

**INFORME DE LA PRÁCTICA PROFESIONAL EN EL PROGRAMA DE ACUICULTURA
MARINA DEL CENTRO DE INVESTIGACIÓN, EDUCACIÓN Y RECREACIÓN (CEINER)-
OCEANARIO, ISLAS DEL ROSARIO**

JOHAN SNEYDER NIÑO RINCÓN

Programa de Biología Marina,
Facultad de Ciencias Naturales e Ingeniería
Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano
Santa Marta

2024



**Informe de la Práctica Profesional en el Programa De Acuicultura Marina del Centro De Investigación,
Educación Y Recreación (CEINER)-Oceanario, Islas Del Rosario**

Johan Sneyder Niño Rincón

Informe Técnico del Trabajo Profesionalizante para optar al título de Biólogo Marino

Tutor

Jaime Alberto Rojas Ruiz

MSc. Gestión Ambiental

Profesor Monitor

Orlando Pedro Lecompte Pérez

MSc. Ingeniería Ambiental

Programa De Biología Marina, Facultad Ciencias Naturales E Ingeniería

Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano

Santa Marta

2024



Tabla de contenido

TABLA DE CONTENIDO	3
LISTA DE FIGURAS	5
LISTA DE TABLAS	8
1 INTRODUCCIÓN	9
2 OBJETIVOS.....	11
2.1 . OBJETIVO GENERAL	11
2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	11
3 ÁREA DE TRABAJO	12
3.1 LABORATORIO SECO	13
3.2 LABORATORIO HÚMEDO	14
3.3 GUARDERÍAS DE CORAL.....	15
4 ACTIVIDADES DESARROLLADAS.....	16
4.1 RESTAURACIÓN DE CORALES	16
4.1.1 <i>Propagación Asexual por Fragmentación</i>	17
4.1.2 <i>Trasplante y Monitoreo de Corales</i>	18
4.1.3 <i>Mantenimiento de Guarderías de Coral</i>	19
4.1.4 <i>Elaboración de Sustratos en Cemento</i>	20
4.1.5 <i>Eliminación Manual de Macroalgas de Formaciones Coralinas</i>	22
4.1.6 <i>Evaluación de Técnicas de Trasplante de Acropora cervicornis en Estructuras de Acero:</i> <i>Impacto del Tratamiento con Recubrimiento de Anticorrosivo-Arena y la Orientación de Fragmentos en la</i> <i>cobertura de tejido vivo.</i>	23
4.2 APOYO EN MANEJO DE REPRODUCTORES DE PECES MARINOS	23
4.2.1 <i>Apoyo en el Suministro de Alimento</i>	23
4.2.2 <i>Actividades de levante de Caballito de mar Hippocampus reidi</i>	24

INFORME FINAL PRÁCTICA PROFESIONAL: PROGRAMA ACUICULTURA MARINA - CEINER	4
4.2.3 <i>Morfometría de Juveniles de Tiburón Nodrizo <i>Ginglymostoma cirratum</i></i>	25
4.2.4 <i>Asistencia en el Tratamiento y Control de Ectoparásitos en peces</i>	26
4.3 APOYO EN PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO	27
4.3.1 <i>Mantenimiento y Escalamiento de Cultivo de Microalgas y Zooplancton</i>	27
4.4 ACTIVIDADES ADICIONALES	28
4.4.1 <i>Monitoreo de parámetros fisicoquímicos del agua</i>	28
4.4.2 <i>Manejo de Compresor Para el Llenado Tanques de Buceo.</i>	29
4.4.3 <i>Mantenimiento, Organización y Limpieza General de las Instalaciones</i>	30
5 EVALUACIÓN DE TÉCNICAS DE TRASPLANTE DE <i>ACROPORA CERVICORNIS</i> EN ESTRUCTURAS DE ACERO: IMPACTO DEL TRATAMIENTO CON RECUBRIMIENTO DE ANTICORROSIVO-ARENA Y LA ORIENTACIÓN DE FRAGMENTOS EN LA COBERTURA DE TEJIDO VIVO	31
5.1 INTRODUCCION	31
5.2 METODOLOGÍA	33
5.3 RESULTADOS	35
5.3.1 <i>Resultados generales</i>	35
5.3.2 <i>Comparación entre tratamiento</i>	38
5.3.3 <i>Comparación entre posición</i>	39
5.4 DISCUSIÓN	40
5.5 CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	44
5.6 BIBLIOGRAFÍA	45
5.7 ANEXOS	48
6 BIBLIOGRAFÍA	49

Lista de Figuras

Figura 1. Ubicación geográfica del CEINER-Oceanario Islas del Rosario. Imagen cortesía del CEINER.	12
Figura 2. Laboratorio seco del CEINER. Fuente propia.	14
Figura 3 Infraestructura del laboratorio húmedo del CEINER. A) Tanques cilíndricos para larvicultura, levante y producción de alimento vivo. B) Canaletas para guardería de coral. Fuente propia.	15
Figura 4. Guarderías de coral submarinas en el CEINER. Se muestran los diferentes tipos de estructuras utilizadas para el cultivo de coral: mesas (A), líneas horizontales fijas (B), la estructura en forma de cangrejo del proyecto MITHRAX (C) y árboles flotantes (D). Fuente propia.	16
Figura 5. Estación de trabajo para llevar a cabo la microfragmentación de corales. Fuente propia.	18
Figura 6. Actividades de trasplante, técnicas y su monitoreo. A) Instalación de estructuras para el trasplante de corales. B) Trasplante de <i>Acropora cervicornis</i> realizado en estructura de varillas de acero. C) Trasplante de coral sobre fondo de cascajo adheridos por medio de cemento. D) Monitorio de un trasplante de colonias de un mismo genotipo de <i>Porites astreoides</i> obtenidos a partir de microfragmentación, los cuales yacen sobre un sustrato de cemento anclado al fondo. Fuente propia..	19
Figura 7. Mantenimiento de guardería de coral dentro y fuera del agua. A). Limpieza y búsqueda de gusanos de fuego en guarderías tipo árbol. B) Ejemplo de un árbol recién salido del mar donde aún se observan fragmentos muertos de coral colgando (izquierda) y una estructura que ya ha recibido el debido mantenimiento y limpieza (derecha). Fuente propia.	20
Figura 8. Sustratos en cemento para actividades de restauración de corales. A) vaciado de cemento en moldes de silicona para la guardería MITHRAX (izquierda) y en PVC para trasplante (derecha). B) Sustratos de siembra para guarderías de mesa (1) y MITHRAX (2), además del modelo para trasplante	

(3). C) Ejemplo de agrupación de sustratos durante un trasplante. D) Sustrato para el asentamiento de larvas de coral. Fuente propia.	21
Figura 9. Sobrecrecimiento de macroalga del género <i>Halimeda</i> en arrecifes de coral. A) Vista general de una formación coralina con presencia de <i>Halimeda</i> sp. B) Detalle donde se aprecian zonas de tejido blanqueado por el sobrecrecimiento de la macroalga. Fuente propia.	22
Figura 10. Alimentación de peces marinos en jaulas flotantes. Fuente propia.....	24
Figura 11. Montaje del acuario para el levante de caballito de mar <i>H. reidi</i> junto a un eclosionador de <i>Artemia</i> sp. para su alimentación. Fuente propia.....	25
Figura 12. Registro de datos morfométricos de un juvenil de tiburón nodriza <i>G. cirratum</i> . Fuente propia.	26
Figura 13. Pez hoja <i>L. surinamensis</i> recibiendo tratamiento contra ectoparásitos. Fuente propia.	27
Figura 14. Instalaciones para la producción de alimento vivo. A) Cepario de microalgas y rotíferos. B) Conteo de microalgas en cámara Neubauer. C-D) bolsas y cilindros con capacidad para 30 y 250 L durante la producción escalada de microalgas marinas. Fuente propia.	28
Figura 15. Medidor portátil empleado para la toma de parámetros fisicoquímicos. Fuente propia.	29
Figura 16. Compresor de aire para el llenado de tanques de buceo. Fuente propia.	30
Figura 17. Trasplante de <i>A. cervicornis</i> en estructura de varilla en forma de arco rectangular. A) Vista general de una subparcela con fragmentos de coral trasplantados. B) Fragmento de coral ubicado por debajo (Ab) del eje de una varilla que recibió tratamiento con anticorrosivo-arena (Ca). C) Fragmento de coral ubicado por arriba (Ar) del eje de una varilla sin tratamiento sin tratamiento (Sa). Fuente propia.	34

Figura 18. Crecimiento de tejido sobre amarres de fijación y presencia de organismos coralívoros.

A) Primera observación de tejido vivo creciendo sobre amarre plástico a los 23 días. B) Cobertura casi completa de amarre con tejido vivo a los 33 días. C) Pez mariposa *Chaetodon capistratus* nadando sobre una colonia trasplantada. D) Gusano de fuego *H. carunculata* alimentándose de un ápice de coral cuerno de venado. 37

Figura 19. Cambios en la distribución porcentual de las categorías de condición de salud de fragmentos de coral en función del tratamiento con arena (Ca) y sin arena (Sa). 38

Figura 20. Cambios en la distribución porcentual de las categorías de condición de salud de fragmentos de coral en función de la posición entre arriba (Ar) y abajo (Ab). 40

Lista de Tablas

Tabla 1. Distribución porcentual de la condición de fragmentos de *A. cervicornis* en cada día de monitoreo junto con datos de temperatura y número de depredadores observados. 36

Tabla 2. Distribución porcentual de la condición de los fragmentos de coral al término del experimento (día 66) en función del tratamiento y la posición. 39

1 Introducción

El presente documento constituye el informe técnico de las actividades realizadas durante el desarrollo del Trabajo Profesionalizante como opción de grado para obtener el título de Biólogo Marino en la Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. La Práctica Profesional se llevó a cabo en el marco del convenio de cooperación interinstitucional entre la universidad y el Centro de Investigaciones, Educación y Recreación San Martín de Pajarales SAS (CEINER), durante el primer periodo académico, en las fechas comprendidas entre el 1 de febrero y el 30 de mayo de 2024.

El CEINER es la institución administradora del Oceanario Islas del Rosario, una organización fundada en 1984 en la Isla de San Martín de Pajarales, dentro del Parque Nacional Corales del Rosario y San Bernardo (PNNCRSB). Tiene como objetivo promover y desarrollar conocimiento que permita mejorar la comprensión y conservación de la vida marina. Realiza actividades de investigación científica, educación ambiental y además ofrece servicios recreativos que lo consolidan como un referente turístico en la región. Cuenta con un programa de acuicultura marina orientado a desarrollar y adaptar técnicas para el cultivo de corales y peces marinos con el fin de restaurar arrecifes degradados y ofrecer alternativas sostenibles a comunidades locales. Entre sus más recientes logros se destacan la reproducción de especies en peligro como el mero guasa (*Epinephelus itajara*), el cultivo de especies con potencial comercial, como la cobia (*Rachycentron canadum*) y el pargo rojo de manglar (*Lutjanus* sp.). También, implementó guarderías de coral para el cultivo de especies amenazadas como cacho de venado (*Acropora cervicornis*) y cuerno de alce (*Acropora palmata*), y ha liderado investigaciones en reproducción sexual a partir de la colecta de gametos en eventos de desove natural.

Con el propósito de consolidar el proceso de formación académica y de desarrollo personal, las prácticas profesionales en un centro de investigación como el CEINER ofrecen la oportunidad de integrar

los conocimientos y competencias adquiridos durante la educación universitaria con una experiencia práctica en un entorno laboral y profesional. De esta forma, esta experiencia permite identificar, desarrollar, y fortalecer competencias y habilidades investigativas fundamentales para el ejercicio profesional de manera integral dentro del campo de la biología y las ciencias naturales.

En este informe se describen detalladamente las actividades desarrolladas y las contribuciones realizadas al Programa de Investigación en Acuicultura Marina. Estas acciones tienen como objetivo apoyar el manejo de reproductores de peces marinos, la producción de alimento vivo y el programa de conservación de corales. Cabe destacar que dentro de este último objetivo se llevó a cabo un ensayo preliminar, el cual se presenta detalladamente como un informe aparte incluido en este documento. Las diversas actividades evidencian el valor de las prácticas profesionales como herramienta formativa para el desarrollo de profesionales competentes, a través de la participación en la investigación, conservación, monitoreo y restauración de los recursos naturales y los ecosistemas marinos.

2 Objetivos

2.1 . Objetivo General

Apoyar el Programa de Investigación en Acuicultura Marina con fines de conservación del Centro de Investigación, Educación y Recreación (CEINER) en el Oceanario de las Islas del Rosario.

2.2 Objetivos Específicos

1. Apoyar las actividades de restauración de corales.
2. Apoyar el manejo de reproductores de peces marinos.
3. Apoyar la producción de alimento vivo.

3 Área de Trabajo

El Centro de Investigación, Educación y Recreación (CEINER), responsable del manejo del Oceanario Islas del Rosario, se encuentra ubicado en la isla San Martín de Pajarales dentro del Parque Nacional Natural Corales del Rosario y San Bernardo, en el Caribe colombiano (Figura 1). En sus instalaciones dispone de diversos sistemas abiertos o semicerrados para la conservación, mantenimiento, exhibición e investigación de organismos marinos. Estos sistemas se componen de diferentes acuarios, estanques, encierros en malla de alambre galvanizado, jaulas flotantes, guarderías de coral y un área de laboratorio que se compone de una zona seca y otra húmeda.

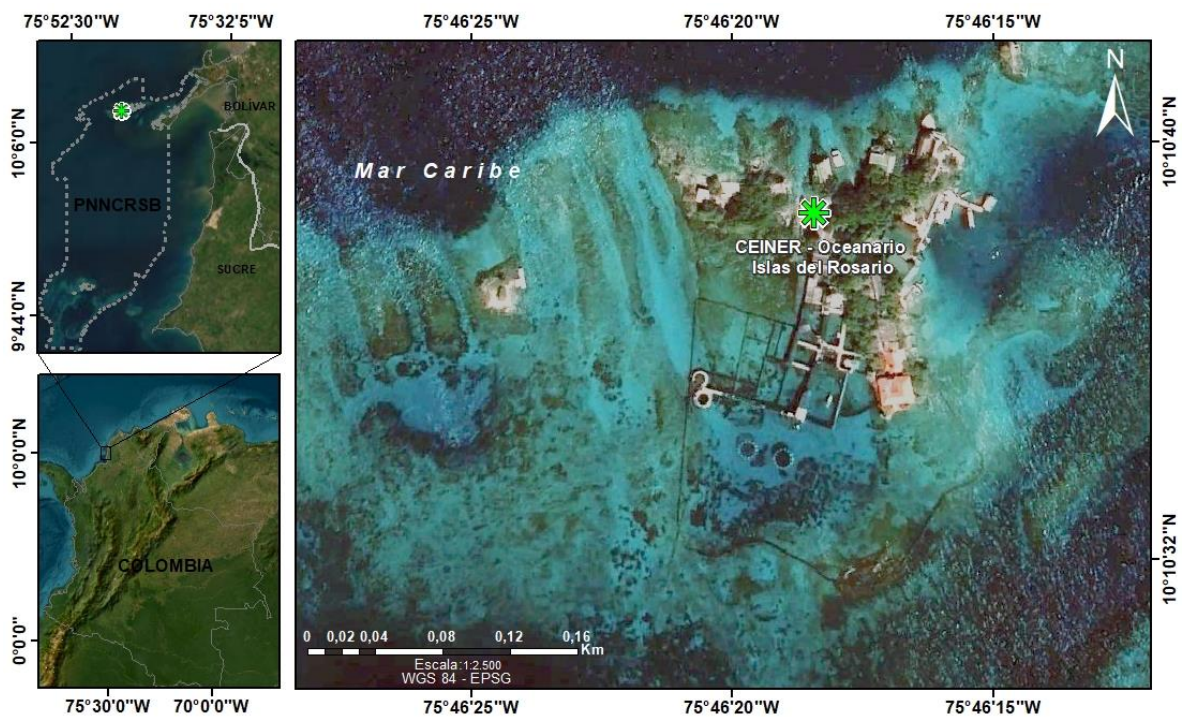


Figura 1. Ubicación geográfica del CEINER-Oceanario Islas del Rosario. Imagen cortesía del CEINER.

3.1 Laboratorio Seco

El laboratorio seco (Figura 2) es un espacio fundamental para el desarrollo de las actividades de investigación del CEINER, ya que en él se inicia la producción de alimento vivo para otros organismos acuáticos. Ubicado adyacente a un área de bodega y oficina, este laboratorio cuenta con sistemas de control ambiental que garantizan condiciones óptimas de temperatura y humedad. Estas condiciones son ideales tanto para la conservación de equipos y reactivos, como para el cultivo de microalgas y rotíferos sin manejar grandes volúmenes de agua como en el laboratorio húmedo.

Equipado con incubadoras, microscopios, estereoscopios, balanzas analíticas y sondas multiparámetros, este laboratorio permite realizar un monitoreo preciso de las condiciones de cultivo y la realización de otros experimentos, facilitando el análisis detallado de muestras biológicas. Las microalgas y rotíferos se almacenan en un cepario y se cultivan en pequeños volúmenes que van desde tubos de ensayo hasta recipientes de 30 litros, siguiendo un proceso escalonado. Gracias a rigurosos protocolos de esterilización, combinados con los sistemas de aireación y filtración de agua, se garantiza una alta pureza y calidad de los cultivos, minimizando el riesgo de contaminación. Estas condiciones controladas crean un entorno ideal para el crecimiento de microalgas y rotíferos, garantizando un suministro constante de alimento vivo de alta calidad.



Figura 2. Laboratorio seco del CEINER. Fuente propia.

3.2 Laboratorio Húmedo

El laboratorio húmedo (Figura 3) es un espacio con infraestructura especializada, adaptada para realizar trabajos que requieren el manejo y constante contacto de grandes volúmenes de agua. Está diseñado para desarrollar actividades de investigación y cultivo de organismos acuáticos en un ambiente controlado a temperatura ambiente. Está provisto con el equipamiento necesario para la captación, bombeo y filtración de agua de mar en un sistema semicerrado. Este sistema incluye tanques cilíndricos para larvicultura y levante, incubadoras para embriones de peces, unidades para la producción masiva de alimento vivo (como microalgas, rotíferos y artemia), y canaletas para el mantenimiento de corales *ex situ*. En este espacio se realizan actividades como el cultivo de organismos desde etapas larvarias hasta adultas, estudios de reproducción, alimentación, entre otros.

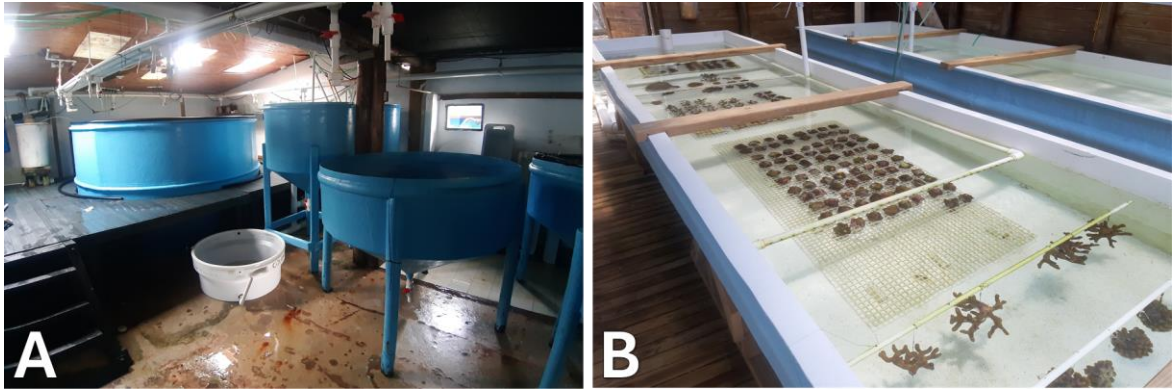


Figura 3 Infraestructura del laboratorio húmedo del CEINER. A) Tanques cilíndricos para larvicultura, levante y producción de alimento vivo. B) Canaletas para guardería de coral. Fuente propia.

3.3 Guarderías de Coral

El centro cuenta con guarderías de coral tanto terrestres en el laboratorio húmedo (*ex situ*) como en el mar (*in situ*). Las guarderías submarinas emplean diversas estructuras que pueden catalogarse en fijas o flotantes. Entre las estructuras fijas se incluyen las mesas (Figura 4A), que consisten en un armazón de varilla de acero que se ancla al fondo marino y provista en la parte superior de mallas plástica donde se colocan los sustratos de cemento en forma de “galleta” o “pirámide”, que contienen los fragmentos de coral. También se utilizan líneas horizontales (Figura 4B), hechas de monofilamento de nylon o cabo de polipropileno tensadas entre pilotes, en las que los fragmentos de coral cuelgan por medio de amarres en nylon o se colocan embebidos en el cabo. Además, en las inmediaciones del Oceanario se encuentra la guardería comunitaria del Colectivo Biosferista y Corales de Paz, que consta de una estructura escultórica de PVC en forma de cangrejo, denominada como "MITHRAX" (Figura 4C).

Por otro lado, las estructuras flotantes incluyen las de tipo árbol (Figura 4D), que se anclan al fondo y se mantienen a media agua mediante boyas. Estas estructuras consisten en un tubo central

vertical de PVC, atravesado perpendicularmente por varillas de fibra de vidrio, de las cuales se cuelgan los fragmentos de coral utilizando amarres de nylon.

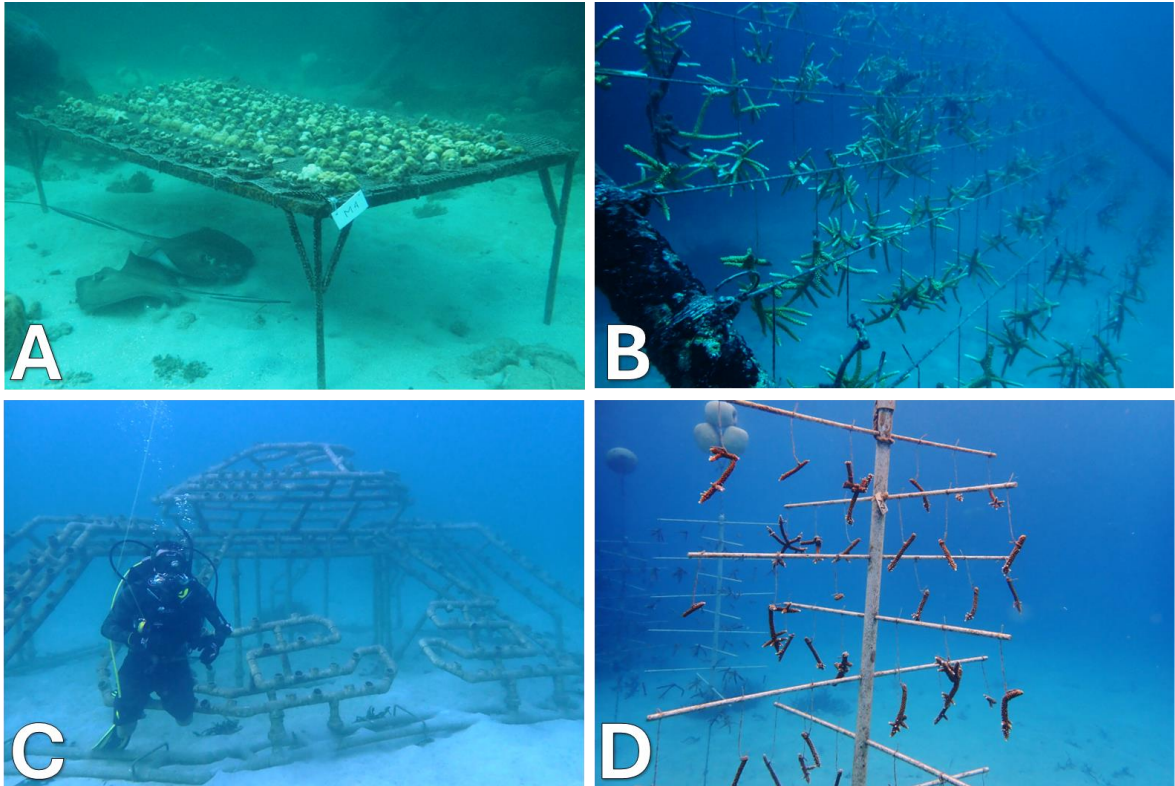


Figura 4. Guarderías de coral submarinas en el CEINER. Se muestran los diferentes tipos de estructuras utilizadas para el cultivo de coral: mesas (A), líneas horizontales fijas (B), la estructura en forma de cangrejo del proyecto MITHRAX (C) y árboles flotantes (D). Fuente propia.

4 Actividades Desarrolladas

4.1 Restauración de Corales

Las actividades de restauración de corales se enmarcaron en el programa “Un Millón de Corales por Colombia” liderado por el Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible en convenio con Conservación Internacional Colombia. Este programa involucra el cultivo de fragmentos de coral mediante reproducción asexual en diferentes tipos de guardería (*in situ* y *ex situ*) y la implementación de diferentes técnicas de trasplante de corales.

4.1.1 Propagación Asexual por Fragmentación

Durante la práctica profesional, se recibió capacitación y experiencia práctica en técnicas de propagación de corales mediante reproducción asexual por fragmentación, una metodología frecuentemente utilizada para la restauración de arrecifes coralinos (Zepeda *et al.*,2018). Esta técnica consiste en cortar una colonia para obtener fragmentos que luego se desarrollan como organismos independientes, aunque genéticamente idénticos (Johnson *et al.*,2011). La fragmentación tiene la ventaja de aumentar la cobertura de manera más rápida y efectiva en comparación con la reproducción sexual, ya que los fragmentos evitan las etapas de desarrollo larval, que son más vulnerables, y compiten de manera más eficiente por el espacio (Figueroa, 2020).

La propagación asexual se realiza a partir de fragmentos obtenidos de arrecifes cercanos o de genotipos previamente establecidos en las guarderías. Esta técnica se puede dividir en dos variantes: la fragmentación y la microfragmentación. En la fragmentación, se producen fragmentos de diferentes tamaños utilizando herramientas manuales como martillo, cincel y alicate cortafíos. Esta variante se utilizó en especies de crecimiento ramificado como los del género *Acropora*. Una vez divididos en fragmentos, estos se colocaron directamente en las guarderías, ya sea en árboles o en cuerdas horizontales.

La microfragmentación (Figura 5) se aplica principalmente a corales masivos e incrustantes de lento crecimiento, como especies de los géneros *Orbicella*, *Diploria* y *Pseudodiploria*, así como a algunas especies ramificadas de los géneros *Porites* o *Madracis* (Frias -Torres *et al.*,2018; Sellares *et al.*, 2022). Las colonias se cortan utilizando una sierra de banda Gryphon, generando fragmentos de aproximadamente

1 cm². Estos fragmentos se adhieren a sustratos de siembra de cemento en grupos de cinco fragmentos del mismo genotipo, para luego ser llevados a las guarderías. La ventaja de la microfragmentación radica en que estimula las tasas de crecimiento, permitiendo que, en poco tiempo, los fragmentos se fusionen y formen una colonia a una velocidad mayor que la que se daría en el medio natural (SINAC-GIZ, 2020; Sellares *et al*, 2022).



Figura 5. Estación de trabajo para llevar a cabo la microfragmentación de corales. Fuente propia.

4.1.2 Trasplante y Monitoreo de Corales

Se brindó apoyo tanto dentro como fuera del agua durante distintas jornadas en las que se llevó a cabo el trasplante de colonias de coral (Figura 6). Entre las actividades realizadas estaban la selección y limpieza del sitio de trasplante, que consiste en la remoción de macroalgas, esponjas, rocas, esqueletos de coral, entre otros elementos. Se instalaron estructuras de anclaje, como varillas o sustratos de cemento, y se fijaron los fragmentos según el tipo de sustrato, ya sea mediante amarres con bridas plásticas, el uso de plastilina industrial epóxica o mediante cementación. Además, los sitios de trasplante

y las guarderías se monitoreaban regularmente, registrando sistemáticamente en formatos preestablecidos el crecimiento y la supervivencia de las colonias.

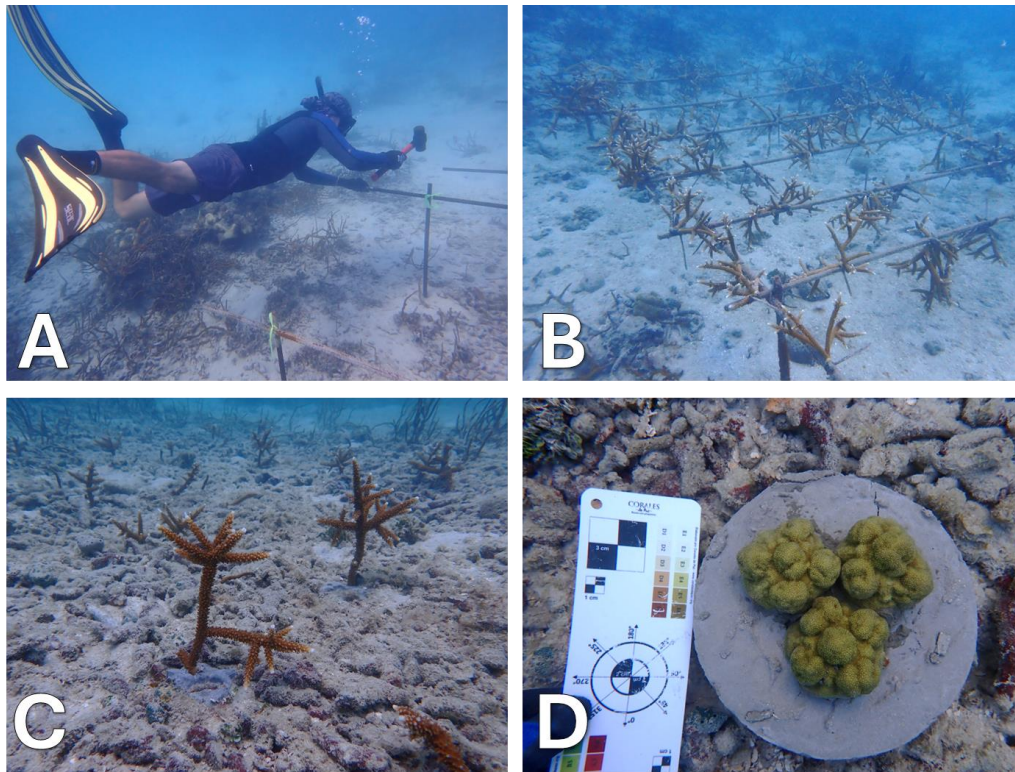


Figura 6. Actividades de trasplante, técnicas y su monitoreo. A) Instalación de estructuras para el trasplante de corales. B) Trasplante de *Acropora cervicornis* realizado en estructura de varillas de acero. C) Trasplante de coral sobre fondo de cascajo adheridos por medio de cemento. D) Monitoreo de un trasplante de colonias de un mismo genotipo de *Porites astreoides* obtenidos a partir de microfragmentación, los cuales yacen sobre un sustrato de cemento anclado al fondo. Fuente propia.

4.1.3 Mantenimiento de Guarderías de Coral

Periódicamente, se realizó la limpieza en los componentes de las estructuras de cada guardería (ya sea de mesa, cuerda o tipo árbol). Estos componentes incluyen mallas, varillas, boyas, lazos, etiquetas y sustratos de fijación, entre otros. La limpieza se llevó a cabo tanto dentro como fuera del agua, en inmersiones en apnea o con equipo de buceo (Figura 7). El proceso consistió en eliminar el sedimento acumulado y el sobrecrecimiento de organismos colonizadores que generan competencia, como

cianobacterias, algas, esponjas, moluscos e hidrozoos, utilizando herramientas como pinzas, cepillos y espátulas. Además, en las guarderías tipo árbol, se reorganizan los fragmentos en estructuras limpias, y se realizan podas para eliminar tejido muerto, enfermo o depredadores coralívoros, como el gusano de fuego *Hermodice carunculata*.

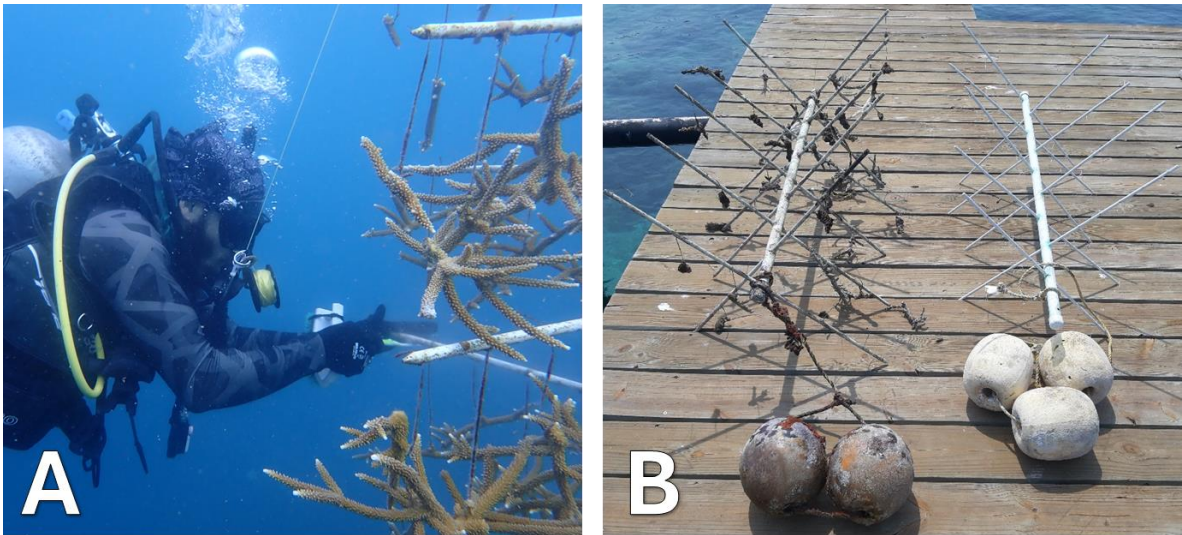


Figura 7. Mantenimiento de guardería de coral dentro y fuera del agua. A). Limpieza y búsqueda de gusanos de fuego en guarderías tipo árbol. B) Ejemplo de un árbol recién salido del mar donde aún se observan fragmentos muertos de coral colgando (izquierda) y una estructura que ya ha recibido el debido mantenimiento y limpieza (derecha). Fuente propia.

4.1.4 Elaboración de Sustratos en Cemento

Para la siembra y trasplante de las especies de coral que crecen en las guarderías, se fabricaron sustratos elaborados con un mortero de cemento-arena en una proporción 40/60 y agua de mar (Figura 8). Los sustratos de siembra son aquellos que se emplean para colocar fragmentos de coral luego de ser cortados de una colonia donadora, como parte de un método de propagación asexual. En el CEINER, se fabrican actualmente dos modelos para las guarderías de mesa: uno con forma de pirámide truncada y otro con forma de galleta. Adicionalmente, para la guardería MITHRAX, se producen otros dos modelos,

diseñados de acuerdo con el tipo de crecimiento de la especie de coral a sembrar, ya sea de crecimiento masivo o ramificado

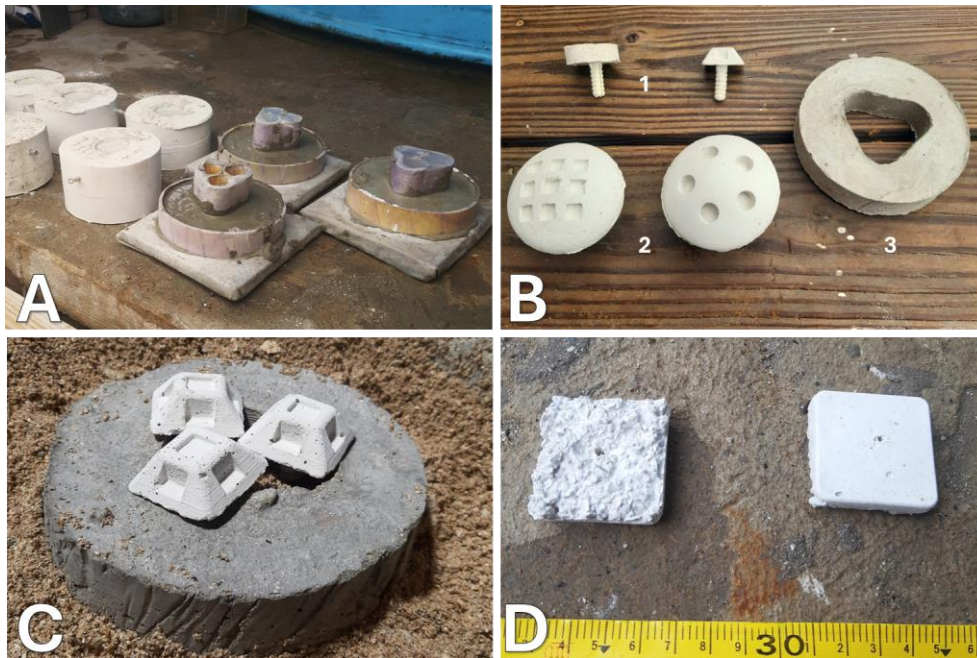


Figura 8. Sustratos en cemento para actividades de restauración de corales. A) vaciado de cemento en moldes de silicona para la guardería MITHRAX (izquierda) y en PVC para trasplante (derecha). B) Sustratos de siembra para guarderías de mesa (1) y MITHRAX (2), además del modelo para trasplante (3). C) Ejemplo de agrupación de sustratos durante un trasplante. D) Sustrato para el asentamiento de larvas de coral. Fuente propia.

Por otro lado, los sustratos de trasplante, diseñados para agrupar tres unidades de siembra (galleta o pirámide) con el mismo genotipo (Figura 8C), ofrecen una base artificial sólida que facilita la fijación y el crecimiento del coral. Esto promueve la fusión de las colonias en un solo organismo. Estos sustratos se fabrican vertiendo la mezcla de cemento en un molde compuesto por una pieza externa de tubo de PVC de 6" y 4 cm de longitud, y una pieza interna formada por la unión de tres segmentos de tubo de 1 pulgada, que crean un vacío interior para alojar los sustratos más pequeños.

Finalmente, se elaboraron sustratos específicos para ensayos de asentamiento de larvas de coral en estudios de reproducción sexual asistida (Figura 8D). Estos sustratos se fabricaron con una mezcla de cemento blanco y arena que contenía partículas gruesas de material calcáreo, lo que garantiza una superficie con oquedades y una textura rugosa, condiciones que se consideran óptimas para el desarrollo coralino.

4.1.5 Eliminación Manual de Macroalgas de Formaciones Coralinas

Se realizaron jornadas de buceo tanto a pulmón como con equipo autónomo, con el fin de retirar manualmente las macroalgas del género *Halimeda* que se encontraban creciendo alrededor o encima de colonias de coral en el medio natural (Figura 9), reduciendo así la capacidad fotosintética de las zooxantelas. Las macroalgas recolectadas se dispusieron apiladas en cercanía al sitio de colecta o se recogieron en costales para posteriormente ser desechadas en tierra firme.

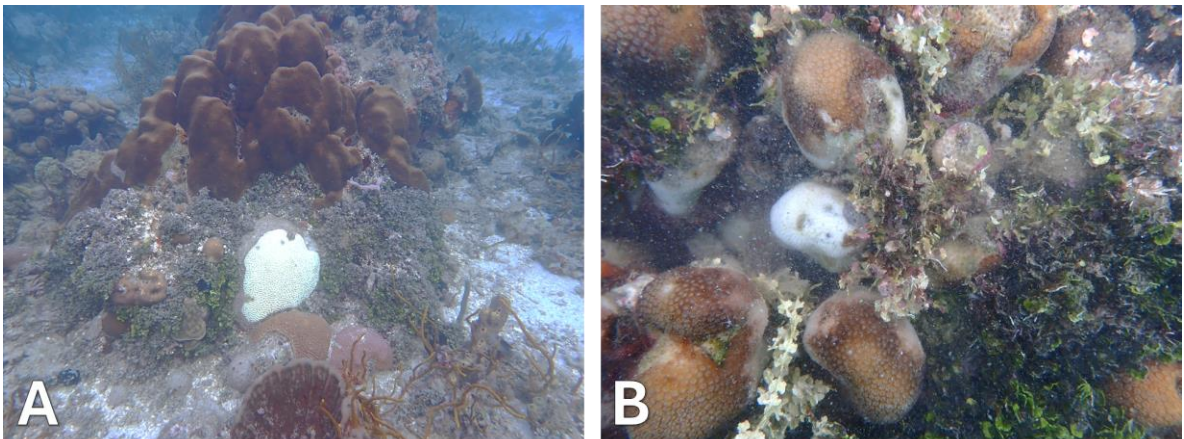


Figura 9. Sobrecrecimiento de macroalga del género *Halimeda* en arrecifes de coral. A) Vista general de una formación coralina con presencia de *Halimeda* sp. B) Detalle donde se aprecian zonas de tejido blanqueado por el sobrecrecimiento de la macroalga. Fuente propia.

4.1.6 Evaluación de Técnicas de Trasplante de *Acropora cervicornis* en Estructuras de Acero: Impacto del Tratamiento con Recubrimiento de Anticorrosivo-Arena y la Orientación de Fragmentos en la cobertura de tejido vivo.

Se realizó un ensayo preliminar para evaluar posibles mejoras de las técnicas de trasplante de *Acropora cervicornis* provenientes de las guarderías del CEINER. El estudio se llevó a cabo en una parcela dentro del Oceanario, donde se fijaron fragmentos de coral en estructuras de varilla de acero, con y sin tratamiento de pintura anticorrosiva y arena. Los fragmentos se fijaron tanto por encima como por debajo del eje de las varillas para evaluar el efecto de la orientación, y fueron monitoreados durante aproximadamente dos meses para evaluar la salud y condición de las colonias basándose en una estimación visual de la cobertura de tejido vivo.

Los resultados indicaron una tasa de mortalidad general del 40%, con una alta proporción de fragmentos con mortalidad parcial. Únicamente dos colonias conservaron la totalidad de su tejido vivo a lo largo del ensayo. No se evidenciaron diferencias significativas entre los tratamientos aplicados a las varillas ni en la orientación de los fragmentos. Estos resultados, junto con el análisis detallado y metodología empleada, se presentan en el numeral 5 del presente documento.

4.2 Apoyo en Manejo de Reproductores de Peces Marinos

4.2.1 Apoyo en el Suministro de Alimento

La alimentación se lleva a cabo de lunes a sábado en horas de la tarde, la cual consiste en pesar, porcionar y picar (de ser necesario) pescado congelado para su posterior distribución en los encierros y jaulas donde se mantienen a pargos (*Lutjanus* sp.), meros (*Epinephelus itajara*) y pámpanos (*Trachinotus*

sp.) (Figura 10). Adicionalmente, se llevó un registro diario de la cantidad y tipo de alimento suministrado a cada especie junto con observaciones relevantes.



Figura 10. Alimentación de peces marinos en jaulas flotantes. Fuente propia.

4.2.2 Actividades de levante de Caballito de mar *Hippocampus reidi*

El acuario de exhibición de los caballitos de mar del Oceanario se monitoreaba diariamente, y ante cada evento de nacimiento, se procedía a recolectar y contar las crías. Estas eran liberadas al medio natural o trasladadas a un acuario en el laboratorio húmedo para su cultivo (Figura 11). En este último, a diario se realizaba un sifonado y recambio del 50% del agua. Además, se suministraba alimento acorde al tamaño de los individuos, el cual consistía en *Artemia* sp., rotíferos o misidáceos recolectados del medio.



Figura 11. Montaje del acuario para el levante de caballito de mar *H. reidi* junto a un eclosionador de *Artemia sp.* para su alimentación. Fuente propia.

4.2.3 Morfometría de Juveniles de Tiburón Nodriza *Ginglymostoma cirratum*

Mensualmente se realizó el registro de la longitud total, peso y sexo de nueve ejemplares de tiburón nodriza nacidos en el Oceanario. Inicialmente, estos individuos fueron mantenidos en un tanque de levante dentro del laboratorio húmedo, y posteriormente se trasladaron a un encierro exclusivo para su desarrollo. Además de los datos biométricos, se llevó a cabo un registro fotográfico de cada uno de los ejemplares para facilitar su identificación y seguimiento (Figura 12).



Figura 12. Registro de datos morfométricos de un juvenil de tiburón nodriza *G. cirratum*. Fuente propia.

4.2.4 Asistencia en el Tratamiento y Control de Ectoparásitos en peces

Se capturaron ejemplares del pez hoja *Lobotes surinamensis* que se encuentran exhibidos en las instalaciones del Oceanario, los cuales presentaban lesiones oculares y dérmicas asociadas a la infestación del ectoparásito *Neobenedenia* sp. Para su tratamiento los peces fueron trasladados al laboratorio, donde se implementó un protocolo que consistió en baños de agua dulce durante 5 minutos para remover los parásitos (Figura 13), seguidos de una inmersión de 3 horas en un tanque de agua salada con oxitetraciclina, y posteriormente fueron colocados en un tanque al interior del laboratorio húmedo. El tratamiento se aplicó durante 5 días consecutivos, período en el cual los individuos permanecieron bajo constante observación. Adicionalmente, se realizó la morfometría y el marcaje de algunos ejemplares con microchip AVID® MUSICC antes de ser devueltos a sus exhibiciones.



Figura 13. Pez hoja *L. surinamensis* recibiendo tratamiento contra ectoparásitos. Fuente propia.

4.3 Apoyo en Producción de Alimento Vivo

4.3.1 Mantenimiento y Escalamiento de Cultivo de Microalgas y Zooplancton

Se llevaron a cabo diversas acciones para garantizar la producción sostenida de alimento vivo, las cuales se realizaron tanto en el laboratorio húmedo como el seco (Figura 14). Esta producción se basó en el mantenimiento de un stock de tres cepas de microalgas (*Nannochloropsis* sp., *Tetraselmis* sp. e *Isochrysis galbana*), una cepa de zooplancton (*Brachionus rotundiformis*) y la eclosión constante de *Artemia* sp. a partir de quistes. Las actividades realizadas incluyen la preparación de medios de cultivo de acuerdo con protocolos preestablecidos, la realización de replicas y diluciones seriadas en tubo de ensayo para mantener aisladas las cepas, siembra de inóculos a volúmenes de cultivo progresivamente mayores (pasando de 10 a 250 mL, luego a 2, 30, 250 y 1000 L), la agitación manual del cepario, el recambio de medios de cultivo y alimentación de rotíferos con microalgas. También se monitoreo del crecimiento celular por medio del conteo en cámara Neubauer, además de realizar el lavado y esterilización de material en autoclave.

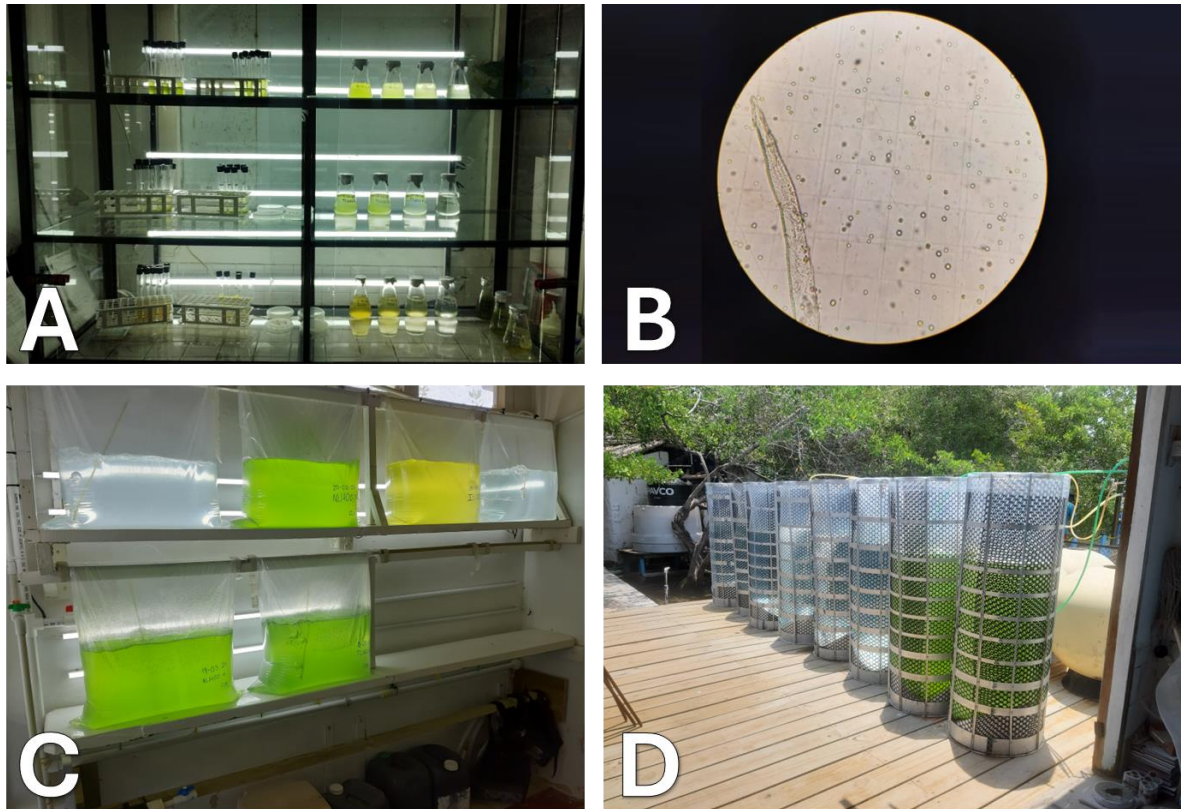


Figura 14. Instalaciones y actividades para la producción de alimento vivo. A) Cepario de microalgas y rotíferos. B) Conteo de microalgas en cámara Neubauer. C-D) bolsas y cilindros con capacidad para 30 y 250 L durante la producción escalada de microalgas marinas. Fuente propia.

4.4 Actividades Adicionales

4.4.1 Monitoreo de parámetros fisicoquímicos del agua

Diariamente en horas de la mañana y la tarde (9:00 y 14:30 hrs aprox.) se tomó registró de la temperatura, oxígeno disuelto, salinidad y conductividad en tres locaciones dentro de las instalaciones (Pozo, Observatorio y Acuario) por medio de un medidor portátil digital YSI-ProSolo con una sonda ODO/CT (Figura 15).



Figura 15. Medidor portátil empleado para la toma de parámetros fisicoquímicos. Fuente propia.

4.4.2 Manejo de Compresor Para el Llenado Tanques de Buceo.

Junto con otros miembros del personal de investigación, se participó en una capacitación impartida por parte de un instructor de la armada en nociones básicas para el correcto manejo y mantenimiento adecuado del compresor de aire OCEANUS-E3 de Bauer (Figura 16). Una vez finalizada su instalación y puesta en marcha, se procedió rutinariamente a llenar los tanques de buceo necesarios para llevar a cabo las actividades relacionadas con la restauración de corales. Se llevó un registro del tiempo de uso del compresor, así como del tiempo necesario para llenar cada tanque con el fin de recopilar información actualizada para asegurar el cumplimiento de las horas de uso recomendadas por el fabricante y realizar los mantenimientos correspondientes según sus instrucciones.



Figura 16. Compresor de aire para el llenado de tanques de buceo. Fuente propia.

4.4.3 Mantenimiento, Organización y Limpieza General de las Instalaciones

Las actividades incluyeron un amplio rango de tareas de mantenimiento, desde la limpieza diaria de áreas comunes hasta la reparación de infraestructura. Se realizaron labores como la remoción de residuos (hojas secas, arena), lavado y desinfección de equipos y superficies, reparación de infraestructura y repintar tanques. Además, se llevaron a cabo jornadas de limpieza profunda y reorganización de los espacios de almacenamiento.

5 Evaluación de Técnicas de Trasplante de *Acropora cervicornis* en Estructuras de Acero: Impacto del Tratamiento con Recubrimiento de Anticorrosivo-Arena y la Orientación de Fragmentos en la cobertura de tejido vivo.

5.1 INTRODUCCION

Los arrecifes coralinos son un ecosistema que, si bien solo cubre 1% de la superficie de la tierra, tienen un alto valor biológico, debido a que alberga el 35% de la biodiversidad marina y el 25% de las especies de peces marinos (Knowlton *et al.* 2010). Son responsables de proveer servicios ecosistémicos al hombre, como lo es el mantenimiento de las pesquerías artesanales e industriales, protección de la línea costera y atractivo turístico, sosteniendo a millones de familias que habitan en zonas costeras, influyendo social, económico y ambientalmente (Moberg y Folke, 1999; Pizarro *et al.*, 2014). No obstante, en las últimas décadas se han visto fuertemente amenazados por factores naturales y antrópicos como lo son la sobrepesca, desarrollo costero, contaminación por descargas de aguas, sedimentación, acidificación de los océanos, calentamiento global (incremento de temperatura), proliferación de algas, entre otras, causando enfermedades como banda blanca, banda amarilla y pérdida de tejido y por ende mortalidades masivas de diferentes especies responsables de formar arrecifes (Halpern *et al.* 2007; Hughes *et al.* 2003; Jackson *et al.*, 2014; Pineda Martínez, 2021).

Según el informe del estado de los arrecifes de coral realizado por la Red Mundial de Vigilancia de los Arrecifes de Coral (GCRMN) en el 2020, dichos ecosistemas han tenido una pérdida mundial del 14% desde el 2009, sin contar con los masivos blanqueamientos que vienen ocurriendo cada vez más frecuentes desde 1998 (Souter *et al.*, 2021). En la costa colombiana, los arrecifes se encuentran distribuidos en el Pacífico y principalmente en el Caribe, ya que se han descrito 21 áreas en donde se encuentran una alta diversidad de especies (70% de la biodiversidad descrita para el caribe) y complejas

condiciones ambientales. Bolívar es uno de los departamentos con mayores áreas coralinas, en donde *Orbicella*, *Acropora*, *Diploria*, *Pseudodiploria*, *Colpophyllia* y *Meandrina*, son los principales géneros que conforman dicho arrecife (Gómez-Cubillos *et al.*, 2015).

De los géneros que conforman el arrecife de coral en el Caribe, *Acropora cervicornis* fue una de las especies dominantes formadoras de arrecifes de coral en el caribe, durante los últimos 500.000 años (Jackson, 2014). Ya que, al ser un organismo con crecimiento ramificado, presenta altas tasas de crecimiento y regeneración. Sin embargo, ha tenido mortalidades de más del 95% a lo largo del todo el caribe, lo que llevo a considerarla una especie amenazada en el 2006. Con el fin de ayudar a la restauración del ecosistema se han venido desarrollando estrategias de conservación activas, en donde implican la intervención directa del ser humano, como la restauración ecológica, basada en diseñar y/o crear estrategias de acción para recuperar los elementos del ecosistema, como la fabricación de arrecifes artificiales o trasplantar fragmentos de corales sanos a zonas afectadas ambientalmente (Vargas, 2011; Ladd *et al.*, 2016). Para llevar a cabo dicho proceso, es necesario tener previamente una fase de cría de corales mediante propagación asexual y/o sexual en zonas aptas para su crecimiento, conocido como guarderías coralinas o “nurseries”, las cuales consisten en crear y mantener pequeños fragmentos in situ o ex situ hasta lograr un tamaño que permita mayor supervivencia, y posteriormente se trasplantan a zonas donde existe perdida o deterioro de la especie para el futuro repoblamiento (Amar y Rinkevich 2007).

Este estudio tiene como objetivo evaluar el efecto de recubrir las estructuras de soporte utilizadas durante los trasplantes con anticorrosivo-arena, además de la influencia de la posición de los fragmentos sobre la salud de fragmentos de *Acropora cervicornis* trasplantados. Específicamente, se analizará cómo estas variables influyen en la salud de los corales, la cual se evaluará basándose en la proporción de la

cobertura de tejido vivo, como un indicador de la condición general del fragmento. Con esto se pretende contribuir a mejorar las técnicas en proyectos de restauración de arrecifes coralinos.

5.2 Metodología

El Oceanario de las Islas del Rosario cuenta con un área resguardada del tráfico marítimo por un encierro en malla conocido como “Observatorio”. A mediados de marzo de 2024, en este espacio se designó una zona de restauración o parcela para llevar a cabo el presente estudio. Esta zona a su vez se subdividió en dos subparcelas adyacentes y separadas entre sí por 4 m de distancia. Cada subparcela se encuentra a una profundidad de 4 m y tiene una superficie de 16 m². En cada una de ellas se instalaron tres estructuras en varilla de acero corrugado de 3/8” en forma de arco rectangular, distribuidas de manera equidistante y enterradas en el lecho marino 50 cm (Figura 17). Cada estructura consiste en una varilla horizontal de 3 m de longitud con una varilla vertical de 1 m soldada hacia cada extremo. Previamente a la instalación, las varillas de una de las subparcelas fueron tratadas con la aplicación de pintura anticorrosiva e inmediatamente espolvoreadas con arena de playa (Ca), mientras que las otras no recibieron ningún tratamiento adicional y se utilizaron como control (Sa).

Las colonias de *A. cervicornis* (genotipo CEI-11) fueron obtenidas de una guardería de cuerda ubicada dentro del Observatorio del Oceanario, actuando como colonias donadoras. Se llevó a cabo una poda de estas colonias utilizando un cortafrío para retirar tejido blanqueado, muerto o con la presencia de organismos competidores como algas y cianobacterias. Para el trasplante, se recolectaron únicamente fragmentos o ramas en buenas condiciones de salud. Estos fragmentos fueron sujetos a las varillas horizontales mediante bridas de plástico. En cada estructura de acero, se colocaron 5 fragmentos por arriba (Ar) y 5 por debajo (Ab) del eje de la varilla.

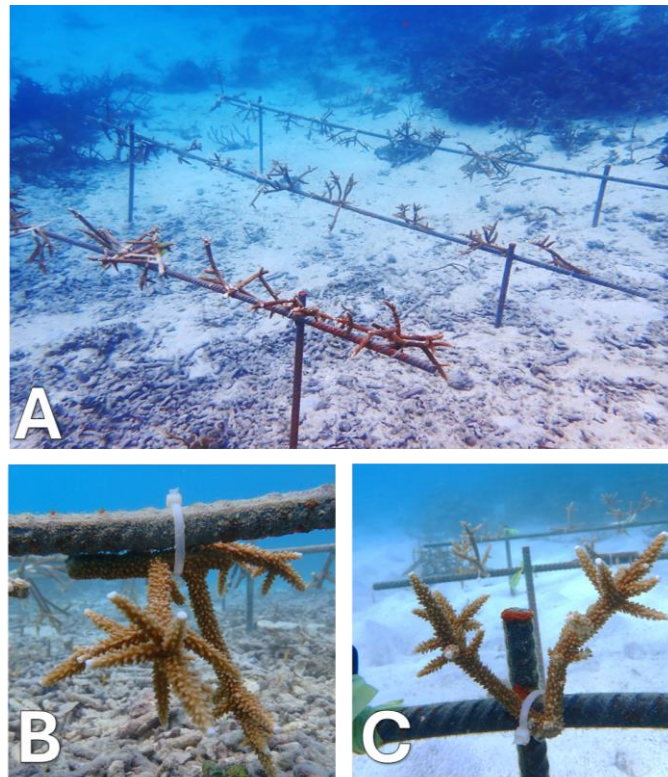


Figura 17. Trasplante de *A. cervicornis* en estructura de varilla en forma de arco rectangular. A) Vista general de una subparcela con fragmentos de coral trasplantados. B) Fragmento de coral ubicado por debajo (Ab) del eje de una varilla que recibió tratamiento con anticorrosivo-arena (Ca). C) Fragmento de coral ubicado por arriba (Ar) del eje de una varilla sin tratamiento sin tratamiento (Sa). Fuente propia.

El ensayo fue monitoreado durante tres días consecutivos tras su montaje, luego cada cinco días durante el primer mes, y a partir de entonces en intervalos de entre 15 y 20 días. Para registrar la supervivencia y salud de las colonias, se empleó el formato preestablecido del proyecto “Un millón de Corales por Colombia”, denominado como “Tabla para monitoreo de supervivencia de fragmentos”. Se registraron datos como la fecha, hora, profundidad y temperatura del agua (obtenida del registro diario del CEINER). Además, en este mismo formato se registró el estado y condición de las colonias basándose en una estimación visual de la cobertura de tejido vivo con relación al tamaño de la colonia, de modo que

se clasificaron en cuatro categorías: Totalmente vivo (100% de tejido vivo), Mayoría vivo (>50% de tejido vivo), Mayoría muerto (<50% de tejido vivo) y Totalmente muerto (ausencia de tejido vivo).

Para evaluar el efecto del tratamiento y la orientación en la cobertura de tejido vivo, se realizó un análisis de varianza permutacional (PERMANOVA) de dos vías en un modelo cruzado, utilizando 999 permutaciones en el modelo reducido con una suma de cuadrados tipo III, mediante el software estadístico PRIMER V7.

5.3 Resultados

5.3.1 Resultados generales

Se trasplantaron un total de 60 fragmentos de *A. cervicornis* de un mismo genotipo a una zona de fondos arenosos y cascajo a menos de 100 m de la ubicación de la guardería de cuerda de la que se obtuvieron los fragmentos, manteniendo así unas condiciones ambientales y de profundidad similares. Se realizó un seguimiento de la condición de los fragmentos durante 66 días, distribuido en 12 días de monitoreo, los cuales se presentan resumidos de manera general en la Tabla 1, mientras que los datos detallados por tratamiento y posición se encuentran en el Anexo A. La temperatura superficial del agua registrada cerca de la hora del muestreo osciló entre 27.9 y 30.3 °C, con un promedio de 29.4 °C ± 0.76.

La distribución porcentual de fragmentos de *A. cervicornis* por categorías mostró una disminución progresiva en la cobertura de tejido vivo a lo largo de los 66 días de seguimiento del experimento. Al finalizar el experimento, se encontró un predominio de la mortalidad total (Tm) en el 40.0% (n=24) de colonias, seguido de mayoría muerto (Mm) con el 30.0% (n=18). Dentro de esta última categoría (que agrupa coberturas inferiores al 50%) la mayoría de las colonias mostraban avanzados signo de deterioro

con una pequeña porción de tejido vivo reducido a las puntas de las ramas, el cual se estimó inferior al 20%.

Tabla 1. Distribución porcentual de la condición de fragmentos de *A. cervicornis* en cada día de monitoreo junto con datos de temperatura y número de depredadores observados.

Días transcurridos	Temperatura (°C)	Categoría de cobertura de tejido vivo				<i>H. carunculata</i> observados
		Totalmente vivo	Mayoría vivo	Mayoría muerto	Totalmente muerto	
0	29.9	100.0	0.0	0.0	0.0	0
1	29.3	90.0	10.0	0.0	0.0	0
2	29.3	88.3	11.7	0.0	0.0	1
3	29.6	76.7	23.3	0.0	0.0	0
8	30.3	56.7	38.3	5.0	0.0	2
13	29.0	53.3	26.7	18.3	1.7	2
18	29.3	43.3	30.0	21.7	5.0	2
23	29.7	38.3	31.7	20.0	10.0	2
28	28.0	30.0	30.0	28.3	11.7	8
33	27.9	16.7	38.3	26.7	18.3	12
52	30.0	6.7	31.7	31.7	30.0	7
66	30.1	3.3	26.7	30.0	40.0	3

Los cambios en la condición de los corales fueron evidentes desde las primeras 24 horas posteriores al trasplante, caracterizados por una decoloración general, blanqueamiento y la aparición de lesiones, especialmente en las áreas de contacto con los materiales de fijación. En el día 23, en los fragmentos que no presentaron inicialmente afectaciones cercanas al lugar de sujeción, se evidenció como el tejido comenzaba a cubrir los amarres plásticos (Figura 18 A-B), y diez días después, se encontraron bridas cubiertas casi en su totalidad.

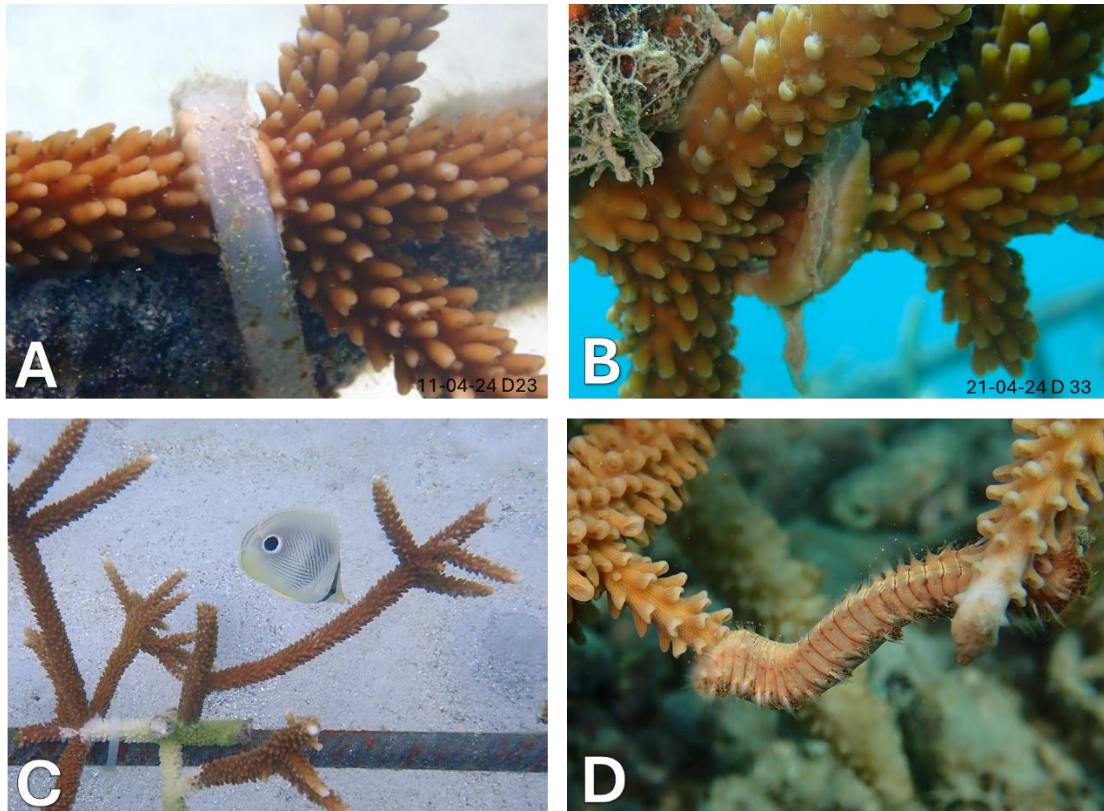


Figura 18. Crecimiento de tejido sobre amarres de fijación y presencia de organismos coralívoros. A) Primera observación de tejido vivo creciendo sobre amarre plástico a los 23 días. B) Cobertura casi completa de amarre con tejido vivo a los 33 días. C) Pez mariposa *Chaetodon capistratus* nadando sobre una colonia trasplantada. D) Gusano de fuego *H. carunculata* alimentándose de un ápice de coral cuerno de venado.

En la búsqueda de signos de depredación que se realizó en cada monitoreo, se observó la presencia del pez coralívoro *Chaetodon capistratus* (Figura 18 C), aunque sin evidencia de forrajeo de parte de este. Se detectó la presencia y depredación de *Hermodice carunculata* (Figura 18 D) a partir del segundo día de haberse realizado el trasplante, encontrando un total de 39 gusanos durante el tiempo total de seguimiento. La mayor ocurrencia se observó en el día 33 con 12 individuos. Los gusanos encontrados fueron retirados manualmente y almacenados en botellas plásticas que luego se llevaron al laboratorio donde se conservaron en alcohol al 70%.

5.3.2 Comparación entre tratamiento

Al evaluar la evolución de la condición de los fragmentos de coral en ambas subparcelas, se observa como tendencia una disminución en la cobertura de tejido vivo de manera gradual, aunque con diferencia en la velocidad del deterioro (Figura 19). Sin embargo, al finalizar el experimento, se evidencian algunas diferencias se re detallan en la tabla (Tabla 2).

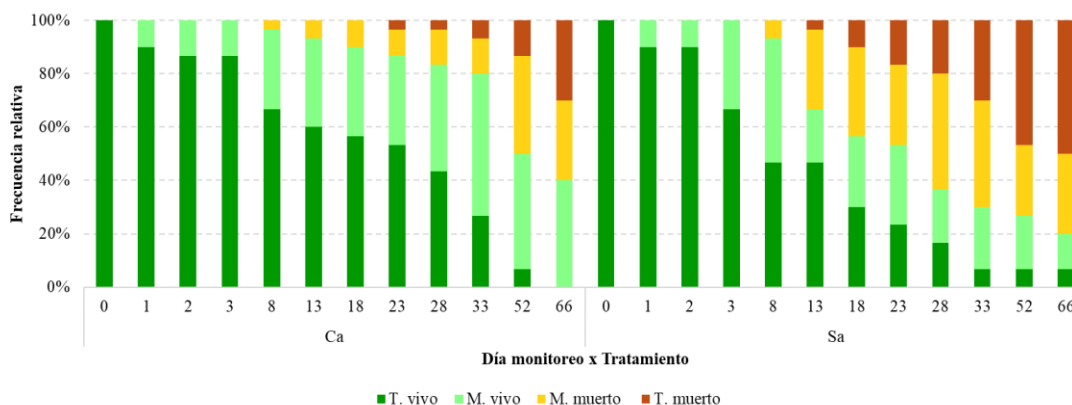


Figura 19. Cambios en la distribución porcentual de las categorías de condición de salud de fragmentos de coral en función del tratamiento con arena (Ca) y sin arena (Sa).

En la subparcela tratada con Ca, la mortalidad total alcanzó el 30%, y ninguno de los fragmentos conservó el tejido vivo por completo. La mayor proporción de fragmentos con mortalidad parcial se encontró en la categoría Mv con el 40%. Por otro lado, en la subparcela control (Sa), se registró una mayor mortalidad total (50%), con una mínima proporción de fragmentos Tv (6.7%). Además, respecto a la mortalidad parcial, la categoría Mv fue notoriamente menor en la subparcela Sa (13.3%), aunque en ambas subparcelas la proporción de la categoría Mm fue idéntica (30%). Cabe destacar que la mortalidad observada al final del experimento en la parcela Ca (30%), corresponde a la misma que alcanzo el grupo de control a mitad del experimento en el día 33. Si bien se observaron tendencias similares en ambos

grupos, el análisis estadístico (PERMANOVA: $F=1.8$, $gl=1$, $p=0.248$) no permitió concluir que hubiera diferencias significativas en la condición de salud de los corales.

Tabla 2. Distribución porcentual de la condición de los fragmentos de coral al término del experimento (día 66) en función del tratamiento y la posición.

Variable	Día	Categoría de cobertura de tejido vivo			
		T. vivo	M. vivo	M. muerto	T. muerto
Ca	0	100	0	0	0
	66	0	40	30	30
Sa	0	100	0	0	0
	66	6.7	13.3	30	50
% diferencia (Día 66)		6.7	26.7*	0	20
Ar	0	100	0	0	0
	66	6.7	23.3	33.3	36.7
Ab	0	100	0	0	0
	66	0	30	26.7	43.3
% diferencia (Día 66)		6.7*	6.7	6.7*	6.7

5.3.3 Comparación entre posición

Al comparar la condición de los fragmentos de coral según su posición, se observó una tendencia similar a lo largo del tiempo, teniendo al finalizar del experimento unas diferencias entre categorías que no superaron el 7% entre ambas orientaciones (Figura 20;Tabla 2). Estos resultados se confirmaron al calcular la diferencia porcentual entre las categorías de cada posición. Los fragmentos orientados hacia abajo presentaron una mayor mortalidad total (43.3%) y una ausencia completa de individuos totalmente vivos, en comparación con los orientados hacia arriba (36.7% de mortalidad total y 6.7% totalmente vivos). Aunque el número de fragmentos con mortalidad parcial fue el mismo en ambos grupos ($n=17$), la distribución de estos fragmentos entre las categorías de Mv y Mm mostró diferencias. Los fragmentos orientados hacia arriba presentaron una mayor proporción en la categoría de Mm (33.3%), mientras que los orientados hacia abajo tuvieron una mayor proporción en la categoría de Mv (30.0%). Los resultados

del PERMANOVA ($F=0.2$, $gl=1$, $p=0.6407$) indican que no existen diferencias estadísticamente significativas en la condición de salud de los fragmentos de coral entre las diferentes posiciones.

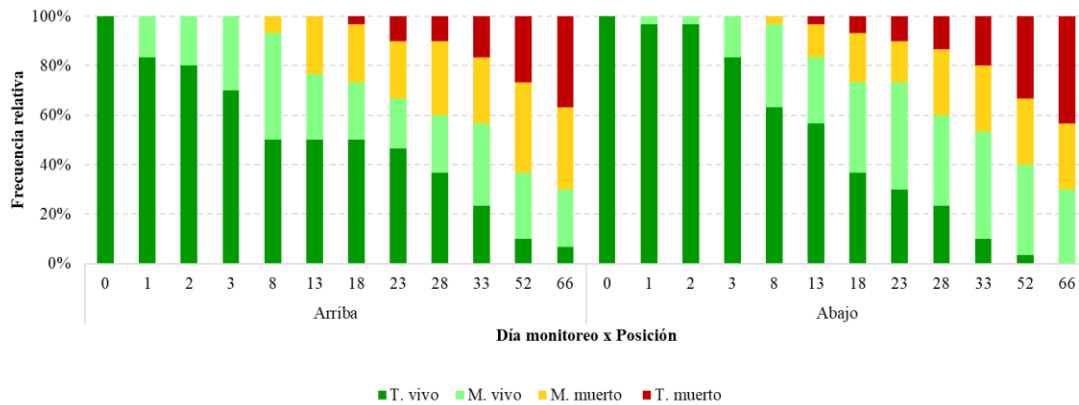


Figura 20. Cambios en la distribución porcentual de las categorías de condición de salud de fragmentos de coral en función de la posición entre arriba (Ar) y abajo (Ab).

5.4 Discusión

Con el objetivo de optimizar las técnicas de restauración de arrecifes coralinos, este estudio evaluó el impacto en la salud de fragmentos trasplantados de *Acropora cervicornis* con dos variables, el recubrimiento de las estructuras de soporte con anticorrosivo-arena y la posición de los fragmentos. La condición de salud de los corales fue evaluada al estimar la proporción de cobertura de tejido vivo.

Los resultados revelaron una disminución progresiva en la cobertura de tejido vivo en los fragmentos trasplantados desde las primeras horas. Esta tendencia persistió a lo largo del experimento,

culminando en una alta proporción de fragmentos muertos o con mortalidad parcial al finalizar el estudio. Al comparar los diferentes tratamientos, estos no mostraron tener diferencias significativas en la condición de salud de los corales, lo que sugiere que factores externos ajenos al diseño experimental, o limitaciones de este, pueden tener mayor relevancia sobre la salud de corales recién trasplantados durante proyectos de restauración.

Diversos estudios han explorado distintas técnicas de fijación para mejorar la viabilidad de fragmentos de *A. cervicornis* en guarderías y trasplantes. Goergen y Gilliam (2018), en Florida, evaluaron una amplia gama de métodos, incluyendo masilla epóxica, clavos de mampostería y bridas, reportando una supervivencia promedio del 77% tras dos años de monitoreo. En Puerto Rico, Hollarsmith *et al.* (2012) compararon bridas, epoxi y fijación en grietas naturales, obteniendo una mortalidad promedio del 7% después de un año. Franke *et al.* (2014) y Zarza *et al.* (2014), en el Caribe colombiano, centraron sus estudios en cemento y bridas, logrando tasas de supervivencia superiores al 80% en diferentes parques nacionales, incluyendo el Parque Nacional Corales del Rosario y San Bernardo (PNNCRSB).

En contraste, la presente investigación reveló una alta mortalidad (40%) y una proporción significativa de mortalidad parcial (56.7%) en los fragmentos trasplantados, a pesar de utilizar técnicas de fijación similares. Esta alta mortalidad, especialmente considerando el período relativamente corto de seguimiento, sugiere que la influencia de factores externos, están influyendo severamente de forma negativa en los fragmentos de nuestro sitio de estudio. Por su parte, Goergen y Gilliam (2018), además reportaron mortalidad parcial del 5.7% para un periodo de seguimiento de dos años, siendo atribuida a enfermedades, depredación, enterramiento por sedimentos o causas desconocidas.

Entre los principales factores que afectan la supervivencia de los corales trasplantados se encuentran variaciones anormales de temperatura, la mala calidad del agua, la depredación y las tormentas (Pizarro, 2014). La temperatura juega un papel crucial en la salud de los corales, ya que influye directamente en su relación simbiótica con las zooxantelas. Según Croquer *et al.* (2022), estas algas unicelulares proporcionan a los corales hasta el 90% de su energía. Sin embargo, el aumento de la temperatura puede perturbar esta asociación, desencadenando el blanqueamiento y debilitando al coral, haciéndolo más vulnerable a enfermedades y depredadores. En nuestro estudio, registramos una temperatura promedio de $29.4\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 0.76$, superando el rango óptimo de $24\text{-}28\text{ }^{\circ}\text{C}$ para corales mencionado por Croquer (2022) y dentro del umbral de blanqueamiento. Esta condición de estrés térmico, combinada con otros factores puede explicar la alta mortalidad observada en nuestros fragmentos de coral.

En cuanto a la calidad del agua, nuestra zona de estudio se ve influenciada por el Canal del Dique, que aportan agua dulce con una alta carga de sedimentos, nutrientes y contaminantes (Restrepo y Alvarado, 2011). En corales recién trasplantados, Padua (2023) señala que la reubicación en un nuevo entorno, especialmente en aguas de mala calidad, puede ser altamente estresante, y las colonias que no se han recuperado del proceso de recolección o no se han aclimatado adecuadamente son más vulnerables a las condiciones adversas, lo que las hace más susceptibles a enfermedades y depredadores como el gusano de fuego (*H. carunculata*). La presencia frecuente del gusano de fuego durante nuestros monitoreos actuó como un agente acelerador del deterioro de los corales, ya que al alimentarse de los pólipos ocasionaba lesiones adicionales que contribuían a la pérdida de tejido.

La mortalidad inicial observada durante este estudio coincide con los hallazgos de Herlán y Lirman (2009), quienes reportaron altas tasas de mortalidad durante las primeras tres semanas posteriores al trasplante, un periodo en el que las colonias son especialmente vulnerables ante la variedad de factores

estresantes. Sin embargo, la evolución de la mortalidad a lo largo del tiempo mostró patrones distintos. Mientras Herlán y Lirman (2009) reportaron una disminución en la mortalidad hasta alcanzar un 17.3% en las primeras 8 semanas, durante este estudio se registró un aumento sostenido. Estos autores destacan, que esta mortalidad se presenta antes de que los fragmentos puedan adherirse al sustrato y estabilizarse, un proceso crucial para para la supervivencia a largo plazo. Además, estos investigadores evaluaron el efecto de la posición (vertical u horizontal) en el crecimiento de fragmentos de *A. cervicornis* fijados con adhesivo epoxi. Aunque no encontraron diferencias significativas, observaron una tendencia hacia un mayor crecimiento en los fragmentos en posición horizontal. Este resultado, al igual que los hallazgos de esta investigación, sugieren que la posición de los fragmentos no es un factor determinante en el crecimiento, supervivencia y estado de salud de *A. cervicornis*.

El método de fijación de las colonias juega un papel crucial en el éxito de los proyectos de restauración, donde se busca mejorar la efectividad y eficiencia durante el trasplante, consiguiendo así maximizar las tasas de crecimiento y minimizar la mortalidad (Edwards, 2010). Los amarres plásticos, utilizados en esta investigación, se han usado como método de fijación en especies del género *Acropora*, y se ha comparado su desempeño con otras técnicas. En guarderías de cuerda horizontal, Griffin *et al.* (2012) encontraron que este material presentaba una mortalidad más alta (12,5 %) y un menor crecimiento lineal y de diámetro, en comparación con el alambre recubierto de goma y el alambre de monel. Por el contrario, Goergen y Gilliam (2018) hallaron que la mayor supervivencia se daba en colonias unidas a un clavo con una brida, en comparación con el epoxi de dos partes y los discos de cemento. La mortalidad presentada en este trabajo podría obedecer en parte a una falta de estabilidad en la fijación de las colonias a la estructura metálica por medio de las bridas, lo cual se hizo evidente con el giro y cambio de orientación de algunos fragmentos que estaban arriba de la varilla. En una comparación entre métodos de fijación teniendo en cuenta la estabilidad ofrecida por los mismo, Hollarsmith *et al.* (2012)

encontró que el empleo de epoxi es más exitoso por sobre el uso de bridas, ya que la mayor estabilidad del primero puede favorecer la gemación mientras que la inestabilidad se relaciona con una mayor mortalidad debida a la asfixia de los tejidos y la abrasión.

5.5 Conclusiones y recomendaciones

Los resultados obtenidos en este estudio revelan una alta tasa de mortalidad en los fragmentos trasplantados de *Acropora cervicornis*, a pesar de las diferentes variantes en las técnicas evaluadas. La falta de diferencias significativas entre los tratamientos sugiere que factores externos al diseño experimental, como la calidad del agua, temperatura y la presencia de depredadores, ejercen una influencia preponderante en la condición de salud de los corales.

La categorización de la cobertura de tejido vivo ha proporcionado una visión más precisa del estado de las colonias. Sin embargo, es probable que la elevada mortalidad generalizada haya enmascarado posibles diferencias entre los tratamientos. A pesar de esto, se destaca la importancia de complementar los datos de supervivencia con información detallada sobre la cobertura de tejido vivo y la presencia de signos de enfermedad con el fin de comprender mejor los factores que influyen en la salud de los corales.

Se recomienda garantizar la estabilidad de los fragmentos, ya que así se puede limitar un factor de estrés adicional que podría comprometer la salud de las colonias a largo plazo. Se recomienda además para el caso de fragmentos de gran tamaño o complejidad estructural, utilizar múltiples apoyos para asegurar su estabilidad. De preferencia evitar el contacto directo con el suelo marino, para evitar la muerte por acumulación de sedimento o el acceso de depredadores

Es importante reconocer las limitaciones de este estudio, como el uso de un solo genotipo, el tamaño de muestra relativamente pequeño, el período de estudio limitado y la reducida replicación. Estos factores pueden restringir la generalización de los resultados y subrayan la necesidad de investigaciones futuras con diseños experimentales más robustos y períodos de seguimiento más prolongados. Aunque los resultados entre tratamientos no mostraron diferencias significativas, se sugiere replicar el estudio en zonas con características fisicoquímicas y biológicas distintas.

5.6 Bibliografía

- Amar, K. and B. Rinkevich. 2007. A floating mid-water coral nursery as larval dispersion hub: testing an idea. *Marine Biology*: 151, 713-718 p.
- 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 Rev- de Humanidades y Ciencias Sociales*, 68 (1), 31-60 p.
- Edwards, A.J. 2010. Reef Rehabilitation Manual. Coral Reef Targeted Research & Capacity Building for Management Program: St Lucia, Australia. 166 p.
- Franke, R., E. Zarza, M. Cano-Correa, J. A. Wong-Lubo y E. Hernández, 2014. Aportes a la consolidación de un proceso regional para la conservación de arrecifes coralinos: ensayos para la estandarización de metodologías para el repoblamiento de especies amenazadas de género *Acropora* en tres Parques Nacionales Naturales del Caribe colombiano. *Biota. Colombiana.*, 15 (2): 115-131 p.
- Goergen, E. A. y D. S. Gilliam. 2018. Outplanting Technique, Host Genotype, and Site Affect the Initial Success of Outplanted *Acropora Cervicornis*. *PeerJ* 6: e4433. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5834935/>. 14/07/2024.
- Gómez-Cubillos, C., L. Licero, L. Perdomo, A. Rodríguez, D. Romero, D. Ballesteros- Contreras, D. Gómez-López, A. Melo, L. Chasqui, M. A. Ocampo, D. Alonso, J. García, C. Peña, M. Bastidas y C. Ricaurte. 2015. Portafolio “Áreas de arrecifes de coral, pastos marinos, playas de arena y manglares con potencial de restauración en Colombia”. Serie de Publicaciones Generales del Invemar No. 79, Santa Marta. 69 p.

- Griffin, S., H. Spathias, T. Moore, I. Baums and B. Griffin. 2012. Scaling up *Acropora* nurseries in the Caribbean and improving techniques. In Proceedings of the 12th International Coral Reef Symposium. Vol. 1: 1-5 p.
- Halpern, B. S., K. A. Selkoe, F. Michelli and C. V. Kappel. 2007. Evaluating and ranking the vulnerability of global marine ecosystems to anthropogenic threats. *Conservation Biology* 21: 1301-1315 p.
- Herlan, J. and D. Lirman. 2008. Development of a coral nursery program for the threatened coral *Acropora cervicornis* in Florida. *Proc 11th Int Coral Reef Symp* 24: 1244–1247 p.
- Hollarsmith, J., S. Griffin, y T. Moore. 2012. Éxito de las colonias de *Acropora cervicornis* trasplantadas en la restauración de arrecifes. En Actas del 12.º Simposio Internacional sobre Arrecifes de Coral. Universidad James Cook, Townsville, QLD, Australia. Vol. 20: 1-5
- Hughes, T. P., A. H. Baird, D. R. Bellwood, M. Card, S. R. Connolly, C. Folke, R. Grosberg, O. Hoegh-Guldberg, J. B. C. Jackson, J. M. Kleypas, J. M. Lough, P. Marshall, M. Nyström, S. R. Palumbi, J. M. Pandolfi, B. Rosen and J. Roughgarden. 2003. Climate change, human impact, and the resilience of coral reefs. *Science* 301: 929-933 p.
- Jackson J.B.C, M.K. Donovan, K.L. Cramer, V.V. Lam. 2014. Status and Trends of Caribbean Coral Reefs: 1970-2012. Global Coral Reef Monitoring Network, IUCN, Gland, Switzerland. 306 p
- Knowlton, N. K., R. E. Brainard, R. Fisher, M. Moews, L. Plaisance and M. J. Caley. 2010. Life in the world's oceans. Blackwell Publishing, United States of America. Coral Reef Biodiversity. 65-77 p.
- Ladd, M. C., A. A. Shantz, K. Nedimyer and D. E. Burkepille. 2016. Density dependence drives habitat production and survivorship of *Acropora cervicornis* used for restoration on a Caribbean coral reef. *Frontiers in Marine Science*, 3, 261 p.
- Moberg, F. y C. Folke. 1999. Ecological goods and services of coral reef ecosystems. *Ecological Economics* 29: 215-233 p.
- Padua, S., J. Velázquez, A. López, J. Nevárez, L.E. Díaz-Druet, S. E. Suleimán Ramos and A.E. Mercado-Molina. 2023. Demographic and population response of the threatened coral *Acropora cervicornis* (Scleractinia, Acroporidae) to fireworm corallivory. *Revista De Biología Tropical*, 71(S1), 254912. 1-15 p.
- Pineda Martínez, L. F. 2021. Restauración ecológica mediante la implementación de guarderías de coral de las especies *Acropora cervicornis* y *Acropora palmata*, en el Acuario y Museo del Mar El Rodadero, Santa Marta-Colombia. 96 p.

- Pizarro, V., V. Carrillo y A. García. 2014. Ensayo. Revisión y estado del arte de la restauración ecológica de arrecifes coralinos. *Biota Colombiana*, vol. 15: núm. 132-149 p.
- Restrepo, J. D. y E. M. Alvarado. 2011. Los sedimentos del río Magdalena y su impacto sobre los arrecifes coralinos de las Islas del Rosario: una prioridad de investigación nacional. 78-94 p.
- Souter, D., S. Planes, J. Wicquart, M. Logan, D. Obura and F. Staub. 2021. Status of coral reefs of the world: 2020 report. Global Coral Reef Monitoring Network (GCRMN) and International Coral Reef Initiative (ICRI). 2-195 p.
- Vargas, O. 2011. Restauración ecológica: biodiversidad y conservación. *Acta biol. Colomb.* vol: 16(2). 221-246 p.
- Zarza, E., A. Vargas, L. Londoño, A. Pacheco y D. Duque. 2014. Ensayo preliminar de crecimiento de fragmentos del coral amenazado *Acropora cervicornis* en una guardería colgante y experiencia piloto de trasplante en el Parque Nacional Natural Corales del Rosario y de San Bernardo, Caribe colombiano. *Biota Colombiana*, 102-113 p.

5.7 Anexos

Anexo A. Datos absolutos de la condición de fragmentos de *A. cervicornis* en cada día de monitoreo en función del tratamiento-posición, junto con datos de temperatura y número de depredadores observados

Días transcurridos	Temperatura (°C)	Tratamiento - Posición	Categoría de cobertura de tejido vivo				<i>H. carunculata</i> observados
			Totalmente vivo	Mayoría vivo	Mayoría muerto	Totalmente muerto	
0	29.9	Sa-Ar	15	0	0	0	0
		Sa-Ab	15	0	0	0	0
		Ca-Ar	15	0	0	0	0
		Ca-Ab	15	0	0	0	0
		Total	60	0	0	0	0
1	29.3	Sa-Ar	12	3	0	0	0
		Sa-Ab	15	0	0	0	0
		Ca-Ar	13	2	0	0	0
		Ca-Ab	14	1	0	0	0
		Total	54	6	0	0	0
2	29.3	Sa-Ar	12	3	0	0	0
		Sa-Ab	15	0	0	0	0
		Ca-Ar	12	3	0	0	0
		Ca-Ab	14	1	0	0	1
		Total	53	7	0	0	1
3	29.6	Sa-Ar	9	6	0	0	0
		Sa-Ab	11	4	0	0	0
		Ca-Ar	12	3	0	0	0
		Ca-Ab	14	1	0	0	0
		Total	46	14	0	0	0
8	30.3	Sa-Ar	6	8	1	0	0
		Sa-Ab	8	6	1	0	1
		Ca-Ar	9	5	1	0	0
		Ca-Ab	11	4	0	0	1
		Total	34	23	3	0	2
13	29.0	Sa-Ar	6	3	6	0	0
		Sa-Ab	8	3	3	1	0
		Ca-Ar	9	5	1	0	0
		Ca-Ab	9	5	1	0	2
		Total	32	16	11	1	2
18	29.3	Sa-Ar	5	3	6	1	0
		Sa-Ab	4	5	4	2	0
		Ca-Ar	10	4	1	0	1
		Ca-Ab	7	6	2	0	1

		Total	26	18	13	3	2
23	29.7	Sa-Ar	5	3	5	2	0
		Sa-Ab	2	6	4	3	1
		Ca-Ar	9	3	2	1	1
		Ca-Ab	7	7	1	0	0
		Total	23	19	12	6	2
28	28.0	Sa-Ar	3	3	7	2	2
		Sa-Ab	2	3	6	4	1
		Ca-Ar	8	4	2	1	2
		Ca-Ab	5	8	2	0	0
		Total	18	18	17	7	5
33	27.9	Sa-Ar	2	3	6	4	1
		Sa-Ab	0	4	6	5	2
		Ca-Ar	5	7	2	1	2
		Ca-Ab	3	9	2	1	2
		Total	10	23	16	11	7
52	30.0	Sa-Ar	2	3	4	6	1
		Sa-Ab	0	3	4	8	1
		Ca-Ar	1	5	7	2	1
		Ca-Ab	1	8	4	2	2
		Total	4	19	19	18	5
66	30.1	Sa-Ar	2	2	5	6	0
		Sa-Ab	0	2	4	9	1
		Ca-Ar	0	5	5	5	0
		Ca-Ab	0	7	4	4	2
		Total	2	16	18	24	3

6 Bibliografía

- Figueroa, B., C. Padilla, C. Zepeda, A.T. Banaszak, H.A. Lizárraga, L. Carne, T. Funderburk, A. Mujica, A. Giró. 2020. Guía práctica para la Restauración de Arrecifes. Mar Fun. Fondo para el Sistema Arrecifal Mesoamericano (Fondo SAM) Iniciativa Mesoamericana de Rescate de Arrecifes. 49 p.
- Frias-Torres, S., P.H. Montoya-Maya, N. Shah. 2018. Coral Reef Restoration Toolkit: A Field-Oriented Guide Developed in the Seychelles Islands. Nature Seychelles, Mahe, Republic of Seychelles. 74 p.
- Johnson, M.E., C. Lusic, E. Bartels, I.B. Baums, D.S. Gilliam, L. Larson, D. Lirman, M.W. Miller, K. Nedimyer, S. Schopmeyer. 2011. Guía de Restauración de Acropora del Caribe: Mejores prácticas para la Propagación y Restauración. The Nature Conservancy, Arlington, VA. 3-59 p.

Sellares-Blasco, R. I., S. D. Guendulain-García, M. F. Villalpando, A. Valdez Trinidad, y A. Cróquer, 2022.

Manual de reproducción asistida de corales: experiencia en República Dominicana. Santo Domingo: Fundación Dominicana de Estudios Marinos (FUNDEMAR); The Nature Conservancy; Red Arrecifal Dominicana; Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales. 1-55 p.

SINAC-GIZ. 2020. Protocolo para la restauración de arrecifes y comunidades coralinas de Costa Rica. San José, Costa Rica. 5- 103 p.

Zepeda-Centeno C., I. Mariño-Tapia, E. McLeod, R. RodríguezMartínez., L. Álvarez-Filip, A.T. Banaszak, M. Escudero-Castillo, R. Silva-Casarín, E. Mendoza-Baldwin, M. Beck y E. Shaver. 2018. Guía de manejo y restauración de arrecifes para mejorar la protección costera: recomendaciones para aplicación global basadas en lecciones aprendidas en México. The Nature Conservancy, México. 60 p.