bayahíbe, usando como guía calendarios de predicción de CARMABI en Curaçao y de CORALIUM Lab en Puerto Morelos, México. Así mismo, en el 2017, FUNDEMAR consolida una alianza con SECORE International, a través de la cual se logra la capacitación de cinco miembros de FUNDEMAR y dos colaboradores del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales de República Dominicana en métodos y técnicas de reproducción asistida de corales.

Esta capacitación se logra mediante la participación en cuatro talleres organizados en Curaçao por SECORE y en México por CORALIUM. Adicionalmente, esta colaboración favoreció la integración de sistemas *in situ* de reproducción asistida de corales (Coral Rearing *In Situ* Basins, CRIB), **(Fig. 2 G-H)**, así como el uso de sustratos multipodales para el asentamiento de larvas y la siembra de reclutas sexuales **(Fig. 4)**, ambos desarrollados por SECORE International (CHAMBERLAND ET AL. 2016; CHAMBERLAND ET AL. 2017 A,B). Esta alianza colocó a la República Dominicana como un lugar clave para ampliar los esfuerzos de fertilización asistida y propagación de larvas en la región del Caribe.



Figura 4. Ejemplos de modelos de sustratos multipodales diseñados por SECORE International para el asentamiento de larvas de coral. Su diseño permite incrustar el sustrato en las grietas naturales del arrecife sin necesidad de fijación con pegamento, clavos o cinchos y así facilitar y hacer más eficiente la siembra de reclutas de coral.

En 2019, FUNDEMAR diseña y construye el primer laboratorio móvil de reproducción asistida de corales, con el apoyo de USAID, la Embajada Alemana y The Nature Conservancy **(Fig. 2 E-F)**. El laboratorio se construye a través de la adecuación de un contenedor de almacenamiento **(Anexo 1)**, con el fin de fertilizar gametos, cultivar larvas y asentar reclutas de coral en sustratos, así como para el desarrollo de experimentos. Este sistema de cultivo *ex situ* ha permitido escalar la producción de reclutas de coral y la realización de proyectos de investigación, conservación, capacitación y educación (SELLARES-BLASCO ET AL. 2021).

Desde los inicios a la fecha, la incorporación de la reproducción asistida al programa de restauración de FUNDEMAR, ha permitido la colecta de gametos, cultivo y asentamiento de cinco especies de coral: *Diploria labyrinthiformis*, *A. palmata*, *A. cervicornis*, *Dendrogyra cylindrus* y *Colpophyllia natans*. En el caso de *Orbicella annularis* y *Orbicella faveolata* se logró una fertilización y un desarrollo de larvas exitosos pero el cultivo inexplicablemente falló antes del asentamiento.

Como resultado de los esfuerzos de reproducción sexual de corales, entre 2019 y 2020, se han sembrado en arrecifes degradados más de 4,500 sustratos con reclutas asentados de las 5 especies previamente mencionadas, lo que representa aproximadamente 268,200 reclutas de coral (SELLARES-BLASCO ET AL. 2021).

En 2021, el número de sustratos sembrados superó los 7,400, aumentando en un 180% los producidos en los años 2019 y 2020 combinados. Esto demuestra que, al tener una estructura robusta y la capacitación adecuada, es posible escalar los esfuerzos y resultados cada año.

A partir del 2019, con el apoyo de TNC, SECORE y CORALIUM Lab, FUNDEMAR se ha consolidado como centro de capacitación en técnicas de reproducción de corales, entrenado a más de 20 estudiantes y técnicos de diferentes ONGs del país, con el objetivo de integrar la fertilización de corales en otros programas de restauración de corales en la República Dominicana y el Caribe. Adicionalmente, a través de un proyecto de cooperación triangular entre Alemania, Costa Rica, Honduras y República Dominicana, en el año 2021, se entrenó a personal de las organizaciones de Utila Coral, Roatan Marine Park y Healthy Reefs como resultado de un esfuerzo conjunto entre FUNDEMAR y SECORE International. Finalmente, otros entrenamientos y alianzas están planificados para los próximos años con el fin de ir expandiendo y escalando los esfuerzos de reproducción sexual de los corales nacional e internacionalmente.

Si bien existen numerosos manuales que describen procesos y técnicas de reproducción asistida de corales con fines de restauración (ej. Reef Resilience Network), el éxito de cada programa de restauración depende en gran medida de la adaptación del conjunto de técnicas descritas en estos manuales a las condiciones y capacidades locales, y pueden resultar extremadamente variables (SELLARES-BLASCO ET AL. 2021).

Nuestra visión consiste en poner a disposición de todos aquellos que quieran contribuir a los esfuerzos de restauración coralina, utilizando técnicas de reproducción sexual asistida, experiencias adquiridas durante las prácticas de propagación larval de corales. Este documento parte de la necesidad de compartir conocimiento, como el único camino a través del cual los esfuerzos de propagación larval de corales podrán concretarse en el futuro a las escalas espaciales que son relevantes para lograr un impacto positivo en el ecosistema arrecifal.

Nuestra misión es la de conservar los arrecifes dominicanos. Esto se logra a través de la inclusión y fomento de la participación de múltiples actores incluyendo ONGs locales e internacionales como el caso de TNC, SECORE y CORALIUM, así como con instituciones gubernamentales, la academia, el sector privado turístico y hotelero y la comunidad local.

El objetivo general de este manual es presentar de manera sencilla las mejores técnicas de reproducción sexual asistida de corales adaptadas por FUNDEMAR para la República Dominicana, de tal forma que los esfuerzos de restauración puedan multiplicarse a nivel nacional y sean comparables con los esfuerzos alcanzados en otras geografías.

DE FORMA ESPECÍFICA, ESTE MANUAL PRETENDE:

- 1. DESCRIBIR LOS PASOS NECESARIOS PARA EL DISEÑO DE UN PROGRAMA DE RESTAURACIÓN SEXUAL ASISTIDA DE CORALES.**
- 2. GUIAR EN LA ELABORACIÓN DE CALENDARIOS REGIONALES DE DESOVE DE CORALES.**
- 3. DESCRIBIR LAS MEJORES PRÁCTICAS Y MÉTODOS PARA LA COLECTA DE GAMETOS DE CORALES GONOCÓRICOS Y HERMAFRODITAS.**
- 4. DESCRIBIR LAS MEJORES PRÁCTICAS PARA LOGRAR LA FERTILIZACIÓN DE GAMETOS EN EL LABORATORIO.**
- 5. DESCRIBIR EL PROCESO DE SIEMBRA DE RECLUTAS SEXUALES EN EL ARRECIFE.**
- 6. DESCRIBIR LA METODOLOGÍA DE MONITOREO DE CORALES SEMBRADOS EN EL ARRECIFE.**
- 7. PRESENTAR LA IMPORTANCIA DE LA DETERMINACIÓN DEL IMPACTO DE LAS INTERVENCIONES MEDIANTE EL ESTABLECIMIENTO DE ZONAS DE REFERENCIA, CONTROL E INTERVENCIÓN.**

3. INTEGRACIÓN DE LA REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES A LOS PROGRAMAS DE CONSERVACIÓN | RESTAURACIÓN DE ARRECIFES

3. INTEGRACIÓN DE LA REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES A LOS PROGRAMAS DE CONSERVACIÓN | RESTAURACIÓN DE ARRECIFES

Las intervenciones basadas en reproducción sexual están enfocadas en asistir la fertilización de corales, proveer sustrato saludable para las larvas e introducir reclutas de coral en arrecifes degradados. En años recientes la reproducción sexual asistida de corales ha ganado popularidad; cada vez son más los grupos de trabajo e instituciones interesadas en la implementación de esta estrategia. Sin embargo, su integración no siempre resulta sencilla. Adicionalmente, la implementación completa de la reproducción asistida, es decir, desde la recolecta de gametos hasta la siembra de reclutas y monitoreo, dependerá de las capacidades y recursos disponibles de cada institución o grupo de trabajo. En este sentido, existen distintos niveles en los cuales se puede intervenir. A continuación, se muestra un diagrama de flujo que de forma sencilla ayudará a tomar decisiones respecto de los niveles de intervención que se pueden adoptar de acuerdo con las capacidades de cada grupo de trabajo.



Reclutas del coral
Dendrogyra cylindrus
de 2 años de edad.

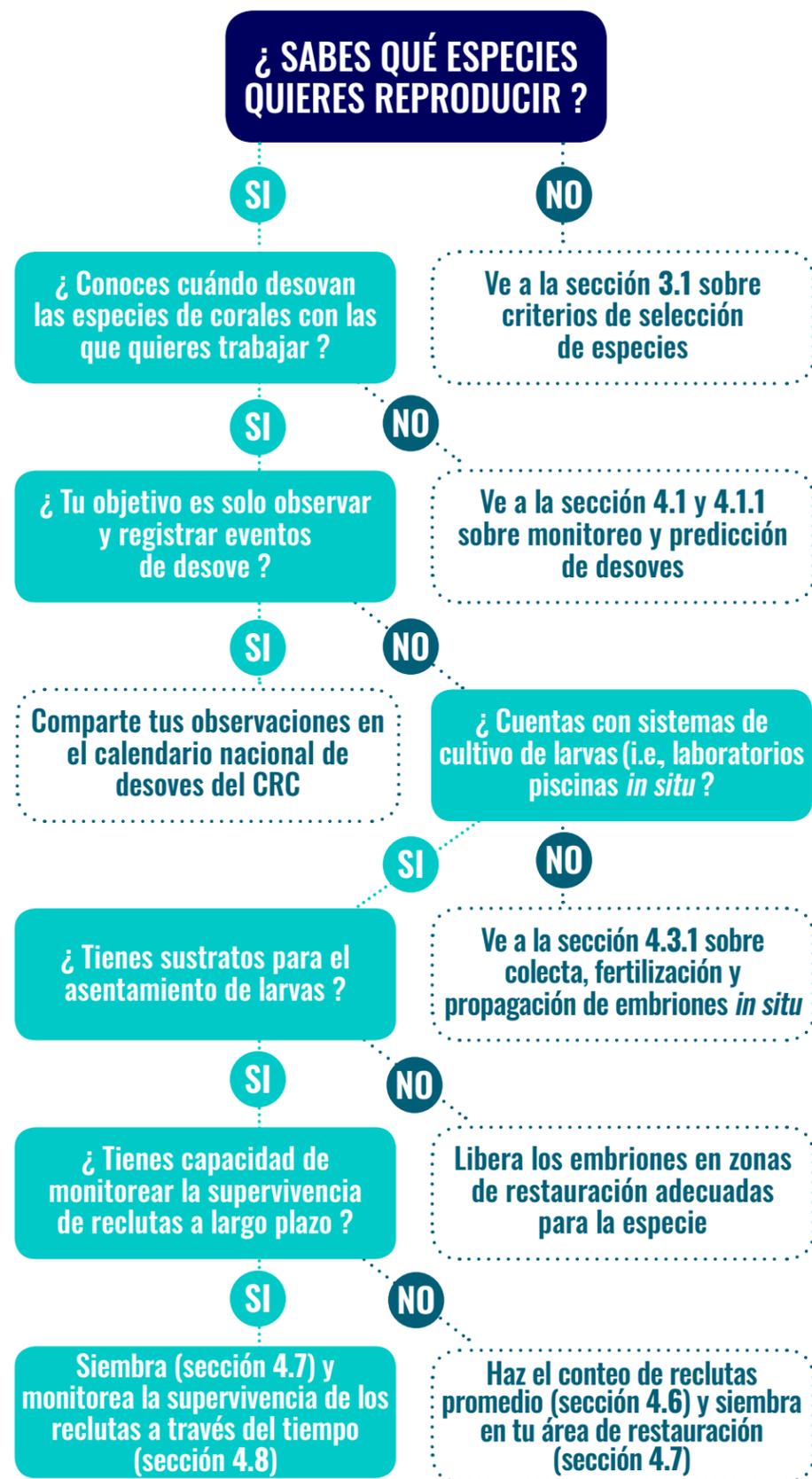


Figura 5. Diagrama de flujo con los diferentes niveles de intervención para la implementación de un programa de reproducción asistida de corales.

3.1 CRITERIOS DE SELECCIÓN DE ESPECIES

La selección de especies para los programas de reproducción dependerá de los objetivos específicos de cada programa de restauración, así como del estado de conservación de la especie; sin embargo, es importante considerar los siguientes criterios:

1. Tener en cuenta las características del área a restaurar, usando como referencia la presencia histórica de la especie en el área. De forma general, las especies de coral poseen rangos de distribución específicos, por lo que se encuentran adaptadas a las condiciones proporcionadas por los ambientes en donde se distribuyen de forma natural.
2. Considerar los atributos fisiológicos y funcionales de cada especie de coral; analizar las ventajas y desventajas de cada especie, tales como el éxito de la fertilización, cantidad de embriones producidos, supervivencia, etc. (Tabla 1).
3. Consideraciones de tipo operativo tales como la accesibilidad para la recolecta (ver secciones 3.2, 3.3), distancia de la zona de monitoreo, densidad de colonias en el área y los recursos disponibles para el monitoreo, recolecta, cultivo, etc.

ESPECIE	ESTATUS IUCN	PROFUNDIDAD CARACTERÍSTICA (m)	COMPLEJIDAD ESTRUCTURAL	CRECIMIENTO ANUAL (cm)	DESOVES MASIVOS AL AÑO	TIPO DE DESOVES	CANTIDAD DE EMBRIONES	TIEMPO DE DESARROLLO	SUPERVIVENCIA POST SIEMBRA
<i>Acropora cervicornis</i>	en peligro crítico	5-10	Alta	10	1 a 2	paquetes de gametos	media	2 semanas	baja
<i>Acropora palmata</i>	en peligro crítico	0-5	Alta	6.8	1 a 2	paquetes de gametos	alta	2 semanas	alta
<i>Colpophyllia natans</i>	de menor preocupación	5-20	Baja	0.86	1 a 2	paquetes de gametos	media	1 semana	intermedia
<i>Diploria labyrinthiformis</i>	de menor preocupación	5-10	Baja	0.3	1 a 4	paquetes de gametos	alta	1 semana	alta
<i>Orbicella annularis*</i>	en peligro	5-20	Media	0.77	1 a 2	paquetes de gametos	media-alta	2 semanas	baja
<i>Orbicella faveolata*</i>	en peligro	5-20	Media	0.88	1 a 2	paquetes de gametos	media-alta	2 semanas	baja
<i>Dendrogyra cylindrus</i>	vulnerable	5-10	Alta	2	1 a 2	gametos por separado	baja	1 a 2 semanas	baja

Tabla 1. Criterios de selección de especies más comunes usadas para fertilización asistida y producción de reclutas sexuales. El crecimiento se reporta como extensión lineal promedio, usando datos de Pratchett et al. 2015. *FUNDEMAR no ha tenido éxito en el asentamiento o supervivencia de reclutas de esta especie.

3.2 REQUERIMIENTOS LOGÍSTICOS

Antes de iniciar los monitoreos y/o la recolecta de desove, es necesario planificar cada una de las salidas de campo y poner especial atención en protocolos de prevención de accidentes y de emergencia. Para esto es oportuno considerar los siguientes puntos:

- Determinación de las especies de coral que se quiere monitorear.
- Elaboración de un calendario de predicción de desoves específico para la región de trabajo **(ver sección 4.1)**. Por medio de estos calendarios, se determina el mes o meses más probables de desove de las especies seleccionadas, así como los días y horas de desove. Esto determinará los días y horarios en los que se realizarán los monitoreos.
- Estrategias de reproducción de las especies seleccionadas, definiendo su naturaleza gonocórica o hermafrodita **(ver sección 1.4)**. permitirá establecer el método de recolecta de gametos **(ver sección 4.2)**.
- Capacitación teórica y práctica de las personas que realizan el monitoreo o recolecta de desove **(ver sección 4.2)**.
- Previo al monitoreo de desove, es recomendable realizar un reconocimiento del área de monitoreo durante el día, así como el marcaje de la zona por medio de boyas y luces que faciliten la orientación de los buzos durante la noche.
- Previo al monitoreo de desove, es necesario preparar los materiales y el equipo que se utilizará:

- *Hoja de datos para el registro de desove **(ver sección 4.2.1)***
 - Lápices
 - Luces de buceo
 - Luces para la embarcación
 - Computadoras de buceo y/o reloj de buceo
 - GPS
 - Equipos de buceo y/o snorkel dependiendo de la profundidad de la zona
 - Boya de buceo
 - Cámara fotográfica (de ser posible)
 - Botiquín marino de primeros auxilios y de oxígeno.
- En caso de realizar la recolecta de gametos, agregar los siguientes artículos:
 - Redes de recolecta **(ver sección 4.2)**
 - Frascos recolectores
 - Envases donde se pueda realizar la mezcla de gametos en la embarcación (en caso de ser necesario)
 - Pisetas
 - Pipetas
 - Agua de mar filtrada **(ver sección 4.4.1)**
 - Toallas pequeñas.

- El número de embarcaciones dependerá del número de especies y sitios a monitorear. Es muy recomendable contar con un capitán que conozca bien la zona y un marinero.
- En caso de realizar fertilización asistida en tierra **(ver sección 4.3)**, se debe contar con un espacio designado donde se realizará (i.e., laboratorio), que cuente con los siguientes materiales:
 - Mesas de trabajo
 - Agua de mar filtrada
 - Pisetas o frascos lavadores con agua de mar filtrada
 - Envases para la fertilización
 - Separadores de grasa para la limpieza del cultivo
 - Envase cilíndrico para medición del volumen de embriones
 - Pipetas
 - Estereoscopio y portaobjetos (de no contar con ello, se puede tomar fotografías digitales a los embriones con una cámara de alta resolución en modo macro con 7X)
 - Hoja de datos para registro del proceso de fertilización **(ver sección 4.3.3)**
 - Acuarios o contenedores para cultivo con agua de mar filtrada (en caso de ser necesarios).



3.3 REQUERIMIENTOS LEGALES

Para la implementación de un programa de rehabilitación de arrecifes de coral es necesario contar con los permisos correspondientes, tales como permisos ambientales de recolecta, así como lo necesario para navegar en horario nocturno, debido a que muchas especies de coral desovan de noche.

3.3.1 PERMISO AMBIENTAL

Para realizar trabajos relacionados con la reproducción sexual asistida de corales, se requiere un permiso de investigación. En la República Dominicana, este permiso es otorgado por el Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. La solicitud de dicho permiso incluye los siguientes pasos:

1. En la página del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (<https://ambiente.gob.do>) dirigirse a la sección «Servicios» y seleccionar «Autorizaciones ambientales». Se abrirá una ventana donde seleccionará «Permiso para estudios de investigaciones relacionados con las áreas protegidas y biodiversidad». Descargar el formulario de solicitud y proceder a completarlo con una descripción detallada en cada uno de los acápite del documento.
2. Especificar en el documento las especies de coral con las que se desea trabajar, así como la metodología que será utilizada durante la colecta de gametos.
3. Este formulario debe depositarse en el departamento de Ventanilla Única del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos

Naturales, en conjunto con una carta de solicitud de aprobación de dicho permiso. Esta carta deberá estar dirigida al Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales vía Viceministerio de Recursos Costeros y Marinos. El permiso en cuestión posee una vigencia de un año desde el momento en que se emite, por lo que anualmente debe realizarse una renovación del mismo. La renovación se realiza llenando el formulario de renovación de permiso que se encuentra igualmente en la página del Ministerio de Medio Ambiente en la sección de «Autorizaciones ambientales». La solicitud de renovación debe incluir un informe con los resultados obtenidos durante el año anterior, una carta al Viceministerio de Recursos Costeros y Marinos y el formulario de renovación.

3.3.2 PERMISO DE NAVEGACIÓN NOCTURNA

El desove de corales es un evento que ocurre de noche para la mayoría de las especies, por lo que adicionalmente al permiso de investigación, se debe solicitar un permiso de navegación nocturna, el cual es solicitado a la Armada de la República Dominicana. Esta solicitud debe incluir una carta con los detalles de la investigación que se estará realizando, así como una copia del permiso de investigación del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Finalmente, se debe informar a las autoridades y ayuntamiento local sobre las actividades que se estarán realizando, detallando el calendario de actividades y los permisos correspondientes.



4.1 PREDICCIÓN Y MONITOREO DE DESOVES

El desove es el evento mediante el cual las colonias de coral liberadoras sueltan gametos a la columna de agua con la finalidad de reproducirse sexualmente. Debido a que los corales concentran sus recursos energéticos para generar un evento de desove, estos eventos suceden anualmente y de manera sincrónica; es decir, todas las colonias en una misma localidad deben desovar al mismo tiempo para asegurar que los gametos liberados puedan encontrarse en la superficie del agua y así fertilizarse (KEITH ET AL. 2016).

Los corales sincronizan su desove usando distintas señales ambientales (HARRISON Y WALLACE 1990; BRADY ET AL. 2009; NOZAWA 2012; SOREK ET AL. 2014; KEITH ET AL. 2016), tales como:

- LAS FLUCTUACIONES DE LA TEMPERATURA DEL AGUA SEÑALAN EL MES DE DESOVE
- LOS DÍAS DESPUÉS DE LA LUNA LLENA SEÑALAN EL DÍA DE DESOVE
- LOS MINUTOS ANTES O DESPUÉS DEL ATARDECER SEÑALAN LA HORA DEL DESOVE

Cada especie de coral posee un rango temporal (días y horas) particular en el que es más probable que desoven. Para poder predecir este evento de forma más precisa, resulta fundamental recabar datos de eventos de desove durante varios años en una misma localidad para cada especie. Es por esta razón que antes de iniciar actividades de reproducción asistida, los proyectos de restauración deben enfocarse en el monitoreo de eventos de desove en las zonas de interés. Para esto se puede usar como referencia registros y predicciones de desove existentes de zonas y regiones cercanas.

4.1.1 CÁLCULOS PARA PREDICCIONES DE DESOVE

Las especies de coral pueden exhibir distintos rangos temporales (estrechos o amplios) de desove. En el Caribe, los desoves masivos de la mayoría de las especies ocurren en los meses de agosto y septiembre. Sin embargo, algunas especies, como *Diploria labyrinthiformis*, pueden desovar de abril hasta octubre (CHAMBERLAND ET AL. 2017 B). De la misma forma, la mayoría de los corales desovan después del atardecer. Sin embargo, *D. labyrinthiformis* desova antes del atardecer. También existe variabilidad entre los días y horas de desove, siendo los corales del género *Acropora* los que más varían en el día de desove en comparación con otras especies (SELLARES-BLASCO ET AL. 2021).

Como referencia general, se usan registros históricos de la localidad de interés, así como calendarios de predicción de desoves de localidades o regiones cercanas (**Anexo 2**). Estos últimos son compartidos a través del Coral Restoration Consortium o CRC (CRC 2020). Los calendarios de predicción muestran los rangos de mayor probabilidad en los que cada especie puede desovar, incluyendo los rangos de días después de la luna llena y los minutos antes o después del atardecer, según corresponda. Con esta información, se establecen los días, así como el tiempo inicial y final de los monitoreos.

NOTA: se recomienda iniciar el monitoreo un mes antes y extenderlo hasta un mes después del tiempo predicho, especialmente si es la primera vez que se monitorea desove en la zona.

Una vez obtenido el rango de posible desove, para saber el día de la luna llena y la hora del atardecer local, se ingresa a la página <https://www.timeanddate.com/>, desde donde se selecciona la región de interés. En la sección «fases lunares», se selecciona el año de interés y se busca el día de luna llena para el mes de interés. La hora reportada junto a la fecha de la luna llena es la hora de mayor luminosidad de la luna.

Debido a que aún no existe un consenso claro respecto de cómo definir con exactitud el día de luna llena para estos cálculos, para efectos de esta guía, se define este día de acuerdo con lo sugerido por timeanddate.com (el día de mayor luminosidad). Así, el día de la luna llena se cuenta como día cero, por lo que el día siguiente es el día uno después de la luna llena, y así sucesivamente.

NOTA: es recomendable siempre agregar un día de monitoreo antes del predicho, en caso de no haber definido de forma correcta el día de luna llena por variación en la hora de mayor luminosidad de la luna.

Para determinar la hora de desove, desde la misma página web, se busca la hora local del atardecer para los días previamente definidos. A esta hora se suman los minutos de la ventana horaria de posible desove (hora inicial y final). Para más detalles sobre predicción y monitoreo de desoves se puede usar la guía «Spawning monitoring guidelines for Caribbean coral species» del CRC.

NOTA: De ser posible, se recomienda agregar tiempo de monitoreo antes y después de la ventana determinada (mínimo 10 min, máximo 60 min), especialmente si es la primera vez que se monitorea el desove.

Cuando la luna llena ocurre en la primera semana del mes de desove o la última semana del mes anterior, es posible que ocurra un «desove dividido» (*i.e., split spawning*), donde el desove se divide en dos eventos, pudiendo ocurrir un mes antes o un mes después además del predicho (FOSTER ET AL. 2018).

A pesar de que históricamente se ha podido predecir con relativa exactitud los eventos de desove, estos pueden presentar cambios inciertos en los patrones de ocurrencia. Estos cambios han sido atribuidos a alteraciones en las condiciones medioambientales, como lo son los incrementos en la temperatura del agua debido al cambio climático, eventos de blanqueamiento pasados, etc. (PAXTON ET AL. 2016).

Ejemplo del proceso:

Si se desea saber el rango posible de desove de *Dendrogyra cylindrus* en el sureste de R.D., primero se consultan los calendarios para otras regiones. En este caso, usamos el calendario de FUNDEMAR y de CARMABI del 2021 (**Fig. 6**). En estos calendarios, vemos que, a pesar de la variación en los rangos predichos, estas regiones presentan un patrón similar, pronosticando el evento de desove para agosto, de 1 a 4 días después de la luna llena y de 90-155 minutos después del atardecer. Con esta información del rango de desove para esta especie y con el día de la luna llena y atardecer local, se calcula los días y horas potenciales de desove.

AGOSTO	Días después de la luna llena	1	2	3	4	5	6	7	8
	Fecha	12-ago	13-ago	14-ago	15-ago	16-ago	17-ago	18-ago	19-ago
	Hora del atardecer	19:04	19:04	19:03	19:02	19:02	19:01	19:00	19:00
Acropora cervicornis (ventana 155-210 minutos después del atardecer)							21:30 – 22:30		
Acropora palmata (ventana 115-175 minutos después del atardecer)		21:00 – 22:00							
Colpophyllia natans (ventana 25 a 85 minutos después del atardecer)							19:25 – 20:25		
Dendrogyra cylindrus (ventana 95-130 minutos después del atardecer)			20:35 – 21:15						
Meandrina Meandrites* (ventana 55-65 minutos después del atardecer)						19:55 – 20:05			
Montastrea cavernosa (ventana 110-235 minutos después del atardecer)						20:50 – 22:55			
Orbicella annularis (ventana 190-240 minutos después del atardecer)						22:10 – 23:00			
Orbicella faveolata (ventana 130-230 minutos después del atardecer)						21:10 – 21:40 22:20 – 22:50			
Pseudodiploria clivosa* (ventana 160-170 minutos después del atardecer)				20:50 – 21:50					
Pseudodiploria strigosa* (ventana 50-65 minutos después del atardecer)							19:30 – 20:10 22:40 – 23:30		

Figura 6. Extractos de calendarios de predicción de desove de coral duro de FUNDEMAR enfocándose en predicciones para el coral *Dendrogyra cylindrus* como ejemplo para definir ventanas de monitoreo de desove.

Otros ejemplos de calendarios de desove en: Vermeij, M.J.A., Chamberland, V.F., and Marhaver, K.L. *Coral Spawning Predictions, Southern Caribbean 2007–2021*. CARMABI, Curacao.

4.1.2. MONITOREO Y REGISTRO DE EVENTOS DE DESOVE

Una pieza fundamental del monitoreo de desove es el registro de esta actividad, aun cuando no se logre observar desove. Generar una serie de registros de desove, o ausencia de estos, es importante para la creación de calendarios de predicción más precisos, así como para el reconocimiento de variaciones temporales y regionales.

A continuación, presentamos algunas recomendaciones para monitorear y registrar eventos de desove de corales.

1. ESCOGER EL SITIO DE MONITOREO CON BASE EN UNA ALTA DENSIDAD DE LAS ESPECIES QUE SE VAN A MONITOREAR.

2. CALCULAR EL DÍA Y LA HORA PARA LOS MONITOREOS LOCALES USANDO COMO REFERENCIA EL DÍA DE LA LUNA LLENA Y HORA DE ATARDECER LOCALES

(VER DETALLE EN SECCIÓN 4.1.1)

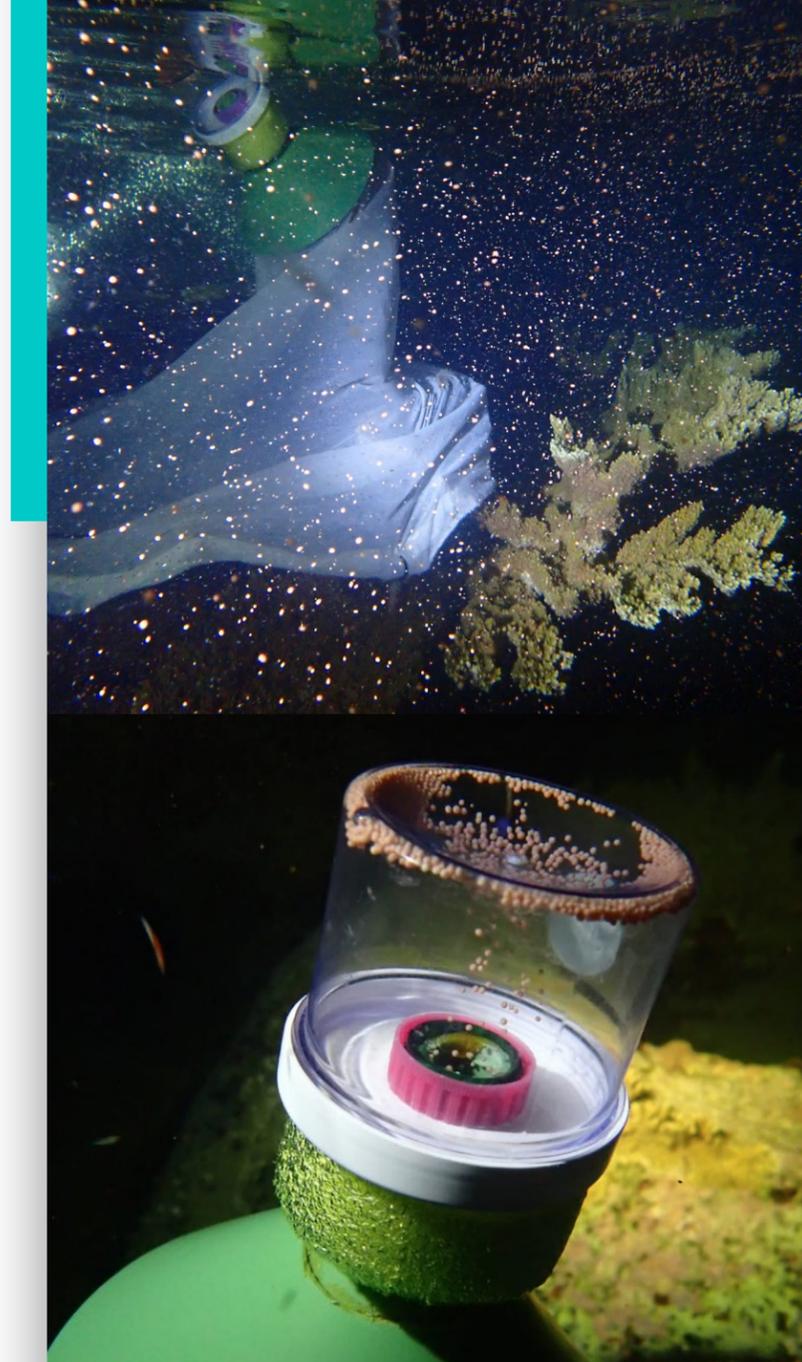
3. PREPARAR MATERIALES PARA EL REGISTRO DE LOS EVENTOS DE DESOVE:

- Reloj de mano a prueba de agua
- Luces de buceo (2 por persona)
- Lápices
- Tabla para hoja de campo
- Hoja de registro de datos. Se puede usar la misma hoja básica empleada para recolecta de gametos (**Anexo 3-basado en hoja del CRC**), sin anotar el número de etiqueta del frasco de recolecta.

NOTA: Ejemplo más detallado en inglés de la hoja de registro de desove del CRC («UW template» dentro del «Coral_spawning_data_TEMPLATE»), la cual se puede modificar en función de la especie u objetivo del proyecto.

Los datos más relevantes para registrar son:

- Nombre del observador (la persona que toma los datos)
- Fecha y sitio de monitoreo
- Especies monitoreadas
- Hora inicial y final de monitoreo
- Hora inicial y final de desove general o para cada colonia individual, si es posible
- Sexo de colonia en el caso de colonias gonocóricas como *Dendrogyra cylindrus*
- Número de colonias monitoreadas y cantidad de colonias que desovaron
- Temperatura del agua
- Aproximación del área total monitoreada
- Si las colonias se encuentran etiquetadas, se anota el código de la etiqueta de las colonias que desovaron
- Si se recolectan gametos, se anota el número de colonias de las que se recolectó. En el caso de que se recolecte más de un frasco de gametos de una colonia se debe anotar en la hoja de datos, para poder diferenciarlos a la hora de realizar la fertilización.



Finalmente, es importante transferir toda la información recolectada a una base de datos, la cual se debe actualizar de forma constante. En esta base de datos se registran todos los monitoreos, aunque no se haya observado desove. En el **Anexo 4**, se encuentra un ejemplo de la base de datos para el registro de desoves creada por FUNDEMAR, la cual es una versión modificada en español de la proporcionada por el CRC («Coral_spawning_data_TEMPLATE»).

4.2 COLECTA DE GAMETOS

4.2.1 COLONIAS HERMAFRODITAS

Para colonias que desovan paquetes de gametos, se utilizan redes de colecta diseñadas por CORALIUM (**Fig. 7**). Estas redes se encuentran fabricadas de una malla de tela resistente de forma cónica. En su punto conspicuo, se coloca un embudo y al final de este un frasco recolector (BANASZAK ET. AL. 2018).

Esta red se fija al fondo por medio de un sistema de anclaje, que pueden ser plomos sujetos a la orilla de la red o una soga para sujetar la red a la colonia de coral. La elección de cada sistema de anclaje dependerá de la morfología de las colonias objetivo; en colonias de *Acropora cervicornis* es común el empleo de redes con soga como sistema de anclaje debido a su morfología altamente ramificada (**Fig. 8 2B**). Sin embargo, para *Diploria labyrinthiformis* y otras especies masivas generalmente se emplean plomos (**Fig. 7F; Fig. 8 3B**). Para observar detalles de la fabricación, así como de adecuaciones ir al **Anexo 5**.

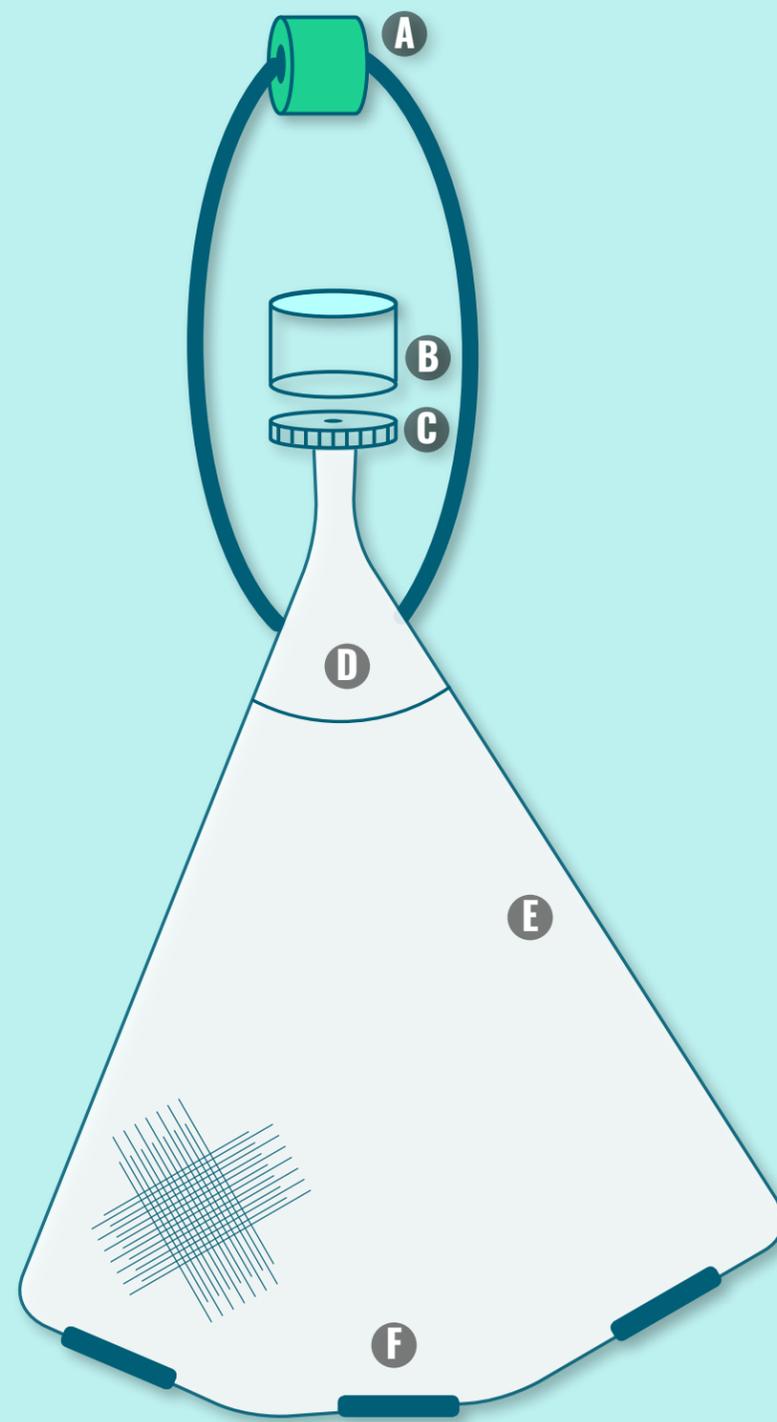


Figura 7.
Modelo básico de una red de recolección de gametos de colonias hermafroditas.
A. Boya
B. Frasco recolector
C. Tapa de anclaje a la red
D. Embudo de la red
E. Cuerpo de la red
F. Sistema de anclaje

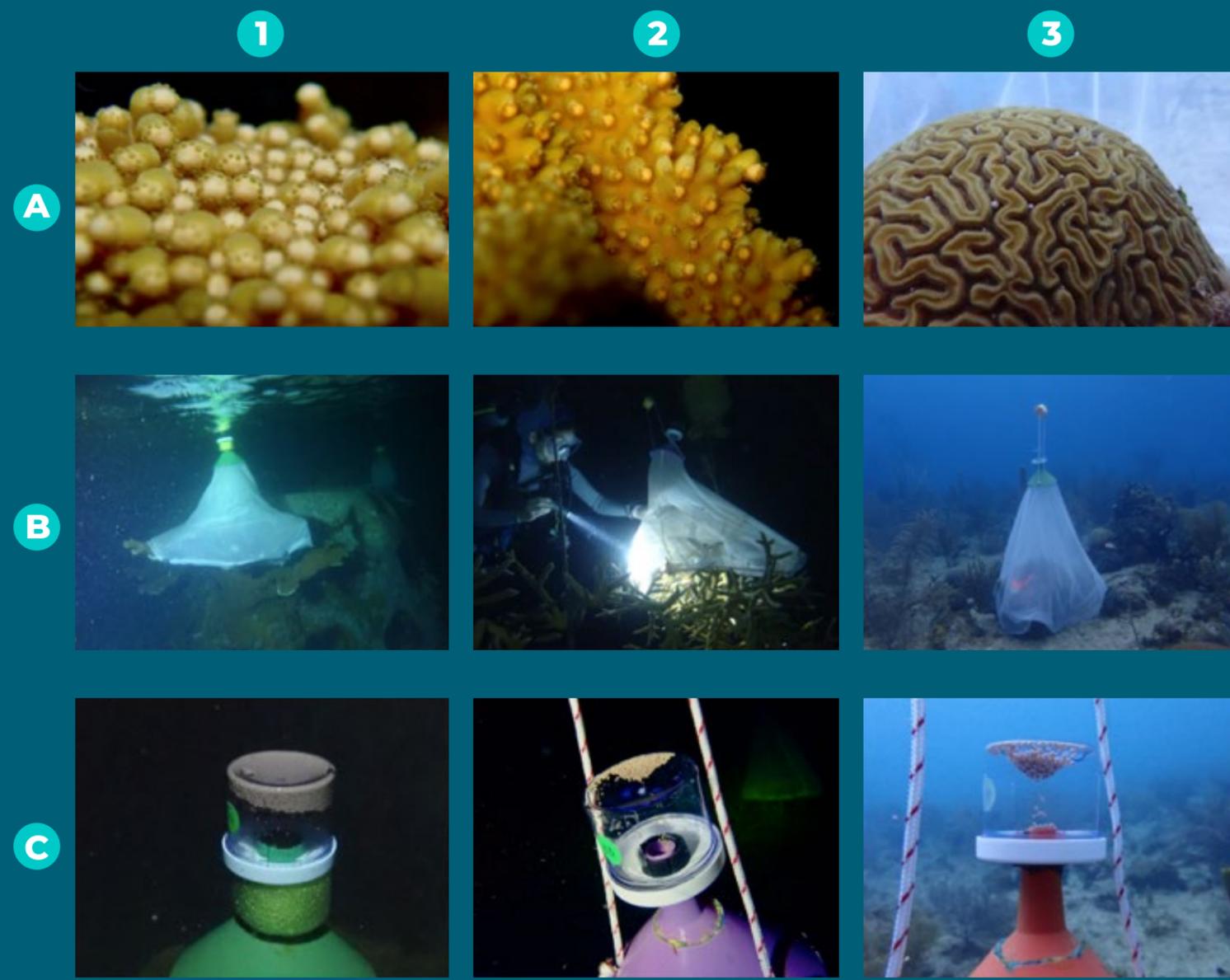


Figura 8. Recolección de gametos de corales hermafroditas.
 1) *Acropora palmata* 2) *A. cervicornis* 3) *Diploria labyrinthiformis*.
 Ejemplos de
 A) preparación de los pólipos para la liberación de gametos, o «setting»;
 B) colocación de red de recolección sobre una colonia de coral, se aprecia el uso de una soga para fijar la base de la red en vez del sistema de plomos en el caso de *A. cervicornis* (B2);
 C) gametos acumulados en frascos de recolección



Figura 9. Remoción de frascos con gametos.

A) Remoción de frascos con gametos de colonias hermafroditas;

B) buzo en snorkel llevando cuidadosamente el frasco lleno a la embarcación;

C–D) contenedor con frascos con gametos y buzo colocando frascos dentro del contenedor.

La red es colocada sobre la colonia objetivo, especialmente si se observan paquetes de gametos en la boca de los pólipos. Este comportamiento es comúnmente conocido como «setting» y es un indicador de que la colonia se prepara para liberar los paquetes de gametos (**Fig. 8 A**). El frasco recolector (**Fig. 7B; Fig. 8 C**) se enrosca al final del embudo una vez que la red está colocada sobre la colonia, con el fin de evitar la creación de burbujas de aire dentro del frasco.

NOTA: Durante la recolecta de desove, es recomendable evitar iluminar el frasco recolector de forma directa o por periodos prolongados, ya que la luz atrae a distintos organismos, muchos de estos depredadores de gametos.

Una vez que la colonia desova, los paquetes de gametos flotan hacia la parte superior de la red, en donde son conducidos por medio del embudo al frasco recolector. Los frascos son retirados una vez la colonia haya terminado de desovar o, en los casos en que la colonia libera muchos gametos, cuando se haya llenado $\frac{1}{4}$ del frasco (BANASZAK ET AL. 2018; **Fig. 8 C**).

El frasco se remueve con cuidado, para lo cual se sujeta la tapa pegada al embudo y lentamente se gira el frasco evitando moverlo demasiado pues los paquetes con gametos se pueden revolver en todo el frasco con lo que se pueden perder gametos a la hora de colocar la tapa nueva. Si esto sucede, el frasco se vuelve a enroscar a la tapa pegada al embudo y se espera hasta que los paquetes de gametos se concentren de nuevo en la

parte superior del frasco. Inmediatamente después de retirar por completo el frasco, se coloca la nueva tapa para cerrarlo (**Fig. 9A-B**). Finalmente, las redes son retiradas de la colonia y los frascos son conducidos a la embarcación, amortiguando impactos en la medida de lo posible. (**Fig. 11 A**).

Si las condiciones del sitio lo permiten (sitios con poca profundidad, por ejemplo), se recomienda tener un equipo de snorkel para que los frascos con gametos puedan llevarse de forma continua y cuidadosa a la embarcación y así agilizar la operación (**Fig. 9 B**). Si no es posible, se puede llevar redes o contenedores amplios con tapa para proteger los frascos hasta el fin de la recolección (**Fig. 9 C-D**).

NOTA: Es importante evitar mover o agitar los frascos de forma brusca, para prevenir que los paquetes de gametos no se rompan.

El éxito de la fertilización asistida (ver sección 4.3) depende en gran medida de la cantidad de gametos recolectados, así como del número de colonias genéticamente diferentes (BAUMS ET AL. 2013; BAUMS ET AL. 2019). Por esta razón, se recomienda recolectar gametos de al menos seis colonias diferentes para incrementar las probabilidades de obtener un alto porcentaje de fertilización.

4.2.2 COLONIAS GONOCÓRICAS Y HERMAFRODITAS SECUENCIALES

Para la recolecta de gametos de colonias que desovan de forma separada espermatozoides y óvulos, como en el caso de *Dendrogyra cylindrus*, es posible utilizar redes cónicas de poliéster para la recolecta de óvulos (MARHAVER ET AL. 2015), jeringas para la recolecta de espermatozoides (MARHAVER ET AL. 2015), bolsas de plástico resellables tipo *Ziploc* conectadas con ganchos a una base de PVC alrededor de las colonias para la recolecta de ambos gametos (**Fig. 10 B**), o solo las bolsas de plástico tipo *Ziploc* como trampas recolectoras (VILLALPANDO ET AL. 2020) (**Fig. 10**), siendo este último el más accesible y eficiente. A continuación, describimos los pasos de recolecta con bolsas de plástico tipo *Ziploc* para la especie *D. cylindrus*.

D. cylindrus en específico ha sido descrita como una especie «hermafrodita secuencial», ya que puede cambiar de sexo (i.e., tipo de gameto liberado) en el transcurso de su vida, y «hermafrodita simultánea», donde una misma colonia puede liberar ambos tipos de gameto en distintas partes de la colonia por separado en una misma noche (NEELY ET AL. 2018). En colonias de *D. cylindrus*, el esperma usualmente es liberado antes que los óvulos, por lo que es importante tener bolsas suficientes para cada tipo de gameto (mínimo 12), tomando en cuenta que las colonias pueden cambiar de sexo cada año o de noche a noche.

Antes de que inicie el desove, las bolsas se cierran, removiendo la mayor cantidad de aire posible. Una vez que se percibe el desove, las bolsas se abren, tratando de capturar de forma manual la mayor cantidad de gametos (**Fig. 10 A**); y son cerradas inmediatamente para disminuir la dilución de la muestra. Se recolecta de la mayor cantidad de colonias posible. Una vez termine la colecta, los gametos embolsados se llevan a la superficie y se transportan con cuidado dentro de una caja para su protección (**Fig. 11 B**). En nuestra experiencia, la fertilización, asentamiento y crecimiento de reclutas de *D. cylindrus* ha sido exitosa con desove recolectado de al menos tres colonias (incluyendo ambos tipos de gameto); sin embargo, la mezcla de más colonias incrementa las tasas de fertilización.



Figura 10. Método de recolecta de gametos de colonias gonocóricas. **A)** Solo con bolsa de plástico resellable; o **B)** con estructura de PVC y ganchos. (Neely et al. 2018).

4.3 FERTILIZACIÓN ASISTIDA

La fertilización es el proceso mediante el cual se disgregan los paquetes de gametos (en el caso de colonias hermafroditas) y se promueve la fertilización de los óvulos por parte de los espermatozoides. La fertilización asistida consiste en verter todos los gametos capturados en un recipiente con agua de mar filtrada (ver sección 4.4.1) y mezclar para incrementar el entrecruzamiento y la probabilidad de fertilización. El tamaño del recipiente en donde se realiza la fertilización dependerá de la cantidad de desove recolectado (Fig. 11 A-D). En sitios de recolección que se encuentran muy alejados de donde se realizará el cultivo de embriones (más de media hora de navegación), es común iniciar la fertilización en la embarcación. Para ello, se debe llevar los materiales para la fertilización en el bote (ver sección 4.3.1).

MATERIALES NECESARIOS PARA EL PROCESO

DE FERTILIZACIÓN (ANEXO 6):

- AGUA DE MAR FILTRADA
- PISETAS O FRASCOS LAVADORES CON AGUA DE MAR FILTRADA
- CONTENEDORES PARA LA FERTILIZACIÓN
- SEPARADORES DE GRASA PARA LA LIMPIEZA DEL CULTIVO
- ENVASE CILÍNDRICO PARA MEDICIÓN DEL VOLUMEN DE EMBRIONES
- PIPETAS DE TRANSFERENCIA DE PLÁSTICO
- ESTEREOSCOPIO Y PORTAOBJETOS (DE NO CONTAR CON ELLO, SE PUEDEN TOMAR FOTOGRAFÍAS DIGITALES EMPLEANDO EL MODO MACRO DE UNA CÁMARA DIGITAL DE ALTA RESOLUCIÓN CON AMPLIFICACIÓN DE 7X O MÁS).

Una vez que los gametos recolectados han sido vertidos en un recipiente adecuado, estos se mezclan de forma cuidadosa pero constante utilizando un recipiente sin bordes (BANASZAK ET AL. 2018) (Fig. 9 G). Esta actividad logra disgregar los paquetes de gametos (en el caso gametos de colonias hermafroditas) a la vez que incrementa la probabilidad de entrecruzamiento (Fig. 9 H). El éxito de la fertilización se encuentra determinado en gran medida por la cantidad de gametos provenientes de colonias genéticamente diferentes (BAUMS ET AL. 2013), por lo que mientras se mezclen gametos de más colonias esta probabilidad se incrementará.

Figura 11. > **Traslado de frascos o bolsas con gametos desde la embarcación al laboratorio** de A) frascos y B) bolsas de plástico resellables con gametos recolectados; C) mezcla de gametos en recipiente transparente pequeño y D) recipiente grande, en este caso una nevera, con agua de mar filtrada; E) uso de piseta para limpiar orillas de recipientes (Foto Paul Selvaggio/PghZoo/SCORE); F) adición de agua para mantener mezcla limpia (Foto Paul Selvaggio/PghZoo/SCORE); G) ejemplo de recipiente sin bordes usado para la mezcla de gametos y H) ejemplo de paquetes de gametos.



4.3.1 FERTILIZACIÓN ASISTIDA EN CAMPO

La fertilización asistida en campo es una práctica que se adopta ante dos escenarios posibles:

1. El sitio de desove se encuentra considerablemente retirado del laboratorio de reproducción asistida

(más de una hora de trayecto). En este caso, conviene realizar la fertilización en la embarcación para evitar la posibilidad de degradación de los espermatozoides y óvulos con el tiempo, lo que comprometería su viabilidad para la fertilización. La fertilización se realiza de acuerdo con lo descrito en la sección: Fertilización asistida (ver sección 4.3), y la mezcla de gametos se continúa hasta llegar al laboratorio para seguir con la determinación del porcentaje de fertilización y cultivo.

2. No se cuenta con un laboratorio ex situ para realizar la fertilización y cultivo.

Realizar la fertilización asistida bajo este escenario representa una manera de incrementar la fertilización natural al reducir el volumen de agua en el que se encuentran los espermatozoides y óvulos, aumentando la probabilidad de entrecruzamiento de colonias, o para cultivar embriones y larvas directamente *in situ*. En este caso, se recolecta el material de desove y se realiza la fertilización asistida en la embarcación (ver sección 4.3), se determina el porcentaje de fertilización (ver sección 4.3.2) y se liberan los embriones

al medio natural o se vierte la mezcla directamente en piscinas *in situ*. Coral Rearing *In situ* Basins (CRIBs) diseñadas por SECORE International.

El tiempo desde la fertilización hasta el asentamiento y desarrollo del pólipo primario (Figs. 12-13) es altamente variable entre especies (de una a dos semanas). Este sucede en la superficie del agua, por lo que el desplazamiento de los embriones y larvas se encuentra determinado por las condiciones de corrientes locales (el sitio de desove no necesariamente es el sitio de asentamiento larval), por lo que la determinación del sitio de asentamiento resulta no práctico y se requiere de complejos modelos matemáticos. En este sentido, la mejor opción será liberar el producto de la fertilización en el sitio de recolecta.

En las secciones siguientes se describen procesos relacionados con la determinación del porcentaje de fertilización, así como el registro de los datos de fertilización. Esta última parte es importante para la toma de decisiones y planeación de futuras actividades relacionadas con la reproducción sexual de corales.

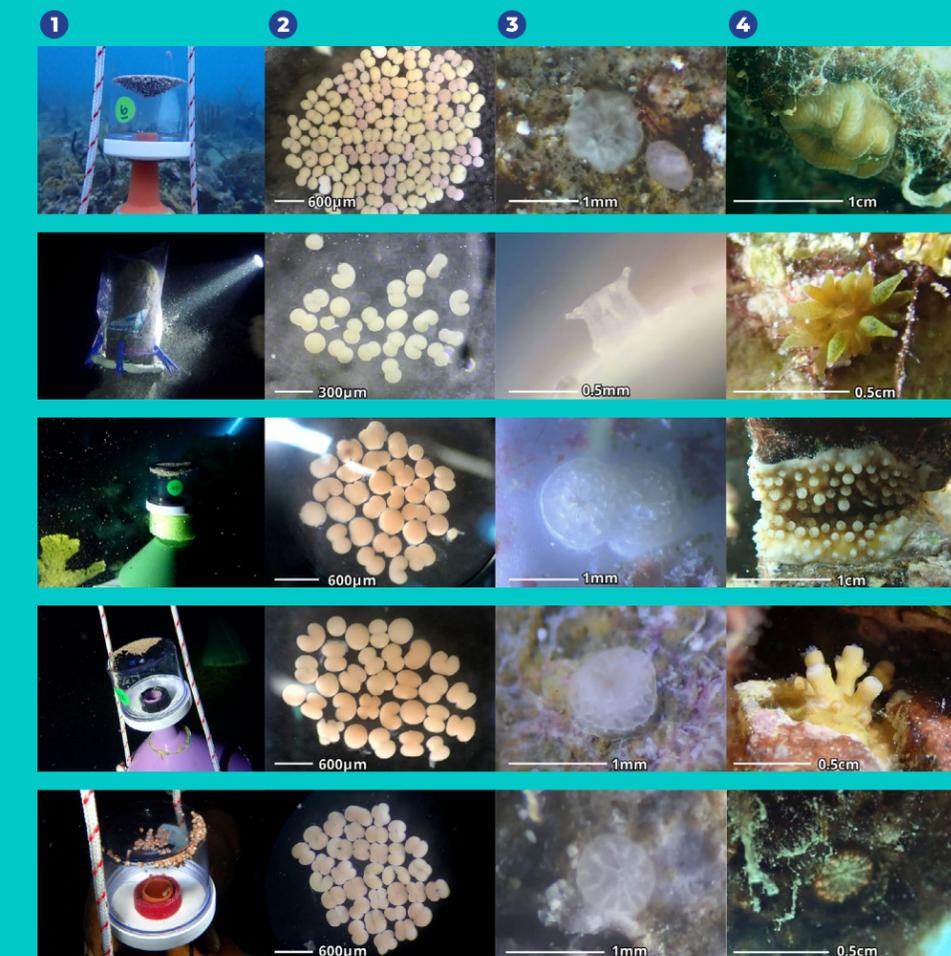
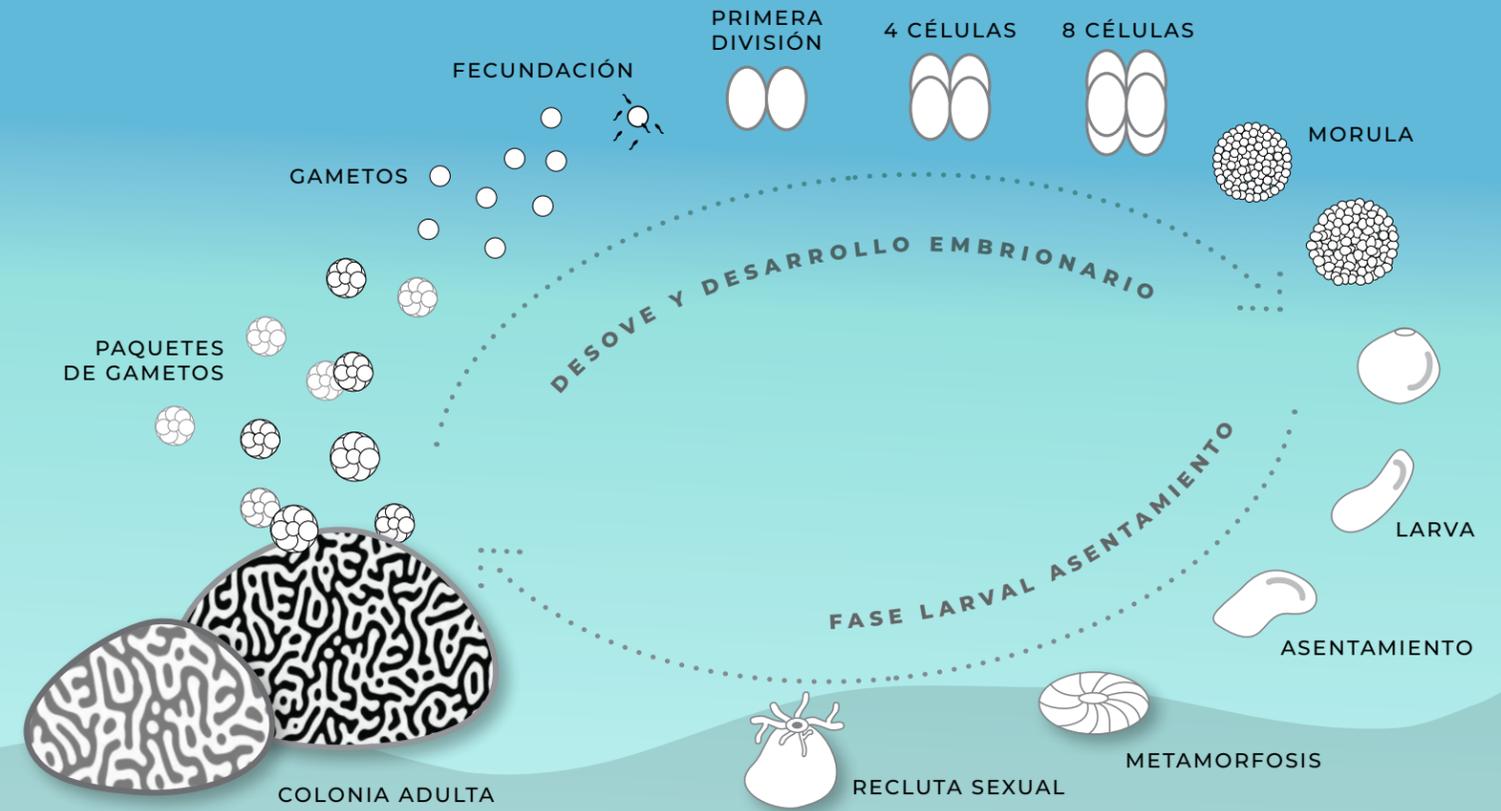


Figura 12. Proceso de reproducción sexual de corales que incluye etapas de desove y desarrollo embrionario además de la fase larval y asentamiento de coral duro.

Figura 13. Fases de la reproducción asistida de corales para 5 especies de corales. A) *Diploria labyrinthiformis* B) *Dendrogyra cylindrus* C) *Acropora palmata* D) *Acropora cervicornis* y E) *Colpophyllia natans*. 1) Colecta de gametos, 2) embriones fertilizados, 3) asentamiento y desarrollo del pólipo primario y 4) reclutas después de un año del asentamiento. (tomado de Sellares-Blasco et al. 2021).

4.3.2 DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DE FERTILIZACIÓN

La determinación del porcentaje de fertilización consiste en contar la cantidad de gametos que se encuentren en alguna fase de la división celular (signo de que han sido fertilizados) en relación con aquellos que no presentan signos de división (asumiendo que estos no han sido fertilizados) (**Fig. 14 A-B**), para lo cual se sigue el siguiente procedimiento:

1. Una vez rotos los paquetes de gametos, seguir mezclando cada 15 minutos.
2. Con una pipeta, tomar tres muestras pequeñas (menos de 1 ml) cada 20 minutos y revisar al estereoscopio, anotando:
 - a. El número de embriones en división (NED)
 - b. El número de gametos sin dividir (NESD)

3. Calcular el porcentaje de fertilización usando la siguiente fórmula:

$$\frac{[(NDE) * (100)]}{[(NED) + (NESD)]}$$

4. Una vez alcanzado de un 60 a un 80% de fertilización, iniciar la remoción de los espermatozoides.

NOTAS IMPORTANTES:

1. En el caso de realizar la fertilización de campo, se puede tomar fotografías digitales empleando el modo macro de una cámara digital de alta resolución (amplificación de 7X o más).
2. Las muestras se regresan al lote después del conteo.
3. Seguir tomando muestras para conteo de embriones hasta llevarlos a su destino final de cultivo.

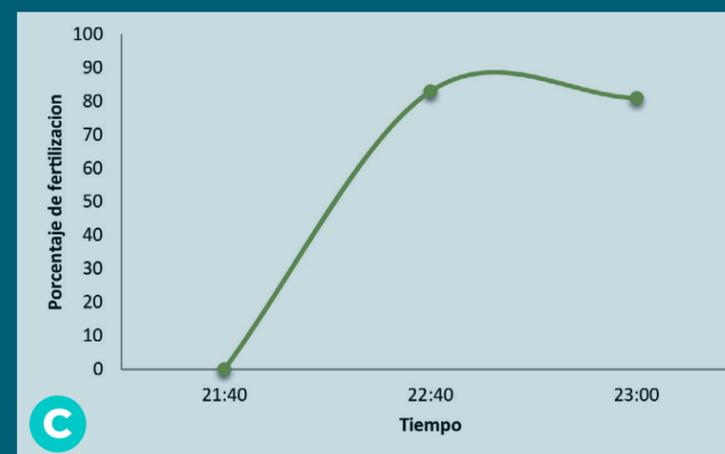
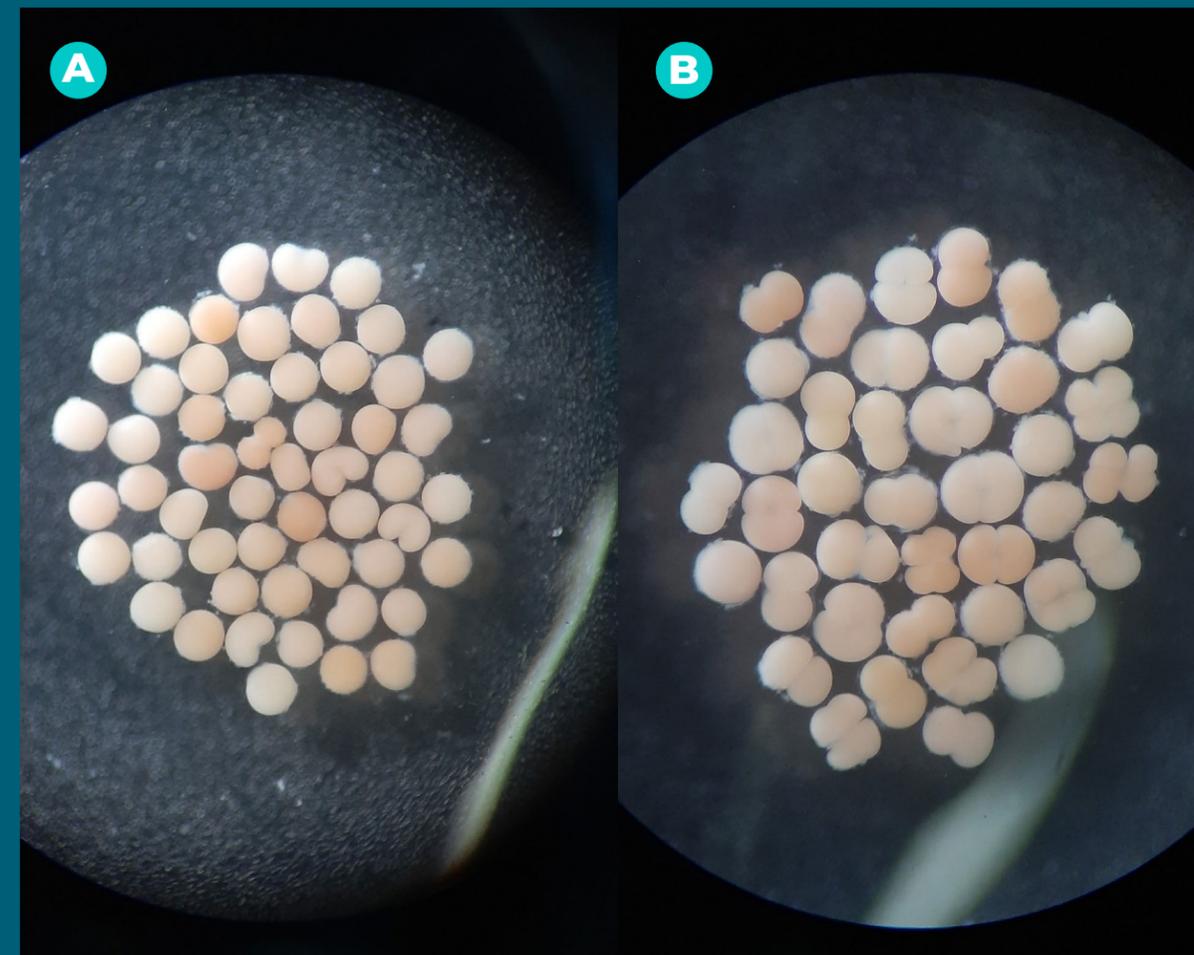


Figura 14. Embriones de coral fertilizados.

A) Ejemplo de embriones sin signos de fertilización y embrión fertilizado en primera división (dos células) y **B)** tasa de fertilización del 60-80% en una muestra. **C y D)** Ejemplos de tasa de fertilización a través del tiempo.

4.3.3 REGISTRO DEL PROCESO DE FERTILIZACIÓN

Realizar anotaciones sobre el proceso de fertilización es importante para determinar posibles fallas sobre este procedimiento, así como para poder establecer comparaciones con otros años o entre regiones. Esta información se recolecta en la hoja de fertilización del laboratorio (**Anexo 7**). Es importante recolectar información sobre detalles del evento de desove, tales como:

1. Datos de campo:

- Especie que se está fertilizando.
- Día y hora de desove.
- Número de colonias de las que se recolectaron gametos, así como el número de identificación del frasco de recolecta.

NOTA: Si se realiza más de una mezcla de gametos, se debe llevar un registro por separado para cada mezcla, anotando el número de identificación de cada mezcla que se está observando.

2. Hora de inicio de fertilización:

Se considera el inicio de la fertilización cuando se combina el desove de dos colonias diferentes.

3. Porcentaje de fertilización:

Este se determina cada 20 minutos usando 3 muestras (**ver sección 4.3.2**):

- Anotar la etapa de desarrollo más avanzada observada de cada muestra.
- Se recomienda tomar fotografías mediante el estereoscopio de cada muestra para hacer o verificar los conteos.

4. Hora de limpieza de gametos (**ver sección 4.3.4**):

- Seguir anotando hasta que los embriones estén listos para transportarse al contenedor de cultivo.

5. Número de embriones totales, así como los depositados en cada cultivo (**ver sección 4.3.5**).

6. En caso de usar sistemas de cultivo *in situ*, anotar la hora de transporte al cultivo y el número de identificación del cultivo.

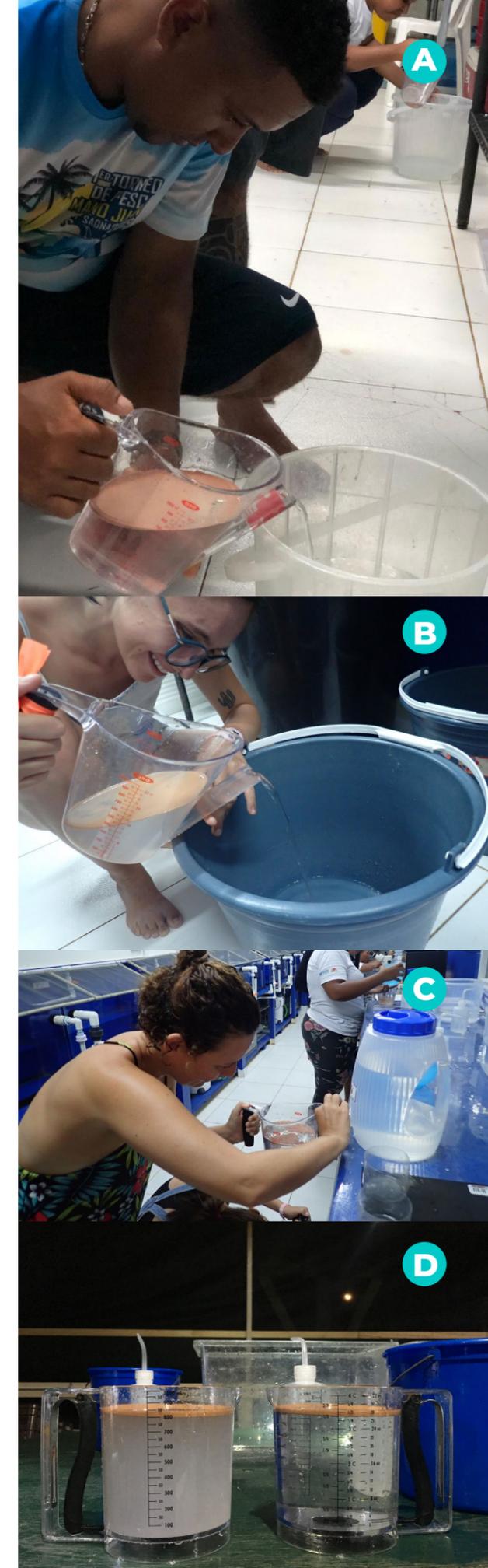
NOTA: Es importante transferir esta información a una matriz general de datos para su resguardo y análisis. Aquí ofrecemos un ejemplo en base a la matriz usada por FUNDEMAR (**Anexo 8**).

4.3.4 LIMPIEZA DE GAMETOS

Una vez se haya alcanzado un porcentaje de fertilización de 60-80%, se inicia la limpieza de gametos para evitar una alta mortalidad de gametos. La remoción de esperma se logra mediante el uso de un separador de grasa de cocina (BANASZAK ET AL. 2018) (**Fig. 15 A**), para lo cual se sigue el siguiente procedimiento:

1. Con ayuda de un recipiente pequeño sin bordes (**Fig. 11 C**), verter una porción de la mezcla de gametos en el separador de grasa, procurando capturar la mayor cantidad de embriones.
2. Dejar reposar el contenido del separador de grasa hasta que los embriones formen una capa homogénea en la superficie (**Fig. 15 C**).
3. Lentamente, inclinar el separador de grasa de tal forma que el agua de mar con espermatozoides sea retirada por la punta del separador de grasa. Bajar el nivel del agua lo más posible (sin verter los embriones) (**Fig. 15 A**).
4. Verter de forma lenta y cuidadosa (para evitar el daño a los embriones) el agua de mar filtrada por la punta del separador de grasa hasta que este se llene (**Fig. 15 B**).
5. Repetir los pasos del 2 al 4 hasta que el agua presente una apariencia limpia y clara (**Fig. 15 C**).

Figura 15. Proceso de limpieza de embriones usando separadores de grasa: A-B) removiendo exceso de esperma; **C)** rellenando con agua de mar filtrada y repitiendo hasta tener agua suficientemente clara; **D)** ejemplo de cómo se debe ver la mezcla antes y después de la limpieza.



4.3.5 DETERMINACIÓN DEL NÚMERO DE EMBRIONES

Una vez se haya limpiado el cultivo, los embriones se colocan en un envase cilíndrico transparente y se espera a que floten a la superficie. Lo ideal es que se forme una capa uniforme de embriones para poder medir la altura (grosor de la capa) (Fig. 16). Dependiendo de la cantidad aparente de embriones, se puede usar un cilindro de 1,000 o 2,000 ml para evitar la acumulación excesiva de embriones.

Con una regla se mide la altura (en centímetros) de la capa de embriones formada en la superficie en 10 puntos escogidos al azar alrededor del cilindro y se determina el promedio de altura (h) (Fig. 16).

El número de embriones se determina a partir del volumen de la capa de embriones en la superficie del cilindro y el número de embriones en un mililitro, previamente definido de acuerdo con la metodología propuesta por SECORE International Pers. com mostrada en la **Tabla 2.** (Anexo 9).

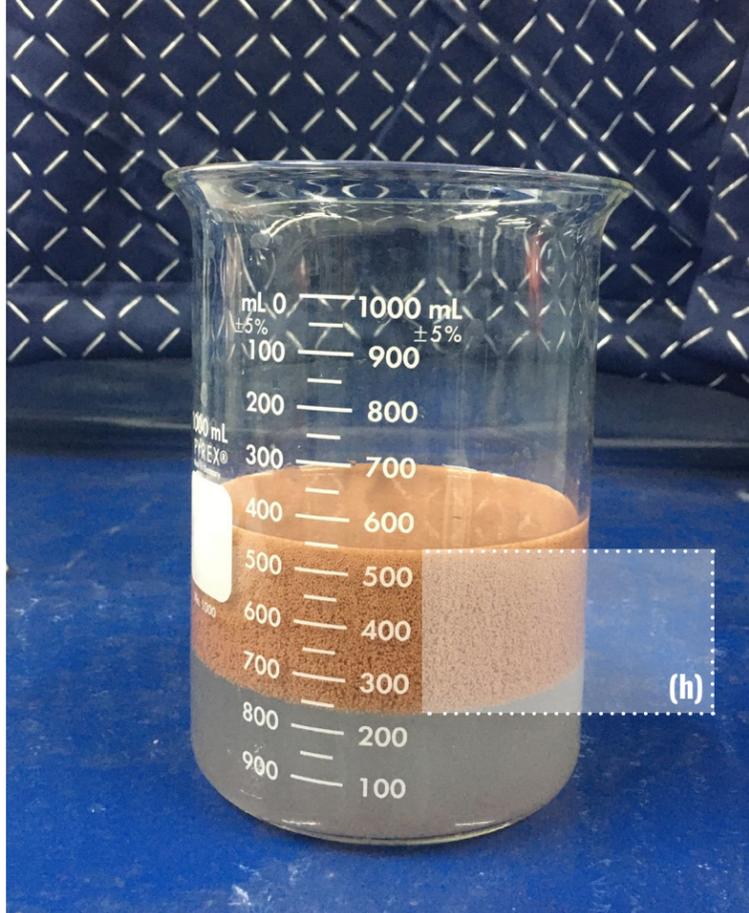


Figura 16. Ejemplo de un envase cilíndrico (cilindro graduado) utilizado para la medición de la altura (h) de la capa de embriones.

$$\text{Número de embriones} = (\text{Em}) \times (\pi \times r^2 \times h)$$

En donde:

Em = EMBRIONES POR MILILITRO DE ACUERDO CON LA TABLA 2

π = VALOR DE PI

r = RADIO DEL CILINDRO

h = PROMEDIO DE LA ALTURA DE LA CAPA DE EMBRIONES.

NOTA: Es recomendable determinar la altura de la capa de embriones en centímetros para mantener las mismas unidades al determinar la cantidad de embriones, recordando que $1 \text{ ml} = 1 \text{ cm}^3$. Si la altura promedio está en milímetros, esta se multiplica por 0.1 para obtener cm.

ESPECIE	NÚMERO DE EMBRIONES EN 1 ml
<i>Acropora cervicornis</i>	5,240
<i>Acropora palmata</i>	5,000 -10,000
<i>Colpophyllia natans</i>	18,000-25,000
<i>Diploria labyrinthiformis</i>	15,000-20,000
<i>Orbicella faveolata</i>	27,000

Tabla 2. Promedio de embriones por mililitro para distintas especies de acuerdo con SECORE International (Margaret Miller, pers. comm.).

Una vez calculado el número total de embriones producidos, estos se distribuyen en los sistemas de cultivo. La cantidad de embriones dispuesta en cada sistema de cultivo dependerá de tres factores:

- El área superficial del agua del sistema de cultivo (pecera, caja de plástico o sistema de cultivo *in situ*).
- La cantidad de sustratos disponibles y/o que caben en cada sistema, pues el fin último del cultivo es tener reclutas de coral asentados en sustratos.
- La mortalidad durante el desarrollo embrionario y el porcentaje de asentamiento de las larvas. De forma general, aproximadamente el 10% de los embriones colocados en cada acuario sobreviven y se asientan en los sustratos.

En este sentido, para estimar el volumen de embriones necesarios en cada uno de los tanques o sistema de cultivo, se puede emplear la siguiente fórmula:

$$\text{VE} = \frac{(\text{RE} \times 10)}{\text{Em}}$$

En donde

VE = VOLUMEN DE EMBRIONES EN ml

Em = EMBRIONES POR ml (**CONSULTAR TABLA 2**).

RE = RECLUTAS EFECTIVOS (NÚMERO DE RECLUTAS DESEADOS * NÚMERO DE BASES DE ASENTAMIENTO EN EL SISTEMA). COMO REFERENCIA, SECORE RECOMIENDA DE 50-100 RECLUTAS POR SUSTRATO DISEÑADOS POR ELLOS Y USADOS POR FUNDEMAR.

Como ejemplo, en los sistemas de cultivo *in situ*, generalmente se utilizan 1,000 sustratos de asentamiento (tipo tetrápodo) y se colocan aproximadamente 500,000 embriones para obtener un asentamiento de aproximadamente 50 reclutas por sustrato. En un sistema *ex situ*, la cantidad de sustratos que se colocan es de 40-80 por cada acuario de 82 litros (76.2, 30.48 y 35.56, largo ancho y alto, SELLARES-BLASCO ET AL. 2021), por lo que el número aproximado de embriones en cada contenedor o acuario debe ser entre 20,000 y 35,000. Es importante determinar la cantidad de embriones colocados en cada uno de los acuarios pues esta información se utiliza para determinar el porcentaje de asentamiento de las larvas.

NOTA: Es recomendable solo cultivar la cantidad sugerida para evitar una alta mortalidad de embriones y facilitar el mantenimiento del cultivo. Si la producción de embriones es muy alta, es posible regresar el sobrante de embriones al mar para darles oportunidad de desarrollarse y asentarse de manera natural.



Figura 17.
Ejemplo de distribución
y transporte de embriones
a los sistemas de cultivo
A-B) *ex situ* y B-C) *in situ*.

4.4 SISTEMAS DE CULTIVO

El cultivo de embriones consiste en el mantenimiento y cuidado de estos después de la fertilización. Durante este tiempo suceden una serie de divisiones celulares que culminan con la formación de una larva (FADLALLAH 1983). El tiempo de desarrollo depende de la especie de coral. Este cultivo es llevado de forma asistida en sistemas *ex situ* como es el uso de acuarios (LEAL ET AL. 2016), así como de forma *in situ* mediante el empleo de sistemas flotantes (HEYWARD ET AL. 2002; LINDEN ET AL. 2019; MILLER ET AL. 2022; SELLAES-BLASCO ET AL. 2021).

4.4.1 EX SITU: LABORATORIO

Existen varios ejemplos de sistemas de cultivo de corales (LEAL ET AL. 2016). Cada uno de ellos posee ciertas ventajas y desventajas, por lo que la adecuación de estos dependerá de las capacidades de cada uno de los grupos de trabajo. De forma general, los requerimientos mínimos para establecer un sistema de cultivo *ex situ* son: contar con un depósito de agua de mar, un sistema de filtración y esterilización, y un sistema de acuarios (BANASZAK ET AL. 2018). Dependiendo del sitio en el que estén instalados los acuarios es posible que sea requerido un sistema de enfriamiento (aire acondicionado) para mantener la temperatura del cultivo.

El cultivo de corales es un proceso que demanda grandes cantidades de agua de mar, por lo que es altamente recomendable ubicar el sistema de cultivo *ex situ* en algún sitio cerca de la línea de costa de preferencia con agua relativamente limpia. El depósito de agua de mar consiste en cualquier contenedor en el que se pueda almacenar suficiente agua de mar para llenar por completo todos los acuarios.

El sistema de filtración es necesario para remover sólidos y materia orgánica del agua de mar y la esterilización con luz ultravioleta ayuda a evitar la proliferación de microorganismos en los cultivos. Este sistema consiste en una serie de filtros de papel (10, 5 y 1 μm), seguidos de una lámpara de radiación ultravioleta (BANASZAK ET AL. 2018) **(Fig. 18 C-D)**. El agua es conducida desde el reservorio a través del sistema de filtración mediante una bomba, para finalmente ser depositada en los acuarios o tanques de cultivo.

Finalmente, los acuarios pueden ser cualquier tipo de contenedor en los que se pueda mantener el cultivo de embriones. Para facilitar su manejo, estos pueden ser de plástico transparente con esquinas redondeadas **(Fig. 18 B)**. Esto último evitará la excesiva acumulación de embriones en las esquinas, lo que puede reducir la mortalidad del cultivo (BANASZAK ET AL. 2018).

La temperatura es un aspecto fundamental en el cultivo de corales; se han descrito efectos nocivos sobre embriones de coral expuestos a temperaturas por arriba de los 29°C, por lo que lo más recomendable es mantener la temperatura de los sistemas de cultivo alrededor de los 28°C (RANDALL Y SZMANT 2009). Para mantener la temperatura en los sistemas de cultivo *ex situ*, es posible hacer uso de un aire acondicionado, así como de ventiladores, para mantener la temperatura del sitio en la que se encuentren los acuarios, así como del agua contenida en estos. Adicionalmente, se puede instalar equipo de calentamiento y enfriamiento de agua.

En el **Anexo 1** se brinda una explicación detallada de las adaptaciones al contenedor de carga, así como del sistema de acuarios de FUNDEMAR (**Figs. 18-19**).



Figura 18. Laboratorio de reproducción asistida de corales de FUNDEMAR en Bayahíbe, República Dominicana.

Contenedor de carga adaptado como sistema de cultivo *ex situ* de embriones de coral **A)** exterior y **B)** interior. **C)** Sistema de filtrado de agua empotrado a la pared: de izquierda a derecha, filtros de 10, 5 y 1 micras y **D)** la lámpara de luz UV.

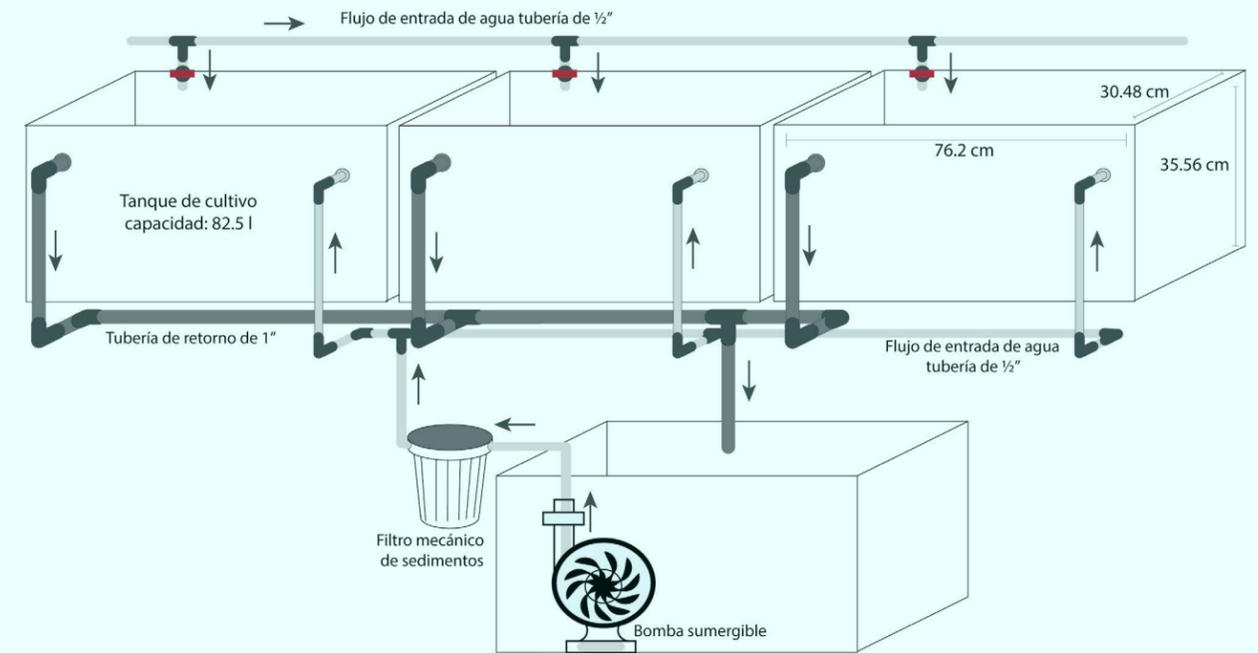


Figura 19. Ejemplo de un sistema de acuarios para el cultivo de corales.

Tanque de cultivo.
Reservorio del módulo.
Tubería de 1/2" de flujo de entrada de agua.
Tubería de retorno de 1".
Bomba sumergible del reservorio.
Filtro mecánico de sedimentos.
Válvula de entrada de agua.
Retorno de agua al reservorio (modificado por Sellares-Blasco et al. 2021).

4.4.2 IN SITU: CORAL REARING IN SITU BASIN (CRIB)

El uso de sistemas *in situ* de cultivo de embriones de coral puede ser conveniente en el caso de no contar con la infraestructura para la instalación de sistemas de cultivo *ex situ*. Sin embargo, estos pueden ser usados en conjunto con los acuarios, lo que incrementa las capacidades de producción de corales. En este sentido, los sistemas de cultivo flotantes «Coral Rearing *In Situ* Basins» o CRIBs, diseñados por SECORE International, han representado una opción eficiente para este propósito (MILLER ET AL. 2022; SELLARES-BLASCO ET AL. 2021).

Estos sistemas se componen de tres partes: un anillo de flotación, encierro vertical y un toldo o cubierta. El sistema de flotación, el cual se ancla al fondo por medio de un muerto, posee una forma hidrodinámica para reducir el efecto de la corriente y del oleaje, y sostiene a su vez un encierro de lona el cual se despliega alrededor del anillo de flotación. El encierro de lona posee ventanas con dos tipos de malla (100 y 200 micras) para favorecer el intercambio de agua. Finalmente, este sistema posee una cubierta para proteger a los embriones de la radiación ultravioleta, así como de la lluvia (Fig. 20). Dentro de la piscina se colocan rejillas de plástico, como las usadas para almacenar verduras, estas son amarradas al anillo de flotación de tal forma que queden aproximadamente a 40 cm de la superficie del agua, y en su interior se colocan los sustratos

Figura 20. Sistema de cultivo de corales *in situ*, CRIB, diseñado por SECORE International (Fotos: Paul Selvaggio/PghZoo/SECORE).

para asentamiento. Estos sistemas de cultivo son propensos a las condiciones climáticas, por lo que trabajan de forma adecuada en condiciones de relativa calma (MILLER ET AL. 2022). Por lo anterior, se recomienda instalar las piscinas en sitios protegidos de la energía de las olas, de 3-5 m de profundidad y cerca de la costa para su fácil observación.

Las piscinas son instaladas en el mar de uno a dos días antes del desove de la especie de coral que se va a reproducir. Los sustratos de asentamiento se limpian y colocan dentro de la piscina de manera aleatoria antes de agregar a los embriones (ver sección 4.5.3.1). Como se menciona en la sección 4.3.5, el número aproximado de embriones cultivados en cada CRIB debe ser alrededor de 250,000 embriones para 500 sustratos de asentamiento (MILLER ET AL. 2022).

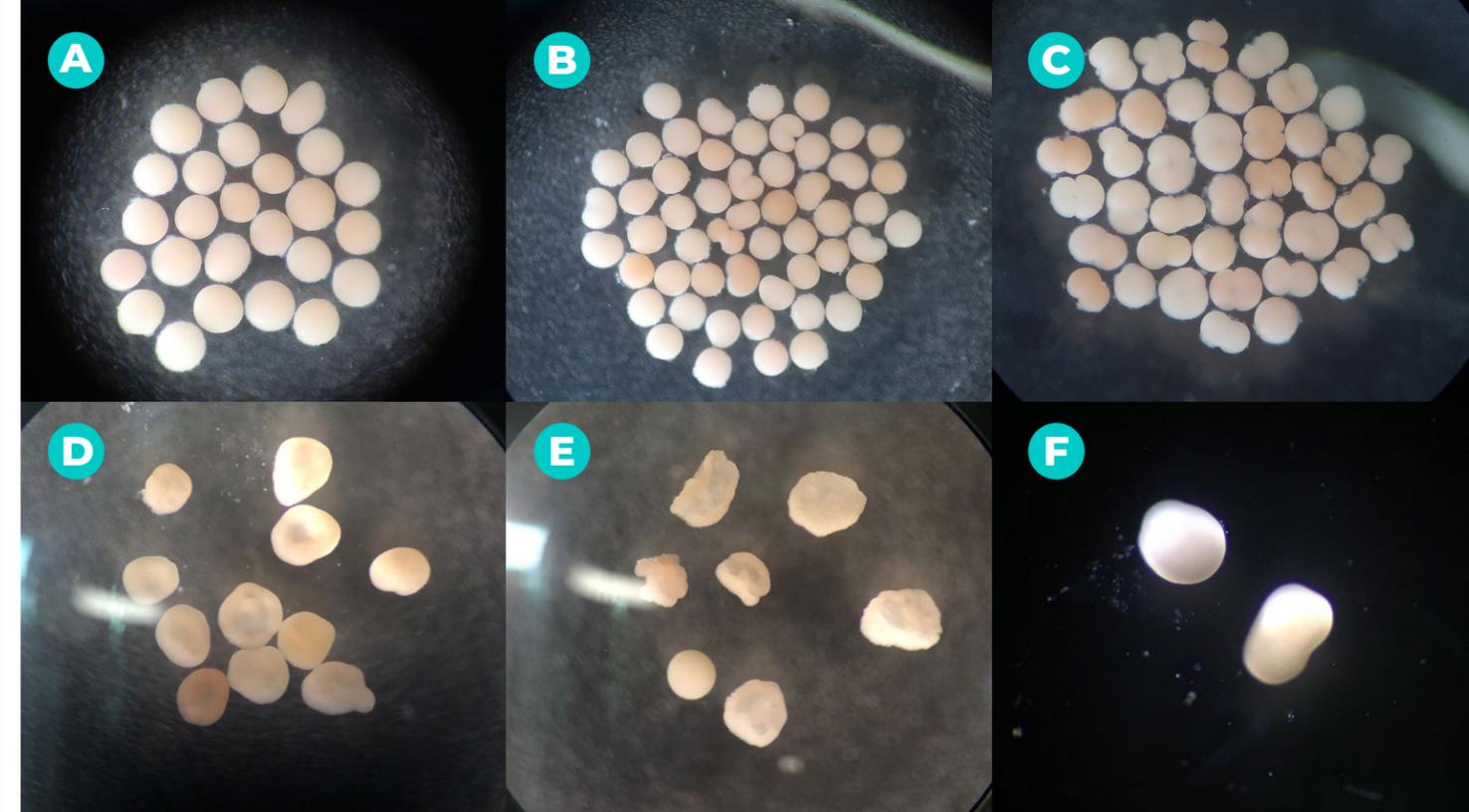


Figura 21. Desarrollo embrionario de *Acropora palmata*. A) Ejemplo del desarrollo embrionario de *Acropora palmata*; B) óvulos después de la mezcla de gametos; C) embriones fertilizados en primera división; D) embriones en segunda división, E) embriones en gastrulación; F) larva motil. (Modificado de Jones et al. 2015).

4.5. MANTENIMIENTO DEL CULTIVO

Durante las primeras etapas de desarrollo embrionario suceden una serie de divisiones celulares, que dan lugar a la excreta de desechos, los cuales se aprecian como una capa de «grasa» en la superficie del agua (Fig. 21). Adicionalmente, son etapas en las que los embriones experimentan una alta mortalidad, por lo que la calidad del agua se ve severamente afectada (Fig. 22). Por esto, es necesario realizar procedimientos de limpieza para garantizar una buena calidad de agua durante todo el cultivo.

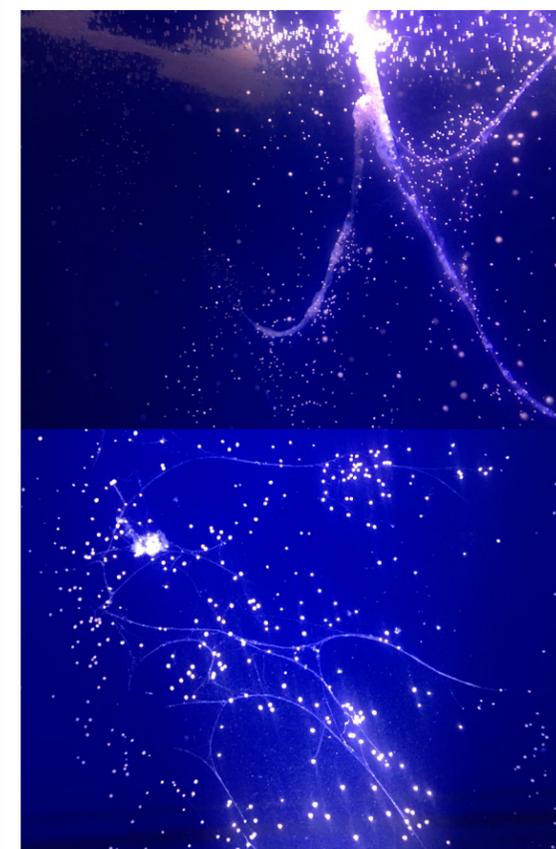


Figura 22. Ejemplo de cúmulo de embriones muertos en columna de agua en acuario de sistema de cultivo *ex situ*.

4.5.1 MANTENIMIENTO EN SISTEMA EX SITU

Durante las primeras etapas de desarrollo, es importante poner especial cuidado al cultivo. Por lo que se debe realizar mantenimientos tres veces al día. Estos consisten en:

1. REVISIÓN VISUAL DEL ESTADO DE TODOS LOS CULTIVOS CON LA AYUDA DE UNA LINTERNA DE MANO PARA UNA MEJOR VISUALIZACIÓN.

2. MEDICIÓN DE TEMPERATURA DEL AGUA EN CADA ACUARIO. EL CULTIVO DEBE MANTENERSE ALREDEDOR DE 28°C.

3. EXTRACCIÓN DE CÚMULOS DE EMBRIONES/LARVAS MUERTAS MEDIANTE UNA PISETA.

4. RETIRO DE LA CAPA DE LÍPIDOS DE LA SUPERFICIE DEL AGUA CON PLÁSTICO FILM TRANSPARENTE:

NOTA: Es posible el empleo de contenedores de plástico para facilitar este proceso (Fig. 23A).

A. PASAR EL PLÁSTICO CON DELICADEZA SOBRE LA SUPERFICIE DEL AGUA.

B. REMOVER LAS LARVAS PEGADAS AL PLÁSTICO CON UNA PISETA.

C. REPETIR EL PROCEDIMIENTO HASTA QUE LA SUPERFICIE VISUALMENTE MEJORE.

Los recambios de agua son necesarios en el cultivo de embriones y larvas de coral para asegurar agua de buena calidad en el cultivo.

Generalmente, se requiere un recambio del 50% del agua al día, pero eso dependerá del estado de cada cultivo. Si el cultivo se encuentra muy sucio (turbio con mucha grasa o cúmulos en la columna de agua), se puede hacer un recambio parcial de agua de un 50-70%. En cambio, si el cultivo se encuentra relativamente limpio, se puede optar por un recambio de 25%. Estos recambios se realizan por medio de un sistema de sifón con ayuda de un filtro (BANASZAK ET AL. 2018; **Fig. 22 B**).

Para realizar este recambio se siguen los siguientes pasos:

1. INTRODUCIR FILTRO DE 100 μ MICRAS AL ACUARIO (FIG. 23 B).

2. INTRODUCIR MANGUERA FLEXIBLE DENTRO DEL FILTRO Y SUCCIONAR EL OTRO EXTREMO. UNA VEZ CONSEGUIDO EL FLUJO, INTRODUCIR LA MANGUERA FLEXIBLE AL TUBO DE DRENAJE O A UNA CUBETA PARA DESECHAR (FIG. 23 B).

3. A MEDIDA QUE EL NIVEL DEL AGUA DESCENDE, LAS LARVAS Y/O EMBRIONES SE QUEDAN ADHERIDOS A LAS PAREDES, POR LO QUE ES NECESARIO APLICAR AGUA CON UNA PISETA DE FORMA CONSTANTE SOBRE LAS PAREDES.

4. CUANDO EL NIVEL DEL AGUA HAYA LLEGADO AL PUNTO DESEADO, LEVANTAR FILTRO Y MANGUERA FUERA DEL AGUA Y LIMPIAR EMBRIONES ADHERIDOS CON UNA PISETA.

5. RELLENAR ACUARIOS CON AGUA DE MAR FILTRADA LENTAMENTE PARA NO PERTURBAR EL CULTIVO.



NOTA: Con ayuda de una piseta, remover los embriones/larvas que se encuentren adheridos en las paredes de los acuarios. Hacer esto de forma constante a lo largo del día.

NOTA: Todos los materiales empleados en el mantenimiento de los cultivos se enjuagan primero con agua dulce y después con agua de mar filtrada antes de su uso en el cultivo. Para evitar contaminar los cultivos, se recomienda lavar los materiales después de su uso primero en disoluciones de cloro (0.5 ml / 1l de agua) por 10 minutos, después en tiosulfato de sodio (8 g) por 10 minutos o hasta que ya no se perciba el olor a cloro y finalmente enjuagar con agua dulce y secar.

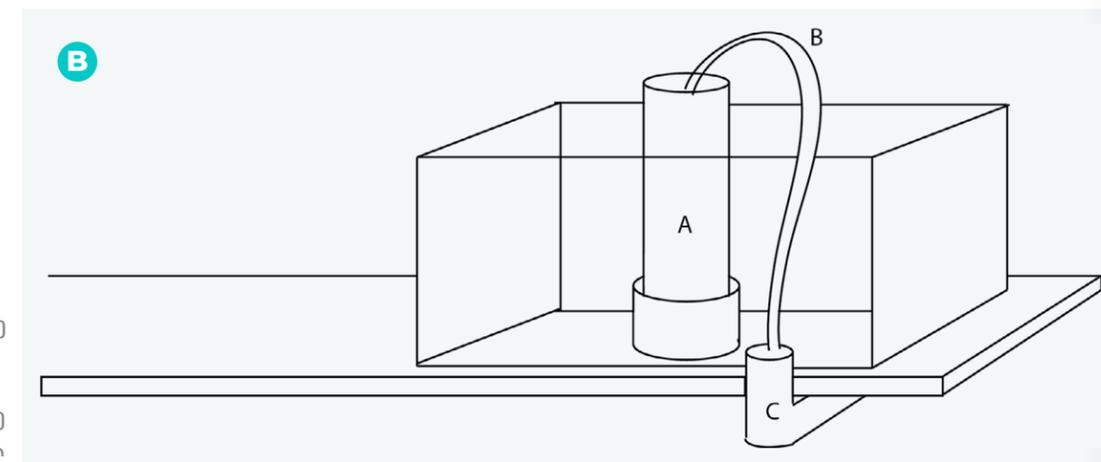
Figura 23.
Limpieza de acuarios durante el cultivo de embriones.

A) Contenedor de plástico para facilitar la limpieza de la superficie de los acuarios con papel film y **B)** ejemplo de remoción de agua en el acuario de un módulo:

a) Filtro de 100 μ para drenado de agua con estructura de PVC de 3-4 pulgadas.

b) Manguera flexible para sifón.

c) Tubería de drenado.



4.5.1.1 EL «SIGNO ROSA»

En ocasiones el cultivo enferma de forma repentina; los embriones/larvas comienzan a morir sin razón aparente y pueden aparecer en el cultivo parches de color rosa (**Fig. 24**). Este signo rosa, es altamente virulento y contagioso para otros cultivos, por lo que es muy importante aislar el cultivo afectado. Si este signo aparece, se debe seguir el siguiente procedimiento:

1. AISLAR EL ACUARIO O ACUARIOS CON EL

SIGNO ROSA:

- A.** SI ES POCO (I.E., DE 1 A 3 CÚMULOS AISLADOS), RETIRAR LA PARTE AFECTADA CON AYUDA DE UNA PIPETA Y ASEGURAR QUE NINGÚN MATERIAL QUE TOQUE ESTE ACUARIO ESTÉ EN CONTACTO CON OTROS ACUARIOS O MATERIALES DEL LABORATORIO.
- B.** SI ES MUCHO (I.E., LA MAYORÍA DEL CULTIVO ESTÁ AFECTADO), DESHACERSE DE TODO EL CULTIVO PARA EVITAR CONTAMINACIÓN A OTROS. LAVAR EL ACUARIO CON CLORO, TIOSULFATO DE SODIO Y AGUA DULCE.

2. SI VUELVE A APARECER EN LOS ACUARIOS

DONDE YA HABÍA SIDO REMOVIDO:

- A.** OPCIÓN 1: DESHACERSE DEL CULTIVO.
- B.** OPCIÓN 2: MANTENERLO Y HACER LAVADO DE LARVAS.
 - I.** SUCCIONAR LOS EMBRIONES/LARVAS MEDIANTE UNA MANGUERA FLEXIBLE.
 - II.** VACIAR LAS LARVAS/EMBRIONES A CONTENEDORES DE 5 LITROS CON AGUA DE MAR FILTRADA.
 - III.** REALIZAR MÚLTIPLES LAVADOS CON AGUA DE MAR FILTRADA PARA LIMPIARLOS.
 - IV.** ANTES DE VOLVER A COLOCAR LAS LARVAS EN LOS ACUARIOS, ES NECESARIO LAVAR LOS ACUARIOS CON CLORO, TIOSULFATO DE SODIO, AGUA DULCE Y SECAR.

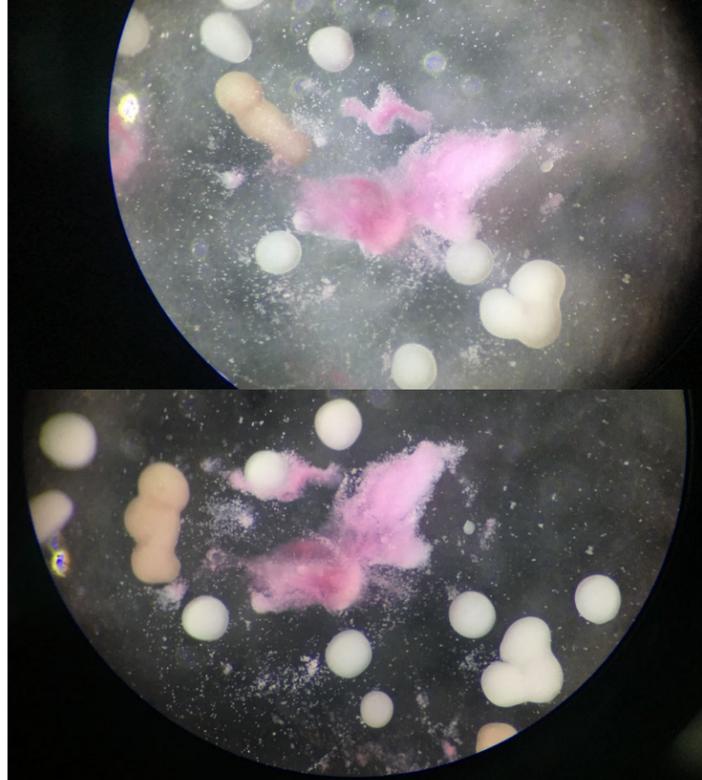


Figura 24.
Ejemplos del signo rosa bajo el estereoscopio.

4.5.2 MANTENIMIENTO DEL CULTIVO *IN SITU*

Las piscinas de cultivo de larvas *in situ* o CRIBs son instaladas en el mar de uno a dos días antes del desove del coral que se va a reproducir. El mantenimiento de este tipo de sistema de cultivo resulta relativamente simple. Este se realiza cada dos días y consiste en revisar y rellenar aire en el anillo de flotación y en la limpieza de la parte externa de las paredes del encierro y ventanas. Esta limpieza se realiza con una fibra de cocina o cepillo con hebras de plástico en las paredes y en las ventanas con la palma de la mano o cepillos suaves. En ambos casos se debe cuidar de no dañar los materiales del sistema de cultivo. Se recomienda usar equipo de buceo autónomo, pero el mantenimiento también se puede realizar perfectamente en apnea. Una vez la mayoría de las larvas se hayan asentado en los sustratos, las ventanas de la piscina se remueven para favorecer un mayor flujo de agua dentro del mismo sistema, asegurando una mejor calidad de agua.

4.5.3 ASENTAMIENTO DE LARVAS

El asentamiento consiste en el proceso mediante el cual las larvas de coral buscan un sustrato favorable para adherirse, realizar una metamorfosis y convertirse en un pólipo primario, el cual dará origen a toda la colonia de coral (**Fig. 25**). Una vez que las larvas comienzan a nadar de forma vertical hacia el fondo de los tanques de cultivo, será necesaria la introducción de sustratos artificiales para el asentamiento.

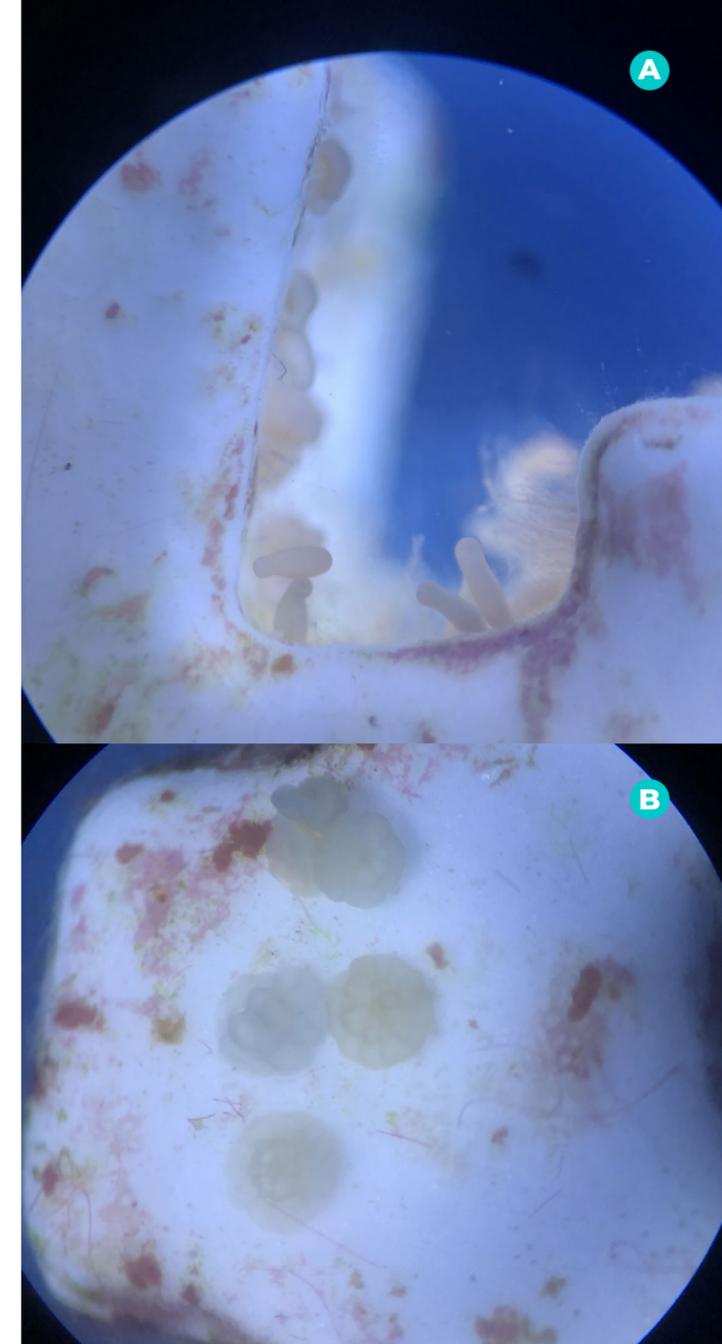


Figura 25. Asentamiento de larvas de *Acropora palmata* en sustratos.

- A)** Larvas buscando sustrato favorable para adherirse.
- B)** Pólipos primarios después del asentamiento de larvas y metamorfosis.

4.5.3.1 TIPOS DE SUSTRATOS PARA ASENTAMIENTO

Actualmente, existe una gran variedad de sustratos de asentamiento, los cuales pueden ser adquiridos comercialmente o producidos de manera manual. Los sustratos artificiales más comunes se encuentran hechos de cemento para construcción o de cerámica. Estos sustratos, especialmente los de cerámica, se mandan a producir con compañías externas. La opción más económica es hacer sustratos a mano con cemento y arena (2:3), como las «galletas» /«cookies» hechas por FUNDEMAR de 8-10 cm de diámetro (**Fig. 26 A**).

La forma de los sustratos es igualmente variable y responde a las técnicas de sembrado o de cultivo. En tiempos recientes, el empleo de sustratos de asentamiento tipo tetrápodo o multipodales con diseños que integren «microhábitats» o cavidades con texturas diversas ha mostrado ser una buena opción para la producción y siembra de unidades de restauración (SU's, por sus siglas en inglés), es decir, sustratos con más de un recluta de coral (GUENDULAIN-GARCÍA ET AL. 2016; CHAMBERLAND ET AL. 2017 A,B). Estos tipos de sustratos son «sembrados» en el arrecife tomando ventaja de la complejidad estructural natural, por lo que no se emplea ningún tipo de adherente (**Fig. 26 B-E**), lo cual hace más rápido y eficiente el proceso de siembra.

En cambio, otros sustratos como las galletas (**Fig. 26 A**) deben ser asegurados al suelo arrecifal con ayuda de clavos, cinchos o algún pegamento.

De acuerdo con CHAMBERLAND ET AL. 2017 A,B, ya que los propágulos y esporas de algas se adhieren fácilmente a la textura porosa del cemento, los sustratos hechos de materiales no-porosos, como la cerámica, pueden prevenir la formación de comunidades de algas filamentosas en los sustratos y aumentar, en consecuencia, la probabilidad de supervivencia de los reclutas a largo plazo. FUNDEMAR ha obtenido resultados preliminares consistentes con esta observación; sin embargo, aún no se cuenta con un soporte formal o robusto de la misma.



Figura 26.
Ejemplo de sustratos usados por FUNDEMAR:
A) «galleta» de cemento, así como las diseñadas por SECORE International;
B) tetrápodo de cemento;
C-D) tetrápodos de cerámica y
E) estrella de cerámica (modificado de material suplementario de Sellares-Blasco et al. 2021).

4.5.3.2 ACONDICIONAMIENTO DE SUSTRATOS

Antes de ser ofrecidos a las larvas, los sustratos deben pasar por un periodo de acondicionamiento. Para ello, estos son introducidos (de uno a dos meses) en una estructura sumergida cercana a un arrecife con la finalidad de promover el crecimiento de alga crustosa coralina incrustante (generalmente de color morado o rosado) (Fig. 27 A-D). Se ha demostrado que la presencia de estas algas promueve el asentamiento de las larvas (TEBBEN ET AL. 2015). Se recomienda rotar los sustratos de forma periódica durante el tiempo de acondicionamiento para que todos los lados del sustrato cuenten con estas algas. Dos meses después de ser introducidos, los sustratos son cepillados (en el mar o en tierra dentro de cajas con agua de mar), para remover la presencia de macroalgas carnosas, antes de ser introducidos en los tanques de cultivo o en los CRIBs.

Para facilitar la introducción de los sustratos dentro de los acuarios del laboratorio, se reduce el nivel del agua en un 50%. Adicionalmente, se colocan rejillas de plástico con pies de apoyo (conexiones de PVC) en el fondo de los acuarios, para el soporte de los sustratos y así hacer accesible la parte inferior de estos para las larvas (Fig. 27 H).

Mientras que en los sistemas de acuarios los sustratos se introducen una vez que las larvas comienzan a nadar de forma vertical, en los sistemas *in situ* (CRIBs), los sustratos son introducidos en el momento en el que este sistema es instalado en el mar (i.e., antes del desove y fertilización), dentro de rejillas de plástico que son sujetas a los bordes del sistema de flotación (Figs. 2 y 19).

4.5.3.3 APERTURA DE FLUJO CONTINUO DE SISTEMA EX SITU

Después de tres días de introducidos los sustratos, estos (un par) se revisan a diario con ayuda de un microscopio estereoscópico para observar el estado de las larvas. Si las larvas se han convertido en pólipos y se encuentran adheridas de forma firme a los sustratos (i.e., asentadas), y se observan los primeros pólipos con tentáculos y boca formados y/o la formación del esqueleto (Fig. 28), el sistema de flujo continuo se abre paulatinamente, en caso de contar con esta modalidad **Anexo 1**, la cual disminuye el cambio manual de agua y, por ende, disturbios a los cultivos.

Figura 27. Acondicionamiento, limpieza y adición de sustratos de asentamiento. >

- A) Sustratos dentro de estructura sumergida a un lado de un parche arrecifal.
- B) Adición de sustratos para acondicionamiento.
- C) Ejemplos de sustratos de cemento y
- D) cerámica curados con alga coralina crustosa.
- E) Cepillado de sustratos para remover macroalgas carnosas fuera y F) dentro del agua.
- G) Adición de sustratos dentro de acuarios y
- H) ejemplo de sustratos en acuario.



Si aún se encuentran muchas larvas en la columna de agua de los acuarios y después de varios días no se asientan, es posible recolectarlas y llevarlas al arrecife, o concentrarse en un solo acuario antes de abrir el flujo continuo del acuario. Para recuperar las larvas:

1. SUCCIONAR LAS LARVAS CON LA MANGUERA FLEXIBLE HACIA UN CONTENEDOR CON UN POCO DE AGUA FILTRADA, COLOCANDO EL FILTRO DE 100 MICRAS EN EL EXTREMO FINAL. A MEDIDA QUE EL AGUA PASA POR EL FILTRO, LAS LARVAS SE CONCENTRAN EN SU INTERIOR (SIEMPRE MANTENER EL FILTRO EN AGUA DENTRO DEL CONTENEDOR CON AGUA).

2. EN OTRO CONTENEDOR CON AGUA DE MAR, SUMERGIR EL FILTRO Y VACIAR LAS LARVAS CON AYUDA DE UNA PISETA CON AGUA DE MAR.

NOTA: una vez abierto el sistema es posible colocar el filtro de 100 micras en la salida de agua hacia el reservorio para recolectar larvas (Fig. 19).

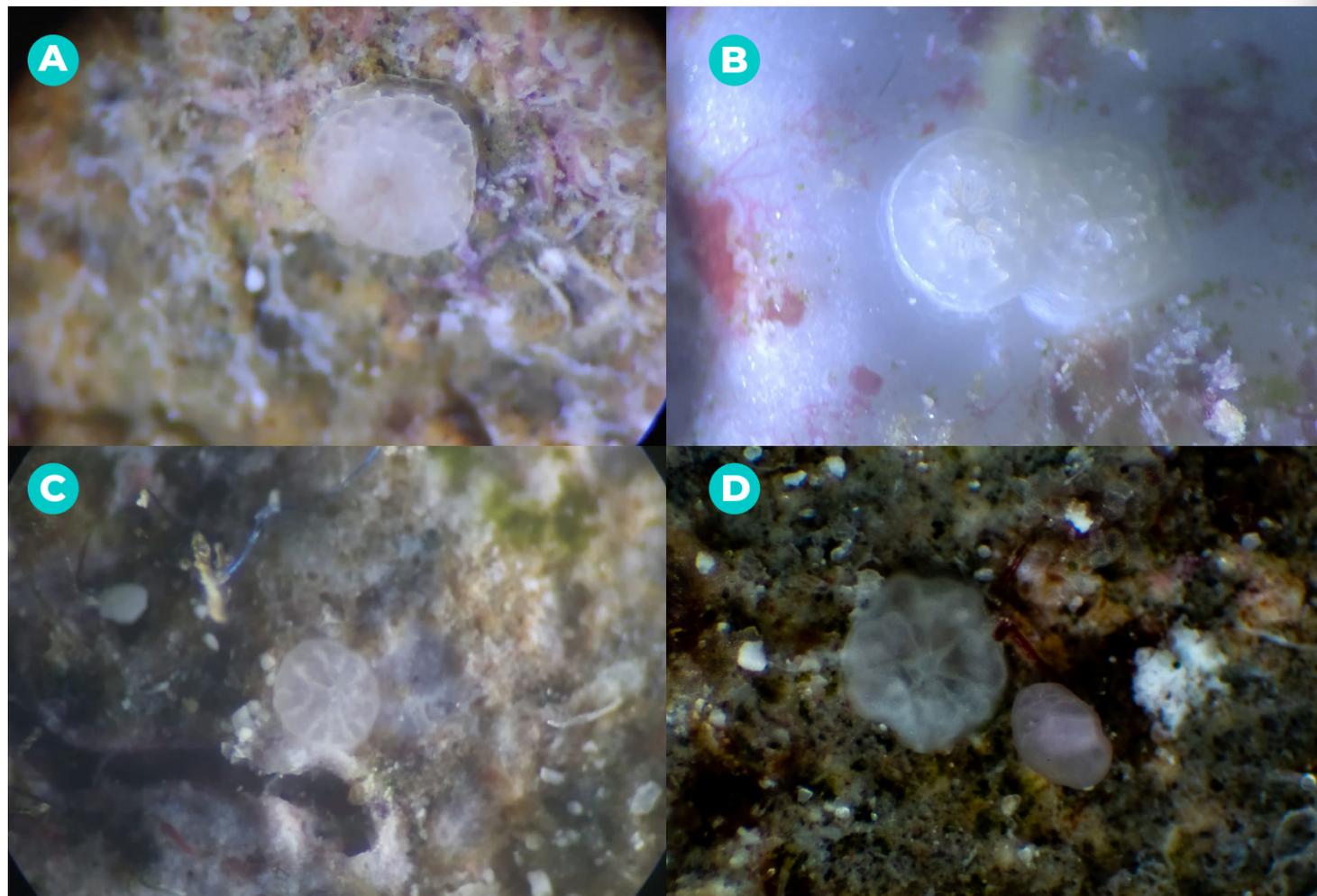


Figura 28. Detalle de la formación del esqueleto, boca y tentáculos en un pólipo primario. A) *Acropora cervicornis* B) *A. palmata* C) *Colpophyllia natans* y D) *Diploria labyrinthiformis* (Foto: Paul Selvaggio/PghZoo/SECORE).

4.5.3.4 ESTABLECIMIENTO DE LA SIMBIOSIS

Los corales del orden *Scleractinia* establecen una simbiosis obligada con algas unicelulares del género *Symbiodinium*. En esta simbiosis, el alga, mediante procesos de fotosíntesis, genera y traslada fotosintatos al hospedero, el coral (TRENCH 1979; MUSCATINE 1990).

Esta asociación es tan importante para el hospedero que los fotosintatos producidos por el alga llegan a cubrir hasta el 90% de los requerimientos metabólicos de este. En la mayoría de los corales, el establecimiento de la simbiosis se lleva a cabo una vez que se ha formado el pólipo primario. En otros casos, como en el de los corales incubadores, las larvas ya poseen simbiontes «donados» por el coral parental.

Durante el cultivo de corales, todo el desarrollo embrionario hasta la formación del primer pólipo es realizado con los recursos energéticos provenientes de las colonias parentales. Sin embargo, una vez que el pólipo se encuentra completamente formado, este se comienza a alimentar para poder crecer y sobrevivir. Existen diversas fuentes de alimentación heterótrofa para los reclutas de coral (CONLAN ET AL. 2017). No obstante, esto podría incrementar los cuidados y costos de producción.



Adicionalmente, los reclutas producidos son sembrados dos semanas después del asentamiento (**ver sección 4.7.1**), por lo que el periodo de alimentación no será prolongado. En este sentido, una alternativa para sustituir la alimentación heterótrofa resulta del establecimiento de la simbiosis.

Para promover el establecimiento de la simbiosis dentro de los sistemas de cultivo, es posible realizar una extracción de simbiontes de fragmentos de corales adultos de la especie reproducida para después verterlos en los tanques de cultivo (BANASZAK ET AL. 2018) o simplemente colocar estos mismos fragmentos (3-5 cm de área) en el interior de cada tanque de cultivo.

4.6 CONTEO DE RECLUTAS

Tres días después de introducir los sustratos en los acuarios, o cuando se empiece a observar asentamiento en el cultivo, se realizan conteos de reclutas de coral para determinar el número de larvas asentadas. Esto se hace mediante el empleo de luz azul y filtros amarillos (**NIGHTSEA**) (**Fig. 29 A-B**). Con estos instrumentos, es posible ver la fluorescencia de las larvas y reclutas en color verde, lo cual facilita los conteos, ya que en esta etapa los asentados son transparentes pues no han establecido la simbiosis (**Fig. 30 C-D**). Se usa una hoja de registro de datos (**Anexo 10**) para los conteos y, posteriormente, es almacenada en bases de datos (**Anexo 11**).

Para poseer una muestra representativa, se cuenta el número de reclutas en 5 a 10 sustratos por acuario en el sistema de cultivo *ex situ*, mientras que en el sistema *in situ* se cuenta de 3 a 5 sustratos por cada reja de plástico. El conteo se puede hacer cada 3 o 5 días hasta que se decida sembrar los sustratos.

4.6.1 CONSEJOS PARA REALIZAR LOS CONTEOS DE RECLUTAS

- Realizar los conteos de los reclutas en un lugar oscuro o durante la tarde o noche, pues en ausencia de luz blanca es más fácil observar la fluorescencia de los reclutas.
- Mantener el sustrato en el agua; o, de lo contrario, realizar el conteo de forma rápida de tal modo que el sustrato sea depositado en el agua lo más pronto posible.
- El empleo de un contador puede facilitar esta actividad. Si no se cuenta con un contador, anotar la cantidad de reclutas en cada lado del sustrato para no perder la cuenta.
- En caso de trabajar con sustratos multi-podales, mantener siempre la misma rotación del sustrato para evitar confusiones durante el conteo.
- Sujetar el sustrato con cuidado para no dañar a los reclutas.
- Identificar con cuidado a los reclutas de coral; los sustratos de cemento a menudo presentan cuerpos esféricos amarillentos pequeños que fácilmente pueden ser confundidos con reclutas de coral. Ante la duda siempre es preferible corroborar mediante el empleo de un microscopio estereoscópico.
- En ocasiones, hay larvas que aún no se han asentado de forma completa (**Fig. 25 A**), por lo que es necesario mover un poco el sustrato en el agua para ver si estas se mueven. Si se mueven o desprenden, no se consideran en el conteo.

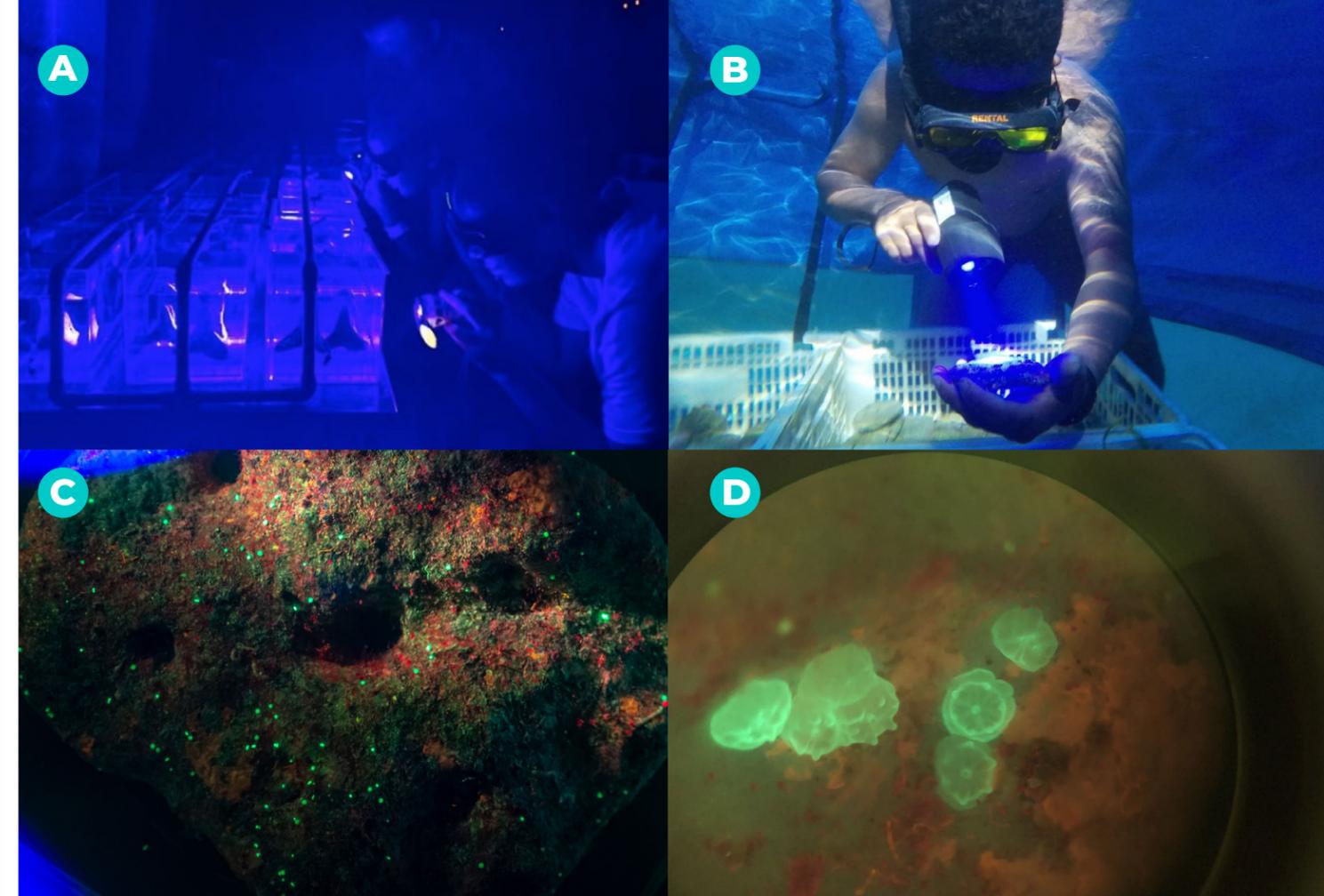


Figura 29. Conteo de reclutas de coral usando la luz azul de NIGHTSEA **A)** en el laboratorio y **B)** dentro del CRIB. Detalle de la apariencia de los reclutas vistos a través de los filtros amarillos **C)** a simple vista (Foto: Paul Selvaggio/PghZoo/SCORE) y **D)** bajo el estereoscopio.

4.7 SIEMBRA DE RECLUTAS

A pesar de ser la parte crucial de las intervenciones de restauración, aún no existe un indicador claro que garantice el éxito de los reclutas sembrados en términos de supervivencia (RANDALL ET AL. 2022).

Sin embargo, para la selección de un sitio de siembra, especialmente para los esfuerzos iniciales, es posible considerar lo siguiente:

- Presencia de la especie que se pretende sembrar en el entorno natural.
- Complejidad estructural natural: arrecifes planos tienen menos retención de sustratos, menos supervivencia y por lo mismo menos rendimiento.
- Alta cobertura de algas calcáreas incrustantes, baja cobertura de macroalgas carnosas, poca sedimentación y baja presencia de depredadores.

4.7.1 MÉTODO DE SIEMBRA

Dos semanas después del asentamiento (un poco más en el caso de corales del género *Orbicella*), y una vez que la mayoría de las larvas se han convertido en pólipos primarios (Fig. 30 A), los sustratos con reclutas son transportados del laboratorio, así como de los sistemas *in situ*, al sitio de siembra.

Los sustratos se transportan dentro de rejillas de plástico que se colocan en cajas de plástico cerradas con agua de mar (Fig. 30 B). La caja es cubierta con una tapa para proteger a los reclutas de la exposición directa a la radiación solar. Si la temperatura del agua aumenta en

las cajas de plástico, se realizan recambios parciales de agua. Una vez en el sitio de intervención, los sustratos son sembrados manualmente, ya sea insertándolos en las irregularidades naturales del arrecife o asegurándolos con otro método, en una densidad de cuatro sustratos por metro cuadrado aproximadamente (Fig. 30) (GUENDULAIN-GARCÍA ET AL. 2016; CHAMBERLAND ET AL. 2017A,B).

El método de siembra depende del tipo de sustrato. Si el sustrato es multipodal, se puede incrustar directamente en las grietas naturales del arrecife. Si el sustrato es plano, se puede tratar de incrustar directamente o también se puede fijar al sustrato usando clavos y cinchos como en el caso del sustrato tipo galleta (Fig. 30 E-F). Al sembrar, es importante fijar el sustrato de forma adecuada en las grietas del arrecife para evitar que el efecto del oleaje remueva a los sustratos depositándolos en fondos arenosos. En el caso del coral *Dendrogyra cylindrus* no se ha observado éxito sembrando los reclutas directamente en el arrecife, sino colgando los sustratos con hilo de pescar en estructuras de vivero, al menos medio metro sobre la arena (Fig. 30 F).

Figura 30. Siembra de sustratos con reclutas sexuales. >

- A)** Sustrato multipodal de cemento con reclutas sexuales de coral.
- B)** Siembra de sustratos multipodales directamente al arrecife y
- C)** siembra de sustratos o «galletas» con clavo y cincho para fijar en el arrecife. **D)** Sembrando los Tetrapodos. **E)** Tetrapodo insertado en el arrecife, **F)** Tetrapodo cubierto de algas crustosas coralinas con reclutas de *Dendrogyra cylindrus* de 2 años de edad. **G)** R. Sellares plantando «galletas» en el arrecife. **H)** Galletas ya sembradas.



4.8. MONITOREO DE SUPERVIVENCIA

Existen tres indicadores importantes, de acuerdo con los expertos de SECORE, que describen el éxito de las intervenciones con reclutas sexuales con base en el comportamiento de las basadas en asentamiento, así como de los reclutas de coral:

1. Retención: porcentaje de sustratos que se quedan en el sitio donde se sembraron dentro del área designada. Algunos sustratos son removidos por la corriente y se pierden después de la siembra.

2. Supervivencia: número de reclutas en los sustratos a través del tiempo. Con esta información, se calcula el porcentaje de supervivencia.

3. Rendimiento: porcentaje de sustratos con al menos un recluta. Este último aspecto involucra tanto la retención como la supervivencia.

Este último indicador describe en gran medida el éxito de la intervención, pues el objetivo último es contar con al menos un recluta vivo por base de asentamiento que pueda originar una colonia de coral. En la siguiente sección, describimos el proceso de diseño y ejecución de una metodología de evaluación a largo plazo de reclutas de coral.

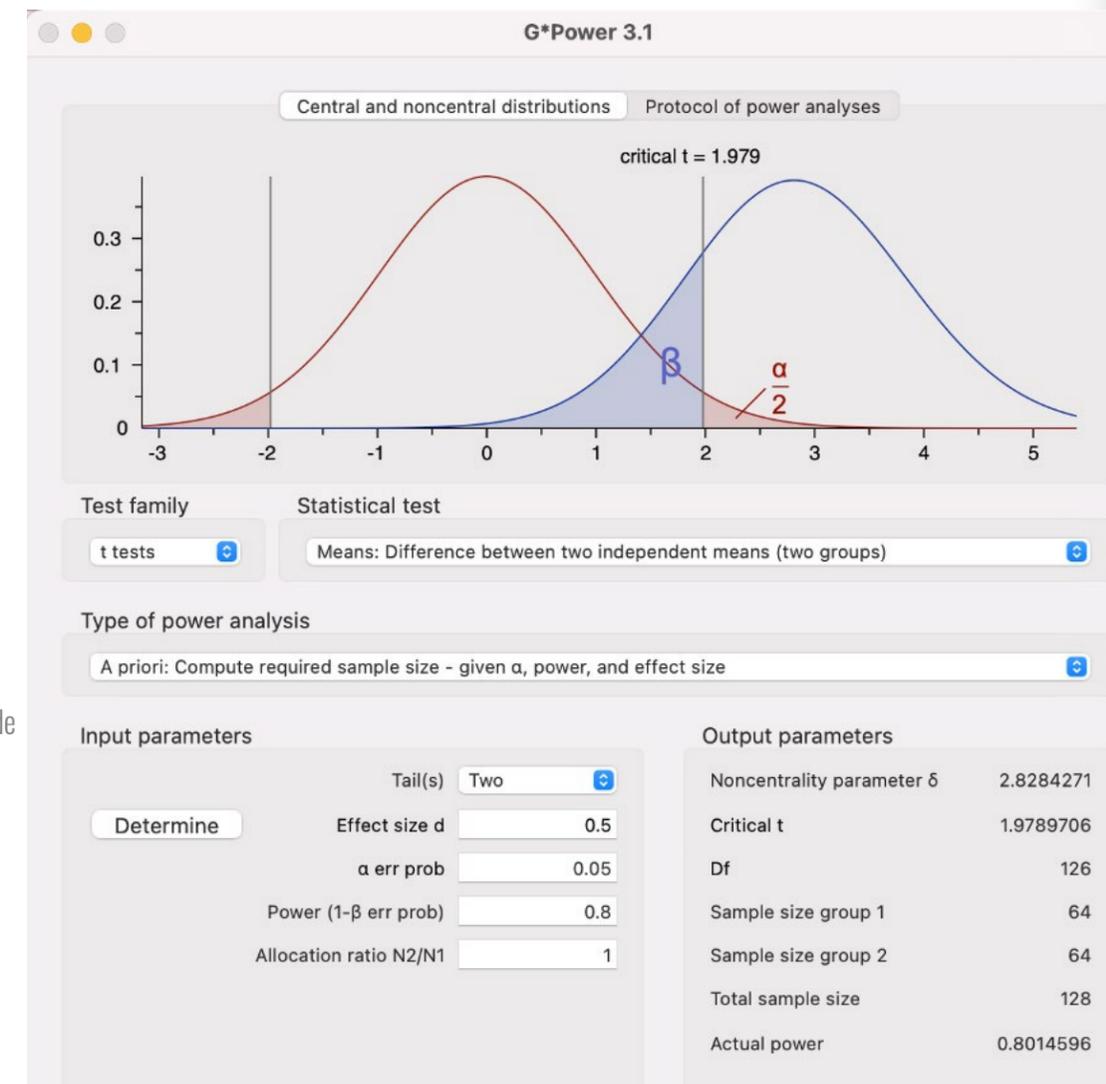
4.8.1 DISEÑO EXPERIMENTAL

Debido a que no es posible el monitoreo de forma específica de cada sustrato sembrado, se usa una muestra representativa para poder inferir los indicadores anteriormente descritos para la siembra total a través del tiempo. FUNDEMAR ha incorporado un marco lógico que reemplaza las prácticas de prueba y error con hipótesis claras dirigidas a abordar el efecto de intervenciones específicas (CHAPMAN 1998; HOWE Y MARTINEZ-GARZA 2014; CROQUER ET AL. 2019). Sabiendo que el número de sustratos monitoreados tiene un gran impacto en las mediciones de la tasa de supervivencia y la precisión de los resultados extrapolados, FUNDEMAR estableció un número estándar de sustratos a seguir para hacer extrapolaciones más precisas. Se usó un análisis de potencia para determinar el número de réplicas a monitorear para probar hipótesis específicas *a priori* (por ejemplo, si la supervivencia varía entre especies y/o depende del tipo de sustrato).

De cara a nuestros objetivos de restauración, para cada evento de desove y fertilización se deben monitorear al menos 64 sustratos por tratamiento definido (ya sea especie, tipo de sustrato, etc.), lo que nos permite hacer inferencias estadísticas con una cantidad razonable de potencia ($P = 0.8$ y Tamaño del efecto = 0.5). Esto se determinó ejecutando una prueba T para muestras independientes utilizando el software [G*Power](#) (Fig. 31).

Figura 31. Análisis de potencia *a priori* usando software G*Power.

Gráfica G*Power con análisis de potencia *a priori* para determinar número de réplicas (i.e., sustratos) necesarias para evaluar diferencias entre tratamientos con una Potencia de 0.8 y Tamaño del efecto = 0.5. El valor de los parámetros que se utilizan en las estimaciones de potencia pueden cambiar dependiendo de las prioridades de cada programa.



Basado en esto último, la determinación de la supervivencia de los reclutas trasplantados se realiza por medio del establecimiento de un transecto de 64 m x 1 m en cada sitio de siembra. A lo largo de este transecto, se siembran 64 sustratos a monitorear, sembrando un sustrato de cada tratamiento en cada metro cuadrado. Para poder inferir sobre el efecto del área de sembrado en sí, cada 4 m del transecto se separa por 1 m, sin sembrar ningún sustrato en este espacio, creando parcelas de 4 m² y sembrando así 4 réplicas (i.e., 4 sustratos de cada tratamiento) por parcela.

Asumiendo que naturalmente se pueden perder algunos sustratos a lo largo del tiempo, si se tiene la capacidad, se puede sembrar 70 sustratos, o más, asegurando de esta manera que se cuente con número mínimo de sustratos (64) para poder realizar comparaciones estadísticas. En este caso, la longitud total del transecto dependerá del número de sustratos empleados para el monitoreo. En caso de no contar con un cultivo extenso, se puede hacer un transecto de monitoreo más pequeño con menos sustratos. Sin embargo, las comparaciones entre tratamientos pueden verse seriamente comprometidas.

4.8.2 ESTABLECIMIENTO DE TRANSECTOS DE MONITOREO

Preparar el área de siembra de monitoreo antes de la siembra general es importante para facilitar y hacer más eficiente la toma de datos el día de la siembra. El establecimiento de los transectos de monitoreo, así como del área de siembra, se realiza en función de características que favorezcan la retención de sustratos y la supervivencia de los reclutas. Es decir, se seleccionan sitios donde el sustrato quede fijo al sustrato y la presencia de macroalgas u otros invertebrados agresivos sea relativamente baja.

Los transectos de monitoreo consisten en secciones de 64 m de largo por 1 m de ancho. Estos se subdividen en parcelas de siembra de 1m². Sin embargo, si las características de la zona arrecifal designada no permiten establecer un transecto de 64 m de largo, se puede hacer varios transectos más cortos que en conjunto sumen los 64 m del transecto originalmente propuesto.

Materiales:

- CINTA MÉTRICA
- ETIQUETAS PARA GANADO (I.E., COW TAGS) ENUMERADAS PARA CADA PARCELA DE 1M²
- MARTILLO Y CLAVOS (PARA CLAVAR LAS ETIQUETAS)
- CINCHOS DE PLÁSTICO (PARA AMARRAR LAS ETIQUETAS AL CLAVO)
- UN TETRÁPODO PARA PROBAR LA ZONA DONDE SE PODRÍA SEMBRAR
- CÁMARA FOTOGRÁFICA.

Procedimiento:

1. ESTABLECER EL O LOS TRANSECTOS, CON UNA LONGITUD TOTAL DE 64 M
2. SE MARCA EL CENTRO DE CADA PARCELA DE SIEMBRA (1 M²) CON ETIQUETAS DE GANADO (COW TAGS) ENUMERADAS. ESTO SE PUEDE HACER CON AYUDA DE UN CUADRADO DE PVC DE 1 M X 1 M (Fig. 32 B-D).

La siembra de sustratos puede ser de un lado o de ambos lados de la cinta métrica. Dependiendo de la elección anterior, se etiqueta las parcelas de un solo lado o ambos lados de la cinta métrica. Las parcelas pueden variar un poco de posición y/u orientación, ya que lo primordial es encontrar zonas favorables para los sustratos y los reclutas. Sin embargo, siempre se sigue la cinta métrica como guía, con el fin de encontrar el sustrato correspondiente fácilmente durante los monitoreos en el futuro. Se toman datos de la profundidad de cada parcela si el transecto cruza gradientes de profundidad.

3. SE USA UN TETRÁPODO PARA PROBAR QUE EFECTIVAMENTE SE PUEDE SEMBRAR EN LA PARCELA SELECCIONADA.

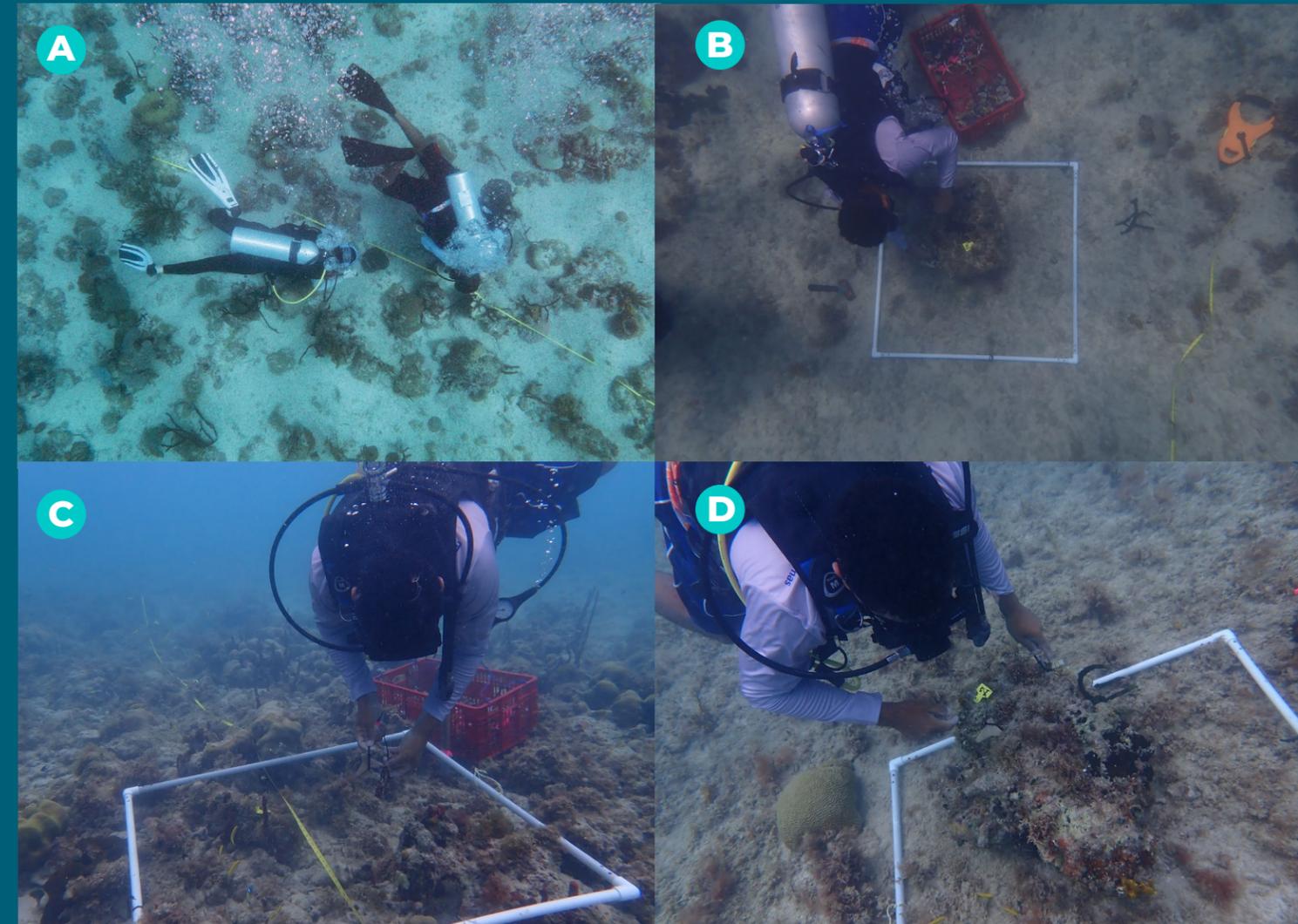


Figura 32. Preparación de transectos de monitoreo de 64 m de largo en total, etiquetando cada parcela de 1m².
A) Transecto utilizado para el monitoreo de reclutas sexuales.
B-C-D) Delimitación de las parcelas a monitorear.

4.8.2.1 ETIQUETADO TEMPORAL DE SUSTRATOS Y CONTEO DE RECLUTAS

El conteo de reclutas en cada sustrato de asentamiento, y etiquetado de los mismos, se realiza previo a la siembra (preferentemente un día antes) para establecer el número de reclutas en el tiempo inicial (T_0 =Tiempo inicial/Siembra) más cercano posible al día de siembra. Para poder darle seguimiento a cada sustrato en el tiempo, estos se siembran con etiquetas temporales, las cuales se remueven una vez sean sembrados en cada parcela de $1m^2$ del transecto.

Materiales para el conteo previo a la siembra:

- LINTERNAS DE LUZ AZUL PARA FLUORESCENCIA (NIGHTSEA)
- GAFAS DE FILTRO AMARILLO
- MARCADOR PERMANENTE
- ETIQUETAS CON NÚMERO ÚNICO HECHAS DE CINTA DE ETIQUETADO Y CINCHO DE PLÁSTICO
- HOJA DE DATOS DE CONTEO INICIAL (ANEXO 10).

Procedimiento:

1. PREPARAR ETIQUETAS TEMPORALES ANTES DEL CONTEO (FIG. 33). EN CASO DE TENER VARIOS TRATAMIENTOS CON EL MISMO TIPO DE SUSTRATO, SE AÑADE CÓDIGOS DE IDENTIFICACIÓN DURANTE EL CONTEO USANDO CINCHO DE PLÁSTICO Y/O CINTAS DE DISTINTOS COLORES PARA FACILITAR LA IDENTIFICACIÓN EN EL CAMPO.

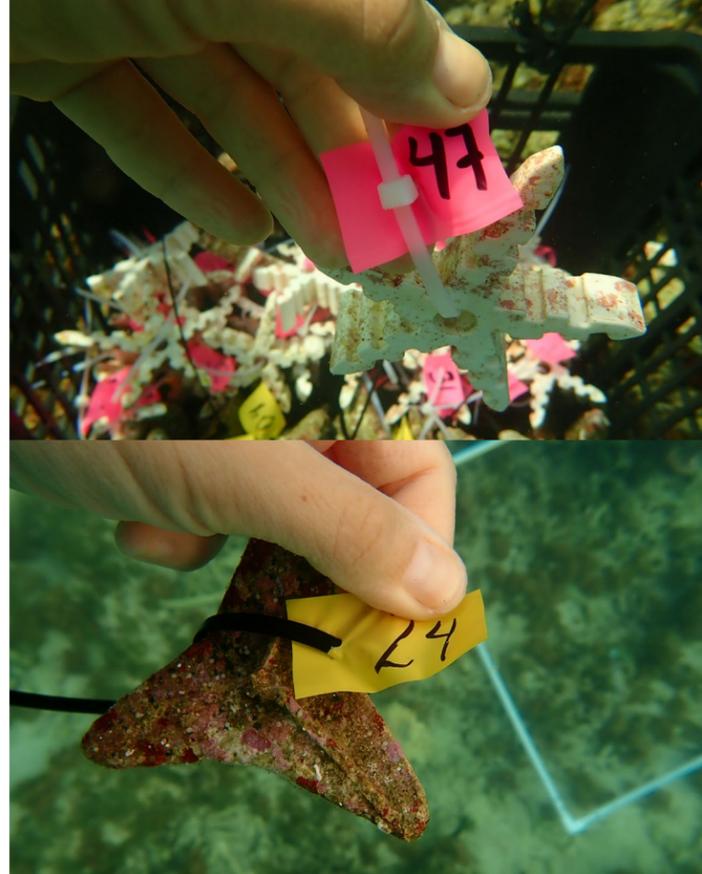


Figura 33. Etiquetas temporales en sustratos antes de sembrarlos (T_0) usando diferentes colores para diferentes tratamientos.

- 2. ELEGIR ALEATORIAMENTE SUSTRATOS DE LOS SISTEMAS DE CULTIVO, REGISTRANDO DE QUÉ CULTIVO PROVIENE CADA SUSTRATO.**
- 3. CONTAR LA CANTIDAD DE RECLUTAS MEDIANTE LA LUZ AZUL Y LOS FILTROS, ANOTANDO EL NÚMERO TOTAL.**
- 4. ASEGURAR LA ETIQUETA AL SUSTRATO CORRESPONDIENTE CON UN CINCHO DE PLÁSTICO, TRATANDO DE QUE NO QUEDE MUY AJUSTADO PARA NO DAÑAR A LOS RECLUTAS; Y FINALMENTE, REGISTRAR EL NÚMERO DE ETIQUETA CORRESPONDIENTE Y NÚMERO DE RECLUTAS DE CADA SUSTRATO (FIG. 33).**
- 5. POR ÚLTIMO, LOS DATOS SE TRANSFIEREN A LA MATRIZ PERMANENTE DE ASENTAMIENTO (ANEXO 11).**

4.8.3 SIEMBRA EN TRANSECTOS DE MONITOREO

Los sustratos se transportan al sitio de siembra en rejas de plástico (para facilitar su manipulación en el agua) dentro de cajas de plástico con tapa llenas de agua de mar. Si las condiciones del mar son agitadas, se puede colocar los sustratos dentro de bolsas de plástico tipo Ziploc con agua de mar, para amortiguar el impacto y evitar que se dañen entre sí.

Materiales:

- SUSTRATOS CON RECLUTAS PREVIAMENTE ETIQUETADOS (VER SECCIÓN ANTERIOR)
- MATERIALES PARA SIEMBRA SI SON NECESARIOS (CLAVOS, CINCHOS, ETC.)
- CUADRANTE DE PVC DE $1x1m$
- CÁMARA FOTOGRÁFICA SUBMARINA. SI NO SE CUENTA CON UNA CÁMARA, LOS DATOS PUEDEN SER ANOTADOS EN HOJAS DE CAMPO.

Procedimiento:

- 1. FOTOGRAFIAR LA ETIQUETA DE LA PARCELA DE SIEMBRA ($1m^2$).**
- 2. FOTOGRAFIAR LA ETIQUETA TEMPORAL DE CADA SUSTRATO.**
- 3. REMOVER ETIQUETA TEMPORAL.**

NOTA: Las etiquetas temporales para cada sustrato se remueven al momento de sembrar. Se puede dejar el cincho de plástico, lo que facilita la identificación del sustrato durante los monitoreos.

En la base de datos se le da seguimiento ya que se sabe qué sustrato individual va en cada parcela.

4. FOTOGRAFIAR TODOS LOS LADOS DEL SUSTRATO (OPCIONAL).

5. FOTOGRAFIAR EL SUSTRATO SEMBRADO (OPCIONAL).

6. FOTOGRAFIAR LA PARCELA CON CUADRANTE DE $1m^2$.

NOTA: se siembran sustratos en 4 parcelas seguidas, y la parcela siguiente se deja sin sembrar para poder tener parcelas de $4m^2$ independientes y poder inferir sobre el efecto de la parcela para la supervivencia.

Las fotografías permiten la obtención de datos de la siembra, con el fin de mantener una idea de la composición del bentos del área de siembra y un registro de la disposición de los sustratos en el cuadrante. Así mismo, se puede observar cambios en el tiempo del bentos y de la posición. Si no es posible tomar fotografías, se anota el número de la etiqueta de la parcela, la etiqueta temporal del sustrato que se sembró en esa parcela, así como el tipo de sustrato si hay más de uno.

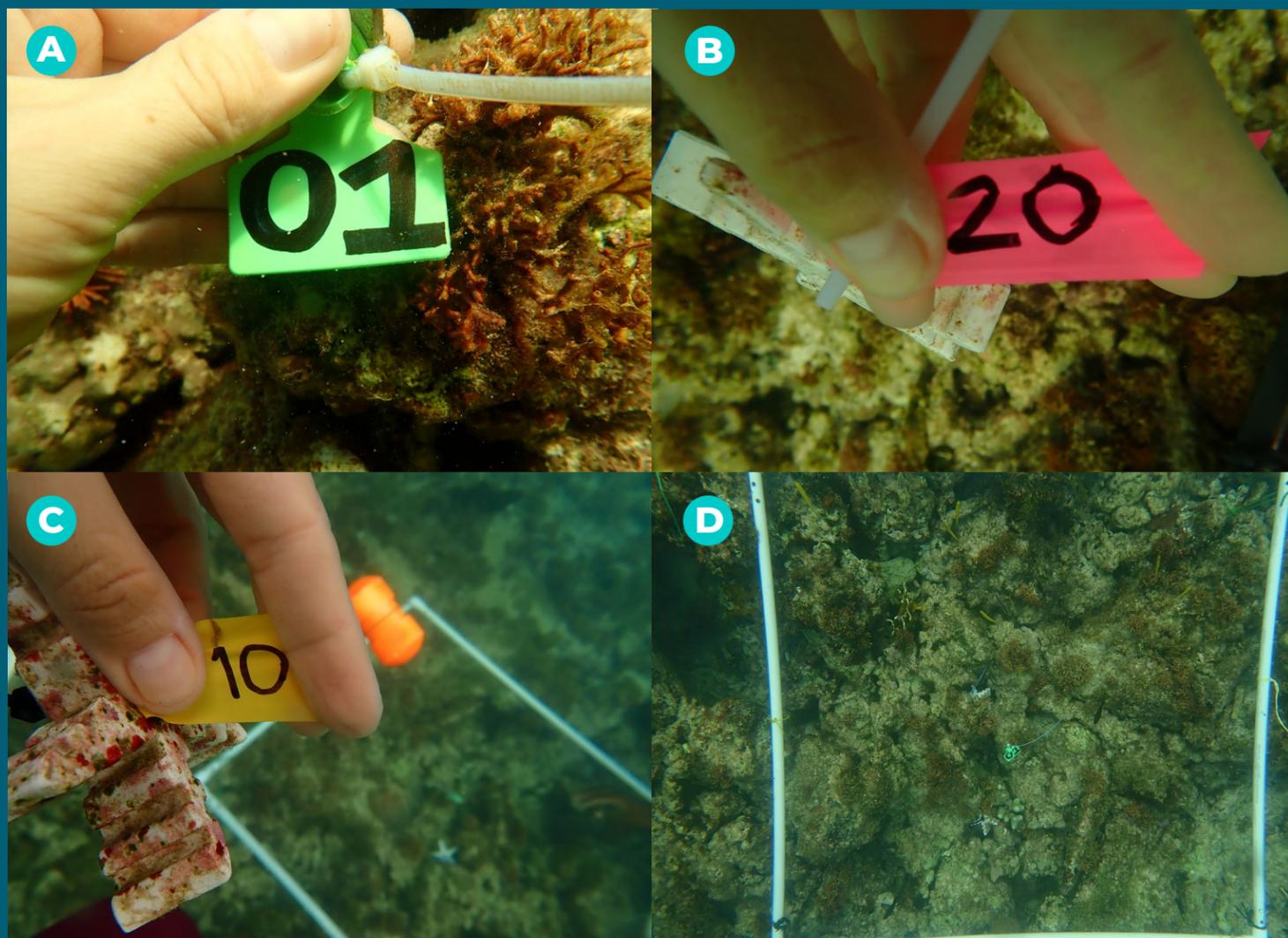


Figura 34. Siembra inicial de sustratos de dos tratamientos diferentes en la misma área de monitoreo.

- A)** Etiqueta de la parcela.
B-C) Número de etiquetas para identificar el sustrato. Los colores indican distintos tratamientos.
D) Parcela después de la siembra.

4.8.4 EVALUACIÓN DE SUPERVIVENCIA

Después de la siembra (T_0), se recomienda hacer conteos de reclutas en los transectos de monitoreo cada 6 meses (T_1), 12 meses (T_2) y anualmente (T_n). Por experiencia previa, es mejor no tocar los sustratos durante el monitoreo (solo sí se encuentran sobre arena o lejos del transecto), para así permitir que los reclutas se establezcan sin disturbios. En este caso, solo se cuentan los reclutas que sean visibles en la posición actual del sustrato. Durante las evaluaciones también se llevan labores de mantenimiento como la limpieza de etiquetas y la reubicación de sustratos en la zona general de trasplante que se encuentren en la arena o sueltos en el arrecife. Después de un año de la siembra, solo se sigue monitoreando los sustratos con reclutas sobrevivientes.

Materiales:

- LUZ AZUL Y FILTRO AMARILLO DE BUCEO
- LUZ BLANCA DE BUCEO (SI SE VA EN LA TARDE/ NOCHE)
- CÁMARA FOTOGRÁFICA SUBMARINA
- ESCALA DE REFERENCIA
- HOJAS DE DATOS (**ANEXO 12**)
- LÁPICES

Procedimiento:

1. FOTOGRAFIAR LA PARCELA DE SIEMBRA.
2. FOTOGRAFIAR LA ETIQUETA DE LA PARCELA DE SIEMBRA.
3. FOTOGRAFIAR EL SUSTRATO EN POSICIÓN ORIGINAL.
4. REALIZAR EL CONTEO Y REGISTRO DE NÚMERO.

TOTAL DE RECLUTAS (SIN TOCAR EL SUSTRATO):

- A.** FOTOGRAFIAR RECLUTAS EMPLEANDO UNA ESCALA DE REFERENCIA (PARA MEDIR CRECIMIENTO).
- B.** ANOTAR EL TIPO DE TRATAMIENTO (EJ. TIPO DE SUSTRATO).
- C.** ANOTAR SI EL SUSTRATO NO SE ENCONTRÓ (NO SE RETUVO).
- D.** ANOTAR SI SE REUBICA (I.E., SUSTRATO ENCONTRADO EN LA ARENA).

El registro fotográfico permite verificar los datos recolectados en campo, así como realizar comparaciones temporales y observar posibles cambios, como el incremento de cobertura de macroalgas o el crecimiento de los reclutas.

A partir de las fotografías de los reclutas empleando una escala de referencia, se determina el área de tejido mediante el software de acceso libre [ImageJ](#). Una vez hecho esto, se determina tanto el crecimiento como el incremento del área en función del tiempo.

Si no se puede tomar fotografías, se debe anotar el número del área de siembra, el número de reclutas y el tipo de tratamiento (si es el caso) en la hoja de campo (**Anexo 12**). En la base de datos (**Anexo 13**); se debe tener el registro de la etiqueta temporal de cada sustrato.

4.8.5 PRESENTACIÓN DE RESULTADOS

Con los métodos descritos anteriormente para la evaluación de los esfuerzos de siembra, se puede obtener los siguientes resultados:

• Porcentaje de supervivencia

• USANDO EL NÚMERO DE ASENTAMIENTO INICIAL Y EL NÚMERO FINAL DE RECLUTAS.

• Rendimiento

• USANDO EL NÚMERO TOTAL DE SUSTRATOS MONITOREADOS Y EL PORCENTAJE DE SUSTRATOS CON AL MENOS UN RECLUTA.

• Extrapolación de supervivencia

• SE MULTIPLICA EL PORCENTAJE DE SUPERVIVENCIA O RENDIMIENTO POR EL TOTAL DE SUSTRATOS SEMBRADOS EN EL ÁREA GENERAL.

• Retención

• RELACIÓN ENTRE EL TOTAL DE SUSTRATOS SEMBRADOS Y EL NÚMERO DE SUSTRATOS QUE PERMANECEN EN EL ÁREA DE SIEMBRA (I.E., NO SE PERDIERON).

• Crecimiento

• SE DETERMINA A PARTIR DE LAS IMÁGENES DE LOS RECLUTAS (CON UNA ESCALA DE REFERENCIA). SE CALCULAN CAMBIOS DEL ÁREA DEL CORAL (DETERMINADA MEDIANTE EL SOFTWARE [IMAGEJ](#)) EN FUNCIÓN DEL TIEMPO.

• Pruebas estadísticas para evaluar diferencias entre tratamientos

• DEPENDIENDO DE LA NATURALEZA DE LOS DATOS OBTENIDOS EN LAS EVALUACIONES DE LOS TRANSECTOS DE MONITOREO, SE PUEDE REALIZAR UN ANÁLISIS DE LA VARIANZA (ANOVA O PERMANOVA) CON EL FIN DE IDENTIFICAR DIFERENCIAS ESTADÍSTICAMENTE SIGNIFICATIVAS EN ASENTAMIENTO Y EN SUPERVIVENCIA ENTRE LOS TRATAMIENTOS.

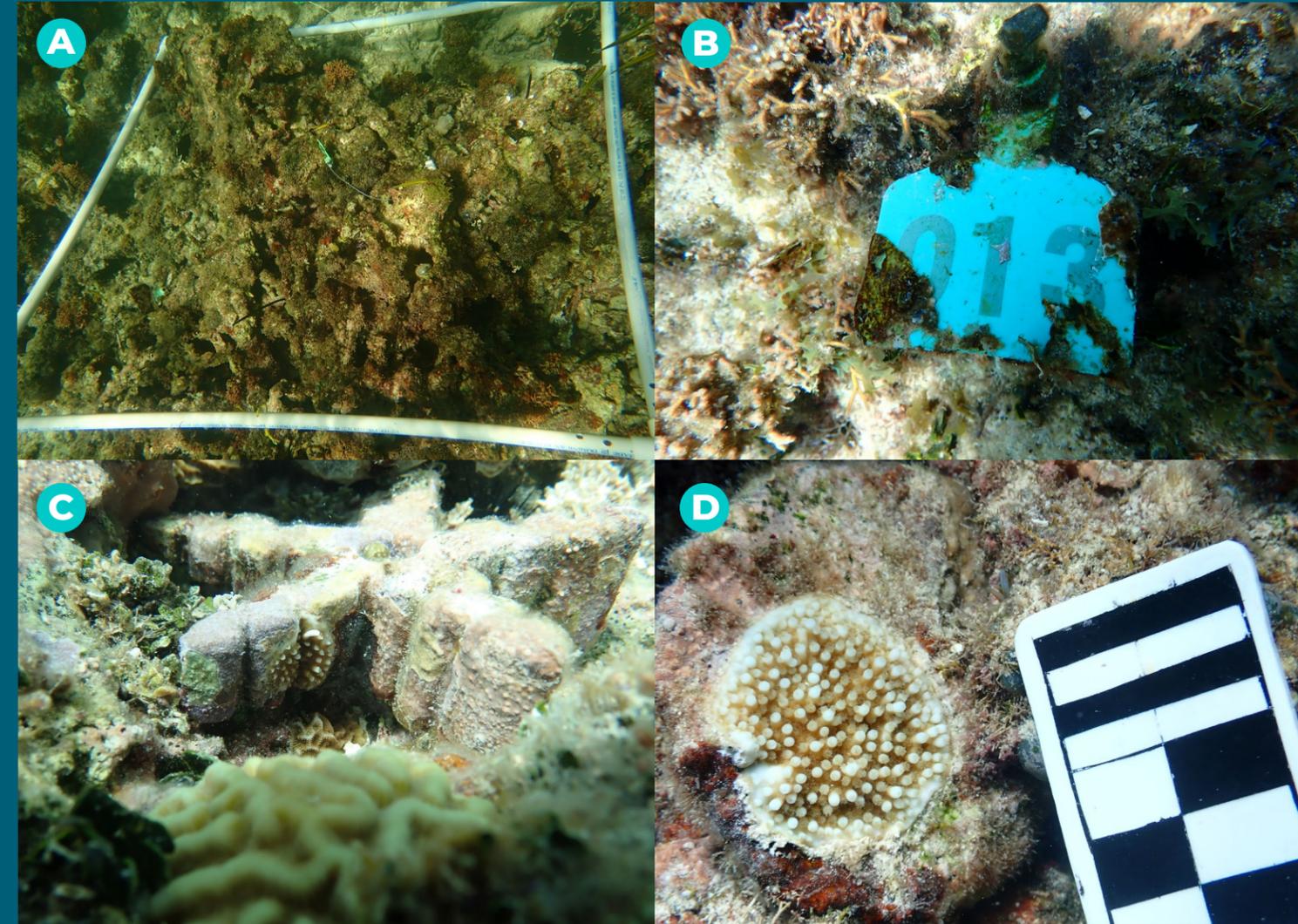


Figura 35.
Evaluación de la supervivencia de reclutas.
A) Parcela de siembra.
B) Etiqueta de la parcela.
C) Sustrato en posición original.
D) Recluta con escala.

5.1 DISEÑO EXPERIMENTAL: ÁREAS DE CONTROL, DE INTERVENCIÓN Y DE REFERENCIA

La ciencia de la restauración de los ecosistemas es emergente. Debido al incremento en la frecuencia e intensidad de múltiples impactos de diferente naturaleza, y a la creciente imposibilidad de recuperación natural de los ecosistemas, los intentos de restauración son cada vez más tangibles.

La piedra angular de un proyecto de restauración parte de la certeza de lo que se quiere restaurar, rehabilitar o mejorar. Requiere del conocimiento del nivel de organización biológica sobre el cual se quiere intervenir (ej. individuo, población, comunidad o ecosistema) y de las propiedades que se quiere recuperar para el nivel de organización seleccionado. Esto conlleva a establecer un objetivo claro, métricas claras y, en general, un diseño de la intervención apropiado para las metas, las cuales deben ser monitoreadas y revisadas periódicamente. Indistintamente del objetivo, deben existir áreas de control, restauración y referencia (CHAPMAN 1998). Cada uno de estos tratamientos debe ser replicado en parcelas (i.e., la unidad experimental) que se encuentran ubicadas en el área de ejecución del proyecto. El número de áreas control, de áreas intervenidas y de referencia puede ser variable, dependiendo de las capacidades de cada programa. El tamaño debe ser manejable para el monitoreo adecuado y ajustado al área final que se quiere intervenir. Solo a través del seguimiento y comparación de estas áreas

y sus parcelas, se puede establecer de manera cuantitativa el impacto de la intervención.

Áreas control: las áreas control son sitios depauperados sobre los cuales no se practica ninguna intervención. Si el objetivo es restaurar una población de corales, se debe encontrar un sitio donde estas poblaciones han sido reducidas o removidas. Si el objetivo es restaurar una comunidad, esta debe ser diferente a lo que solía ser antes de un impacto.

Áreas de intervención: son áreas depauperadas que están sujetas a la intervención o conjunto de intervenciones. Estas se planifican en función de los objetivos del programa y el nivel de organización sobre el que se quiere producir un cambio. En un proyecto de restauración se puede intervenir una vez o múltiples veces sobre el área de intervención.

Áreas de referencia: son lugares donde las poblaciones, comunidades o ecosistemas se encuentran en mejores condiciones que en las áreas control y de intervención. Esto no implica que estas se encuentren en condiciones prístinas, la función de ellas es establecer un punto de referencia con el que se compara el resultado de las intervenciones. Otro aspecto importante, desestimado en la mayoría de los casos, es que la restauración es un experimento manipulativo; y, como tal, necesariamente conlleva a la prueba de una hipótesis o predicción. En el esquema propuesto genera una predicción única que permite inferir el éxito ecológico del programa; i.e., si las

intervenciones generan un efecto, a través del tiempo, las condiciones de la población, la comunidad o ecosistema intervenido, debe separarse a las presentadas por el área control, y a su vez, hacerse más semejante al área de referencia. Por el contrario, si las intervenciones no generan el efecto esperado, las condiciones del sitio intervenido permanecerán similares a las presentadas por el sitio control.

Las áreas control, de referencia e intervenidas son comparadas a través de una serie de atributos (variables respuesta a medir), que dependen del nivel de organización seleccionado. Por ejemplo, la tasa de crecimiento y la supervivencia pueden ser indicadores del cambio en las colonias de coral plantadas. Así mismo, la estructura de tallas y la densidad de colonias son indicadores que describen el comportamiento de las poblaciones. La riqueza de especies, así como la cobertura bentónica y la diversidad, son buenos indicadores para las comunidades. Finalmente, a nivel ecosistémico, la relación entre estructura de la comunidad y su función (ej. la tasa de depredación) son indicadores más pertinentes (LEFCHECK ET AL. 2015).

Existen diferentes análisis estadísticos que permiten someter a prueba de manera formal la predicción o hipótesis implícita en los ejercicios de restauración. La descripción de las pruebas escapa a los objetivos de este manual práctico. Lo relevante es que la intervención siga la estructura descrita en esta guía para que los datos puedan ser analizados correctamente. Es recomendable que cada programa cuente con la asesoría de expertos en el análisis e interpretación de los datos, área control, intervención y referencia a través del tiempo.

5.2. IMPORTANCIA DEL MONITOREO EN LA VALORACIÓN DEL IMPACTO DE LAS INTERVENCIONES EN SITIOS DE RESTAURACIÓN

El diseño del plan de monitoreo depende de:

- (1) el tiempo total de ejecución del proyecto,
- (2) la historia de vida de los organismos que se están utilizando en las intervenciones y
- (3) las capacidades de la institución ejecutora.

Tiempo de ejecución del proyecto: determina la frecuencia de monitoreo. Un proyecto que dura 36 meses no puede tener un punto único de evaluación; en especial, si se quiere ver cambios que pueden ocurrir a corto plazo. Idealmente, los muestreos repetidos, al menos cada 3 a 4 meses son recomendados. Sin embargo, si el tiempo de duración del proyecto es de 12 meses, y se conoce que el sistema con el que se está trabajando responde rápidamente, se debe planificar un mayor número de monitoreos.

Finalmente, si el proyecto es de larga duración (ej. 10 años), y los organismos con los que se está trabajando no son susceptibles a cambios temporales, entonces se puede reducir el número de observaciones durante y después de la intervención.

Historia de vida: la historia de vida se refiere a las estrategias de supervivencia, propagación, alimentación e interacción de las especies. La frecuencia del monitoreo debe estar ajustada al conocimiento de estas historias de vida. La frecuencia de monitoreo de una población de algas, las cuales exhiben un rápido crecimiento y una alta variabilidad estacional, no puede ser igual a la de un coral de lento crecimiento. Como regla de oro, y ajustándose a las capacidades de monitoreo de cada organización, mientras más lento sea el crecimiento de un organismo, y menos vulnerable sea a cambiar en el tiempo, la frecuencia de monitoreo puede ser menor.

Capacidades de monitoreo: las capacidades de monitoreo no son iguales entre diferentes geografías. Estas dependen de los recursos, las tecnologías disponibles, el personal adjunto a la institución y sus alianzas estratégicas. Claramente, si se dispone de tecnologías que ahorran tiempo en campo, equipos y alianzas estratégicas que permitan la operación simultánea de diferentes equipos de trabajo, el monitoreo se puede hacer de manera más frecuente.

En conclusión, el monitoreo se conecta con la medición de las variables o indicadores que son utilizados para medir el éxito de la intervención (i.e., la magnitud de la similitud entre sitio intervenido y la referencia). La frecuencia del monitoreo es clave y depende de los factores antes mencionados. Sin embargo, la revisión de este plan es requerida, y la adecuación es recomendada si fuese necesario.

6.1 PROGRAMA INTEGRAL

Las acciones de conservación de los arrecifes, como es la fertilización asistida, deben proponerse y realizarse dentro de un plan estratégico integral que considere:

- 1. Monitoreo de los arrecifes coralinos**, que determine la condición actual y que sirva de referencia para definir las acciones, objetivos y metas a alcanzar por medio de las intervenciones propuestas.
- 2. Estimación del impacto de las intervenciones (ver sección 5).**
- 3. Sostenibilidad**; definiendo *a priori* si se cuenta con los recursos necesarios para lograr las metas establecidas, así como la estrategia económica que se implementará para asegurar la sostenibilidad del programa.
- 4. Manejo: elaboración de planes anuales y bianuales con objetivos definidos**, los cuales se actualizan en función de resultados obtenidos y metas establecidas. En caso de áreas protegidas, integrar esta estrategia dentro de los planes de manejo de las mismas.

5. Una perspectiva holística, que no solo considere el especto biológico, sino que, paradójicamente, también considere el aspecto económico y social mediante la integración de la comunidad local (BERKES 2007). El reconocimiento de que los objetivos perseguidos por la conservación biológica y el bienestar humano pueden contener puntos en común resulta imperante para el éxito de programas de conservación (BERKES 2007).

En el siguiente apartado **(6.2)**, compartimos brevemente la experiencia de FUNDEMAR en el establecimiento y ejecución de distintas actividades de conservación en las que se integra, además de a la comunidad local, a diferentes actores clave involucrados en el uso y manejo de los distintos recursos marinos en el Santuario Marino Arrecifes del Sureste (SAMAR) en República Dominicana.

6.2 INTEGRACIÓN COMUNITARIA

De acuerdo con SELLARES-BLASCO ET AL. (2021, 2022), «Las acciones de conservación de los recursos naturales resultan indispensables ante el actual panorama mundial. Sin embargo, en la implementación de estas, el éxito y la eficacia no siempre resultan alcanzables. Para el establecimiento de acciones de conservación y su éxito a largo plazo, se requiere la continua integración y participación de tres sectores importantes: 1) el establecimiento de alianzas con el sector privado, 2) la integración de jóvenes de la comunidad y 3) la participación de usuarios directos de los recursos naturales».

«La integración comunitaria, ha demostrado ser una gran herramienta en la generación de conciencia entre los usuarios a largo plazo, al ser ellos mismos (buzos, jóvenes de la comunidad, directores de hoteles, pescadores, etc.) quienes participan de forma directa en la implementación de las actividades de conservación y quienes transmiten esta información a sus amigos y familiares, convirtiéndose además en un vehículo eficiente de comunicación. Este sistema nos ha enseñado que la mejor estrategia es trabajar en conjunto e integrar a los comunitarios en todos los procesos de investigación y conservación, no solo en la presentación de los resultados o en actividades de concientización, sino en el día a día para que experimenten de primera mano los retos y los logros alcanzados con cada acción. Este involucramiento continuo ha permitido el desarrollo de un sentido de pertenencia, al hacer a los implicados partícipes de los retos y los logros de los programas de conservación, y ha permitido escalar los esfuerzos de conservación marina en el SAMAR».

Rita Sellares Blasco
Directora ejecutiva FUNDEMAR

Más detalles sobre este componente se pueden encontrar en los trabajos publicados por SELLARES-BLASCO ET AL. 2021, 2022.



La Fundación Dominicana de Estudios Marinos (FUNDEMAR) y los autores de este manual expresamos nuestro agradecimiento a todas las instituciones Gubernamentales y no Gubernamentales por el apoyo brindado en los diferentes pasos que originaron este trabajo. A la Embajada de Alemania, GIZ, USAID/USFWS, PPS, EbA (CBF) y Counterpart International por sus aportes económicos para la construcción del Laboratorio de Reproducción Asistida de Corales de FUNDEMAR. Al programa de corales y Conservación Marina del Caribe Central de The Nature Conservancy por proveer parte del financiamiento para la instalación del laboratorio, la producción de esta guía y algunos de los entrenamientos que FUNDEMAR tomó entre el 2019 y el 2020. Al laboratorio Coralium de la Universidad Nacional Autónoma de México, Anastasia Banazak y su personal por habernos guiado en las técnicas de cultivo de corales. A SECORE International por todo el apoyo en los entrenamientos y transferencia de conocimientos en las últimas tendencias de propagación sexual y cultivo de corales. A la Red Arrecifal Dominicana y al Consorcio Dominicano de Restauración Costera (CDRC) por su labor de coordinación de las actividades de conservación, educación y restauración de diferentes instituciones comprometidas con los arrecifes de coral en la República Dominicana.

A todas las instituciones y personas que han apoyan el programa de restauración coralina de FUNDEMAR en Bayahíbe: CEPM, Central Romana, Ayuntamiento Bayahíbe, Asociación de Hoteles Romana-Bayahíbe, Casa de Campo, Scuba Caribe, Dressel Divers, Scuba Fun, Slow Dive, Hoteles Hilton, Dreams, Catalonia, Viva, Iberostar y Canoa, a través de acuerdos de cooperación y receptividad hacia nuestra misión de mejorar los arrecifes de una porción del Santuario Marino Arrecifes del Sureste. Al Ministerio del Ambiente y Recursos Naturales de la República Dominicana por otorgar la permisología necesaria para poder trabajar con especies en peligro en Áreas Marinas Protegidas. Sin esto, la transparencia y el marco legal de estas actividades no hubiesen sido posible alcanzarlos. Finalmente a Yulissa Reyes, Alido Luis Báez, Juan Roberto Adrien Prophete, todo el equipo de FUNDEMAR y a todos los individuos de la comunidad de Bayahíbe, cada vez más comprometidos e interesados en nuestra misión de recuperar algo de lo que se ha perdido para el disfrute de las futuras generaciones. Sin su aporte diario, sin su trabajo y convicción, no hubiese sido posible desarrollar el contenido de este manual.

En esta sección se presentan conceptos que no están explícitamente definidos en el contenido del manual, pero son inherentes y necesarios para el entendimiento del contenido del mismo.

Acondicionamiento del sustrato: proceso de curación del sustrato artificial. Consiste en dejar los sustratos artificiales en el ambiente o en mesocosmos, de manera que, con el tiempo, colonicen los organismos que dan la señal apropiada para el asentamiento de las larvas de coral. El proceso puede tomar diferentes tiempos, dependiendo de las condiciones locales de cada sitio y la calidad de agua que impere. Generalmente requiere de 1 a 4 meses.

Alga crustosa coralina: algas rojas conocidas por su capacidad de producir un exoesqueleto de Carbonato de Calcio. En los arrecifes estas algas tienen varias funciones; por ejemplo, proveen un aporte importante de arena para la formación de playas, funcionan como estabilizadores del sustrato, son fundamentales en el balance de formación/erosión de los arrecifes y sirven de alimento para peces y otros organismos del arrecife. Desde el punto de vista de la biología reproductiva de los corales, algunas

especies son conocidas por proveer señales químicas específicas que promueven el asentamiento de las larvas de coral.

Arrecifes de coral: ecosistemas cuya estructura física es más elevada y compleja que el entorno y es aportada por organismos calcificadores y sésiles, entre los cuales, los corales escleractínidos son los principales que aportan a otras especies marinas.

Asentamiento: proceso en el que una larva encuentra un sustrato adecuado y termina la metamorfosis de la larva plánula en el pólipo primario.

Ciclo de vida: una parte clave de las historias de vida de los organismos que incluye el ciclo reproductivo desde la producción de gametos, embriogénesis, reclutamiento, asentamiento, reclutamiento, primera edad reproductiva. Los organismos pueden ser semélparos (i.e., solo tienen un número limitado de eventos reproductivos en su ciclo de vida) o iteróparos (i.e., múltiples eventos reproductivos en su ciclo de vida).

Colonial: organismo constituido por diferentes subunidades iguales genéticamente y conectadas entre sí para formar una colonia. En el caso de un coral, estas subunidades son conocidas como pólipos.

Corales Escleractínidos: organismos coloniales y sésiles capaces de secretar un exoesqueleto de Carbonato de Calcio. Poseen una boca rodeada de tentáculos en múltiplos de 6, una cavidad similar a un saco o estómago dividido por septos y tres capas de tejidos: la epidermis, la mesoglea y la gastrodermis.

Cultivo de larvas: procedimientos que son parte de la reproducción asistida de corales en el laboratorio y el campo que conllevan a la formación de millones de larvas viables para el asentamiento.

Desviación estándar: suma de la desviación cuadrada de cada observación con respecto al promedio de la población y/o muestra, estandarizado por el tamaño de la muestra y expresado en las mismas unidades del promedio. Matemáticamente se calcula como la raíz cuadrada de la varianza.

Disturbio: se refiere a las causas de las perturbaciones.

Diversidad genética: se define como la variedad en la composición de genes que se manifiesta entre los individuos de una población.

En el caso de los corales, es de especial importancia debido a que una mayor diversidad genética en las poblaciones puede conferir resistencia y mejor adaptación a los impactos del cambio climático.

Diseño experimental: planificación y organización de la ejecución de un experimento (mensurativo o manipulativo), empezando desde su concepción teórica hasta su implementación práctica. Incluye la definición de la estructura factorial, las variables de respuesta y el esquema de correcta asignación, replicación y localización espacial de los tratamientos.

Embriones: producto que resulta de la fertilización de gametos previo a la formación de la plánula en el caso de los corales.

Error tipo I: error de inferencia en el que se asume que la hipótesis nula es verdadera cuando en realidad es falsa. Es decir, asumir que dos poblaciones estadísticas son diferentes cuando en realidad son iguales (i.e., falso positivo). En estadística basada en frecuencias, la probabilidad de error tipo I (alfa) es fijada *a priori* por el investigador y puede ser clásicamente 1/20 (alfa = 0.05) o 1/100 (alfa = 0.01).

Error tipo 2: error de inferencia en el que se asume que la hipótesis nula es falsa cuando en realidad es verdadera. Es decir, asumir que dos poblaciones estadísticas son iguales cuando en realidad son diferentes (i.e., falso negativo). En estadística basada en frecuencias, la probabilidad de error tipo II (beta) depende de la potencia estadística que se quiere alcanzar.

Especie fundadora: especie cuya función en el ecosistema es proveer el hábitat a las especies que habitan en el mismo.

Estimadores muestrales: descriptores de los parámetros desconocidos de tendencia central (media, mediana y moda) y dispersión (desviación estándar y varianza) de una población objetivo.

Estrategias reproductivas: se refiere al grupo de adaptaciones fisiológicas, morfológicas y de comportamiento que facilitan el encuentro reproductivo, las posibilidades de fertilización y supervivencia de la progenie.

Evento reproductivo: evento que se inicia desde la formación de estructuras reproductivas y formación de gametos, hasta su liberación, fertilización y formación de la progenie.

Ex situ: viveros que se encuentran fuera del agua. Consisten en laboratorios diseñados para el cultivo de corales, bien sea a través de la técnicas de fragmentación (producción asexual) o reproducción sexual asistida de corales.

Fertilización: proceso de unión entre un gameto femenino y otro masculino que termina en la formación de un embrión y una larva plánula, en el caso de los corales.

Fertilización asistida de corales: serie de pasos guiados por el hombre *in vitro* que permite la unión de gametos femeninos y masculinos de corales que termina en el cultivo de larvas viables que se asientan y potencialmente se transforman en reclutas. El proceso busca reducir las altas tasas de mortalidad que por causas naturales enfrentan los corales durante los estadios iniciales de sus ciclos de vida.

Gonocorismo: estrategia reproductiva de un organismo en la que la producción de gametos masculinos y femeninos se encuentra claramente diferenciada y no es compartida.

Hermafroditismo: estrategia reproductiva en la que los gametos femeninos y masculinos son producidos por el mismo organismo.

Historias de vida: término que engloba todas las estrategias sujetas a selección natural que los organismos adoptan en sus ciclos de vida. Por ejemplo, sus modos reproductivos, edad-madurez reproductiva, fecundidad, tiempo de vida, comportamientos, inversión en el cuidado parental, entre otros.

Holístico: del todo o que se considera algo como un todo. En el contexto de la ciencia de la restauración ecológica se utiliza para describir programas que consideran la múltiple complejidad de factores, decisiones, ramas del conocimiento científico y oportunidades involucradas en esta disciplina.

Inferencia: proceso en el que se derivan conclusiones a partir de premisas. Es la base de la teoría de prueba de hipótesis en el campo de las ciencias básicas. En las ciencias estadísticas, la inferencia es el proceso de derivar el comportamiento de una población estadística a partir de una muestra.

In situ: viveros instalados en agua. Los viveros *in situ* suelen estar cerca de los sitios de intervención.

Integración comunitaria: Involucramiento de las comunidades en programas y proyectos. En el contexto de la restauración de corales, se refiere a la inclusión de los actores clave en los esfuerzos de producción, cultivo, mantenimiento y cuidado de los corales.

Laboratorio de reproducción asistida: instalación que cuenta con los equipos y sistemas monitoreados de soporte que permiten las condiciones requeridas para el cultivo de corales *in vitro* a partir de la colecta y fertilización de gametos masculinos y femeninos de corales.

Larva plánula: estadio final planctónico de la fertilización-desarrollo embrionario de gametos femeninos y masculinos del *Phylum Cnidaria* (i.e., medusas, aguas vivas, anémonas, corales escleractínidos, corales blandos y corales de fuego).

Liberación de gametos: una parte de un evento reproductivo de los corales que incluye las estrategias de liberación de gametos a la columna de agua.

Liberador de gametos: organismo que forma paquetes de huevos con gametos femeninos y masculinos que son expulsados durante cada evento reproductivo y generalmente fertilizados con posterioridad en la columna de agua.

Media: por definición, el valor que se encuentra más cercano al parámetro de localización o tendencia central desconocido de una población *target*.

Mediana: el valor que divide a una población *target* y/o muestra en dos mitades iguales. Para poblaciones sin valores sesgados, la media y la mediana son iguales.

Mejora: conjunto de acciones orientadas a mejorar alguna propiedad del ecosistema que se ha perdido y no puede recuperarse de manera natural.

Mesocosmo: sistema experimental que examina el entorno natural en condiciones controladas. Un mesocosmo proporciona un vínculo entre las condiciones naturales que se encuentran en el campo y los experimentos de laboratorio altamente controlados. En el contexto de reproducción sexual asistida las CRIBs son *mesocosmos sensu stricto*.

Moda: el valor que más se repite en una población *target* y/o una muestra.

Modo reproductivo: se refiere a la forma en que se reproducen los organismos: sexual y asexual.

Monitoreo: sistema estandarizado de colecta de información sensible para un proyecto cuyo objetivo es crear series de tiempo que permitan entender la dinámica del sistema de interés, y así conocer los factores y/o causas que hacen que el sistema no funcione de la forma esperada en condiciones naturales.

Mortalidad parcial: porción de tejido o área muerta de organismos coloniales como los corales

Muestra: una porción de la población *target* colecta a partir de la cual se miden variables que describen a los individuos de esa población.

Muestreo: esquema metodológico más apropiado para estudiar a la población objetivo.

Planulador: organismo en el que la fecundación entre gametos femeninos y masculinos ocurre dentro de la colonia de coral parental. Como resultado, durante los eventos reproductivos, las colonias expulsan larvas plánulas a la columna de agua.

Perturbaciones: disturbios o cambios temporales en las condiciones ambientales que pueden producir un profundo impacto en la estructura de las comunidades y funcionamiento de los ecosistemas.

Población *target* o estadística: conjunto de individuos con parámetros de tendencia central y de dispersión desconocidos sobre los cuales se quiere hacer una inferencia a partir de un número limitado de observaciones concentradas en muestras.

Potencia estadística: 1-Beta (probabilidad de error tipo II). Mide la probabilidad de falsos negativos en la inferencia estadística. A Mayor potencia, menor la tasa de error tipo II. Es variable, y directamente proporcional al tamaño de la muestra (número de observaciones extraídas de la población estadística), al tamaño de efecto (según Cohen, es la diferencia entre la media de dos poblaciones estandarizada por la desviación estándar global), e inversamente proporcional a la varianza (i.e., una medida de cuánto se aleja cada observación de la media de su población).

Pseudoreplicación: error en la unidad de análisis. Confusión y/o falta de independencia entre unidad experimental y operacional. Puede ser simple, por sacrificio o temporal.

Recluta: coral asentado. En el contexto de reproducción sexual asistida un recluta es un pólipo primario que logró asentarse y completar la metamorfosis, y la formación de carbonato de calcio. En el contexto de un arrecife, un recluta es un pólipo primario que sobrevive a todos los procesos de mortalidad post asentamiento para incorporarse en la población de corales.

Reemplazo: acciones orientadas a reemplazar la estructura y función de un ecosistema cuando su restauración, rehabilitación o mejora es difícil de lograr.

Rehabilitación: conjunto de acciones orientadas a aproximarse lo mejor posible a la estructura y función de un ecosistema que ha perdido su capacidad natural de recuperación o resiliencia.

Replicación: repetición de observaciones realizadas sobre las muestras extraídas de cada unidad experimental sobre la cual se asignaron los tratamientos.

Restauración: conjunto de intervenciones para recuperar la estructura y función de un ecosistema que ha perdido su capacidad natural de recuperación o resiliencia.

Señal química: Es una forma de comunicación entre el sustrato y la larva que puede modificar de forma radical el comportamiento natatorio de la misma. Es generado por compuestos químicos que son detectados por la larva y sirve de guía para que ésta se mueva desde la columna de agua hacia el sustrato para que finalmente se asiente.

Septos: estructura compuesta de Carbonato de calcio que divide la cavidad gastrointestinal del coral en diferentes cámaras. Su función para el coral es incrementar la superficie destinada a la digestión, además de dar soporte al tejido coralino.

Sésil: organismo que en estado adulto se adhiere al sustrato y no tiene la capacidad de ocupar otro lugar en el arrecife.

Sostenibilidad: características específicas del programa de restauración que aseguran que se cubran las necesidades del presente sin comprometer las necesidades del futuro; es decir, su permanencia en el tiempo.

Supervivencia: número de individuos de una especie que sobreviven en determinado período de tiempo.

Sustrato artificial: material con diferentes formas y texturas que es elaborado para promocionar el asentamiento de larvas de coral. El objetivo es buscar materiales que atraigan a la larva y que permitan una relación superficie/volumen que favorezca una mayor densidad de larvas en una sola estructura.

Tasa de crecimiento: velocidad con la que crece un organismo en un período de tiempo dado. Matemáticamente es la pendiente de una recta, si y solo si el organismo crece de manera lineal. Para un organismo colonial, puede expresarse como crecimiento acumulado, en cuyo caso varía entre cero (el organismo no crece) e infinito (el organismo sigue creciendo en el tiempo). Valores negativos se interpretan como resultado de la mortalidad parcial, no como decrecimiento.

Tasa de mortalidad: número de organismos que mueren en una población por unidad de área y tiempo por causas naturales o no naturales.

Trasplante: fragmento asexual o propágulo sexual que es movido desde viveros *in situ* o *ex situ* para ser plantados en un arrecife, normalmente degradado o que es objeto del programa de restauración.

Unidad experimental: mínima cantidad de material, objeto sobre el cual se asigna un tratamiento en un experimento.

Unidad operacional: mínima cantidad de material u objeto sobre el cual se hace una observación o se mide una variable en un experimento.

Varianza: suma de la desviación cuadrada de cada observación respecto de la media de la población y/o la muestra estandarizada por los grados de libertad (generalmente en N muestras -1) expresada en unidades cuadradas del promedio.

Vivero: área dedicada y condicionada para la producción de corales con objetivos educativos, científicos o de investigación, para la restauración y/o para atractivo turístico dependiendo del uso asignado.

9. REFERENCIAS

- ALVAREZ-FILIP, L., DULVY, N. K., GILL, J. A., CÔTÉ, I. M., & WATKINSON, A. R. (2009). Flattening of Caribbean coral reefs: region-wide declines in architectural complexity. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 276(1669), 3019-3025.
- ARONSON, R., BRUCKNER, A., MOORE, J., PRECHT, B., & WEIL (2008). *Acropora cervicornis*. *The IUCN Red List of Threatened Species* 2008: e.T133381A371645.
- BANASZAK A., SCHUTTER T.M., GUENDULAIN-GARCÍA S.D., MENDOZA-QUIROZ S., GÓMEZ-CAMP K. (2018). Guía Práctica para la Restauración con base en la producción de reclutas sexuales de corales con énfasis en *Acropora palmata*. México 35 p.
- BAUMS, I. B. (2008). A restoration genetics guide for coral reef conservation. *Molecular ecology*, 17(12), 2796-2811.
- BAUMS, I. B., BAKER, A. C., DAVIES, S. W., GROTTOLI, A. G., KENKEL, C. D., KITCHEN, S. A., ... & SHANTZ, A. A. (2019). Considerations for maximizing the adaptive potential of restored coral populations in the western Atlantic. *Ecological Applications*, 29(8), e01978.
- BAUMS, I. B., DEVLIN-DURANTE, M. K., POLATO, N. R., XU, D., GIRI, S., ALTMAN, N. S., ... & BOULAY, J. N. (2013). Genotypic variation influences reproductive success and thermal stress tolerance in the reef building coral. *Acropora palmata*. *Coral Reefs*, 32(3), 703-717.
- BECK, M.W., HECK, N., ACOSTA, M., SCHILL, S., McNULTY, V., & PFLIEGNER, K. (2020). The Value of Reefs for Protecting the Most Vulnerable Populations in the Dominican Republic, Jamaica and Grenada. Deutsche Gesellschaft für Internationale Zusammenarbeit (GIZ) GmbH.
- BERKES, F. (2007). Community-based conservation in a globalized world. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 104:15188-15193.
- BELLWOOD, D. R., HUGHES, T. P., FOLKE, C., & NYSTRÖM, M. (2004). Confronting the coral reef crisis. *Nature*, 429 (6994), 827-833.
- BETANCOURT L., Y HERRERA-MORENO A. (2019). Identificación de servicios ecosistémicos en áreas marinas piloto seleccionadas de República Dominicana. Deutsche Gesellschaft Für Internationale Zusammenarbeit (GIZ) GmbH.
- BOSTRÖM-EINARSSON, L., BABCOCK, R. C., BAYRAKTAROV, E., CECCARELLI, D., COOK, N., FERSE, S. C., ... & MCLEOD, I. M. (2020). Coral restoration—A systematic review of current methods, successes, failures and future directions. *PLoS one*, 15(1), e0226631.
- BOWDEN-KERBY, A. (2014). *Best Practices Manual for Caribbean Acropora Restoration*. PuntaCana Ecological Foundation.
- BRADY, A. K., HILTON, J. D., & VIZE, P. D. (2009). Coral spawn timing is a direct response to solar light cycles and is not an entrained circadian response. *Coral Reefs*, 28(3), 677-680.
- CALLE-TRIVIÑO, J., CORTÉS-USECHE, C., SELLARES-BLASCO, R. I., & ARIAS-GONZÁLEZ, J. E. (2018). Assisted fertilization of threatened Staghorn Coral to complement the restoration of nurseries in Southeastern Dominican Republic. *Regional Studies in Marine Science*, 18, 129-134.
- CARPENTER, K. E., ABRAR, M., AEBY, G., ARONSON, R. B., BANKS, S., BRUCKNER, A., ... & WOOD, E. (2008). One-third of reef-building corals face elevated extinction risk from climate change and local impacts. *Science*, 321(5888), 560-563.
- CHAMBERLAND, V. F., PETERSEN, D., LATIJNHOUWERS, K. R. W., SNOWDEN, S., MUELLER, B., & VERMEIJ, M. J. A. (2016). Four-year-old Caribbean *Acropora* colonies reared from field-collected gametes are sexually mature. *Bulletin of Marine Science*, 92(2), 263-264.
- CHAMBERLAND, V. F., PETERSEN, D., GUEST, J. R., PETERSEN, U., BRITTSAN, M., & VERMEIJ, M. J. (2017 A). New seeding approach reduces costs and time to outplant sexually propagated corals for reef restoration. *Scientific reports*, 7(1), 1-12.
- CHAMBERLAND, V. F., SNOWDEN, S., MARHAVER, K. L., PETERSEN, D., & VERMEIJ, M. J. A. (2017 B). The reproductive biology and early life ecology of a common Caribbean brain coral, *Diploria labyrinthiformis* (Scleractinia: Faviinae). *Coral Reefs*, 36, 83-94.
- CHAPMAN, M. G. (1998). Improving sampling designs for measuring restoration in aquatic habitats. *Journal of Aquatic ecosystem stress and recovery*, 6(3), 235-251.
- CROQUER, A., SELLARES-BLASCO, R., VILLALPANDO, M., POLLOCK, J., ESCOBAR-FADUL, X., REYES-SANTANA, &, ET AL. (2019). Grounding coral reef restoration in an experimental ecology framework: a case study in Bayahíbe, Dominican Republic, Proceedings of the 72th GFCI Conference, Bayahíbe, 60.
- CROQUER, A., ZAMBRANO, S., IRAZABAL, I., Y TORRES, R. (2022). Factores globales y locales que inciden sobre la degradación de los arrecifes coralinos: Una revisión para la República Dominicana. *AULA. Revista de Humanidades y Ciencias Sociales*, 68 (1), 31-60.
- CONLAN, J. A., HUMPHREY, C. A., SEVERATI, A., ET AL. (2017). Influence of different feeding regimes on the survival, growth, and biochemical composition of *Acropora* coral recruits. *PLoS one* 12.11: e0188568.
- EASTWOOD, E. K., CLARY, D. G., & MELNICK, D. J. (2017). Coral reef health and management on the verge of a tourism boom: A case study from Miches, Dominican Republic. *Ocean & Coastal Management*, 138, 192-204.
- FADLALLAH, Y. H. (1983). Sexual reproduction, development and larval biology in scleractinian corals. *Coral reefs*, 2(3), 129-150.
- FORSMAN, Z. H., PAGE, C. A., TOONEN, R. J., & VAUGHAN, D. (2015). Growing coral larger and faster: micro-colony-fusion as a strategy for accelerating coral cover. *PeerJ*, 3, e1313.
- FOSTER, T., HEYWARD, A. J., & GILMOUR, J. P. (2018). Split spawning realigns coral reproduction with optimal environmental windows. *Nature communications*, 9(1), 1-8.
- GALVÁN, V., YÁNEZ, A., MERCADO, S., SELLARES-BLASCO, R. I., CORTÉS-USECHE, C. (2019). *Manual para la Evaluación de Viveros de Coral*. Consorcio Dominicano de Restauración Costera, Punta Cana, República Dominicana.
- GUENDULAIN-GARCIA, S. G., BANASZAK, A. T., GÓMEZ-CAMPO, K., MENDOZA-QUIROZ, S., AVILA-PECH, E. A., SCHUTTER, M., ET AL. (2016). Seeding of early-stage sexual recruits of *Acropora palmata* for species and habitat rehabilitation. *ICRS* 13, 130-131.
- HARRISON, P. L. (2011). Sexual reproduction of scleractinian corals. *Coral reefs: an ecosystem in transition* (59-85). Springer, Dordrecht.
- HARRISON, P. L., & WALLACE, C. C. (1990). Reproduction, dispersal and recruitment of scleractinian corals. *Coral reefs* (Vol. 25, pp. 133-207). Southern Cross University.
- HEYWARD, A. J., SMITH, L. D., REES, M., & FIELD, S. N. (2002). Enhancement of coral recruitment by *in situ* mass culture of coral larvae. *Marine Ecology Progress Series*, 230, 113-118.
- HOWE, H., Y MARTÍNEZ-GARZA, C. (2014). Restauración experimental. *Botanical Sciences*, 92, 459-468.
- HUGHES, T. P., BAIRD, A. H., BELLWOOD, D. R., CARD, M., CONNOLLY, S. R., FOLKE, C., ... & ROUGHGARDEN, J. (2003). Climate change, human impacts, and the resilience of coral reefs. *Science*, 301(5635), 929-933.
- JOHNSON, M. E., LUSTIC, C., & BARTELS, E. (2011). *Caribbean Acropora restoration guide: best practices for propagation and population enhancement*. The Nature Conservancy, Arlington, VA..

- JONES, R., RICARDO, G. F., & NEGRI, A. P. (2015). Effects of sediments on the reproductive cycle of corals. *Marine Pollution Bulletin*, 100(1), 13-33.
- KEITH, S. A., MAYNARD, J. A., EDWARDS, A. J., GUEST, J. R., BAUMAN, A. G., VAN HOOIDONK, R., ... & BAIRD, A. H. (2016). Coral mass spawning predicted by rapid seasonal rise in ocean temperature. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 283(1830), 20160011.
- LEAL, M. C., FERRIER-PAGÈS, C., PETERSEN, D., & OSINGA, R. (2016). Coral aquaculture: applying scientific knowledge to *ex situ* production. *Reviews in Aquaculture*, 8(2), 136-153.
- LEFCHECK, J. S., BYRNES, J. E., ISBELL, F., GAMFELDT, L., GRIFFIN, J. N., EISENHAUER, N., ... & DUFFY, J. E. (2015). Biodiversity enhances ecosystem multifunctionality across trophic levels and habitats. *Nature communications*, 6(1), 1-7.
- LINDEN, B., VERMEIJ, M. J., & RINKEVICH, B. (2019). The coral settlement box: A simple device to produce coral stock from brooded coral larvae entirely *in situ*. *Ecological Engineering*, 132, 115-119.
- LUGO, A. E., ROGERS, C. S., & NIXON, S. W. (2000). Hurricanes, coral reefs and rainforests: resistance, ruin and recovery in the Caribbean. *AMBIO: A Journal of the Human Environment*, 29(2), 106-114.
- MARHAVER, K. L., VERMEIJ, M. J., & MEDINA, M. M. (2015). Reproductive natural history and successful juvenile propagation of the threatened Caribbean Pillar Coral *Dendrogyra cylindrus*. *BMC ecology*, 15(1), 1-12.
- MILLER, M. W., LATIJNHOUWERS, K. R., BICKEL, A., MENDOZA-QUIROZ, S., SCHICK, M., BURTON, K., & BANASZAK, A. T. (2022). Settlement yields in large-scale *in situ* culture of Caribbean coral larvae for restoration. *Restoration Ecology*, 30(3), e13512.
- MOBERG, F., & FOLKE, C. (1999). Ecological goods and services of coral reef ecosystems. *Ecological economics*, 29(2), 215-233.
- MUSCATINE, L. (1990). The role of symbiotic algae in carbon and energy flux in reef corals. p. 5-87. In Z. Dubinsky [ed.], *Eco-systems of the world: Coral reefs*, v. 2. Elsevier
- NEELY, K. L., LEWIS, C., CHAN, A. N., & BAUMS, I. B. (2018). Hermaphroditic spawning by the gonochoric pillar coral *Dendrogyra cylindrus*. *Coral Reefs*, 37(4), 1087-1092.
- NOZAWA, Y. (2012). Annual variation in the timing of coral spawning in a high-latitude environment: influence of temperature. *The Biological Bulletin*, 222(3), 192-202.
- PAGE, C. A., MULLER, E. M., & VAUGHAN, D. E. (2018). Microfragmenting for the successful restoration of slow growing massive corals. *Ecological Engineering*, 123, 86-94.
- PAXTON, C. W., BARIA, M. V. B., WEIS, V. M., & HARI, S. (2016). Effect of elevated temperature on fecundity and reproductive timing in the coral *Acropora digitifera*. *Zygote*, 24(4), 511-516.
- PERROW, M. R., & DAVY, A. J. (Eds). (2002). *Handbook of ecological restoration* (Vol. 2). Cambridge University Press.
- PRECHT, W. F. (2006). The Coral Gardening Concept and the Use of Underwater Nurseries: Lessons Learned from Silvics and Silviculture. *Coral Reef Restoration Handbook* (307-318). CRC Press.
- RANDALL, C. J., GIULIANO, C., ALLEN, K., BICKEL, A., MILLER, M., NEGRI, A. P. (2022). Site mediates performance in a coral seeding trial. *Restoration Ecology*.
- RANDALL, C. J., & SZMANT, A. M. (2009). Elevated temperature reduces survivorship and settlement of the larvae of the Caribbean scleractinian coral, *Favia fragum* (*Esper*). *Coral reefs*, 28(2), 537-545.
- REAKA-KUDLA, M. L. (1997). The global biodiversity of coral reefs: a comparison with rain forests. *Biodiversity II: Understanding and protecting our biological resources*, 2, 551.
- RINKEVICH, B. (2005). Conservation of coral reefs through active restoration measures: recent approaches and last decade progress. *Environmental Science & Technology*, 39 (12), 4333-4342.
- SELLARES-BLASCO, R. I., VILLALPANDO, M. F., GUENDULAIN-GARCÍA, S. D., & CROQUER, A. (2021). Assisted coral reproduction in the Dominican Republic: a successful story to replicate in the Caribbean. *Frontiers in Marine Science*, 8:669505.
- SELLARES-BLASCO, R., VALDEZ, A., VILLALPANDO, M. F., PLEKANIEC, R., Y GUENDULAIN-GARCÍA, S. D. (2022). Acciones de conservación marina a través de la integración de la comunidad local. *AULA. Revista de Humanidades y Ciencias Sociales*, 68 (1), 67-77.
- SHEARER, T. L., PORTO, I., & ZUBILLAGA, A. L. (2009). Restoration of coral populations in light of genetic diversity estimates. *Coral Reefs*, 28(3), 727-733.
- SOREK, M., DÍAZ-ALMEYDA, E. M., MEDINA, M., & LEVY, O. (2014). Circadian clocks in symbiotic corals: the duet between Symbiodinium algae and their coral host. *Marine genomics*, 14, 47-57.
- SPALDING, M., LONGLEY-WOOD, K., ACOS[1]TA-MOREL, M., COLE, A.D., WOOD, S.A., HABERLAND, C., & FERDAÑA, Z. (2018). Estimating Reef-Adjacent Tourism Value in the Caribbean.
- STANLEY JR., G. D. (2003). The evolution of modern corals and their early history. *Earth-Science Reviews*, 60(3-4), 195-225.
- SZMANT, A. M. (1986). Reproductive ecology of Caribbean reef corals. *Coral reefs*, 5(1), 43-53.
- TEBBEN, J., MOTTI, C. A., SIBONI, N., TAPIOLAS, D. M., NEGRI, A. P., SCHUPP, P. J., ... & HARDER, T. (2015). Chemical mediation of coral larval settlement by crustose coralline algae. *Scientific reports*, 5(1), 1-11.
- TRENCH, R.K. (1979). The cell biology of plant-animal symbioses. *Ann. Rev. Plant Physiol*, 30:485-532.
- VERMEIJ, M. J. A., BAROTT, K. L., JOHNSON, A. E., & MARHAVER, K. L. (2010). Release of eggs from tentacles in a Caribbean coral. *Coral Reefs*, 29(2), 411-411.
- VERMEIJ, M.J.A., CHAMBERLAND, V.F., AND MARHAVER, K.L. *Coral Spawning Predictions, Southern Caribbean 2007-2021*. CARMABI, Curacao.
- VILLALPANDO, M. F., CROQUER, A., & SELLARES-BLASCO, R. I. (2020). First report of *in situ* survival of laboratory-reared offspring of the vulnerable *Dendrogyra cylindrus* in the Caribbean. *Bulletin of Marine Science*.
- WIELGUS, J., BALMFORD, A., LEWIS, T. B., MORA, C., & GERBER, L. R. (2010). Coral reef quality and recreation fees in marine protected areas. *Conservation Letters*, 3(1), 38-44.
- WIELGUS, J., E. COOPER, R. TORRES Y L. BURKE (2010). Capital Costero: República Domi[1]nicana. Estudios de caso sobre el valor económico de los ecosistemas costeros en la República Dominicana. Documen[1]to de Trabajo. Washington, DC: World Resources Institute.
- WOOD, R. (1998). The ecological evolution of reefs. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 29(1), 179-206.
- WOOD, R. (1999). *Reef evolution*. Oxford University Press on Demand.



Rita I. Sellares Blasco

Magister en Gestión medioambiental (EUDE, España). Licenciada en Biología marina por Farleigh Dickinson University (Estados Unidos) y Ciencias del mar, Universidad de Cádiz (España). Es Directora ejecutiva de FUNDEMAR, con 18 años de experiencia en la conservación de los ecosistemas y biodiversidad marina de la República Dominicana a través de la investigación, elaboración y desarrollo de proyectos para la conservación de los recursos marinos del país, entre los que se encuentra el 1er laboratorio de fertilización asistida de corales.

Sergio D. Guedulain García

Egresado de la Carrera de Biología Marina de la Universidad del Mar, cursó una maestría en el Posgrado del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología en la UNAM. Desde el 2008 ha participado de forma constante en proyectos de reproducción de corales y restauración de arrecifes como miembro del laboratorio de Investigación Integral Para la Conservación de Arrecifes (CORALIUM) Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM. Actualmente es consultor especialista en reproducción sexual de corales y cría de larvas en FUNDEMAR y realiza un Doctorado en Ciencias Biológicas y de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana, Ciudad de México, México.

María F. Villalpando

Bachelor en Biología con enfoque en Ecología, Evolución y Comportamiento de la Universidad de Texas en Austin y estudiante de Maestría en Ecología con enfoque en Conservación Animal de la Universidad de Berna. Investigadora de FUNDEMAR con más de 5 años de experiencia en monitoreo y predicción de desove y reproducción sexual asistida de corales en República Dominicana. Es responsable de desarrollar las investigaciones científicas de FUNDEMAR y supervisar los programas de restauración de corales.

Andreína Valdez Trinidad

Estudiante de Licenciatura de Biología de la Universidad Autónoma de Santo Domingo. Coordinadora de programas de conservación de biodiversidad costera y marina, con 5 años de experiencia en conservación marina, realizando evaluaciones arrecifales y apoyando programas de restauración. Actualmente coordina y ejecuta los esfuerzos de restauración coralina de FUNDEMAR.

Aldo Cróquer

Doctor en Ciencias Biológicas por la Universidad Simón Bolívar (Caracas, Venezuela) y Licenciado en Biología con mención especial en Ecología por la Universidad Central de Venezuela. Como Director del Programa de Conservación Marina de The Nature Conservancy para Caribe Central es responsable de la implementación y diseño de los programas de conservación, monitoreo y restauración de corales. Ha dedicado 24 años al estudio de los arrecifes de coral con énfasis en monitoreo de salud, patrones y procesos que dan estructura y función a estos ecosistemas.

Todos los autores contribuyeron equitativamente en la concepción, revisión bibliográfica, redacción y revisión del Manual de Reproducción Asistida de Corales: Experiencia en República Dominicana

Acropora cervicornis >
Recluta de 2 años





ANEXOS

<https://www.fundemardr.org/manual>

FUNDEMAR

FUNDACIÓN DOMINICANA DE ESTUDIOS MARINOS

Bayahíbe, Provincia La Altagracia

Teléfono: +1 809 833 0481

administracion@fundemardr.org

www.fundemardr.org

MANUAL DE REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES

*Manual adaptado a República Dominicana
basado en la metodología y tecnología desarrollada
por SECORE International y Coralium Lab*

República Dominicana 2022 | Derechos reservados

ISBN

978-9945-9270-1-6

Fotografías

Paul Selvaggio (PghZoo/SECORE)

Julie Piron

David Pletinckx

Equipo de Fundemar

Concepto gráfico y diseño

Ira León

PARA CITAR ESTA PUBLICACIÓN

SELLARES-BLASCO R., GUENDULAIN-GARCÍA S.D.,

VILLALPANDO M.F., VALDEZ-TRINIDAD A., CROQUER A. (2022).

MANUAL DE REPRODUCCIÓN ASISTIDA DE CORALES:

EXPERIENCIA EN REPÚBLICA DOMINICANA

104 P. ISBN: 978-9945-9270-1-6



