UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

DESARROLLO DE LA METODOLOGÍA PARA LA APLICACIÓN DE VISIÓN ESTEREOSCÓPICA EN LA ESTIMACIÓN DE PARÁMETROS ECOLÓGICOS DE CORALES

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGO

PRESENTA:

ALEXIS GARCÍA RIVERO

ASESOR DE TESIS:

DR. ANTONIO VALENCIA HERNÁNDEZ

MÉXICO D.F. ENERO 2013

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

CARRERA DE BIOLOGÍA

ASUNTO: ASIGNACIÓN DE SINODALES

ESTIMADOS MAESTROS:

La Dirección de la Facultad de Estudios Superiores "Zaragoza", los ha nombrado como Sinodales del Examen Profesional del alumno:

GARCÍA RIVERO ALEXIS

Quien presenta como trabajo recepcional: **Desarrollo de la metodología para la aplicación de visión estereoscópica en la estimación de parámetros ecológicos de Corales.**

PRESIDENTE	M. en C. ERNESTO MENDOZA VALLEJO	_____
VOCAL	DR. ANTONIO VALENCIA HERNÁNDEZ	_____
SECRETARIO	DR. JOSÉ LUIS GÓMEZ MÁRQUEZ	_____
SUPLENTE	DR. ISAÍAS HAZARMABETH SALGADO UGARTE	_____
SUPLENTE	M. en C. NICTÉ RAMÍREZ PRIEGO	_____

Agradeceré por anticipado su aceptación y hago propia la ocasión para saludarles.

A T E N T A M E N T E
"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"
México, D. F., a 29 de enero de 2013.

FES ZARAGOZA CARRERA BIOLOGO UNAM

DR. CARLOS CASTILLEJOS CRUZ
JEFE DE LA CARRERA

c.c.p. Departamento de Control de Escolar
c.c.p. Interesado

Investigación realizada gracias a los programas UNAM-DGPA-PAPIIT IN223408 e IT226311. Agradecimiento por el apoyo a la investigación y por la beca otorgada.

Dedicatoria

A mi madre

Por esos desvelos desde pequeño, ese cariño y ese apoyo incondicional que siempre me has demostrado, te amo, aunque te pongas neuras.

A mi padre

¿Y ahora? ¿Qué sigue?, gracias por enseñarme a saber *"¿qué estoy fingiendo no saber?"*, te amo papá. Y ahora a seguir con la próxima meta.

A Maylina

Por aguantar todos mis maltratos, qué siempre han sido con mucho cariño, te amo hermanita.

Al Dr. Antonio Valencia Hernández

Por ampliar mi panorama, enseñarme que el mundo es diferente, dependiendo del lado del charco en el que estés, e impulsarme a crecer como persona y como profesionista. "*No solo se bueno, sé el mejor en lo que hagas".*

A mis tíos, tías y primas

Por estar ahí y ser parte fundamental de mi vida, sin ustedes no sería hoy quien soy, gracias.

Agradecimientos

Al Dr. TV por aceptarme en su proyecto, por su amistad, por compartir su conocimiento y por su tolerancia, que si bien no soy muy expresivo, lo considero como una de las personas más valiosas que he conocido en mi vida.

A MAHO (Burns) por su amistad y mostrarme un contexto del mundo que aún desconozco en su mayoría, pero que poco a poco va siendo parte de mí.

A RICHI (JC) por su amistad, por la buena ondez, por compartir sus ecuaciones y ayudarme a calcular y comprender la geometría 3D.

A Marquitos por ser tan…. Marquitos y por el mapa batimétrico.

Al Dr. Horacio Pérez España por permitir acompañarlo en sus muestreos y su apoyo en la identificación de corales.

A Santiaguillo, esté hermoso arrecife dónde tantas cosas increíbles, hermosas y graciosas pasaron.

A todas las personas que han entrado y salido de mi vida y son ahora parte de lo que soy.

A Don Armando por ese estupendo ceviche qué preparaba después de cada día de inmersiones.

“Sobre la superficie del globo el agua es lo general, la tierra una excepción”.

J. Michelet, 1909.

Contenido

Introducción 1
Especies coralinas 4
Cuantificación de la diversidad 6
Marco teórico 9
Justificación 11
Objetivos 12
Zona de estudio 12
Materiales y Métodos 15
Metodologías para el estudio de sistemas arrecifales 15
Desarrollo de la metodología 18
Muestreo 38
Resultados 40
Ancho de banda 40
Distancia cámara-objeto 40
Profundidad 43
Velocidad y número de fotografías por banda 45
Muestra mínima 46
Cobertura 48
Cálculo de dimensiones reales y visión 3D 48
Calibración 49
Especies coralinas “Zona profunda” 49
Especies coralinas “Zona somera” 50
Diversidad coralina 52
Abundancia coralina 54
Cobertura coralina relativa 56
Cobertura real 57
Análisis de resultados y Conclusiones 60
Recomendaciones 68
Anexos 72
Anexo 1 “Tabla de especies coralinas” 72
Anexo 2 “Especies coralinas” 74
Glosario 90
Tablas y figuras 92
Referencias 94

INTRODUCCIÓN

Los arrecifes de coral son ecosistemas marinos tropicales y subtropicales formados por la acumulación de restos calcáreos de distintos organismos, principalmente pólipos de coral. Estas acumulaciones forman estructuras submarinas complejas que sobresalen del fondo y frecuentemente llegan a la superficie del océano, dificultando su estudio (Carricart-Ganivet, 2008). El carácter sésil de los corales, su alta sensibilidad a cambios ambientales y su larga permanencia en el tiempo los hace útiles como indicadores de los cambios climáticos globales (Calderón-Aguilera *et al.*, 2007). Económicamente, los arrecifes de coral se utilizan tanto para la industria turística como la pesquera. En algunas áreas, este interés ha llevado a un significante desarrollo costero; sin embargo, el deterioro causado por actividades humanas como la sobrepesca, el desarrollo portuario y costero; así como la contaminación y el cambio climático global constituyen serias amenazas que provocan la vulnerabilidad de estos ecosistemas (Carricart-Ganivet, 2008; García-Salgado *et al.*, 2006).

El estudio de los arrecifes en el viejo mundo, se remonta a la época fenicia, en los principios de la navegación en aguas abiertas, donde había de cuidarse de no encallar en algún arrecife somero, por lo que se requerían de un capitán y marineros expertos, que supieran la posición exacta de estos, además de otros peligros que los asechaban, como corrientes, escollos o piratas (Fanțar y Aulesa, 1999).

En América los primeros arrecifes conocidos por los conquistadores fueron los del Golfo de México principalmente los veracruzanos, donde se instaló la Villa Rica de la Vera Cruz; sin embargo, estos no fueron los primeros en ser cartografiados, si no los del Caribe, por la peligrosidad que representaban para los marinos y sus embarcaciones (Solís, 1766).

Según Vargas-Hernández *et al.*, 1993 el Sistema Arrecifal Veracruzano (SAV) fue citado por primera por Heilprin en 1891 (Pollak, 1912); en 1912 Joubin publicó un mapa de los arrecifes coralinos del Golfo, basándose en Heilprin. Sin embargo, no fue sino hasta que Emery en 1963 publicó estudios de la geología, la topografía y los sedimentos del área, cuando se iniciaron formalmente las investigaciones en el SAV (Vargas-Hernández *et al.*, 1993).

Debido a los cambios que ocurren en los ecosistemas costeros, ya sea por eventos naturales o antropogénicos, es necesario contar con una línea de información para la protección y manejo de estos. Históricamente se desarrollaron diversos métodos para el estudio de las comunidades ícticas y coralinas de ambientes de arrecife, entre ellos figuran la pesca con cianuro, con explosivos, pesca de arrastre y con línea, lo que generaba un deterioro considerable de la zona y los organismos en ella (Alvarado *et al.*, 2004) por lo que se optó por usar métodos poco dañinos, como lo son los censos visuales. Con ellos puede realizarse la estimación del número de especies, número de organismos y tamaño individual aproximado. Brock en 1954 fue un pionero en el uso de diferentes técnicas de censos visuales acuáticos (CVA) siendo estas las que formaron las bases para los demás estudios de las comunidades de arrecifes (Brock, 1954). El carácter no destructivo de los CVA, su relativa facilidad de aplicación y su bajo costo, los hace atractivos para investigadores (Brock, 1982; Watson y Quinn, 1997), siendo estos repetibles en diferentes tiempos y circunstancias (Willis, 2001). Una gran variedad de métodos, a partir de las bases de los CVA, han sido aplicados para el censo de comunidades bentónicas sésiles en los arrecifes coralinos, como cuadrantes, transectos lineales, aleatorios, punto fijo, etcétera.

Varios autores han reconocido dificultades y deficiencias de estos métodos, como problemas para la identificación de ciertas especies, estimación de los tamaños reales, y dificultad para evaluar la abundancia en áreas de alto relieve topográfico, por citar algunas (Brock, 1982), aunque estos métodos tienen ya varias décadas usándose siguen vigentes por sus propiedades y en algunos casos se emplea tecnología más sofisticada para su realización, como el uso de sistemas fotográficos y actualmente la tecnología 3D, que reduce la subjetividad del método empleado, aunque aún se debate en la veracidad y congruencia en el uso de estas (Rogers *et al.*, 1994).

Las primeras fotografías subacuáticas tomadas desde el interior de carcasas datan de 1850 con placas de vidrio de por medio, pero no fue sino hasta 1930 con la invención de los sellos o-ring que las carcasas fueron eficaces contra el agua. Subsecuentemente con la invención del regulador en 1943 por Jacques-Yves Cousteau y Émile Gagnan (Jackson, 2000), utilizado actualmente para el buceo autónomo y el uso más generalizado de equipo SCUBA en 1950, que

la toma de video submarino se hizo más común conforme aumentaba el número de buzos en el mundo (Shortis *et al.*, 2007). En 1957 fue inventada y comercializada, por *Nikon,* la primera cámara a prueba de agua, pudiendo ser utilizada tanto en superficie como bajo el agua, con lentes estereoscópicos impermeables, la cual se utilizó en 1962 para el estudio de pastos marinos (Shortis *et al.*, 2007). Desde los 80´s muchos científicos y biólogos marinos empezaron a experimentar con la fotografía y el video como una herramienta no destructiva para el muestreo de organismos y mapeo de hábitats, como la medición del crecimiento coralino (Done, 1981) y la estimación de los tiburones que nadan libremente (Klimley y Brown, 1983).

La fotogrametría es la ciencia de la medición geométrica a partir de imágenes fotográficas (Newby, 2007). Littler, 1968 fue de los primeros investigadores en aplicar la fotogrametría para el estudio de algas marinas. A partir de entonces, se ha ido implementando en diferentes aplicaciones, entre ellas el estudio de arrecifes coralinos. La fotografía es útil para documentar las condiciones generales del arrecife, los cambios en su estructura y los efectos de daños naturales y antropogénicos. Debido a la variedad de técnicas de muestreo disponibles la fotografía se puede usar para llevar a cabo estudios cualitativos rápidos de los cambios en el arrecife o para análisis cuantitativos detallados (Rogers *et al.*, 1994).

Rogers *et al.*, 1994 mencionan que la fotografía, como técnica de monitoreo tiene la ventaja de ser relativamente fácil de emplear tanto para voluntarios y otras personas que no han sido entrenadas como biólogos de arrecifes; sin embargo presenta varias limitaciones, como la identificación de especies, la colecta de información cuantitativa en áreas de octocorales grandes y/o abundantes, la identificación de pequeños cambios en un área reducida (esto por la dificultad de muestrear el mismo punto en repetidas ocasiones), además que las fotografías sólo proveen una visión bi-dimensional del arrecife, por lo que no pueden ser utilizadas para estimar el relieve espacial; sin embargo, la estereofotografía produce pares estereoscópicos que pueden arrojar información sobre el relieve, el tamaño real y forma de las distintas especies, mediante el uso de triangulación; técnicamente este método es más complejo y requiere sistemas de análisis sofisticados pero reduce la subjetividad en comparación con el método visual (Rogers *et al.*, 1994).

En la actualidad el desarrollo tecnológico permite contar con instrumentos que rompen con las limitaciones que en cierto momento coartaban el uso de la visión estereoscópica. Ejemplo de ello son las cámaras digitales de alta resolución y sistemas de video de alta definición que permiten discriminar con más detalle a los organismos, los sistemas de geolocalización y posicionamiento geográfico que permiten el seguimiento temporal de los mismos ambientes, discos duros de alta capacidad para el almacenamiento masivo de imágenes, etcétera; sin embargo, la sola existencia del equipo no garantiza su aplicación adecuada, tampoco la repetitividad de resultados debido a la gran variedad de factores ambientales que imperan en los sistemas arrecifales y la configuración del equipo, por ejemplo, ¿Cuál debe ser la configuración geométrica de las cámaras, en paralelo ó enfocadas a un punto particular? ¿Cuál es la distancia focal adecuada? ¿Cuál es el campo de visión óptimo para el reconocimiento de organismos de determinados tamaños? ¿Cuál es el mejor factor resolución-tamaño de imagen?; logísticamente hay factores que deben permanecer relativamente constantes, tal es el caso del ángulo de inclinación de las cámaras, proporción columna de agua-área bentónica, hora del día y ángulo respecto al ángulo de inclinación solar, cantidad de buzos y función de cada uno, etcétera, y por último, la calibración del equipo respecto a las necesidades de muestreo: flotabilidad neutra del sistema, posicionamiento horizontal respecto a la horizontal terrestre, maniobrabilidad y disparo automático entre otros. Todo esto realza la importancia del desarrollo de una adecuada metodología de muestreo para la aplicación de visión estereoscópica que contemple los factores antes mencionados, que mantenga la sistematización al máximo reduciendo la subjetividad al mínimo, es decir, que un buen muestreo dependa más del seguimiento de un buen protocolo que de la experiencia y habilidad de los censadores.

Especies coralinas

La amplia distribución y los diversos hábitats donde se alojan el grupo de los Cnidarios los hacen parte fundamental de los ambientes marinos pelágicos, bentónicos y litorales (INVEMAR, 2010). Cairns *et al.*, 2009 y Clarkson, 1998 estiman que existen alrededor de 10000 especies de

Cnidarios y más de 20000 especies fósiles. Los Cnidarios se clasifican en cinco clases según Daly *et al.*, 2007: Anthozoa (octocorales y hexacorales), Cubozoa (cubomedusas), Hidrozoa (hidras y corales de fuego), Scyphozoa (medusas) y Staurozoa (estauromedusas). La clase Anthozoa está conformada por dos subclases principales, Hexacorallia (pólipos con simetría radial con septos en múltiplos de seis) y Octocorallia (pólipos con ocho tentáculos); los hexacorales están representados por los órdenes Actiniaria (anémonas), Corallimorpharia (coralimorfarios), Ceriantharia (anémonas tubo), Zoanthidea (zoantídeos), Anthipataria (corales negros) y Scleractinia (corales duros); los octorales comprenden los órdenes Alcyonacea (corales blandos y gorgonias), Helioporacea (corales azules) y Pennatulacea llamados comúnmente lápices de mar (INVEMAR, 2010).

El grupo de los Cnidarios es uno de los phylums más reconocidos en el medio marino puesto que en él se encuentra uno de los taxones de mayor importancia ecológica para el hombre, los corales del orden Scleractinia (corales duros formadores de arrecifes), estos organismos simbiontes están constituidos de carbonato de calcio en forma de aragonita (INVEMAR, 2010; Reyes *et al.*, 2010), lo que les permite construir estructuras de una gran variedad de formas y tamaños, los arrecifes coralinos. Estos se clasifican de acuerdo a su origen, forma y cercanía a la costa, teniendo cuatro formas básicas: atolones, arrecifes de barrera, arrecifes marginales y arrecifes de plataforma, siendo estos últimos dos, las formas más representativas de los arrecifes mexicanos (Chávez-Hidalgo, 2009; Chávez e Hidalgo, 1998).

Según Chávez e Hidalgo, 1998 gran parte de los arrecifes del golfo de México incluyendo a los arrecifes de Tuxpan, Blanquilla, Lobos, Isla Verde, Isla de Enmedio, Santiaguillo, etcétera, presentan forma de plataforma contrariamente a lo que sucede del lado del pacífico, donde la gran mayoría de estos son de tipo marginal. Los arrecifes veracruzanos se distinguen del resto, entre otras cosas, por ser los más expuestos a efectos locales fuertes, como las descargas del río Jamapa y Papaloapan, además de encontrarse en el puerto más grande del país y estar junto a la ciudad costera más grande de México (Pérez España, 2008), lo que deriva la importancia de grandes estudios en esta zona, por las repercusiones del efecto conjunto de lo mencionado anteriormente.

Los arrecifes veracruzanos tiene un área total de 3200 has (Arceo-Briseño, 2005), en la que habitan 1400 especies de las cuales según Carricart-Genivet, 1994, 38 especies son de corales hermatípicos; sin embargo Horta Puga y Tello Musi, 2009; Jones *et al.*, 2008; Pérez España, 2008 solo ubican 30 especies para el PNSAV y de estas Jones *et al.*, 2008 ubica solo a 13 especies en el arrecife Santiaguillo (Anexo 1 "Tabla de especies coralinas")

Cuantificación de la diversidad

Generalmente los estudios que se encargan de cuantificar la biodiversidad se centran en la búsqueda de parámetros que puedan caracterizarla, como una propiedad emergente de las comunidades ecológicas; sin embargo, éstas no están aisladas en un entorno neutro. Para monitorear el efecto de los cambios en el ambiente se necesita contar con información de la diversidad biológica y también de la tasa de cambio de la biodiversidad entre distintas comunidades, todo esto para conocer su contribución a nivel regional y poder diseñar estrategias de conservación, con el fin de implementar acciones concretas a una escala local (Moreno, 2001).

La gran mayoría de los métodos propuestos para evaluar la diversidad de especies se refieren a la diversidad alfa, es decir, la diversidad dentro de las comunidades. Para diferenciar entre los distintos métodos en función de las variables biológicas que miden, se plantean dos grupos de métodos 1) Métodos basados en la cuantificación del número de especies presentes como lo índices de Margalef y Menhinick y 2) Métodos basados en la estructura de la comunidad como los índices de Simpson y Shannon-Wiener (Moreno, 2001).

Riqueza específica

La riqueza específica es la forma más sencilla de medir la biodiversidad, ya que se basa únicamente en el número de especies presentes, sin tomar en cuenta el valor de importancia de las mismas.

El índice de Margalef (Ecuación 1) transforma el número de especies por muestra a una proporción a la cual las especies son añadidas por expansión de la muestra (Moreno, 2001), valores inferiores a 2.0 son relacionados con zonas de baja diversidad mientras que los superiores a 5.0 se relacionan con alta diversidad.

$$D_{Mg}=\frac{S-1}{ln\,N}$$ **Ecuación 1**

Donde S: número de especies
N: número total de individuos

(Moreno, 2001)

El índice de Menhinick (Ecuación 2) al igual que el índice de Margalef, se basa en la relación entre el número de especies y el número total de individuos observados, que aumenta al aumentar el tamaño de la muestra.

$$D_{Mn}=\frac{S}{\sqrt{N}}$$ **Ecuación 2**

Donde S: número de especies
N: número total de individuos

(Moreno, 2001)

Diversidad

Los índices basados en la dominancia son parámetros inversos al concepto de uniformidad o equidad de la comunidad, toman en cuenta la representatividad de las especies con mayor valor de importancia sin evaluar la contribución del resto de las especies (Moreno, 2001).

El índice de Simpson (Ecuación 3) manifiesta la probabilidad de que dos individuos tomados al azar de una muestra sean de la misma especie.

$$\lambda=\sum p_i^2$$

Ecuación 3

Donde p_i: Abundancia proporcional de la especie *i*, es decir, el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra

(Moreno, 2001)

El índice de equidad de Shannon-Wiener (Ecuación 4) mide el grado promedio de incertidumbre en predecir a que especie pertenecerá un individuo escogido al azar, varia de 0 a ∞, siendo los ecosistemas con mayores valores las selvas tropicales y los arrecifes coralinos. Sin embargo, los valores del índice en el mundo real oscilan de 1.5 a 3.5 pudiendo ser mayores a 4.5 teóricamente; siendo considerados ambientes más perturbados los sitios con bajos valores, es difícil comparar los valores entre sitios, ya que este puede variar dependiendo de la abundancia relativa o la riqueza de especies (Washington, 1984).

$$H'=-\sum p_i \ln p_i$$

Ecuación 4

Donde p_i: Abundancia proporcional de la especie *i*, es decir, el número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra

(Moreno, 2001)

Muestra mínima

La estimación de la abundancia de organismos de un mismo tipo puede realizarse utilizando diferentes tipos de estimadores basándose en la noción de individuo; sin embargo, la abundancia de una especie no siempre refleja la magnitud e importancia que tiene para el sistema.

En ocasiones resulta interesante utilizar unidades que no consideran directamente el número de individuos sino otros aspectos que pueden tener importancia funcional, como la cobertura o

la biomasa. La cobertura puede definirse como el porcentaje de la superficie muestreada que está recubierta por la proyección vertical de los organismos estudiados (Unioviedo, 2011).

Ante la dificultad de medir al total de organismos de la unidad de estudio es necesaria la estimación de parámetros poblacionales a partir de parámetros de muestras significativas extendibles a toda la población. El tamaño de la muestra necesario estará condicionado por los objetivos del estudio, que determinarán el diseño, las variables que deben considerarse y todo el método planteado para dar respuesta a dichos objetivos (Gallego, 2004).

La Ecuación 5 para la estimación del tamaño de muestra mínima, fue la utilizada en este estudio.

$$n = \frac{(t\text{^}2 * S^2)}{(p * \ddot{x})\text{^}2}$$ **Ecuación 5**

Donde *n:* Tamaño de muestra mínima
t: t de student al 95% de confianza
s^2*:* Varianza del número de especies encontradas por foto en la banda
p: Precisión
$\bar{x}$*:* Promedio del número de especies encontradas por foto en la banda

(Gallego, 2004; Mateu y Casal, 2003)

MARCO TEÓRICO

La distribución geográfica de los corales formadores de arrecifes está relacionada con la temperatura del agua de 20°C a 30°C (Castro y Huber, 2003), por lo que los corales se ubican principalmente en los mares tropicales y subtropicales, en zonas poco profundas no mayores a 50 m, bien iluminadas y cercanas a la costa (Buddemeier *et al.*, 2004). Se encuentran primordialmente en Oceanía, junto a las costas Noroeste y Noreste de Australia "la Gran barrera de coral australiano", en el océano Índico y en las costas orientales de África y América "el Sistema Arrecifal Mesoamericano" (Buddemeier *et al.*, 2004; Castro y Huber, 2003). Esto ha

llevado a la creación, en los distintos países donde se albergan, de organizaciones, programas y protocolos para del estudio, monitoreo y aprovechamiento de estos ecosistemas, como el protocolo para la "Evaluación rápida de arrecifes del Atlántico y el Golfo" (AGRRA por sus siglas en Inglés: "Atlantic and Gulf Rapid Reef Assessment"), el cual es un programa de colaboración internacional desarrollado en Florida, por la universidad de Miami para la determinación de la condición general de los arrecifes, en el atlántico occidental, el golfo de México y el caribe, así como el AIMS (Australian Institute of Marine Science), una organización gubernamental Australiana, que se encarga del estudio y manejo de sus arrecifes y el CARICOMP (Caribbean Coastal Marine Productivity Program), programa que incluye 22 países a lo largo del Caribe. Al igual que la AGRRA, estos manejan un protocolo de monitoreo para el estudio de estas comunidades en sus respectivas zonas (AGRRA, 2011; AIMS, 2011; CARICOMP, 2011).

El protocolo del AGRRA supone un método más completo para la evaluación de la condición de los arrecifes coralinos en diferentes estratos (peces, corales y bentos), con un protocolo delineado, herramientas específicas y formatos de conteo y clasificación útiles; sin embargo, sigue la misma línea del censo visual, con dificultades más atenuadas, pero todavía subjetivas por el hecho de que cada censador en determinado momento debe tomar decisiones basadas en un criterio personal, arrojando en ocasiones datos diferentes en un mismo muestreo.

En los últimos 40 años se han empleado sistemas de medición videométrica con el uso de estereocámaras y cámaras individuales en una gran variedad de configuraciones y usos acompañadas comúnmente de un marco de referencia para facilitar la escala y orientación, (p.e. la medición de submarinos, la reparación de equipos marinos, estudios arqueológicos, naufragios y estudios de abundancia en el fondo del mar). Los enfoques básicos de la geometría fotogramétrica siguen empleándose, a pesar de que la calidad de imagen y el uso de video digital han avanzado considerablemente, como la introducción de cámaras de video portátiles submarinas y el uso de laser en la década de los 90's (para determinar la escala aproximada en las imágenes). Las mejoras sustanciales en cuanto a resolución y fidelidad de las imágenes está permitiendo nuevas posibilidades para una medición precisa y fiable de superficies 3D. Gracias a esta versatilidad se han podido medir especies móviles como crustáceos y peces pelágicos,

pudiendo estimarse con seguridad las abundancias poblacionales y sus biomasas. Sin embargo, a pesar de los avances tecnológicos y de equipo que se ha logrado, las técnicas para el estudio de comunidades marinas se siguen basando en los métodos tradicionales, como los censos visuales (Shortis *et al.*, 2007).

JUSTIFICACIÓN

Son pocos los antecedentes que se tienen del uso de imágenes estereoscópicas para el estudio de comunidades marinas a pesar del desarrollo que se ha tenido en los últimos años. Done, 1981 realizó un trabajo enfocado al cálculo del área cubierta por coral y su incremento mensual en el arrecife John Brewer, localizado cerca de Townsville Australia. Él realizó transectos utilizando cámaras de fotografía química en posición estereoscópica, al considerar a esta herramienta útil, eficiente y práctica para estudios marinos a pesar de las limitaciones tecnológicas que se tenían en ese tiempo; Done concluyó que el potencial de la fotogrametría es muy alto para el estudio de arrecifes y se debe continuar trabajando en el foto-análisis para la determinación tridimensional de superficies y cambios en el ambiente. Las principales instituciones que han hecho uso de esta tecnología para el estudio marino son las australianas, sobresaliendo los trabajos de Harvey y Shortis, enfocados a la estereoscopia y su uso en comunidades marinas, por ejemplo, Harvey y Shortis, 1996 presentan un prototipo estereoscópico submarino con el que se miden siluetas de peces plásticos, realizándolas precisa y repetiblemente cuando la orientación de las cámaras estereoscópicas era inferior a 75°. En otro trabajo, Harvey *et al.*, 2004 muestran los errores y sesgos que llegan a tener buzos censadores expertos y novatos (referente a las distancias estimadas en el agua) comparándolos con el sistema de video estereoscópico; ellos encontraron que la media del error relativo en buzos censadores expertos es mayor que la de los novatos y a la vez éstas son mayores que la del sistema de video estereoscópico (-11.7% > -5.0% > -0.9%). Shortis *et al.*, 2007 hicieron una revisión de los distintos aparatos estereoscópicos utilizados para el estudio y medición de organismos acuáticos en universidades australianas y norteamericanas, concluyendo que aún hay una largo camino por recorrer, puesto que la medición por parte de estos aparatos no es

tan precisa como se desearía por las condiciones ambientales tan variantes en el medio marino, sin embargo, conforme se avanza en la tecnología se espera que en un futuro estas mediciones sean automatizadas, lo que sería benéfico para los estudios en este medio pudiendo evitar la subjetividad en los criterios y las limitantes humanas.

Como se observa los únicos estudios de visión estereoscópica aplicados a sistemas marinos que se tienen son principalmente australianos, en México no se cuenta con reporte alguno sobre el estudio de arrecifes coralinos aplicando visión estereoscópica, ni de alguna metodología concisa para su desarrollo y aplicación, aunado a que en Australia y los Estados Unidos de Norteamérica los trabajos realizados no siguen propiamente una metodología con aplicaciones que vayan más allá de la medición bajo el agua, ni propuestas que contrasten la relevancia de este nuevo método para el estudio de corales y la comparen con los métodos tradicionales, magnificando así la importa de desarrollar en nuestro país una metodología que nos permita hacer este tipo de estudios en nuestros ecosistemas nacionales y sentar una base estandarizada para el estudio sistemático de estos biomas.

OBJETIVOS

Desarrollar una metodología para el conteo de especies coralinas y organismos (número y tamaño) por especie.

Comparar la eficiencia de la nueva metodología para el conteo de especies, número de organismos y cobertura, respecto al método tradicional.

Aplicar la metodología en el arrecife Santiaguillo del PNSAV.

Zona de estudio

El Estado de “Veracruz de Ignacio de la Llave” comprende una larga franja de tierra de bordes irregulares delimitada por mar y montañas. Tiene una extensión territorial de 78,815 kilómetros cuadrados, representando el 3.7% de la superficie del País; el litoral Veracruzano tiene una

longitud de 745 kilómetros y climas variados que van desde tropical y subtropical en las zonas costeras, hasta frío en las zonas serranas y de montaña (SEDECOP, 2010).

El Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano (PNSAV) se sitúa entre las coordenadas 19°00'00'' y 19°16'00'' de latitud Norte y 95°45'00'' y 96°12'00'' de longitud Oeste en la porción central del Estado. Está formado por un grupo de islotes y 23 arrecifes, de los cuales 12 se localizan frente al poblado de Antón Lizardo y el resto frente al Puerto de Veracruz. Este parque abarca los municipios de Veracruz, Boca del Río y Alvarado, con una superficie de 52,239 hectáreas (INE, 2011; SEDECOP, 2010; Winfield *et al.*, 2010).

Una de las características del PNSAV es su variabilidad estacional, el cual está determinado por el patrón de vientos y el hidrodinámico que, del mes de abril a agosto, genera corrientes marinas que van de sur a norte y de septiembre a marzo va de norte a sur (Zavala-Hidalgo *et al.*, 2003). Este contraste genera dos épocas del año, la llamada época de “nortes” que ocurre en otoño e inverno, a la cual se le asocia con una mayor turbulencia en el sistema y la otra época llamada de “lluvias”, que ocurre en el verano, lo que implica cambios en el volumen y naturaleza de la materia orgánica que llega al SAV, así como en el destino de las aguas negras de la ciudad (Tunnell, 1988, Pérez España, 2008).

El estudio se llevó a cabo en el arrecife Santiaguillo (Figura 1). Ubicado en el margen nor-oriental del PNSAV a unos 20 km del poblado de Antón Lizardo, junto con los arrecifes anegada de afuera, anegadilla y topatillo. Este arrecife se caracteriza por ser el más alejado de la costa y según Pérez España, 2008 este presenta una cobertura coralina elevada, caracterizado por colonias de *Acropora palmata* en barlovento y *A. cervicornis* en sotavento.

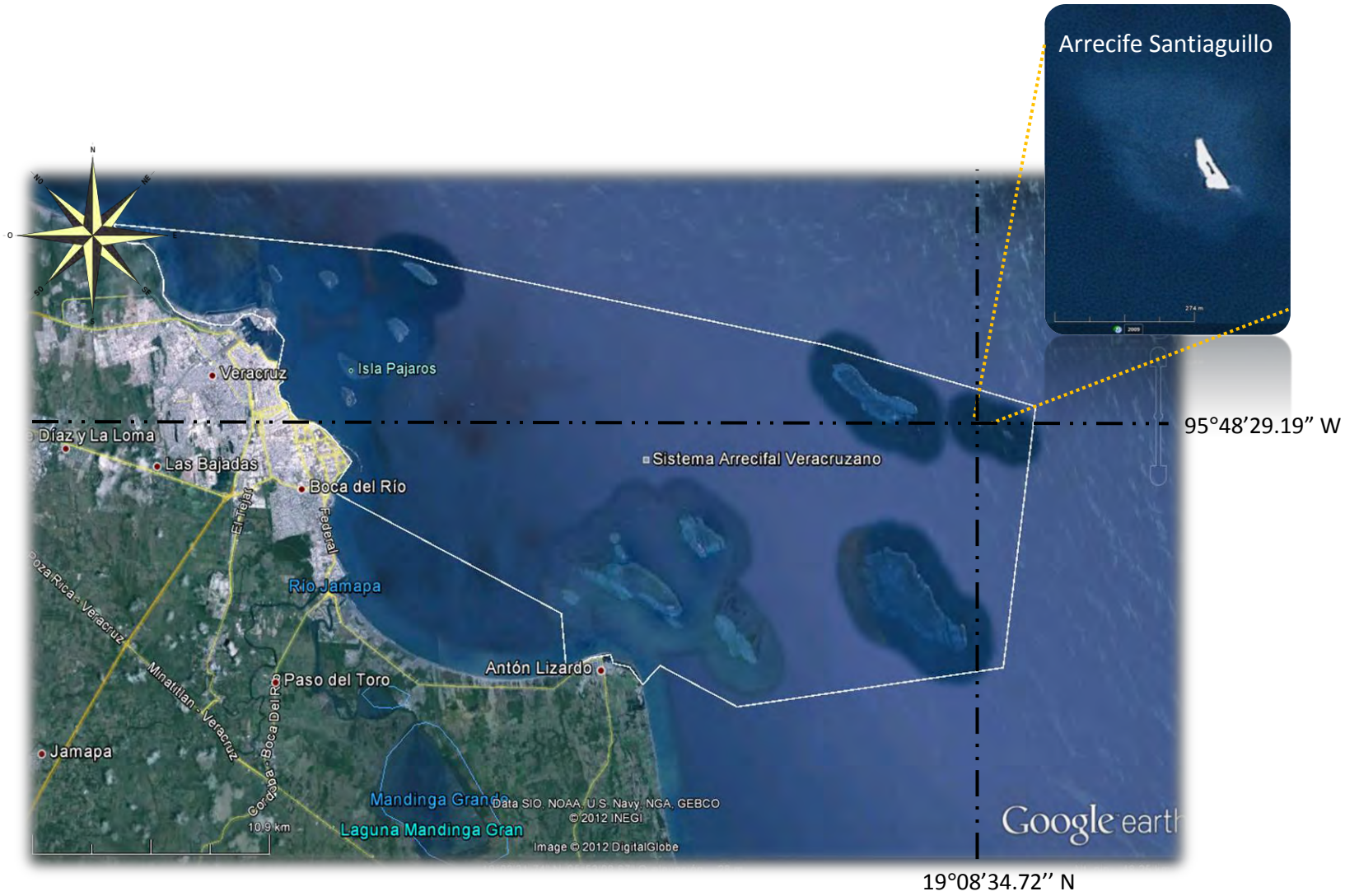


Figura 1 Posición del Arrecife de Santiaguillo dentro del PNSAV**:** El arrecife de la isla de Santiaguillo se encuentra integrado en el margen nor-oriental del PNSAV, en las coordenadas 19°08’34.72’’ N y 95°48’29.19W (Google-Earth, 2011).

MATERIALES Y MÉTODOS

Metodologías para el estudio de sistemas arrecifales

Metodología AGRRA

La metodología del AGRRA indica cómo seleccionar el sitio para el estudio, define un sitio de muestreo como un hábitat de un mínimo de 200 m x 200 m de extensión espacial que es accesible desde bote, nadando o desde la orilla con una profundidad de 5 a 20 metros preferiblemente, donde se lleve a cabo un muestreo aleatorio estratificado, con sitios previamente geolocalizados, pudiéndose cambiar el punto de muestreo en un radio de 100 m por motivos climáticos o dificultades técnicas tales como error en la localización del hábitat, o la dificultad para el acceso a ella. Además estipula que el número de buzos requeridos para completar el estudio en una sola inmersión, depende de la profundidad, la geomorfología del hábitat, la abundancia, diversidad y tamaño de los corales, siendo un mínimo de 2 buzos, solo para el estudio coralino y 4 más para el estudio de peces y bentos, más otro que registre en video o fotografía el transecto y aspectos importantes del sitio muestreado. Cada transecto debe tener una longitud de 10 m para corales y 30 m para peces. El estudio se realiza mediante censos visuales, preferiblemente de 10:00 a 14:00 horas, cuando la visibilidad bajo el agua se encuentra al máximo debido a la incidencia de luz directamente sobre el sitio. Los datos se registran en tablas predefinidas por la AGRRA proporcionadas en su página web, que incluyen: código de especie, medidas, enfermedades, estado fragmentado o en colonia, por citar algunos.

El AGRRA define el material que cada buzo debe cargar consigo además de su equipo básico (máscara, aletas, snorkel, lastre) y SCUBA, como tablilla de escritura sumergible, hojas de conteo sumergibles, anteojos sumergibles (si es necesario), cuerda para transecto de 30 m y para medir corales.

Para comenzar el muestreo debe de seleccionarse el punto de inicio al azar cerrando los ojos y girando conforme se sumerge, dejando caer unos metros antes del fondo un indicador que marque la ruta a seguir, tomando hora de inicio y temperatura del fondo, sujetar el inicio de la

cuerda en un lugar inmóvil y trazar el transecto, de 10 m de largo por 1 m de ancho a cada lado de la cuerda, evitando bordes irregulares en el arrecife o declives con profundidades mayores a más de 10 m con respeto al inicio; iniciar el conteo, haciendo caso omiso de corales menor a 4 cm y de corales ramificados muertos que han perdido la mayor parte de sus ramas, se debe medir la longitud y anchura máxima de los corales, así como si están en solitario o en conglomerados y las enfermedades que presenten; después de eso soltar la cuerda, asegurarse de que todos los corales se contaron y ubicaron en su respecto *taxa* y terminar la inmersión para trasladar los datos de la hoja de conteo a una hoja de cálculo para su uso subsecuente.

El AGRRA no especifica que estadísticos utilizar para el análisis de datos obtenidos, sin embargo está diseñado para dar información sobre la composición de especies, diversidad, abundancia y medir la densidad y tamaño de los organismos.

(Lang *et al.*, 2010)

Protocolo CARICOMP

El objetivo del protocolo de la CARICOMP es la evaluación de la incidencia y distribución de las enfermedades que afectan a los corales y octocorales de toda la región del Gran Caribe. En el protocolo se pueden implementar diversos métodos de muestreo (cuadrantes, transectos de cadena, transectos, etc.), siguiendo el estándar del AGRRA, con transectos de banda de 10 m de largo por 2 de ancho, por cada localidad en un intervalo de profundidad, donde la unidad de muestreo es la colonia o *ramet*. Las especies del ramet deben ser identificadas por lo menos llegando a género y se debe describir su forma conforme a los lineamentos CARICOMP (ramificada, costrosa, foliosa masiva o milleporida). Utilizando tarjetas sumergibles para la identificación de enfermedades y otras causas de mortandad en los corales, distribuidos por CARICOMP, se determina si cada *ramet* es saludable o no, y si nó, en la categoría en que se encuentra (blanqueamiento, heridos o enfermos), otro apartado del mismo protocolo surge con el propósito de evaluar la incidencia de enfermedades en distintos intervalos de profundidad en dos estaciones de muestreo por cada localidad (para la comparación de los

arrecifes de cada país integrante del CARICOMP), ubicándose la primera de preferencia en un sitio cercano a una zona de impacto antropogénico y la otra en un sitio lejano de ésta, con intervalos de profundidad de 0 a 5 m, 5 a 10 m y 10 a 15 m en los casos que sea posible y transectos de 20m de largo por 2 m de ancho y separaciones de 100 m en cada conjunto de 6 transectos, donde se toman los datos mencionados anteriormente.

(CARICOMP, 2001)

Metodología AIMS

Para el monitoreo de arrecifes el AIMS utiliza una base de datos IP llamado GBROOS (Great Barrier Reef Ocean Observing System), que se vale de varios componentes para la obtención de datos como el IMOS (Integrated Marine Observing System), que es un programa nacional para observar los océanos alrededor de Australia que ocupa los SBRUVS y BRUVS (Stereo Baited Remote Underwater Video Stations y Baited Remote Underwater Video Stations), para la toma de datos de los organismos, o el FAIMMS (Facility for the Automated Intelligent Monitoring of Marine Systems), que integra una red de sensores capaz de monitorear las condiciones ambientales de los mares australianos, además del SST (Sea Surface Temperature), que compara la temperatura ambiente con la superficial del mar vía satélite. Los datos se integran a la base de datos GBROOS junto con información de los buques de investigación.

La recolecta de información de especies bénticas marinas se hace mediante transectos de banda con 50 m de largo por 2 m de ancho con cámaras digitales 2D, con 5 transectos por sitio, examinando primero el perímetro del arrecife mediante “remolques manta” (un miembro del equipo es remolcado por una lancha, mientras que éste observa el arrecife debajo de él). De los tramos continuos del arrecife se elige uno al azar, donde se realiza el estudio propiamente dicho (evaluación de la abundancia, diversidad y enfermedades); cada sitio debe estar separado 250 m del anterior, siempre que sea posible y con una profundidad entre 10 y 40 m.

(AIMS, 2011)

Desarrollo de la metodología

Para el desarrollo de la metodología se ocuparon dos cámaras CANON G9, con sus respectivos housing, una cuerda de 20 m, una cinta métrica de 30 m, una base de plástico, restos de coral, un exposímetro en una bolsa sumergible, computador de buceo y el equipo S.C.U.B.A. correspondiente para cada buzo, cada uno de estos componentes fue parte importante del desarrollo ya que nos permitieron obtener los datos necesarios para la calibración, el ancho de banda, la profundidad, la distancia cámara-objeto, la velocidad de desplazamiento y el número de fotografías por banda. La dimensión de un transecto corresponde a una banda, el ancho de esta hace referencia lo que llamamos “ancho de banda”, el cual depende de diversos factores, sobre los cuales se profundizará más adelante. La profundidad, distancia cámara-objeto y la geometría 3D así como la resolución e inclinación solar son factores de gran importancia que repercuten en la toma de datos, por lo que conocer los valores óptimos de cada uno es parte de los objetivos del desarrollo de la metodología.

La siete ecuaciones que a continuación se muestran (de la ecuación 6 a la 12) fueron derivadas por el equipo de trabajo y son parte de otro proyecto, el cual se encuentra en fase de preparación para su publicación.

Toma de datos

Para la toma de datos se utilizaron dos cámaras CANON G9, con sus respectivos housing, dispuestos céntricamente sobre un mecanismo de disparo simultáneo, más una brújula sumergible, que nos permitiera indicar el rumbo a seguir, GPS para posicionar el inicio de las bandas, una cinta métrica de 30 m, y computador de buceo, además el equipo básico S.C.U.B.A. para cada buzo.

Ancho de banda

Para el ancho de banda se tomó como referencia el sugerido por el AGRRA (2 m). Para el sistema estereoscópico, el ancho de banda depende geométricamente de la distancia de las cámaras respecto al fondo, del ángulo de visión de las cámaras y del grado de traslape del campo de visión de las mismas. Operativamente también depende de la estabilidad de las cámaras respecto al fondo, de la cantidad de luz (hora del día, transparencia y profundidad), relieve del fondo y resolución de las cámaras.

El ángulo de visión es el factor que determina la parte de la escena que es captada por el sensor de la cámara, es decir, el área capturada por cada imagen, la cual corresponderá al ancho de banda. Según el fabricante, para la cámara CANON G9 el ángulo de visión es 55°, sin embargo, como en el medio acuático debe ser diferente, se realizó un experimento, el cual consistía en fotografiar una placa de papel milimétrico a diferentes distancias, para estimar primeramente la distancia real cámara-objeto y subsecuentemente calcular el ángulo de visión (Figura 2).

Con el experimento anterior se calculó la Ecuación 6, con el cual se pudo estimar el ángulo de visión de cada cámara independientemente del modelo de cámara que se trate.

$$\beta = 2\left[tan^{-1}\left(\frac{b-a}{2c}\right)\right] \qquad \textbf{Ecuación 6}$$

Donde β: ángulo de visión
a: campo de visión del plano 1
b: campo de visión del plano 2
c: distancia plano de visión 1 al plano de visión 2

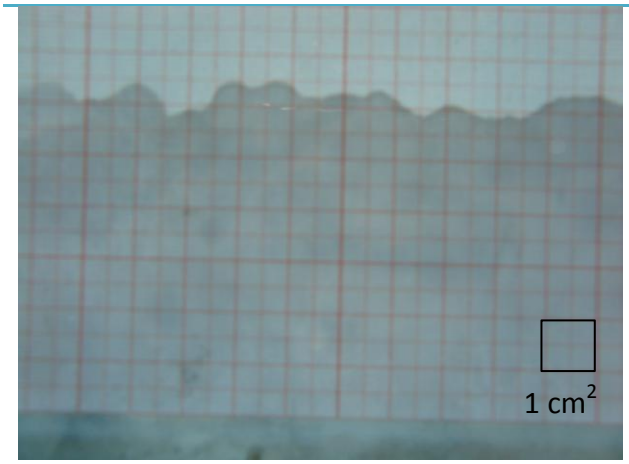
Al no conocerse con precisión la distancia cámara-campo de visión, la estimación del ángulo de visión tuvo que hacerse a partir de la distancia entre los campos de visión de dos planos paralelos, para los cuales se puede establecer con exactitud su separación (c en la Ecuación 6).

El ángulo de visión resultante fue de 55° en tierra para ambas cámaras, y de 40° en agua. La diferencia se debe al efecto de refracción bajo el agua, ya que los objetos tienden a verse entre 20%-25% más grandes y cercanos (Virgilio, 1995) de lo que realmente son; dicho fenómeno se ve incrementado por la salinidad y temperatura del agua (Burbano *et al.*, 2003), por lo que el ángulo de visión aún con la misma geometría es diferente al de tierra.

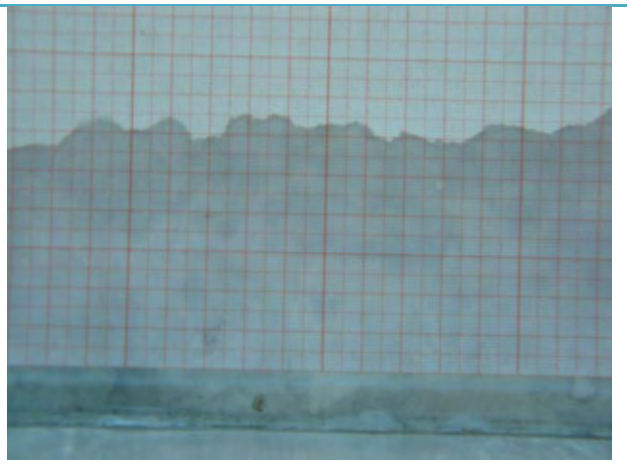
Con el dato anterior (Ángulo de visión), se calculó el ancho de banda correspondiente a cualquier distancia cámara-objeto según la Ecuación 7.

$$ab = 2[d*tan(\frac{\beta}{2})]$$ **Ecuación 7**

Donde *ab:* ancho de banda
d: distancia cámara-objeto
β: ángulo de visión



Distancia uno



Distancia dos

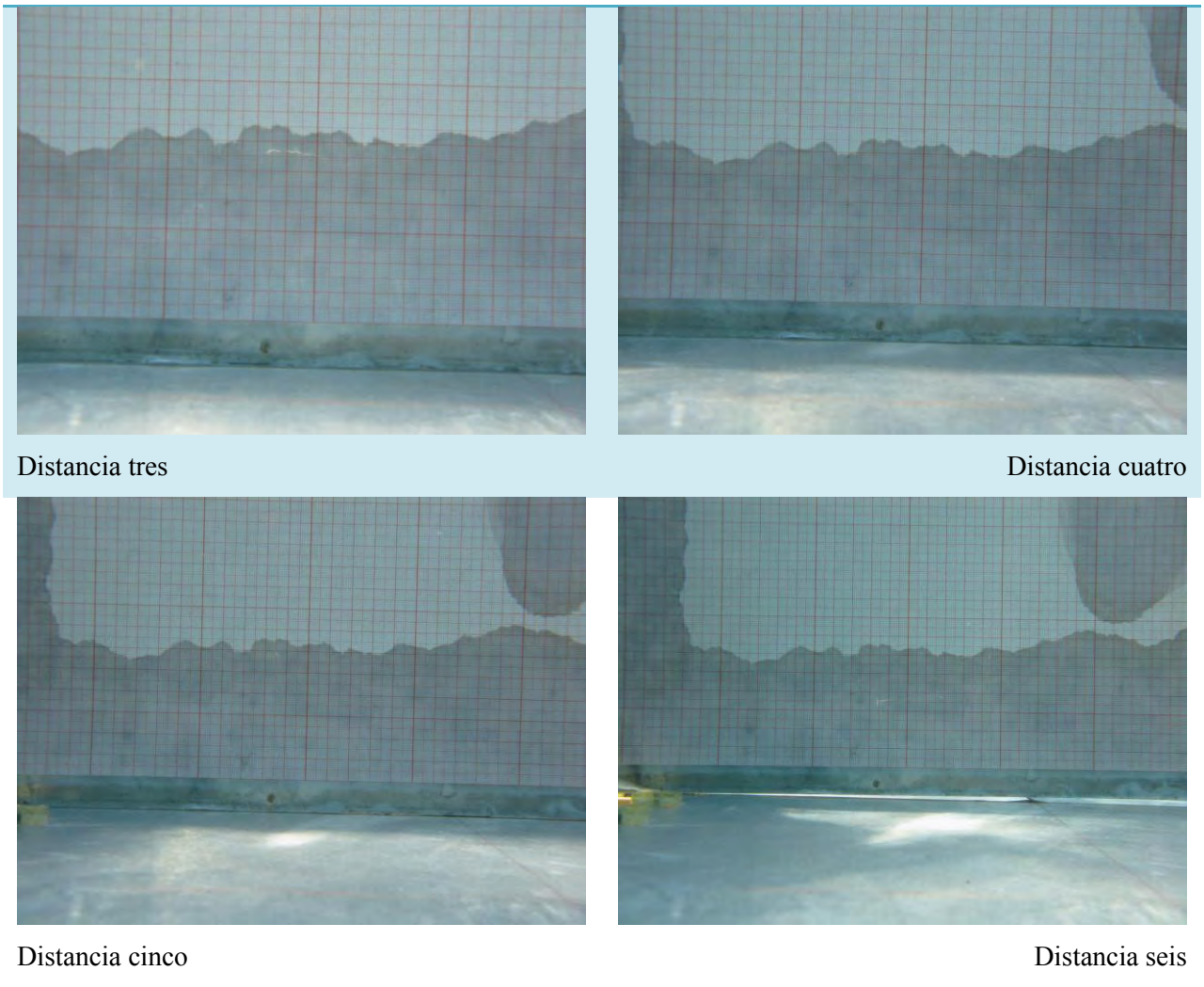
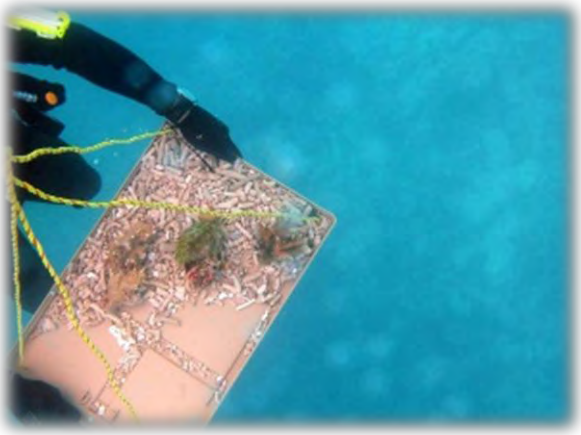


Figura 2 Experimento para la estimación del ángulo de visión, cada cambio de distancia fue de 5 cm.

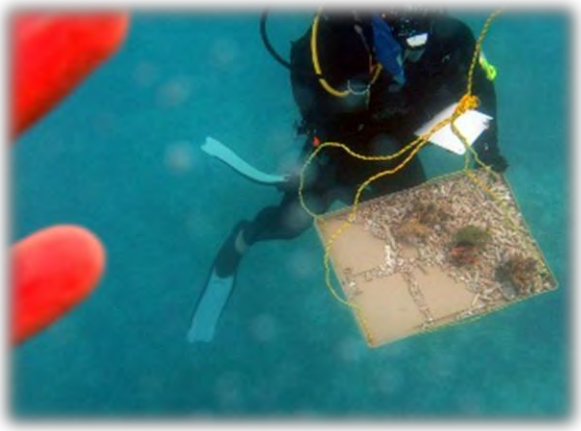
Distancia cámara-objeto

El tamaño, forma, estructura y coloración de los organismos a fotografiar se ubican en diferentes rangos de magnitud, por lo que la distancia entre organismos y las cámaras debe permitir ver óptimamente en las imágenes estos rasgos para su correcta identificación. Lo anterior depende de factores extrínsecos como cantidad de luz, turbidez, color del agua, etcétera; ello repercute también en la claridad de las imágenes. La distancia óptima a la cual tomar las imágenes, se estimó mediante el siguiente experimento (Figura 3): Se fotografió una

base de plástico de 40 cm por 60 cm con algunos corales de aproximadamente 15 cm de longitud, a intervalos de un metro, partiendo desde un metro de distancia cámara-objeto, hasta diez metros en trayectoria perpendicular a la superficie. En cada intervalo se registró además la cantidad de luz que llegó a la placa con un exposímetro. Eligiéndose las imágenes, dos y tres metros de distancia cámara-objeto como el óptimo en este experimento.



Un metro de distancia cámara-objeto, tomada a las 13:14 horas, 900 Lux



Dos metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 13:14 horas, 900 Lux

Tres metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 13:14 horas, 900 Lux

Cuatro metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 12:57 horas, 900 Lux

Cinco metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 12:56 horas, 900 Lux

Seis metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 12:56 horas, 900 Lux

Siete metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 12:55 horas, 1280 Lux

Ocho metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 12:55 horas, 1280 Lux

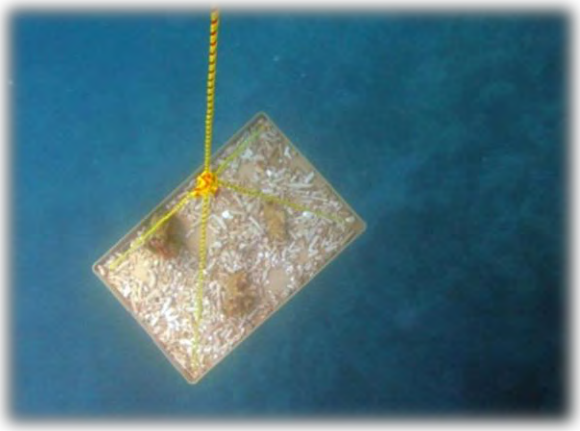
Nueve metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 12:54 horas, 1280 Lux

Diez metros de distancia cámara-objeto, tomada a las 12:54 horas, 1280 Lux

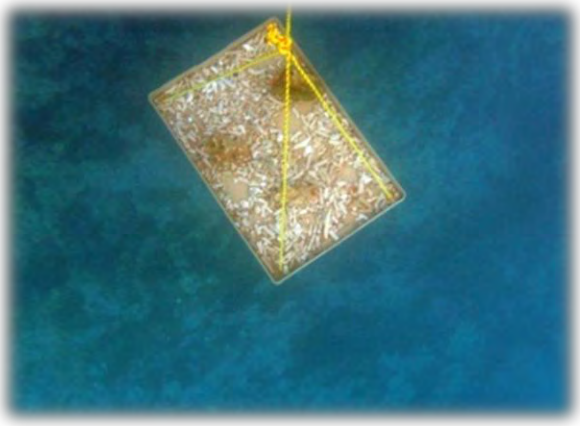
Figura 3 Experimento cámara-objeto.

Profundidad

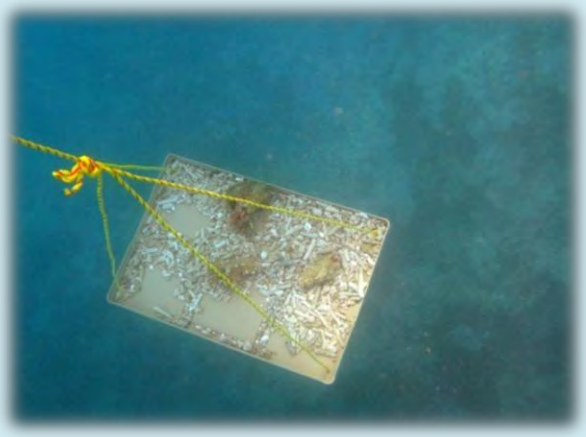
La profundidad a la cual es posible tomar imágenes útiles está determinada por la cantidad de luz disponible en el entorno, si tomamos en cuenta que la zona fótica comprende cerca de 200 m (dependiendo de diversos factores como turbidez, transparencia, ángulo de incidencia, etcétera), para estimar la profundidad máxima a la que se pueda identificar objetivamente a los corales sin ayuda de luz artificial se diseñó un experimento (Figura 4), en el cual se tomaron fotografías de la placa utilizada para estimar la distancia cámara-objeto, a diferentes profundidades desde 1 m hasta 14 m, manteniendo constante en 2 m la distancia cámara-objeto. Así mismo, se habilitó un filtro cálido (por software, incluido en las cámaras G9) que resalta las longitudes de onda larga en las imágenes (tonos rojos). Eligiéndose las imágenes hasta los doce metros de profundidad como el óptimo para este experimento.



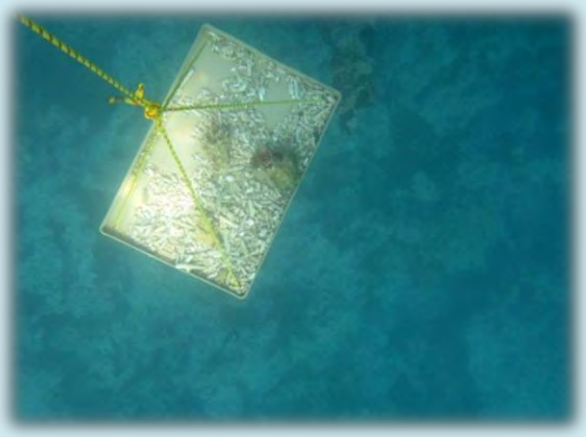
Tomada a las 13:30 horas, a un metro de profundidad y 900 Lux



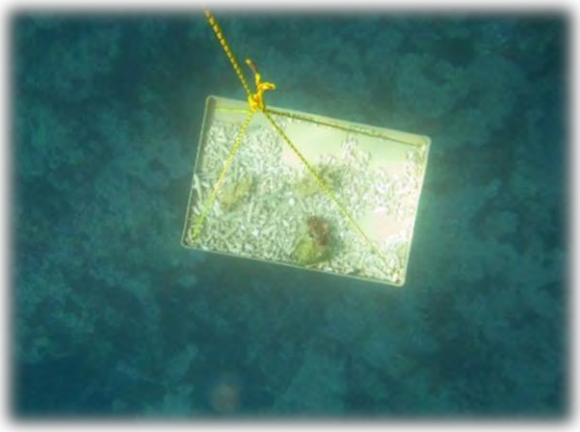
Tomada a las 13:30 horas, a dos metros de profundidad y 900 Lux



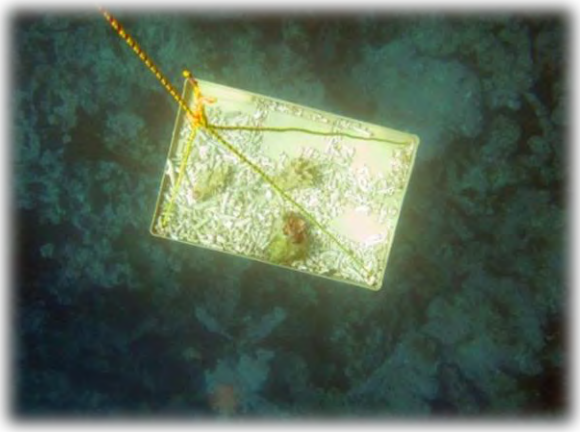
Tomada a las 13:32 horas, a tres metros de profundidad y 900 Lux



Tomada a las 13:32 horas, a cuatro metros de profundidad y 900 Lux

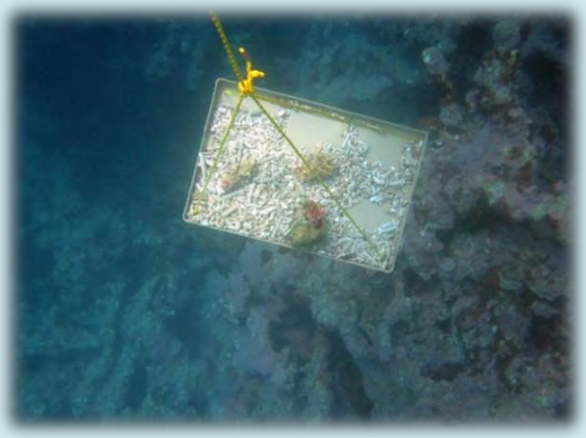


Tomada a las 13:33 horas, a cinco metros de profundidad y 900 Lux

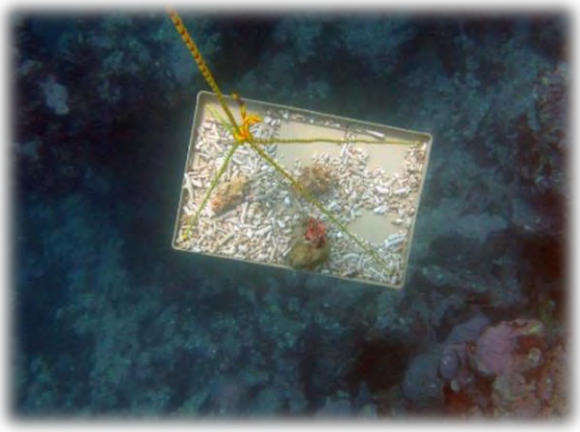


Tomada a las 13:33 horas, a seis metros de profundidad y 900 Lux

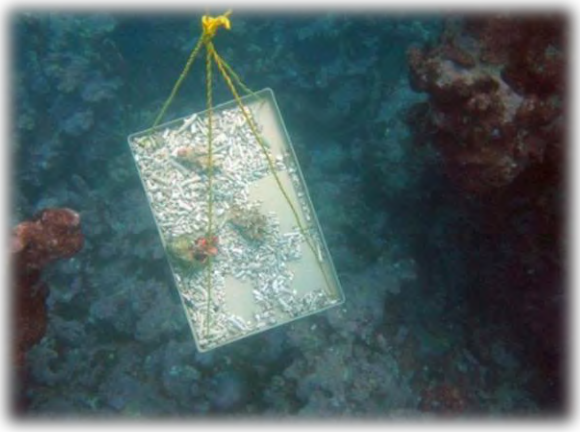
Tomada a las 13:33 horas, a siete metros de profundidad y 1200 Lux



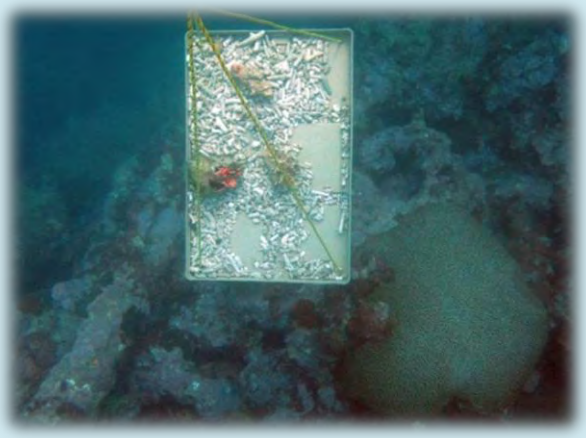
Tomada a las 13:33 horas, a ocho metros de profundidad y 1200 Lux



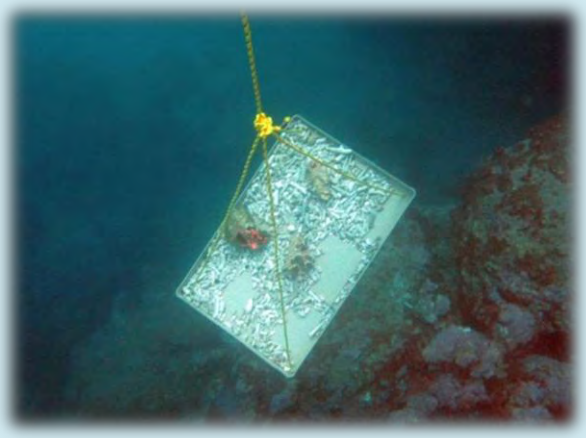
Tomada a las 13:33 horas, a nueve metros de profundidad y 1200 Lux



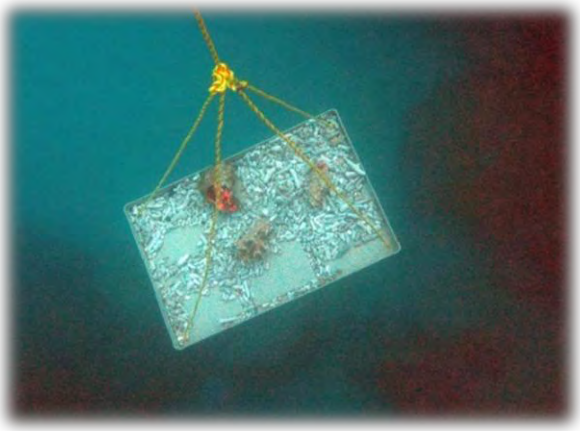
Tomada a las 13:33 horas, a diez metros de profundidad y 1200 Lux



Tomada a las 13:34 horas, a once metros de profundidad y 1200 Lux



Tomada a las 13:34 horas, a doce metros de profundidad y 1200 Lux



Tomada a las 13:34 horas, a trece metros de profundidad y 1200 Lux

Tomada a las 13:34 horas, a catorce metros de profundidad y 1200 Lux

Figura 4 Experimento de profundidad.

Velocidad

Considerando que el buceo S.C.U.B.A. implica un tiempo máximo de estancia bajo el agua, la velocidad de desplazamiento durante el muestreo es crucial para la correcta ejecución de muestreos, por lo que es deseable encontrar la velocidad de desplazamiento óptima para maximizar la eficiencia, manteniendo la calidad óptima de las imágenes, en función de los atributos intrínsecos y extrínsecos del equipo fotográfico. Si consideramos que nuestras tomas generaran fotografías de 1.5 m de largo por 2 m de ancho, y teniendo en consideración que la toma en ráfaga genera 3 fotografías por segundo, para abarcar una área de 40 m^2 se requiere de 5 segundos, por lo que la velocidad óptima no debería ser mayor a 4m/s; sin embargo, ya que existen varios factores que nos limitan para mantener la velocidad constante (entre ellos la dirección y fuerza de las corrientes), y no es posible fijar velocidades *a priori*; se tratará de mantener un ritmo tal que el tiempo de recorrido no sea menor a 45 segundos, aunque se tenga mucho traslape en las imágenes. La velocidad de desplazamiento se estimará individualmente para cada muestreo y como un promedio total final.

Cálculo de dimensiones reales y visión 3D

Para el cálculo de dimensiones reales mediante el uso de los pares estereoscópicos se aplicó la Ecuación 8:

$$z = \frac{d_c[(\tan\theta)\tan(180-\beta)]}{\tan\theta + \tan(180-\beta)}$$ **Ecuación 8**

Donde z: profundidad
d_c: distancia total entre cámaras en cm
β: ángulo derecho calculado para la profundidad
θ: ángulo izquierdo calculado para la profundidad

La estimación automática de coordenadas 3D a partir de coordenadas 2D provenientes de los pares estereoscópicos se hizo mediante el programa de cómputo denominado LT3D desarrollado por el Dr. Antonio Valencia Hernández.

La precisión de las estimaciones se corroboró mediante pruebas en pares estereoscópicos de referencia (Figura 5).

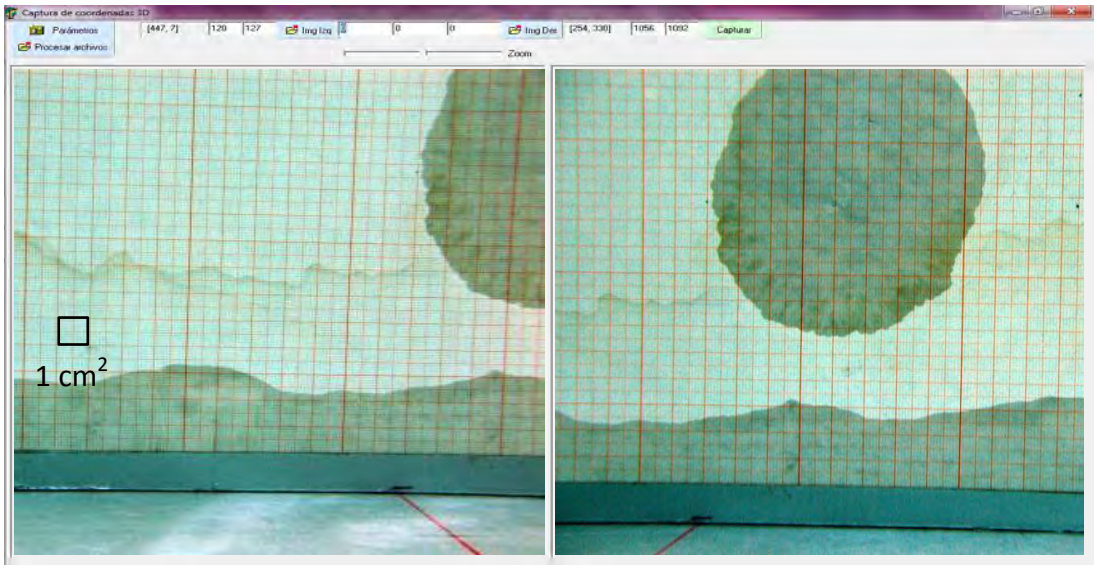


Figura 5 Uso del software LT3D para el cálculo de distancias reales en imágenes estereoscópicas.

Calibración

Para el cálculo de distancias reales mediante el uso de los pares estereoscópicos son necesarios los siguientes datos específicos de cada cámara: ángulos de visión horizontal y vertical, ángulo de rotación de los ejes Y y Z (según el sistema de coordenadas cartesiano 3D) y la distancia entre cámaras.

Para el cálculo del ángulo de visión horizontal se utilizó la siguiente ecuación:

$$AVH = 2\,atan\left(\frac{V_2 - V_1}{2k}\right)$$ **Ecuación 9**

Donde *AVH:* ángulo de visión horizontal
V_1*:* ancho de banda real de la primera toma
V_2: ancho de banda real de la segunda toma
k: distancia entre tomas
atan: arcotangente

Para el cálculo del ángulo de visión vertical se aplicó la siguiente ecuación:

$$AVV = 2 * \left[2\,\text{atan}\left(\frac{v_2 - v}{2k}\right)\right]$$ **Ecuación 10**

Donde *AVV:* ángulo de visión vertical
$_{v1}$ *:*mitad del ancho de banda real de la primera toma
$_{v2}$: mitad del ancho de banda real de la segunda toma
k: distancia entre toma
atan: arcotangente

Para el cálculo del ángulo de rotación del eje Y se aplicó la siguiente ecuación:

$$\theta = \text{atan}\left[\frac{2\text{atan}\left(\frac{av}{2}\right) * dccp}{w}\right] + \text{atan}\left(\frac{DCCcm}{Zcm}\right)$$ **Ecuación 11**

Donde *θ:* ángulo de rotación del eje Y
av: ángulo de visión
dccp: distancia del centro de la imagen al centro de la placa
w: ancho de imagen en pixeles
DCCcm: distancia entre cámaras en cm
Zcm: distancia de las cámaras a la placa en cm
atan: arcotangente

Para el cálculo del ángulo de rotación del eje Z se aplicó la siguiente ecuación.

$$\beta = 180 - \theta$$ **Ecuación 12**

Donde β: ángulo de rotación del eje Z
θ: ángulo de rotación del eje Y

Estos datos pudieron calcularse llevando a cabo un experimento, el cual consistió en tomar una serie de fotografías de una placa de papel milimétrico a diferentes distancias conocidas (29.25 cm, 34.25 cm y 39.25 cm), como se muestra en la Figura 6. Las distancias conocidas se obtuvieron a partir de la medición de un punto de referencia en la cámara a la placa con el papel milimétrico.

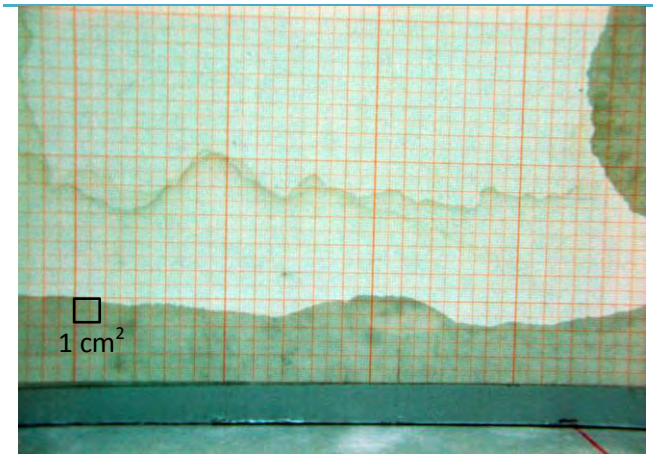


Imagen izquierda
Distancia 29.25 cm

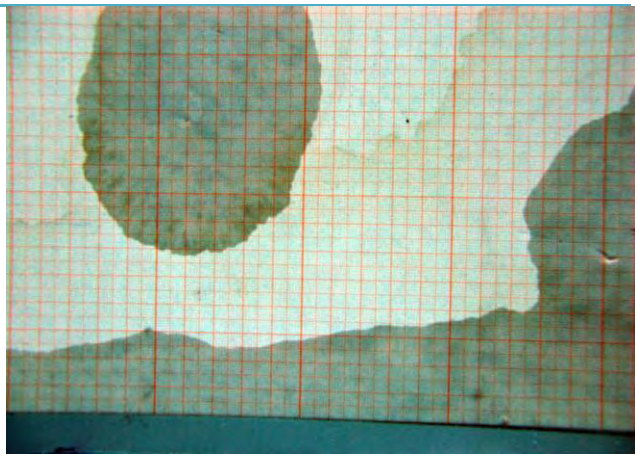
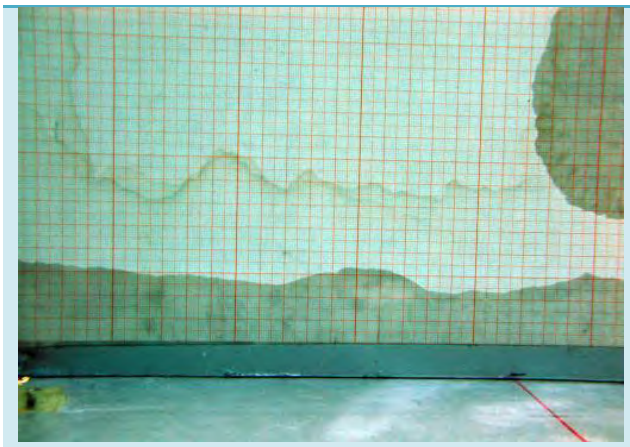


Imagen derecha



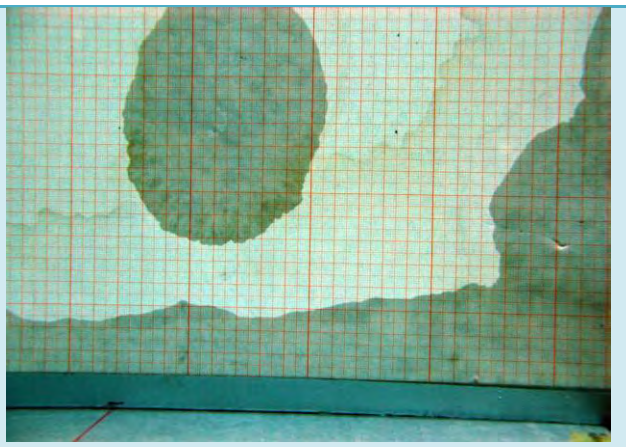
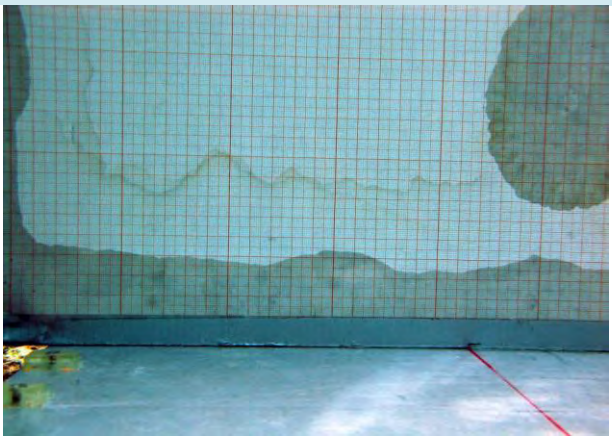


Imagen izquierda

Distancia 34.25 cm

Imagen derecha



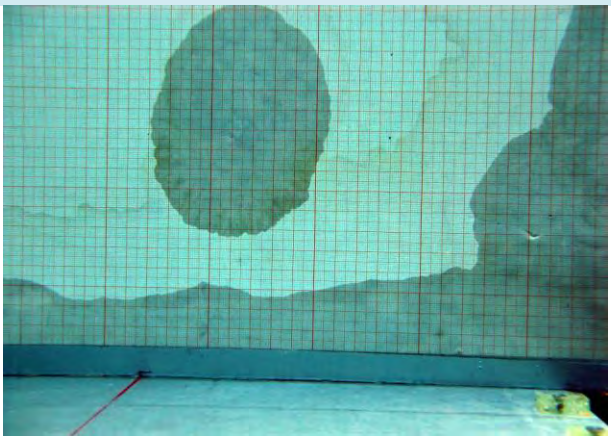


Imagen izquierda

Distancia 39.25cm

Imagen derecha

Figura 6 Experimento 3D.

Muestreo

Para la aplicación de los protocolos establecidos, se requirió de: equipo S.C.U.B.A., mecanismo de fotografía, cámara extra, una cinta métrica de mínimo 20 m para medir la longitud de las bandas y una tablilla cuadriculada para la calibración de las cámaras (sólo durante la primera ocasión).

Se toma como referencia un punto de inicio y con la cinta métrica se traza la banda, dependiendo de la profundidad, el recorrido se realizará nadando ó mediante buceo S.C.U.B.A., tomando fotografías en ráfaga durante la longitud de referencia. Al finalizar cada banda se toman 2 o 3 fotografías, de preferencia del compañero que sujeta la cinta u otro objeto relevante y fácilmente perceptible, para referenciar el término e inicio de cada banda.

Toma de datos

Para comenzar el estudio se procedió a ubicar y delimitar la zona a muestrear mediante el uso de coordenadas geo-referenciadas, con la ayuda de imágenes satelitales. Este proceso ayudó a crear un plan de trabajo sistematizado que permitió ahorrar tiempo, esfuerzo y recursos. Subsecuentemente se eligió el tipo de muestreo sistemático, en función de las características conocidas de la zona. Antes de iniciar posteriores estudios se recomienda recopilar los datos incluidos en los Formato 1 y Formato 2, ya que pueden ayudar en algún momento a comprender muchos de los fenómenos observables en la zona. Al contar con dichos datos se puede procederse a realizar las inmersiones correspondientes para la toma de datos, siendo el sistema estereoscópico capaz de desempeñarse adecuadamente según diferentes métodos de muestreo (bandas, cuadrantes, puntos fijos, etcétera). Al finalizar cada inmersión es recomendable tomar las coordenadas geográficas del punto de salida, para así poder trazar la ruta aproximada de las bandas; debido a que los GPS submarinos aún se encuentran en desarrollo, es complicado identificar rutas precisas mediante geo-localización, ya que la señal de los satélites se pierde desde los primeros 15 cm.

Formato 1 Datos generales de la zona de estudio.

Datos generales

Lugar _____ Sitios visitados _____

Periodo de muestreo _____ Actividades a realizar _____

Integrantes y función

Datos insitu

Fecha _____ Hora(inicial/final) _____ Lugar _____

Coordenadas _____ Localidad mas cercana y distancia (t/d) _____

_____ Actividades realizadas _____

Dirección de muestreo _____

Datos meteorológicos

Temperatura _____ Nubosidad _____ Dirección y fuerza del viento _____

Dirección y fuerza de la corriente _____

Formato 2 Datos específicos de la zona a muestrear**.**

Parámetros del agua

Transparencia _____ Profundidad _____ Temperatura _____ Salinidad _____

Conductividad _____ pH _____ Nutrientes _____

Oxigeno disuelto _____ CO2 _____

Transecto

Hora de inicio del transecto _____ Dirección de transecto _____ Longitud del transecto _____

Coordenadas LAT _____ Dirección y fuerza de la corriente _____

LONG _____ Transparencia _____

Topografía del fondo _____

Observaciones _____

Comentarios _____

Procesamiento de datos

Siguiendo la metodología anterior se generaron mosaicos de imágenes donde se muestra la totalidad de las bandas (Figura 7), a partir de los mosaicos y de imágenes individuales se contabilizaron las especies coralinas y su cobertura.

Para la identificación coralina se hizo uso de AGRRA, 2010; Sheppard, 2010; Humann y DeLoach, 1993 y Reyes *et al.*, 2010. Tanto AGRRA, 2010 como Sheppard, 2010 basan la identificación de especies coralinas en la comparación de patrones de forma, color y tamaño; mientras que la guía de identificación coralina de Humann y DeLoach, 1993 (una de las más completas que existe), se basa en los mismos principios del AGRRA y Sheppard, agregando características morfológicas de los pólipos. Reyes *et al.*, 2010 hace más énfasis en las características morfológicas, sin desestimar la forma, color y tamaño de las colonias de coral.

Mediante el programa de uso libre *Irfanview* 4.27 (skiljan, 2010), se realizó la corrección de colores en las imágenes que requirieron realce de color, facilitando la identificación de especies mediante la rutina “ajuste automático de colores”.

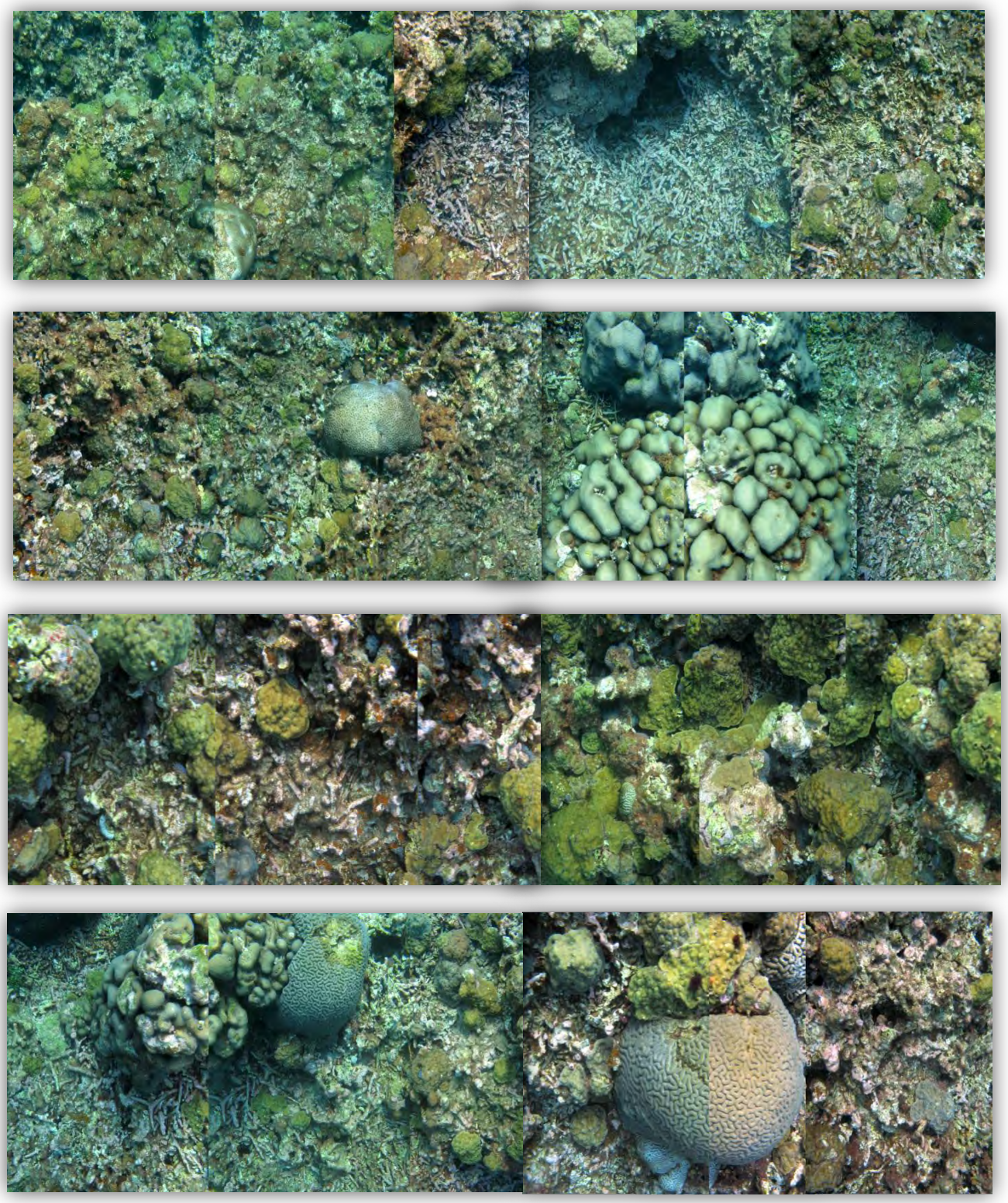


Figura 7 Banda**:** Acoplamiento y corrección céntrica de las fotografías. Santiaguillo Ver. Noviembre 12, 2010.

Los datos obtenidos de las imágenes se agruparon en hojas de cálculo según el Formato 3, donde se incluyeron las especies y la cantidad de organismos encontrados por foto, así como la banda y las imágenes correspondientes.

Formato 3 Para la captación de datos arrojados por las imágenes del muestreo.

Lugar y fecha:		No. Transecto:		Coordenadas iniciales:			Temperatura:	
Intervalos de imagen:		Profundidad max:		Coordenadas finales:			Hora:	
Especie/ramets	No. Imagen	No. Imagen	No. Imagen	No. Imagen	No. Imagen	No. Imagen	No. Imagen	No. Imagen
ACER								
ALAM								
CNAT								
DSTR								
MDEC								
MANN								
MFAV								
PAST								
SSID								
MAUR								
MALC								
MFRA								
DCLI								
PBRA								
MMEA								
ISIN								
MCAV								
Otras								
Observaciones								

La estimación de la cobertura se hizo mediante el conteo de píxeles de cada organismo, considerando similitudes de color de entre 10 y 38 tonalidades según la imagen. Para lo anterior se utilizó la versión de prueba del programa "*Adobe Photoshop Elements 7.0*" y la herramienta "*varita mágica*" (Figura 8). El procedimiento mencionado nos permitió estimar el área relativa de las estructuras coralinas respecto al área total de la foto, esto es, la cobertura relativa por unidad de muestreo.

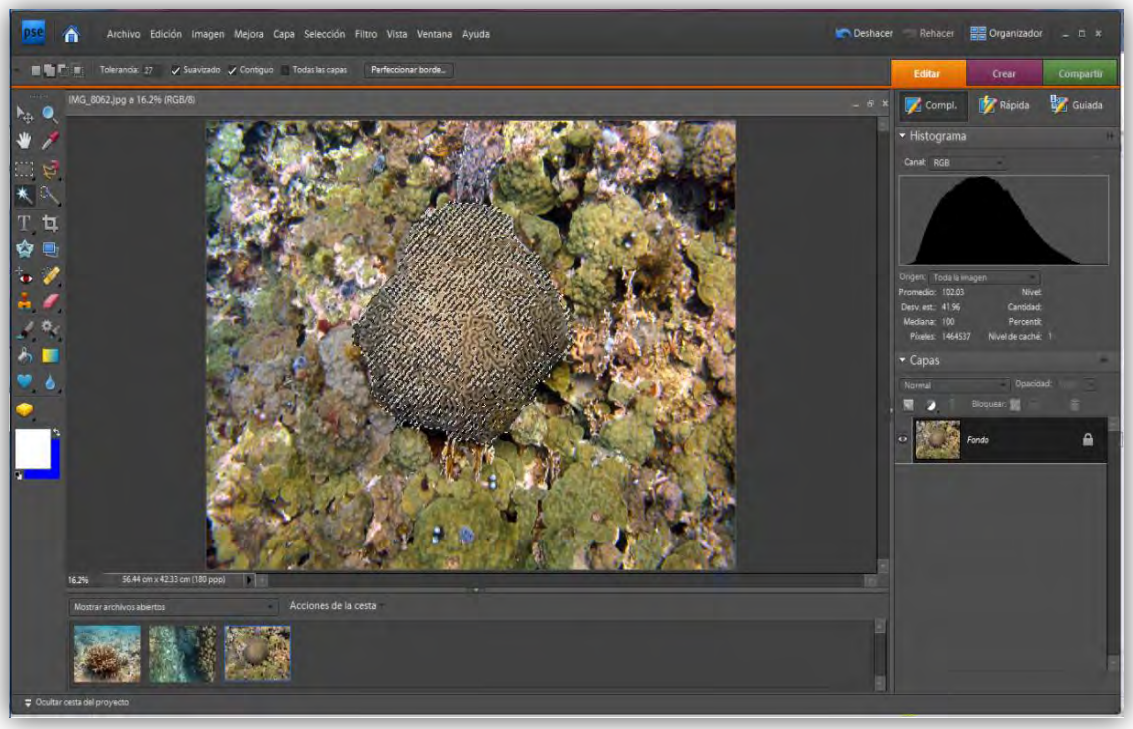


Figura 8 Proporción en pixeles de una cabeza coralina de *Diploria strigosa en una* imagen de 12 millones de pixeles.

Los datos obtenidos se incluyeron en una hoja de cálculo para la construcción de la matriz correspondiente cambiando ramets por pixeles y anotando el largo y alto de la imagen en pixeles. Con los datos obtenidos del conteo de pixeles, puede estimarse el porcentaje relativo en todas las bandas por especie, con estos mismos datos y la geometría 3D se estimó la cobertura real.

MUESTREO

Se realizaron cinco muestreos en el arrecife Santiaguillo con el objetivo de obtener datos conforme a las estaciones del año, siendo las fechas de estos las siguientes:

1/octubre/2010 de 10:30 a 11:30 horas……1
12/noviembre/2010 de 11:30 a 14:30 horas……..2
18/enero/2011 de 13:00 a 14:00 horas……3
18/marzo/2011 de 12:30 a 13:10 horas……..4
13/mayo/2011 de 12:30 a 14:10 horas……5

Las bandas realizados fueron 22, tres en el mes de octubre 2010, nueve en noviembre 2010, cinco en enero 2011 y cinco en marzo del 2011 (Figura 9 y Tabla 1), realizándolos con una orientación sur-este para los meses de octubre, noviembre y marzo, mientras que para el mes de enero la orientación fue nor-este todos estos en la parte más alejada de la isla de Santiaguillo, con una profundidad de 5 a 12 metros (zona profunda), sin embargo debido a ciertos factores, principalmente las corrientes, no fue posible seguir un rumbo fijo y recto de las bandas realizadas. Además de lo anterior, se puso especial atención en seguir un rumbo específico con ayuda de una brújula para buceo para posteriormente poder trazar líneas hacia la isla en busca de posibles gradientes de especies.

Se realizaron otras cinco bandas en el mes de mayo de 2011 en la parte más próxima a la isla (Tabla 1) con profundidades entre metro y medio a dos metros (zona somera), con orientación sur; debido a la protección que ofrece la isla de Santiaguillo se siguió con mayor precisión un rumbo específico para estas bandas. Las bandas se realizaron de 20 m de largo y de 2 m de ancho cada una, dejando 20 m de espacio lineal sin muestrear entre cada banda. El AGRRA recomienda transectos para corales de 10 m de largo por 2 m de ancho, mientras que nuestro método comprende bandas de 2 m de ancho por 20 de largo (acoplando cuadros a lo alto de cada imagen), lo que nos hace compatibles con dicho protocolo, puesto que nuestro método equivale a dos transectos del AGRRA.

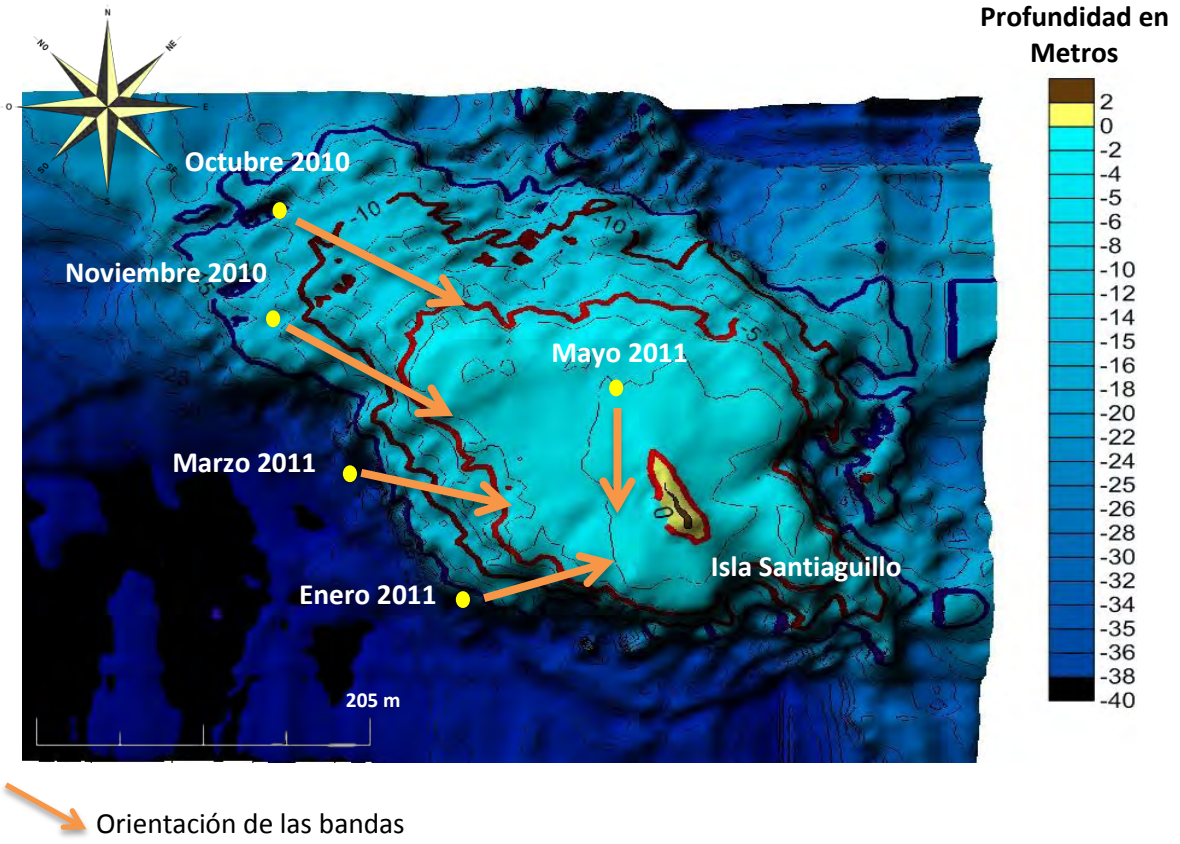


Figura 9 Mapa batimétrico de los meses de muestreo en el arrecife Santiaguillo y orientación de las bandas.

Tabla 1 Coordenadas y número de bandas realizadas en cada mes de muestreo en el arrecife Santiaguillo.

Mes	Bandas	Coordenadas	
		N	O
Octubre 2010	3	19°08’43’’	95°48’43’’
Noviembre 2010	9	19°08’39’’	95°48’45’’
Enero 2011	5	19°08’28’’	95°48’35’’
Marzo 2011	5	19°08’34’’	95°48’38’’
Mayo 2011	5	19°08’37’’	95°48’31’’

RESULTADOS

Ancho de banda

Se estableció un ancho de banda estándar de 2 m, de acuerdo con lo sugerido por el AGRRA. La determinación de la distancia cámara-objeto (cámara-fondo), adecuada para un ancho de las imágenes de 2 m fue de 2.8 m, correspondiente a un ángulo de visión de 40° para la cámara empleada (CANON Powershot G9). Considerando una variación de 5% por posibles problemas de estabilidad y variabilidad del relieve del fondo, fue preferible considerar una distancia cámara-fondo de 3 m en lugar de 2.8 m para contribuir a que en la mayoría de las tomas se mantuviera el ancho de banda. El ángulo de visión estimado fue diferente al reportado por el fabricante (55°) debido al efecto de refracción de la luz o ley de Snell en el medio acuático (Olguín, 2007).

Para verificar que los resultados obtenidos fueran coherentes con los reales, se hizo el mismo experimento en tierra, encontrando que: a) el ángulo de visión de cada cámara fue diferente (54.92° cámara derecha y 54.67° cámara izquierda), b) que el valor reportado por el fabricante se ubicó entre los de cada cámara (55°), y c) el efecto de refracción de la luz genera un cambio en el ángulo de visión ubicándolo en los 40.65° para la cámara derecha y 40.61° para la cámara izquierda.

Distancia cámara-objeto

De acuerdo a lo encontrado en la sección “Distancia cámara-objeto” del apartado “Desarrollo de la metodología ”, en la página 21, la distancia cámara-fondo para la toma de imágenes en banda debió ubicarse entre 2 y 3 m, lo cual aseguró que además de mantener al menos nuestro ancho de banda se generen imágenes donde se perciben con claridad los rasgos distintivos de los corales que permitieron su identificación.

Para aquellas imágenes donde por falta de luz se encontró pérdida de color, se recurrió al realce digital de colores utilizando el filtro CAC (corrección automática de colores), el cual se

encuentra como algoritmo de corrección en software gratuito IrfanView 4.27 (skiljan, 2010). Ejemplos de imágenes corregidas se muestran en la Figura 10. En la misma Figura 10 se observa que el realce de color funciona hasta las imágenes tomadas a 3 ó menos metros de distancia cámara-objeto.

En las fotografías de la Figura 10 se observa que a un metro de distancia es fácil identificar los corales grandes que abarcan toda la escena o gran parte de ella, después del tercer metro es difícil percibir rasgos distintivos de los corales, sobre todos de los de menor tamaño, y después de los cinco metros es difícil la identificación, de hecho, en las últimas fotografías es casi imposible percibir la placa que sostiene al coral. Lo anterior implica que el método desarrollado con las cámaras empleadas es recomendable para distancia cámara-objeto menores a cuatro metros.

Un metro de distancia cámara-objeto, Zoom: 79%

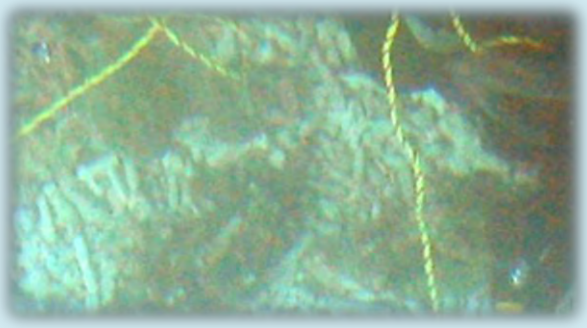
Un metro de distancia cámara-objeto, Zoom: 79%, con algoritmo CAC

Dos metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 120%

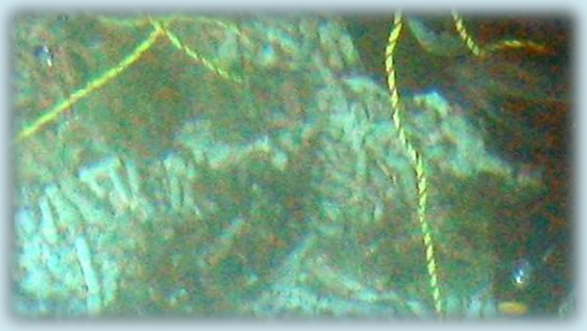
Dos metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 120%, con algoritmo CAC

Tres metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 135%

Tres metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 135%, con algoritmo CAC



Cuatro metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 168%

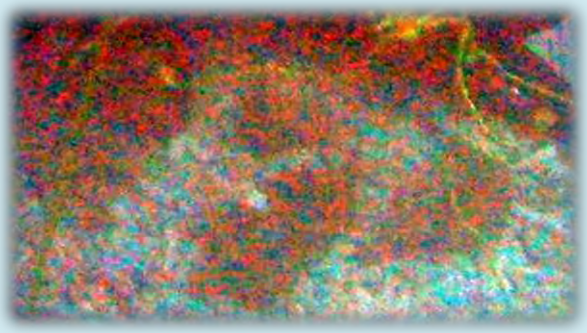


Cuatro metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 168%, con algoritmo CAC

Cinco metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 246%

Cinco metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 246%, con algoritmo CAC

Seis metros de distancia cámara-objeto, Zomm:271%



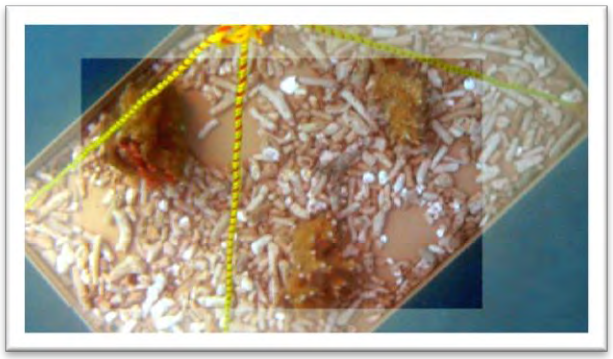
Seis metros de distancia cámara-objeto, Zoom: 271%, con algoritmo CAC

Figura 10 Experimento cámara-objeto y comparación de imágenes con corrección de colores (izquierda).

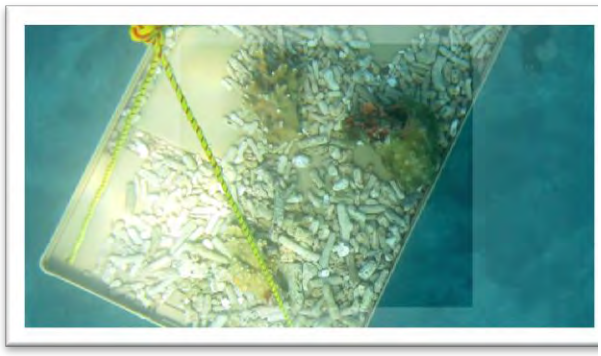
Profundidad

Debido a la absorción de luz en el agua, las imágenes perdieron calidad a partir de los 12 m (Figura 11). Al aplicar el realce de colores “CAC”, se tendió a exagerar los tonos rojos, ocasionando que las imágenes resultantes no concordasen del todo con la realidad.

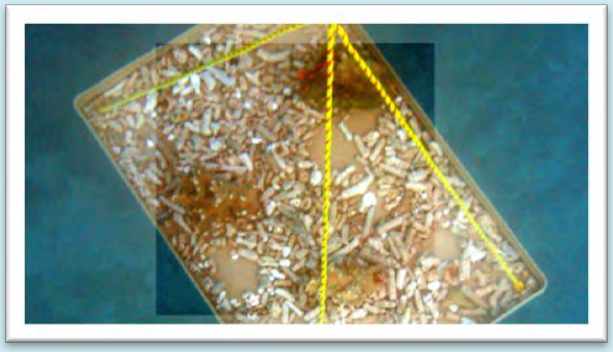
El óptimo de 12 m puede ser diferente en otros lugares o en otras circunstancias, ya que la penetración de la luz puede variar por diversos factores, como sólidos disueltos, hora del día, nubosidad, etcétera, ocasionando que la penetración de longitudes de onda larga pueda ser menor a bajas profundidades, con lo que se perderían más rápidamente los colores (principalmente rojo y secundariamente verde); en el caso contrario, aún a mayor profundidad con mayor transparencia e intensidad lumínica las longitudes de onda larga podrían penetrar más fácilmente, ocasionando que a una profundidad mayor puedan identificarse mejor los colores.



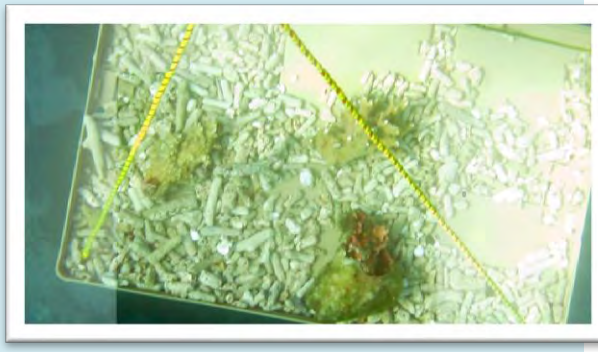
13:30 horas, a un metro 900 Lux



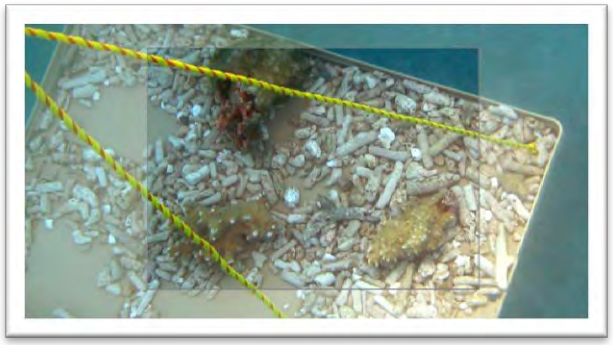
13:32 horas, a cuatro metros 900 Lux



13:30 horas, a dos metros 900 Lux

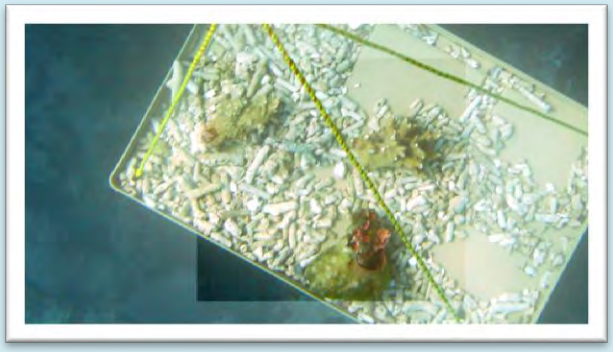


13:33 horas, a cinco metros 900 Lux



13:32 horas, a tres metros 900 Lux

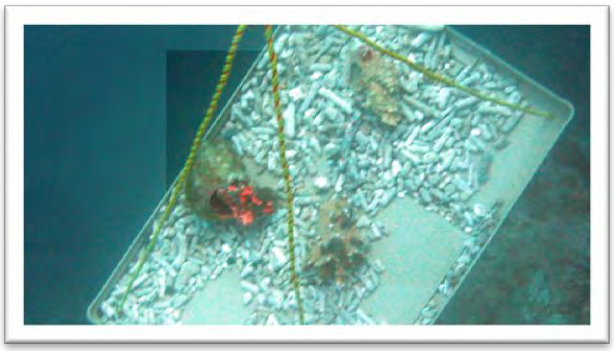
13:33 horas, a seis metros 900 Lux



13:33 horas, a siete metros 1200 Lux

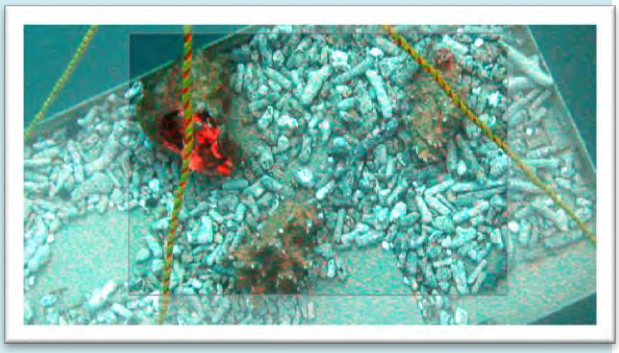
13:34 horas, a once metros 1200 Lux

13:33 horas, a ocho metros 1200 Lux

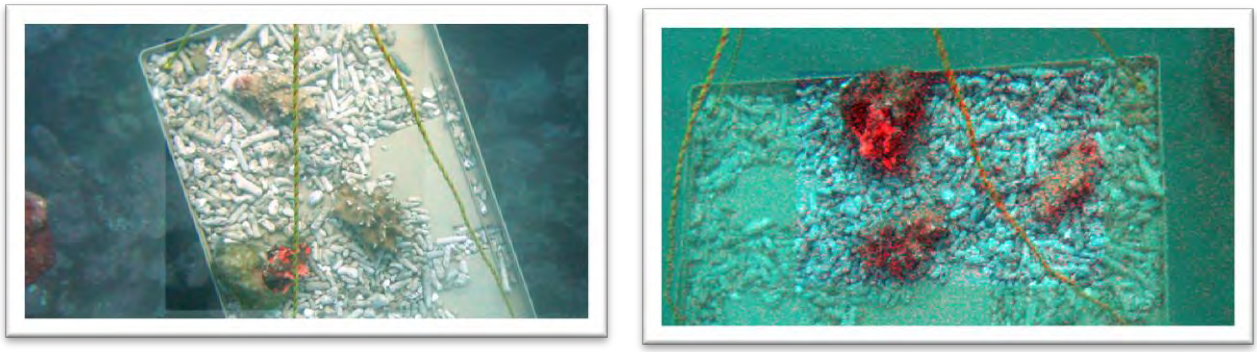


13:34 horas, a doce metros 1200 Lux

13:33 horas, a nueve metros 1200 Lux



13:34 horas, a trece metros 1200 Lux



13:33 horas, a diez metros 1200 Lux

13:34 horas, a catorce metros 1200 Lux

Figura 11 Experimento de profundidad con acercamiento y aplicando algoritmo CAC.

Velocidad y número de fotografías por banda

Las tomas a 2.8 metros del fondo, generaron fotografías con una cobertura aproximada de 1.5 metros de alto por 2 metros de largo. Para generar un mosaico de 20 m de largo se requirió aproximadamente de 13 fotos (Figura 12). Debido a que el desplazamiento a una velocidad constante fue prácticamente imposible, por lo general, para cada una de estas 13 fotos se tomaron otras 7 fotos redundantes debido al traslape, más las fotos borrosas o mal tomadas, lo que hizo un total de unas 90 fotos por banda en 60 segundos. Considerando lo anterior, la velocidad de desplazamiento promedio (*vd*) fue de 0.3333 m*s^{-1}:

$$vd = \frac{20\ m}{60\ s} = 0.333\ m\ s^{-1}$$

Y la velocidad de fotografiado (*vt*) de 1.5 fotos por segundo:

$$vt = \frac{90\ fotos}{60\ s} = 1.5\ fotos\ s^{-1}$$

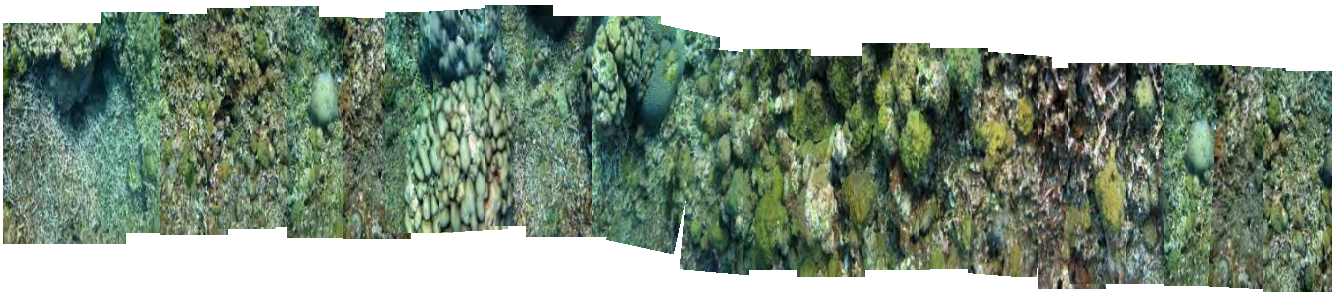
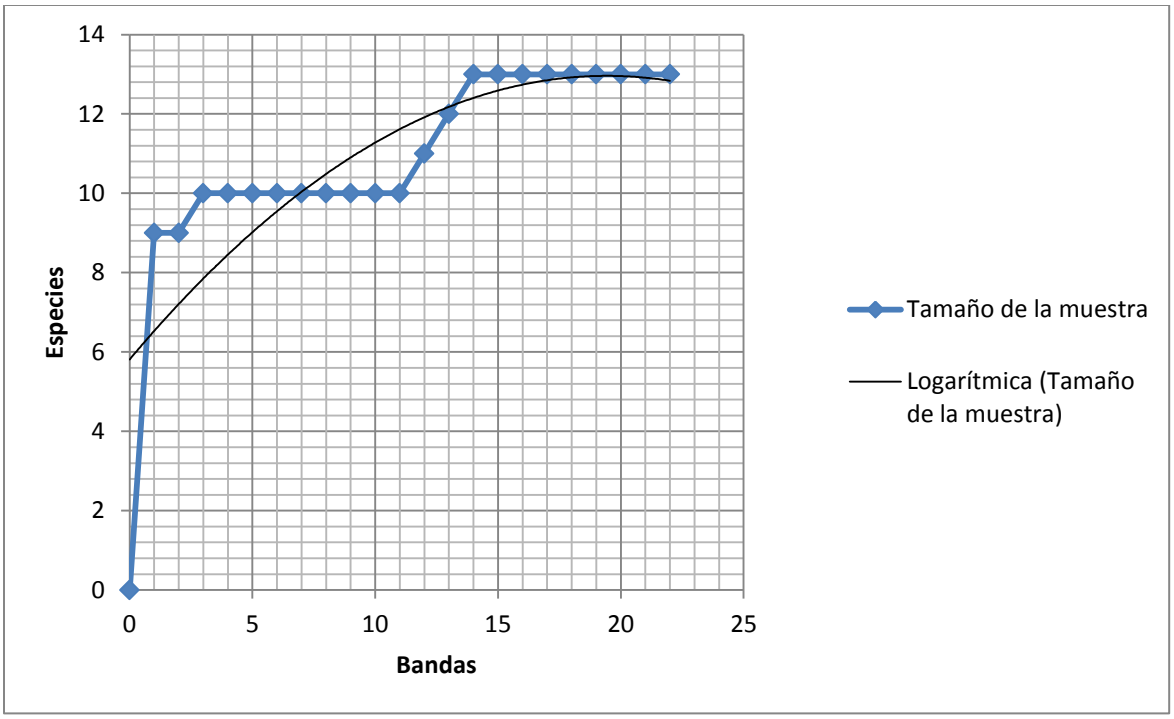


Figura 12 Mosaico donde se muestra solo imágenes acopladas.

Muestra mínima

El tamaño de muestra necesario en función del número de especies (número de muestras que es necesario considerar para estimar el número de especies con cierto grado de seguridad) se estimó mediante el método de frecuencias acumuladas. Se aplicaron dos métodos, uno gráfico y otro estadístico. Con el método gráfico se buscó el punto en que la curva de la función $NT - NE$ ($NT =$ número de bandas y $NE =$ número acumulado de especies) tendió a "hacerse asintótica", es decir, cuando ya no aumentó el número de especies nuevas al incrementarse el de bandas. El número de bandas respectivo correspondió al tamaño de muestra mínima.

En nuestro caso la curva tendió a estabilizarse a partir de la décima cuarta banda; lo que sugiere que la muestra mínima se ubica alrededor de las 14 bandas necesarias para detectar 13 especies. Cuantitativamente, el tamaño de muestra mínima estimado a partir de la varianza, con $\alpha = 0.05$ resultó de 13 bandas.



Gráfica 1 Tamaño de muestra: mediante el método de frecuencias acumuladas.

La ecuación utilizada para la estimación de la muestra mínima fue la Ecuación 5 que se muestra en la sección Muestra mínima del apartado “Cuantificación de la diversidad” de la página 8.

Para calcular el promedio y varianza esperado del número de especies encontradas por foto en cada banda, se utilizó el promedio de todas las bandas, obteniéndose un promedio $\bar{x} = 6.227$ especies, con una varianza de $s^2 = 8.66$. La “t” de student correspondiente a 22 bandas fue de 1.721 $[t(df = 21)]$. Con una precisión $p = 0.05$, la muestra mínima correspondió a $n(p = 0.05) = 264.57$ cuadros, lo que dividido por el promedio de cuadros utilizados por banda (21) equivale a 13 bandas.

Cobertura

CARICOMP establece que la cobertura debe de ser de 240 m^2 por sitio, AIMS que debe de ser de 500 m^2 y AGRRA que se debe tener el mínimo considerado para el análisis estadístico. Considerando el criterio de la AGRRA como el más adecuado, de acuerdo en lo mencionado en la sección "Metodología AGRRA" del apartado "Metodologías para el estudio de sistemas arrecifales" de la página 15, se obtuvo un número de 13 bandas, como tamaño mínimo de muestreo (área necesaria para asegurar que el 95% de las especies se encuentren presente en el estudio); 13 bandas equivalen a un área (a) de 520 m^2, según la siguiente expresión:

$$a = 13\ bandas * (2\ m\ de\ ancho * 20\ m\ de\ largo) = 520\ m^2$$

Cálculo de dimensiones reales y visión 3D

Los 3 grupos de fotografías a diferentes distancias, según lo descrito en el apartado "Calibración", página 31 y con el uso del Software LT3D (Tabla 2), mostraron que las diferencias máximas en magnitud entre lo observado y esperado fueron menores a 2 mm (0.1770 cm < 0.2 cm), a cualquier profundidad.

Tabla 2 Diferencias entre distancias reales y calculadas.

Profundidad real del experimento (cm)	Profundidad calculada con visión 3D (cm)	Diferencia (cm)	Distancia real de referencia (cm)	Distancia calculada con visión 3D (cm)	Diferencia (cm)
29.25	29.0730	0.1770	1	1.0147	-0.0147
34.25	34.1786	0.0714	5	4.8970	0.1030
39.25	39.2969	-0.0469	5	5.1083	-0.1083

Calibración

Mediante triangulación se obtuvieron los datos necesarios para el cálculo de la cobertura real, asumiendo que la aberración esférica no afecta a los datos obtenidos. Los resultados son mostrados en la Tabla 3.

Tabla 3 Parámetros para el cálculo de la cobertura real.

Parámetro	Izquierda	Derecha
Ángulo de visión horizontal	40.61740062	40.651973
Ángulo de visión vertical	30.46305046	30.48898028
Ángulo de rotación Y	87.06167517	92.93832483
Ángulo de rotación Z	-1.0168933	-1.03121267
Distancia entre cámaras	20.25	

Especies coralinas “Zona profunda”

En las bandas se identificaron 13 especies en la parte profunda del arrecife, entre 5 y 12 m. 12 pertenecieron al Orden Scleractinia y una al Orden Anthmedusae (*Millepora alcicornis*), se agruparon en 7 familias: Acroporidae *(Acropora cervicornis)*, Agariciidae *(Agaricia lamarki)*, Astrocoeniidae *(Madracis auretenra, M. decactis)*, Poritidae *(Porites astreoides)*, Siderastreidae *(Siderastrea siderea)*, Milleporidae (*Millepora alcicornis)* y Faviidae (*Diploria clivosa, D. strigosa, Colpophyllia natans, Montastraea franski, , M. annularis, M. faveolata)*. Las imágenes e información respectiva por especie se ubican en el Anexo 2 “Especies coralinas” de la página 74

Especies coralinas “Zona somera”

Se encontraron 12 especies en la parte somera del arrecife, entre 1 y 5 m, la cuales pertenecieron a 7 familias: Acroporidae *(Acropora cervicornis)*, Astrocoeniidae (*Madracis decactis*), Faviidae (*Diploria strigosa, D. clivosa, Colpophyllia natans, Montastraea annularis, M. franski,*), Milleporidae (*Millepora alcicornis*), Meandrinidae (*Meandrina meandrites*), Mussidae (*Isophyllia sinuosa*), Poritidae (*Porites astreoides, P. branneri*). En la Tabla 4 se observa la clasificación taxonómica y la zona en que se ubicó cada especie.

En la zona somera (1 y 5 m) se encontraron 3 especies más que las presentes en la zona profunda (5 y 15 m): *Meandrina meandrites, Isophyllia sinuosa* y *Porites branneri*. Las características y fotografía de cada especie se pueden consultar en el mismo “Anexo 2”.

Tabla 4 Clasificación taxonómica por especie y su zona de ubicación.

Clase	Orden	Familia	Genero	Especie	Descriptor	Zona Profundo/Somero
Anthozoa	Scleractinia	Acroporidae	Acropora	*Acropora cervicornis*	Lamarck, 1816	P y S
	Scleractinia	Agariciidae	Agaricia	*Agaricia lamarki*	Milne Edwards, 1851	P
	Scleractinia	Astrocoeniidae	Madracis	*Madracis auretenra*	Locke Weil y Coates, 2007	P
	Scleractinia	Astrocoeniidae	Madracis	*Madracis decactis*	Lyman, 1859	P y S
	Scleractinia	Faviidae	Diploria	*Diploria clivosa*	Ellis, 1786	P y S
	Scleractinia	Faviidae	Diploria	*Diploria strigosa*	Dana, 1848	P y S
	Scleractinia	Faviidae	Colpophyllia	*Colpophyllia natans*	Houttuyn, 1772	P y S
	Scleractinia	Faviidae	Montastraea	*Montastraea annularis*	Ellis, 1786	P y S
	Scleractinia	Faviidae	Montastraea	*Montastraea franski*	Gregory, 1895	P y S
	Scleractinia	Faviidae	Montastraea	*Montastraea faveolata*	Ellis, 1786	P
	Scleractinia	Meandrinidae	Meandrina	*Meandrina meandrites*	Linnaeus, 1758	S
	Scleractinia	Mussidae	Ishophyllia	*Isophyllia sinuosa*	Ellis, 1786	S
	Scleractinia	Poritidae	Porites	*Porites astreoides*	Lamarck, 1816	P y S
	Scleractinia	Poritidae	Porites	*Porites branneri*	Rathbun, 1887	S
	Scleractinia	Siderastreidae	Siderastrea	*Siderastrea siderea*	Ellis, 1786	P
Hydrozoa	Anthmedusae	Milleporidae	Millepora	*Millepora alcicornis*	Linnaeus, 1758	P y S

Diversidad coralina

Los valores de los índices de Shannon-Wiener estimados para las zonas profunda y somera resultaron más similares a los reportados por Pérez España, 2008 que los de Margalef (Tabla 5). Tanto el trabajo de Pérez España, 2008 como nuestros resultados coinciden en que, en cuanto al índice de Margalef el arrecife Santiaguillo presenta mayor diversidad coralina que en los otros sitios considerados dentro del PNSAV, sin embargo, ambos índices tanto para la zona profunda como para la somera son muy altos, en comparación con otros arrecifes del mismo SAV.

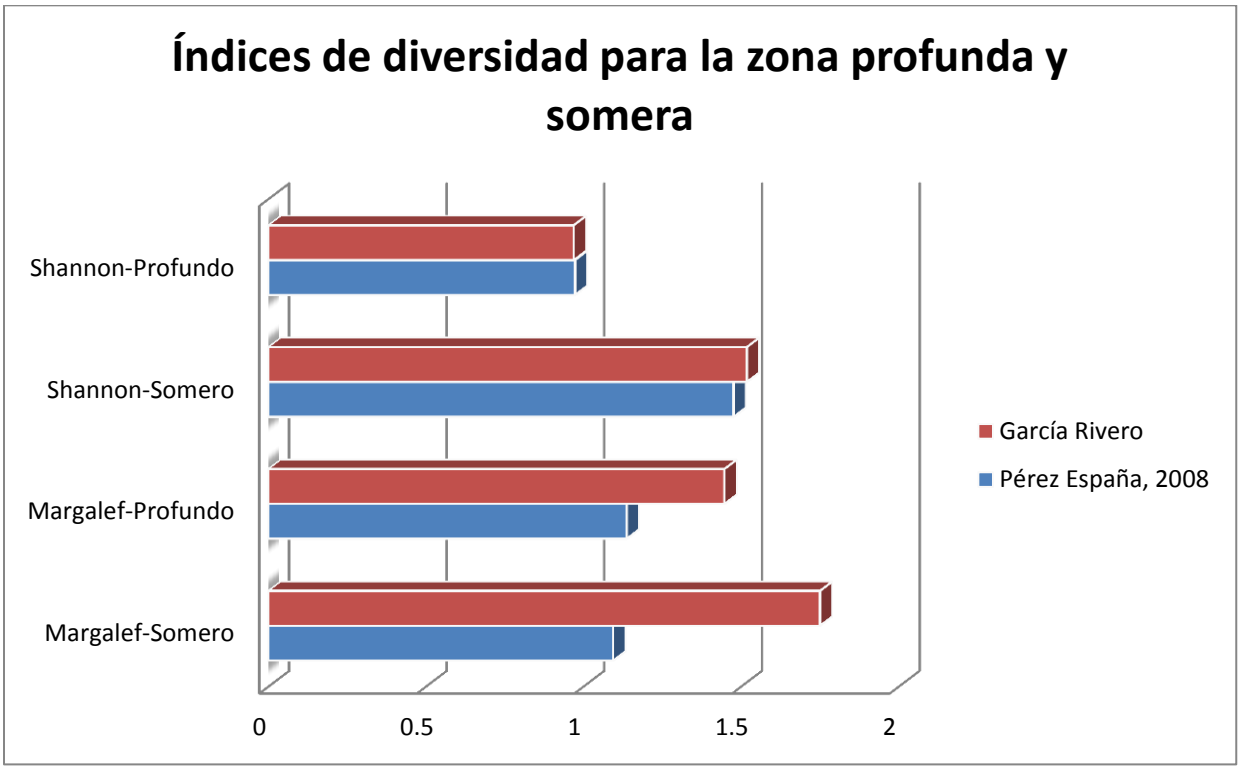
Tabla 5 Índices obtenidos del muestreo y los de Pérez España, 2008.

	Shannon-Wiener (bits/ind)		Margalef	
Sitio	Somero	Profundo	Somero	Profundo
*Santiaguillo$_M$	1.518	0.969	1.750	1.447
**Santiaguillo$_P$	1.476	0.973	1.094	1.137
Blanca	0.845	1.837	0.724	1.268
Enmedio	0.000	0.1039	0.000	0.629
Sacrificios Sota.	1.423	0.973	1.054	0.780
Sacrificios Bor.	0.594	1.380	0.535	1.296
Pájaros	1.029	0.596	0.727	0.578
Verde	1.784	1.717	1.755	1.315
Anegada	0.774	1.562	0.504	1.235
Ingeniero	0.000		0.000	

*Santiaguillo$_M$: Datos encontrados en nuestro muestreo.

**Santiaguillo$_P$: Dantos encontrados por Pérez España, 2008.

En la Gráfica 2 se puede visualizar más claramente la gran similitud entre lo obtenido con nuestros datos (rojo) y lo reportado por Pérez España, 2008 (azul). La diversidad en ambas zonas es mayor en la parte somera del arrecife que en la profunda, como se aprecia en la gráfica, el índice de Shannon-Wiener de la parte somera es un 2% más alto que el reportado por Pérez España, 2008, mientras que en la zona profunda es 0.5% menor, el índice de Margalef de la zona profunda y somera es 21% y 37% mayor comparado con lo reportado por Pérez España, 2008.



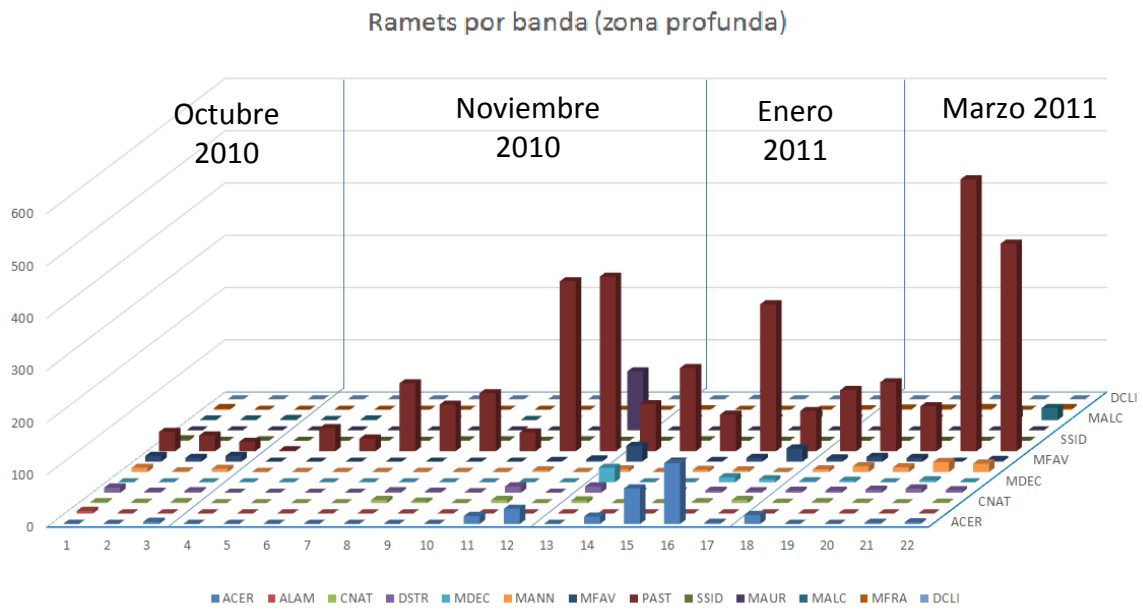
Gráfica 2 Índices de diversidad para las distintas zonas del arrecife Santiaguillo

Abundancia coralina

Se contabilizaron 3979 ramets de 13 diferentes especies para la zona profunda. En la Gráfica 3 se observa que la especie *Porites astreoides* (PAST), tiene mayor abundancia que las demás especies coralinas, contabilizándose 3109 ramets, lo que representa el 78% de todos los organismos presentes en la zona muestreada, *Acropora cervicornis* (ACER) contó con 270 ramets, lo que representa el 6.7%, *Montastraea faveolata* (MFAV) con 122 (3%), *Madracis auretenra* (MAUR) con 113 (2.8%), *Montastraea annularis* (MANN) con 90 (2.2%), *Diploria strigosa* (DSTR) con 84 (2.1%), *Millepora alcicornis* (MALC) con 70 (1.7%), *Madracis decactis* (MDEC) con 53 (1.3%), *Colpophyllia natans* (CNAT) con 38 (0.95%), *Montastraea franski* (MFRA) con 15 (0.37%), *Siderastrea siderea* (SSID) con 8 (0.2%), *Agaricia lamarki* (ALAM) con 5 (0.12%) y *Diploria clivosa* (DCLI) con 2 ramets (0.05%).

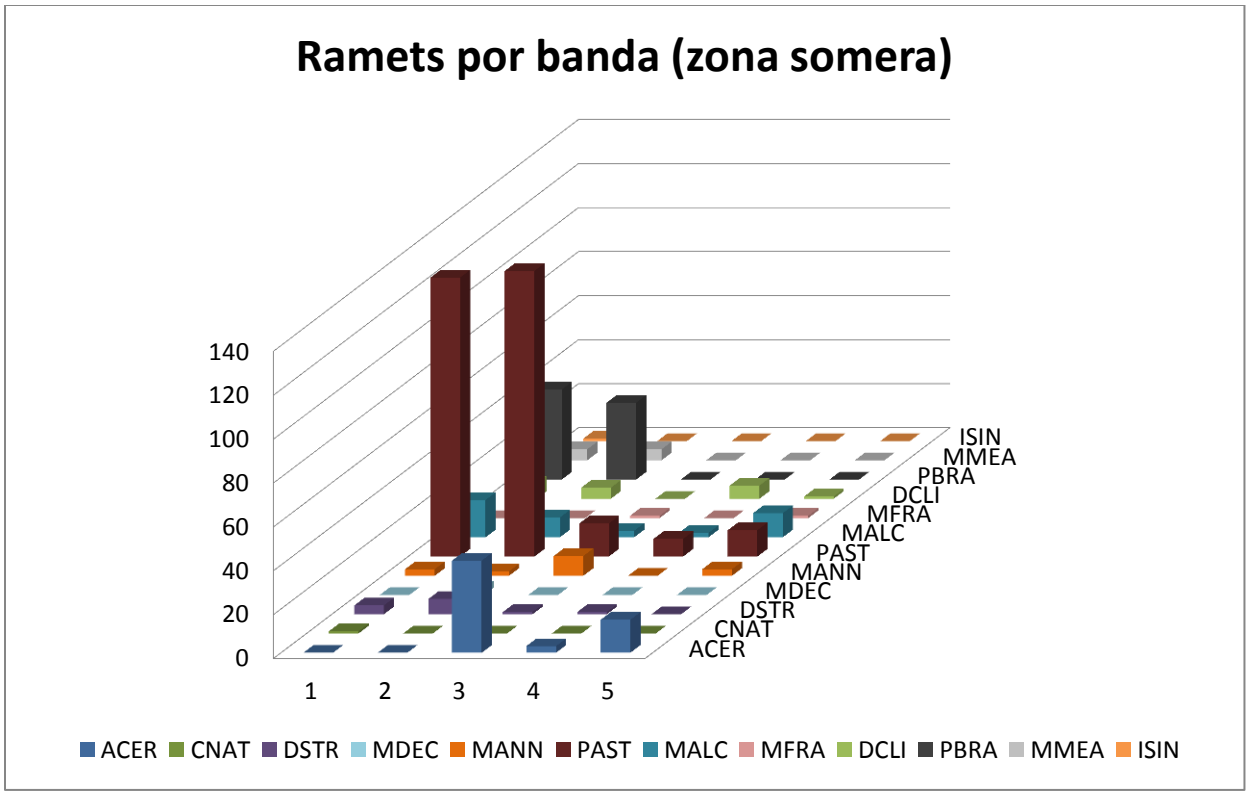
Las abreviaturas que corresponde a cada especie coralina serán utilizadas a partir de este momento; estas pueden revisarse en el Anexo 1 “Tabla de especies coralinas” de la página 72.

En el primer muestreo la cantidad de ramets de las especies coralinas y el número de bandas realizado (3) fue menor al de otros muestreos con 169 ramets contabilizados, donde se incluyen 12 de las 13 especies encontradas en la zona profunda (DCLI no fue localizada en este muestreo). En el segundo muestreo, con 9 bandas, se contabilizaron 1298 ramets de solo 9 especies coralinas (ACER, CNAT, DSRT, MANN, MFAV, PAST, SSID, MAUR Y MALC). En el tercero muestreo con 5 bandas se encontraron 1055 ramets de 11 especies (ACER, CNAT, DSRT, MDEC, MANN, MFAV, PAST, SSID, MALC, MFRA y DCLI), y en el cuarto 1457 ramets de 10 especies (ACER, CNAT, DSRT, MDEC, MANN, MFAV, PAST, MALC, MFRA y DCLI).



Gráfica 3 Cantidad de Ramets de las distintas especies por banda en la zona profunda. Las líneas verticales separan cada muestreo de izquierda a derecha.

Para la zona somera del arrecife se contabilizaron 536 ramets de 12 especies diferentes (Gráfica 4); la especie con mayor abundancia fue PAST con el 54% de los ramets, *Porites branneri* (PBRA) con el 14%, ACER con el 11%, MFRA con el 7%, DCLI con el 3.5%, MANN con el 3%, DSRT con el 2.4%, *Meandrina meandrites* (MMEA) con el 1.8%, MDEC con el 0.5%, MFRA con el 0.3%, CNAT e *Isophyllia sinuosa* (ISIN) con el 0.18% (Las abreviaturas de las especies coralinas pueden consultarse en el Anexo 1 “Tabla de especies coralinas” de la página 72).

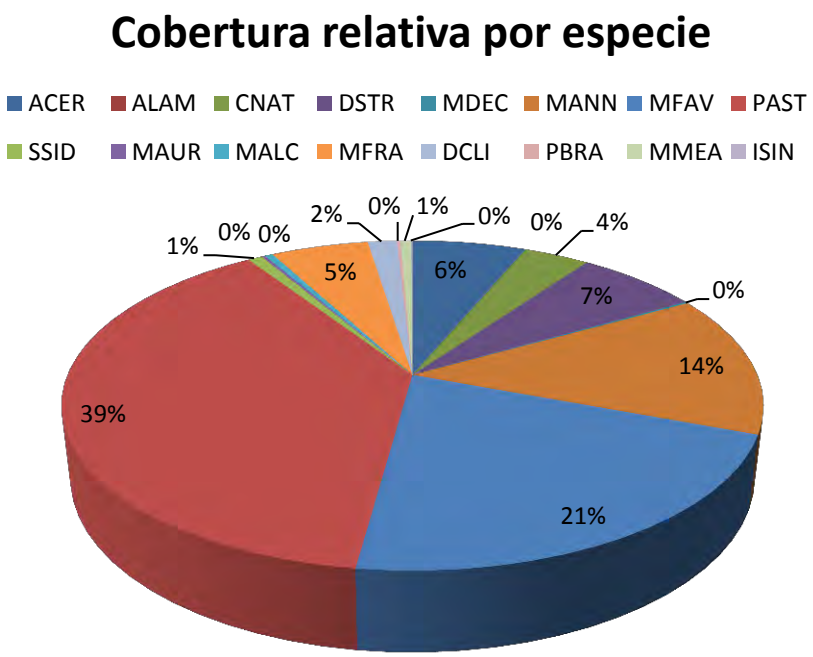


Gráfica 4 Cantidad de Ramets de las distintas especies por banda en la zona somera.

Se encontraron dos nuevas especies no reportadas previamente para el arrecife Santiaguillo: *Isophyllia sinuosa* (ISIN) y *Meandrina meandrites* (MMEA), observándose sólo en la primer y segunda banda de este muestreo.

Cobertura coralina relativa

De cada una de las 719 fotografías utilizadas, para la cobertura en pixeles y su 16 especies encontradas, la especie con mayor cobertura relativa fue PAST con 39%, (Gráfica 5), seguida de MFAV con 21%, MANN con 14%, DSTR con 7%, ACER con 6%, MFRA con 5%, CNAT con 4%, DCLI con 2%, SSID con 0.81%, MMEA con 0.62%, MALC con 0.46%, MAUR con 0.19%, PBRA con 0.18%, MDEC con 0.15%, ISIN con 0.07%, y ALAM con 0.01%.



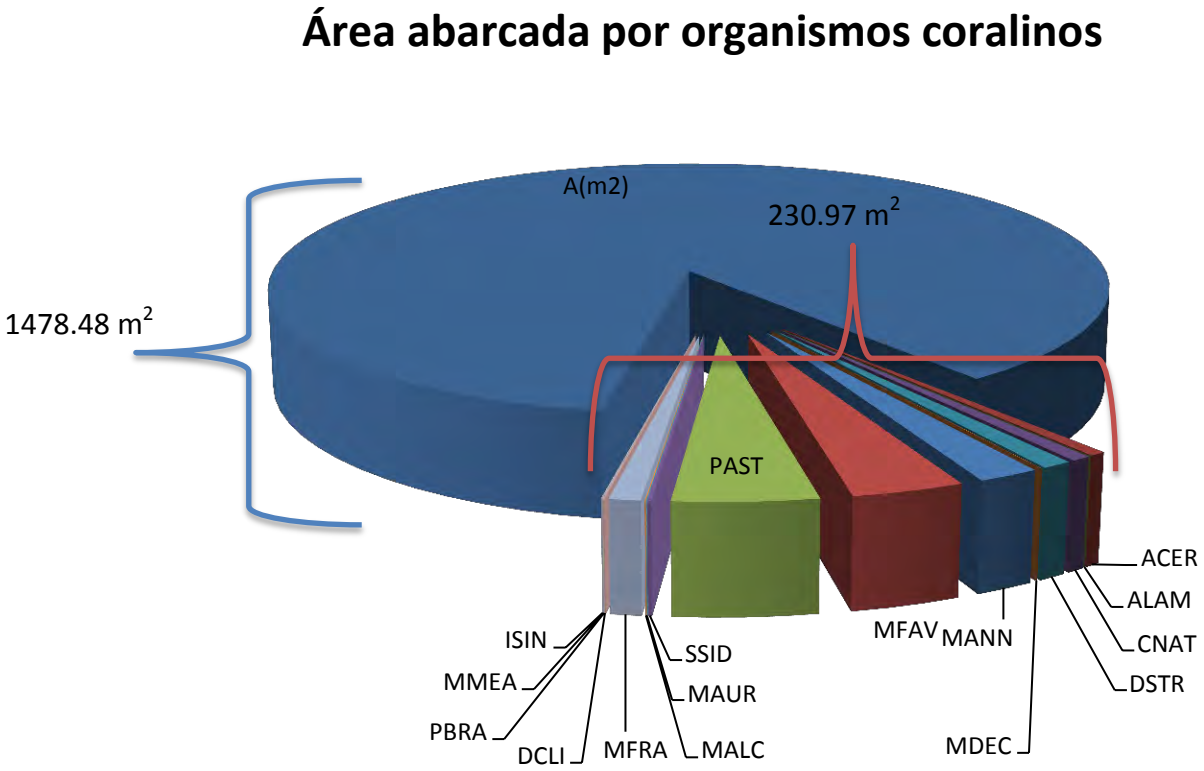
Gráfica 5 Cobertura relativa por especie

La abundancia de PAST ocupa el 75% del total de los ramets encontrados, pero su cobertura relativa solo es del 38% por el tamaño de sus ramets, mientras que la abundancia de MFAV y MANN es de 3% y 2% respetivamente, pero su cobertura es del 25% y 16%, esto debido al gran tamaño que presentan estos organismos.

Cobertura real

El área total muestreada según las 719 fotografías fue de 1485.48 m^2, siendo 230.97 m^2 el área abarcada por los organismos coralinos (Gráfica 6), de la cual la especie con mayor cobertura fue PAST con 78.38 m^2, seguida de MFAV con 61.11 m^2, MANN con 33.50 m^2, MFRA con 16.92 m^2, DSTR con 16.42 m^2, CNAT con 10.71 m^2, ACER con 8.96 m^2, SSID con 2.26 m^2, DCLI con 0.68 m^2,

MMEA con 0.62 m^2, MALC con 0.53 m^2, MDEC con 0.35 m^2, MAUR con 0.24 m^2, PBRA con 0.16 m^2, ISIN con 0.05 m^2 y ALAM con 0.03 m^2.



Gráfica 6 Área en m^2 por organismo coralino.

Como se observa en la Tabla 6 la cobertura coralina real resultó ser mayor que la cobertura relativa por 114.1808 m^2. En la mayoría de los casos la cobertura real por especie es mayor: SSID (<1.3748 m^2), CNAT (<7.6054 m^2), DSRT (<7.9542 m^2), MANN (<18.4135 m^2), MFAV (<39.0064 m^2), MFRA (<11.4360 m^2) y PAST (<40.5828 m^2); mientras que en otras fue menor

ACER (>-7.5852 m^2), DCLI (>-3.5054 m^2). En las especies restantes la diferencia no fue mayor a 0.6131 m^2.

Como se apreció en la Tabla 2 del apartado "Cálculo de dimensiones reales y visión 3D" de la página 48, la medición con este sistema tiene una variación de 2 mm como máximo, lo que nos habla de una mayor precisión con el uso de esta metodología, comparado con el uso de la cobertura relativa en los métodos tradicionales.

Tabla 6 Diferencias entre cobertura real y cobertura relativa por especie.

Especie	Cobertura real (m^2)	Cobertura relativa (m^2)	Diferencia (m^2)
ACER	8.9618	16.5470	-7.5852
ALAM	0.0338	0.0740	-0.0401
CNAT	10.7137	3.1082	7.6054
DCLI	0.6887	4.1942	-3.5054
DSRT	16.4200	8.4658	7.9542
ISIN	0.0519	0.1681	-0.1162
MALC	0.5321	1.0147	-0.4826
MANN	33.5030	15.0894	18.4135
MAUR	0.2400	0.0188	0.2212
MDEC	0.3523	0.1620	0.1902
MFAV	61.1116	22.1052	39.0064
MFRA	16.9254	5.4894	11.4360
MMEA	0.6256	1.2388	-0.6131
PAST	78.3836	37.8008	40.5828
PBRA	0.1603	0.4214	-0.2611
SSID	2.2659	0.8911	1.3748
Cobertura coralina total	230.9704	116.7896	114.1808

ANÁLISIS DE RESULTADOS Y CONCLUSIONES

Ancho de banda

Con la Ecuación 7 del apartado Resultados de la página 20, se obtuvo el ancho de banda correspondiente para un ángulo de visión de 40° y una distancia conocida (2.8 m), con lo que se logró un ancho de 2 m, a esta distancia se pueden contar con facilidad la mayoría de los corales, puesto que no tienen magnitudes más allá de 2 m de diámetro y la resolución de las cámaras nos permite ver a organismos de hasta 5 cm. Con esta misma ecuación y conociendo el ángulo de visión de la cámara utilizada, se obtendrá el ancho de banda correspondiente a dicha cámara, por lo que la metodología es adecuada, no solo al equipo empleado en este trabajo, sino que, simplemente se requiere el conocimiento del ángulo de visón para el cálculo del ancho de banda, el cual puede obtenerse mediante la Ecuación 6 del apartado

Distancia cámara-objeto

La distancia óptima cámara-objeto se estableció entre 2 y 3 m, debido a la perdida de colores y el tamaño de los organismos a muestrear, como se observa en la Figura 10 de la página 42. Este óptimo puede ser diferente en otros lugares y con un equipo diferente, ya que depende de diversos factores, como la visibilidad del medio, la resolución de las cámaras, uso de filtros especiales, uso de luz artificial, y el tamaño promedio de los organismos a fotografiar.

En la zona de estudio el método pudo aplicarse exitosamente durante todo el estudio (octubre 2010-mayo 2011), a pesar del cambio de estaciones que generaba turbidez a causa de las lluvias, o la presencia de corrientes y el muestreo en diferentes horas del día (intervalos desde 10 a 15 horas en los muestreos), por lo que puede considerarse para estudios posteriores en zonas similares.

Profundidad

La profundidad óptima a la cual se pueden fotografiar los organismos sin la necesidad de utilizar luz artificial, va desde un metro hasta doce metros, donde la pérdida de color no es significativa tal que no pueda realizarse la identificación de especies coralinas; sin embargo, el efecto de absorción diferencial siempre está presente, impidiendo que las longitudes de onda largas penetren varias decenas de metros, observándose esto en la Figura 11 de la página 45.

Ya que el algoritmo CAC no tiene la suficiente información brindada por la fotografía para balancear los colores reales, a partir del octavo metro la corrección origina una anómala exageración en el rojo, la cual es tolerable para los conteos de tomas de hasta los 12 y en ocasiones 13 metros de profundidad, a partir de las cuales la exageración es tal que dificultó la identificación coralina. Este óptimo al igual que la distancia cámara-objeto es afectada por diversos factores climáticos o de equipo, pudiendo ser mayor o menor el intervalo; sin embargo, para un muestreo con un ancho de banda de 2 m y un ángulo de visión de 40° se requiere de un mínimo de 2.5 m de profundidad, y un máximo óptimo de 12 m de profundidad, como se observó en algunos muestreos concluyendo que este optimo puede aplicarse en otros estudios verificando que la identificación coralina pueda llevarse a cabo.

Velocidad y número de fotografías por banda

Obtener fotografías fidedignas para un adecuado conteo sin la necesidad de un traslape, así como mantener una velocidad constante en el agua para una persona es prácticamente imposible, por lo que el calculó de un promedio de velocidad (0.33 $m*s^{-1}$ en nuestro caso) y las tomas que deben generarse (90 fotos) en un lapso de tiempo (60 segundos), es importante para obtener tomas adecuadas que puedan ser utilizadas para el conteo de corales, con estos parámetros se tiene una mayor certeza de que el muestreo generara datos útiles para los conteos, pudiéndose aplicar esto mismo para distintos estudios, calculando el número de fotografías generadas por la cámara a utilizar por segundo y teniendo en cuenta el área a abarcar en el estudio y la velocidad de disparo de las cámaras.

Muestra mínima

La muestra mínima, tanto gráfica como matemática resultó muy similar, de 4 a 13 las bandas necesarias para obtener la mayoría de las especies coralinas con precisiones de 0.1 y 0.05 respectivamente. Se realizaron 22 bandas en la zona profunda y 5 más en la zona somera del arrecife, por lo que, se puede concluir que se está por encima de la muestra mínima y que los datos son estadísticamente más cercanos a los del arrecife. Es importante el cálculo de la muestra mínima, para garantizar la significatividad de los datos y evitar sobre esfuerzo en el estudio.

Cobertura

La extensión correspondiente a la muestra mínima estimada es de 520 m^2. Ya que se realizaron 27 bandas y se cubrió un área relativa de 1080 m^2 aproximadamente, se puede asegurar que se realizó un muestreo significativo del sistema.

Cálculo de dimensiones reales y visión 3D

La diferencia entre el área relativa [$a_{relativa}$ = 27 bandas*(2 m de ancho* 20 m de largo = 1080 m^2) y el área real (a_{real} = 1485.48 m^2) fue de 405.48 m^2, siendo mayor el área real por cerca de un 30%. La estimación de la cobertura real nos muestra resultados más cercanos a los del arrecife, con lo que pueden realizarse estudios más complejos, precisos y significativos para el manejo y entendimiento de los sistemas arrecifales ocupando esta metodología.

Especies coralinas

En el estudio se identificaron 14 especies coralinas de las 29 que se reportan para el SAV, más 2 que solo se reportan para el Golfo y el Caribe (Horta Puga y Tello Musi, 2009; Jones *et al.*, 2008; Lang *et al.*, 2010; Pérez España, 2008). De las 16 especies coralinas encontradas en el arrecife

Santiaguillo MALC, MFAV, MFRA, PBRA, MAUR, MMEA e ISIN no están reportadas para este sitio, sin embargo, MMEA, MALC, MFAV, MFRA y PBRA están registradas para el SAV (Horta Puga y Tello Musi, 2009; Jones *et al.*, 2008; Pérez España, 2008) pero ISIN y MAUR solo se reporta en general para el Golfo y el Caribe según Lang *et al.*, 2010. Debido a la plasticidad de estos organismos, estos llegan a confundirse con otras especies y la única forma de saber a qué especie corresponde es mediante una prueba genética, este es un problema generalizado en cualquier metodología para el estudio coralino, por lo que por el momento queda pendiente una revisión más detallada de los ejemplares encontrados para descartar alguna posible confusión en su identificación, con la ayuda de expertos colaboradores como el Dr. Pérez-España o bien con la extracción de los organismos para una adecuada identificación.

Diversidad coralina

La diversidad coralina obtenida por los índices de Margalef y Shannon-Wiener (Tabla 5 página 52), según lo mencionado en el apartado Diversidad de la página 7, es baja tanto en la zona profunda del arrecife como en la somera, sin embargo a pesar del bajo valor obtenido por el arrecife, al compararlo con los demás sistemas del mismo SAV (Tabla 5 página 52), se observa que es uno de los que presenta una mayor diversidad, junto con los arrecifes blanca y verde. A pesar de esto, ninguno llega a tener valores de mediana o alta diversidad, lo que quizá nos habla de un problema generalizado en el PNSAV.

En Santiaguillo se observaron en cada buceo cambios radicales en la morfomometría del fondo, ya que al pasar de una profundidad a otra, se apreciaban escenarios completamente diferentes, pasando de grandes manchones de coral a poco más que escombro y unos cuantos ramets coralinos (lo cual se puede corroborarse con las fotografías utilizadas en el estudio), lo que puede deberse a la compleja topografía presente en el arrecife. La complejidad morfométrica debe ser un equivalente de complejidad en las especies coralinas y por lo tanto de especies asociadas, de potencial importancia comercial y ecológica, por lo que posteriores estudios encaminados al monitoreo de parámetros físicos y químicos, y de la dinámica de las masas de agua resultarían de gran relevancia.

Abundancia coralina

Tres cuartas partes de la abundancia coralina son ocupadas por la especie *Porites astreoides* (PAST), encontrándose en mayor proporción en las zonas más protegidas del arrecife (Figura 9 y en la Gráfica 3): en las zonas muestreadas en noviembre y marzo (segundo y cuarto muestreos), la conglomeración de este organismo fue de 61% a 84% más alto que en la zona del muestreo de enero (tercero), y más de 1000% mayor que en la zona estudiada en octubre (primer muestreo), como se observa en la Gráfica 3 de la página 55, mientras que en el muestreo de la zona somera en el mes de mayo, la abundancia en las dos primeras bandas es casi 10 veces mayor que en las bandas consecutivas (Gráfica 4). Horta Puga en 2008 ubica a PAST como uno de los elementos más representativos de todo el SAV, quedando posicionado en el quinto lugar por su gran abundancia en toda la zona arrecifal. Dado que según nuestros resultados PAST es más abundante en zonas protegidas (a pesar de estar en zonas someras) y que ocupa mayores coberturas en el arrecife Santiaguillo que el promedio para el PNSAV, se puede concluir que a menos que este arrecife presente mayor proporción de áreas protegidas que los demás del sistema, el Arrecife Santiaguillo puede ser de los menos impactados en el PNSAV.

Especies como MAUR, ACER, MDEC y MFAV, resultaron abundantes en puntos muy localizados del muestreo, en especial en las primeras bandas del mes de enero y en la última banda del mes de noviembre (Gráfica 3). Las diferencias en la organización y cantidad de organismos encontrados en los diferentes puntos de muestreo nos indican que hay condiciones particulares que deben ser estudiadas a detalle, con estudios enfocados a la zonificación y caracterización del arrecife en zonas de mayor conglomeración de especies coralinas.

Cobertura coralina relativa

A pesar de ser una especie de tamaño individual pequeño, por su abundancia PAST tiene una cobertura comparable en las bandas con MFAV y MANN*;* cómo se observa en la Gráfica 5 de la página 57, donde la cobertura de solo estas tres especies ocupa cerca del 75% de la cobertura

relativa total. La mayor parte del otro 25% lo ocupan las especies MFRA, DSTR, CNAT y ACER, con tamaños que van desde los pocos centímetros hasta varios metros de longitud

Las especies que forman estructuras grandes y fuertes como MFAV, MANN y MFRA se encuentran en la zona más profunda y próxima a la caída del arrecife. Bibliográficamente estas especies se constituyen como los organismos protectores del arrecife debido a su magnitud, la cual impide que la fuerza de las corrientes y oleaje propiciados por los nortes azote con mayor intensidad al interior del arrecife, ya que gran parte de su energía se disipa al impactar con estas estructuras calcáreas (Castro y Huber, 2003), siendo posible que organismos más frágiles y pequeños como PAST y ACER puedan mantener un ciclo de vida largo, sin embargo, contrariamente a esto, es posible que a) la zona somera esté dominada por especies de tamaño pequeño y gran abundancia numérica por que las especies grandes no podrían sobrevivir el tiempo suficiente para alcanzar tamaños y abundancias "normales" pues los fenómenos meteorológicos ejercen mayor impacto destructivo en zonas someras que en las profundas; b) es factible que las especies dominantes de las zonas someras sean de ciclo de vida más corto y de mayor tasa reproductiva que las de zonas profundas, por lo cual la biomasa de las pequeñas se debe a su abundancia, mientras que la de las grandes se debe a su tamaño; y c) las especies pequeñas son las verdaderas resistentes a la energía mecánica del océano al aprovecharla para multiplicarse y dispersarse por fragmentación.

Además de recomendar estudios enfocados a resolver la polémica de las observaciones expuestas, es recomendable para futuros estudios profundizar más para definir si el encontrar a estas especies en tal abundancia en un punto concreto responde a la influencia de otra u otras variables no consideradas en nuestro estudio.

Cobertura real

No hay datos publicados en revistas especializadas sobre cobertura real, específicamente para el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano y menos para Santiaguillo, por lo que, lo aquí reportado en torno al tema resulta inédito.

En los datos obtenidos podemos ver que el área abarcada por coral vivo alcanza un 11% del área total muestreada (230.97 m^2 de 1485 m^2), en su mayoría cubierta por 3 especies PAST (78.38 m^2), MFAV (61.11 m^2) y MANN (33.50 m^2). Como se mencionó con anterioridad, las últimas dos son especies masivas mientras que PAST presenta un tamaño de entre 5 cm a 15 cm de diámetro. El uso de la metodología desarrollada para el cálculo de áreas reales es objetivamente importante puesto que no necesita de grandes esfuerzos *in situ,* simplemente con el uso de la tecnología disponible es posible realizar estudios más complejos y precisos que puedan ser utilizados para un mejor entendimientos de los arrecifes coralinos.

Conclusión

Con la implementación de esta metodología se pueden llevar a cabo estudios más completos, objetivos, precisos y confiables, como se pudo corroborar con los experimentos realizados. Instituciones de vanguardia alrededor del mundo están implementando la tecnología 3D para el estudio de sus arrecifes, sin embargo nuestro sistema es mucho más económico y sencillo que el de la mayoría de ellas, siendo igual o mejor la precisión en nuestro caso. El uso de nuevas tecnologías es un tema que debemos fortalecer, no solo para hacer nuestra vida más cómoda, sino también para implementarla en favor de la ciencia.

El arrecife de Santiaguillo fue un buen sitio para el desarrollo y ensayo de esta metodología, por su accesibilidad, complejidad topográfica, y menor alteración humana en comparación con el resto del PNSAV, lo que facilitó la toma de datos y práctica de diferentes diseños y estrategias. A pesar de que aún faltan cosas por mejorar, la implementación de este método ayudará en gran medida al entendimiento y el mejor aprovechamiento de nuestros sistemas arrecifales coralinos, al tener una forma fácil, confiable y alejada de la subjetividad, que se ve claramente marcada en los métodos tradicionales. Aún se trabaja en el mejoramiento de este sistema con sensores para medir diversas características del medio, como lo son salinidad, pH, luminosidad, profundidad, etcétera, contribuirá a la realización de un trabajo mucho más completo.

Por la alta diversidad que albergan estos ecosistemas y la importancia económica que tienen a nivel local y nacional es recomendable realizar este tipo de estudios con una periodicidad constante, que pueda evaluar los cambios en el tiempo con una buena precisión y diseñar planes de manejo óptimos. El cuidado de los arrecifes coralinos no solo corresponde a los gobiernos de cada país, sino que debe ser una acción conjunta con los beneficiarios directos de estos ambientes. Se deben implementar políticas eficaces y realistas que eviten el deterioro y la posterior extinción de estos ecosistemas.

RECOMENDACIONES

Equipo

Aunque parece trivial, el buen mantenimiento y manejo del equipo son cruciales para la obtención de datos confiables, por ejemplo un grano de arena puede desviar la orientación de las cámaras varios grados, lo que alteraría notablemente la geometría del sistema y con ello los conteos y mediciones, así mismo, un empaque sucio puede inutilizar una cámara y con ello frustrar toda la campaña. De igual manera, el empleo correcto del sistema y una buena metodología de muestreo son fundamentales; ambas dependen del grado de conocimiento del usuario sobre el equipo y sobre el objeto de estudio. El buen conocimiento del equipo se puede adquirir mediante el dominio del montaje, uso y limpieza, mientras que la buena metodología depende fundamentalmente de las propiedades a estudiar y de las condiciones ambientales del medio.

Ancho de banda

El ancho de banda de dos metros nos permite percibir, por tamaño, a la gran mayoría de las especies coralinas, como es el caso de los organismos presentados en este estudio, sin embargo, existen especies coralinas que llegan a cubrir grandes extensiones de espacio o llegan a formar cabezas coralinas muy grandes, con lo que dos metros de ancho de banda serían insuficientes para tener un buen muestreo de estos organismos, por lo que se recomienda establecer un ancho de banda correspondiente al tamaño de estos organismos, ya sea alejándose más del fondo donde la formación coralina ocupe del 25% al 60% de la toma, o haciendo varias bandas paralelas, dependiendo del orden de magnitud de los organismos, así mismo para organismos de menor tamaño (menos de 5 centímetros), se recomienda establecer cuadrantes de muestreo, el tamaño de este puede ser variable, dependiendo de los objetivos que se persigan, la muestra mínima, el tamaño del arrecife y la resolución de la cámara que se utilice.

Distancia cámara-objeto

El tamaño de los organismos a fotografiar es una variable que debe tomarse en cuenta a la hora de establecer los objetivos del estudio, puesto que hay organismos que pueden tener un diámetro menor a un centímetro, los cuales difícilmente se verían con tomas a dos metros de distancia, u otros que pueden tener un radio de varios metros, ocasionando que en toda la toma sólo se fotografié a ese organismo o parte de él, por lo que se recomienda, según los objetivos perseguidos, tomar en cuenta el tamaño promedio del objeto a estudiar y aplicar una distancia óptima cámara-objeto para el tamaño del organismo, es por esto que se recomienda que los muestreos se realicen a una distancia menor a los 3.5 m para organismos de un perímetro de entre 0.5 m a 3 m (con un ancho de banda calculado de 2 m). Para organismos mayores a 3 m, se recomienda que la distancia no sea mayor a 4 m (tomando como referencia el experimento “cámara-objeto” de la página 23), siendo preferible realizar bandas paralelas, mientras que para organismos pequeños (menores a 0.5 m), es recomendable distancias de entre 2.5 m a 1.5 m (dependiendo de la resolución de las cámaras empeladas); si la distancia es menor a 2 m, se recomienda el uso de cuadrantes en vez de bandas, debido a que el ancho de banda no tiene la suficiente envergadura, o bien realizar bandas paralelas.

Profundidad

Teniendo en cuenta que el color es un rasgo muy importante para la identificación coralina se recomienda realizar el muestreo entre las 11 y 14 horas, donde los rayos de luz inciden casi verticalmente sobre los organismos, penetrando a mayores profundidades en el agua. Aún en dicho horario, no es recomendable realizar muestreo a profundidades mayores a los 14 m sin ayuda de luz artificial por lo que pudimos observar en la Figura 4 de la página 26.

Velocidad

Se recomienda mantener una velocidad de muestreo de 0.333 ms^{-1}, a una velocidad de fotografiado de 1.5 fotos s^{-1}, con lo que se asegurarían varias tomas de un mismo punto, evitando así perdida de información en el muestreo.

Muestra mínima

El cálculo de la muestra mínima es de suma importancia si queremos evitar un esfuerzo y gastos innecesarios, es por eso que se recomienda considerar la magnitud de esta para estudios similares, siguiendo la metodología descrita en este trabajo.

Cobertura

Como ya se había mencionado, el requisito de una cobertura particular queda en segundo término si se ha cumplido con una muestra mínima, sin embargo puede atenderse este requisito siempre y cuando se siga lo estipulado por el Protocolo CARICOMP (página 16).

Cálculo de dimensiones reales y visión 3D

El cálculo de los parámetros de las cámaras es diferente para cada diseño geométrico, por lo que se recomienda su estimación obligada cuando se utilicen diferentes modelos o posiciones estereoscópicas, ya que un ligero cambio en el ángulo puede ocasionar grandes errores en la toma de medidas reales.

Especies coralinas

Para una mejor identificación coralina, es recomendable realizar la corrección de imágenes y tener a la mano un catálogo de especies coralinas, con varias fotografías de una misma especie, con similitudes y diferencias marcadas, así mismo se debe recurrir al apoyo de la base web "coralpedia", al de la información contenida en el AGRRA , y en el libro *"Reef coral identification"* de Humann y DeLoach, 1993 para el Golfo y el Caribe mexicanos.

ANEXOS

Anexo 1 "Tabla de especies coralinas"

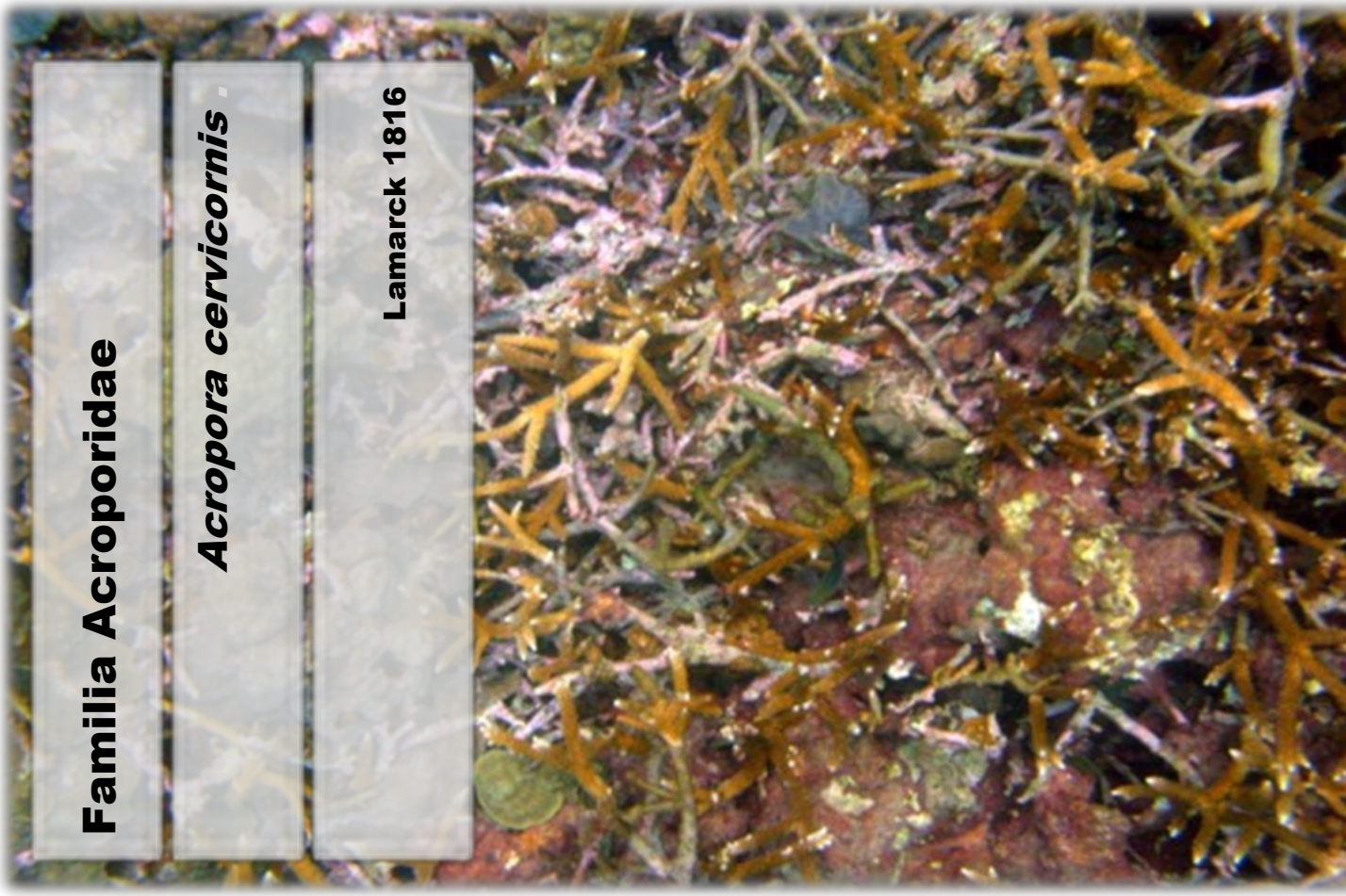
En la Tabla 7 se enlistan las especies encontradas en este estudio (segunda columna) con su respectiva abreviatura. Las especies reportadas para el Arrecife Santiaguillo por Jones *et al.*, 2008, se ubican en la tercera columna y las reportadas para todo el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano por Horta Puga y Tello Musi, 2009; Jones et al., 2008 y Pérez España, 2008 se ubican en la cuarta columna.

Tabla 7 Especies coralinas y su abreviatura correspondiente.

Abreviación	Especies coralinas encontradas	Reportadas para Santiaguillo (Jones *et al.*, 2008)	Reportadas para el PNSAV (Horta Puga y Tello Musi, 2009; Jones *et al.*, 2008; Pérez España, 2008)
ACER	*Acropora cervicornis*	*Acropora cervicornis*	*Acropora cervicornis*
ALAM	*Agaricia lamarki*	*Agaricia spp*	*Agaricia lamarki*
CNAT	*Colpophyllia natans*	*Colpophyllia natans*	*Colpophyllia natans*
DCLI	*Diploria clivosa*	*Diploria clivosa*	*Diploria clivosa*
DSTR	*Diploria strigosa*	*Diploria strigosa*	*Diploria strigosa*
MDEC	*Madracis decactis*	*Madracis decactis*	*Madracis decactis*
MANN	*Montastraea annularis*	*Montastraea annularis*	*Montastraea annularis*
PAST	*Porites astreoides*	*Porites astreoides*	*Porites astreoides*
SSID	*Siderastrea siderea*	*Siderastrea siderea*	*Siderastrea siderea*
MMEA	*Meandrina meandrites*		*Meandrina meandrites*
MALC	*Millepora alcicornis*		*Millepora alcicornis*
MFAV	*Montastraea faveolata*		*Montastraea faveolata*
MFRA	*Montastraea franski*		*Montastraea franski*
PBRA	*Porites branneri*		*Porites branneri*
ISIN	*Isophyllia sinuosa*		

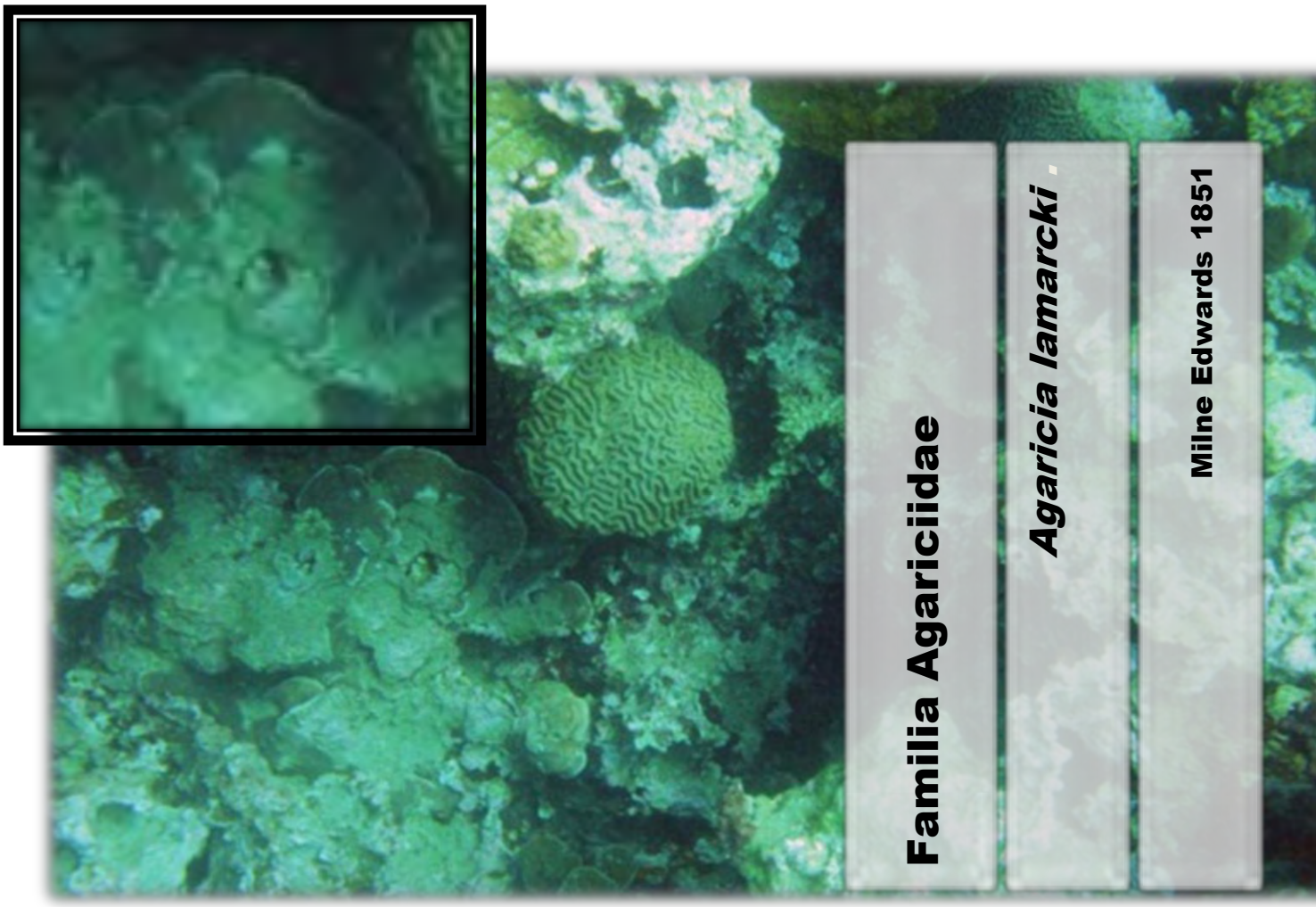
MAUR	*Madracis auretenra*		
APAL		*Acropora palmata*	*Acropora palmata*
LCUC		*Leptoseris cucullata*	*Leptoseris cucullata*
MCAV		*Montastraea cavernosa*	*Montastraea cavernosa*
SMIC		*Stephanocoenia michelini*	*Stephanocoenia michelini*
AFRA			*Agaricia fragilis*
AHUM			*Agaricia humilis*
DSTO			*Dichocoenia stokesi*
MMIR			*Madracis mirabilis*
MARE			*Manicina areolata*
MANG			*Mussa angulosa*
_			*Mycetophyllia spp*
ODIF			*Oculina diffusa*
PPOR			*Porites porites*
SCUB			*Scolymia cubensis*
SRAD			*Siderastrea radians*
SBOU			*Solonastrea boumoni*

Anexo 2 “Especies coralinas”



Abundancia total 7.3%
Cobertura relativa 6.5%
Cobertura real 8.9 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-5

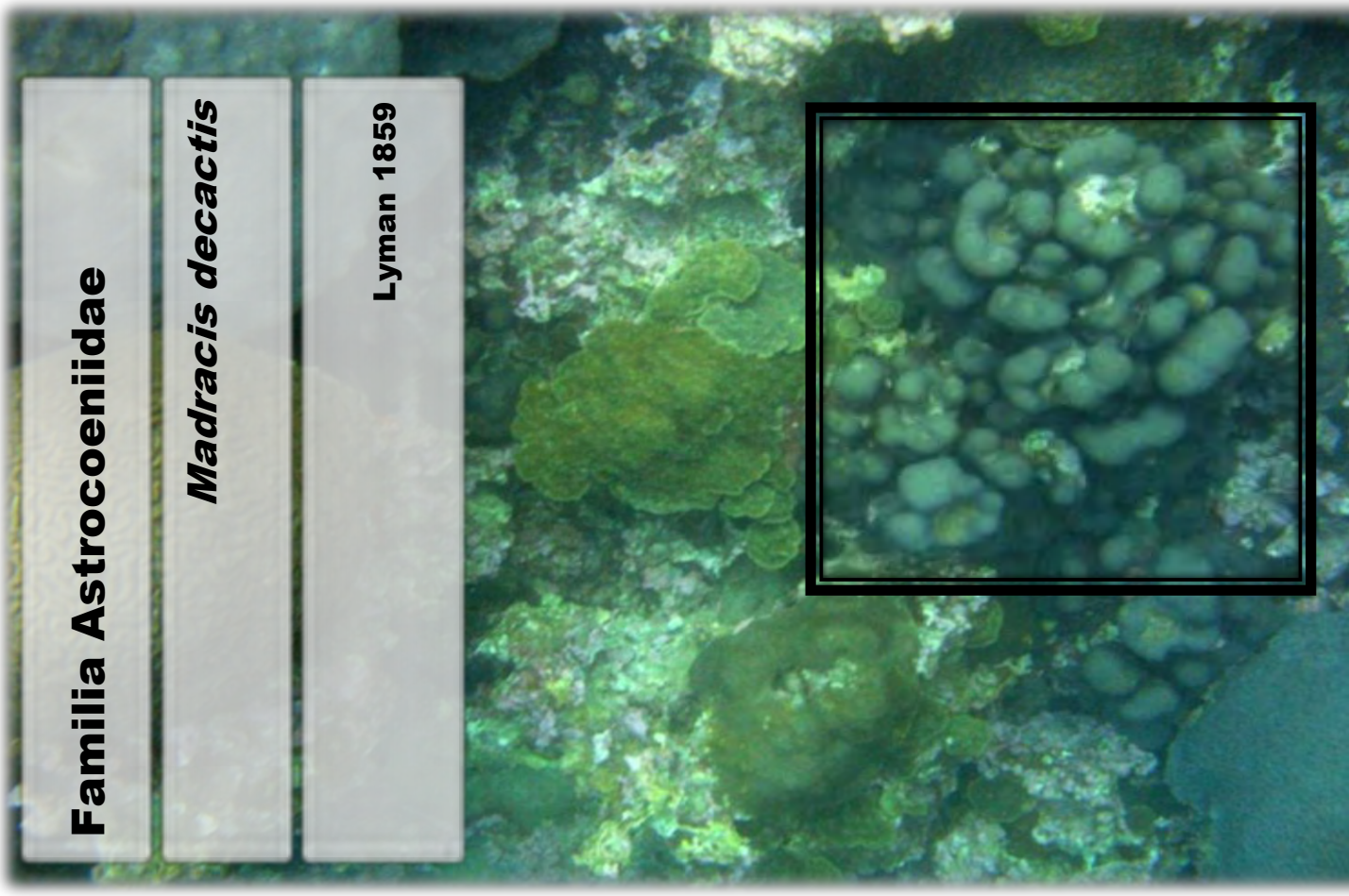
Actualmente ésta especie no es común, sin embargo es la más común de los dos tipos de coral “cuernos de ciervo” en muchas áreas de la región del Caribe. Las ramas son delgadas y pueden llegar a medir más de 1 m de longitud. Las colonias están poco agrupadas o ‘abiertas’. En vista transversal, las ramas tienen una forma oval y las sub-ramas crecen en ángulos cercanos a los 90°.En general, las ramas en la colonia tienden a tener mayor separación que en *Acropora prolifera*, única especie con la cual puede ser confundida. Esta especie es encontrada en un amplio intervalo de profundidad, las colonias vivas presentan una coloración amarilla, café o dorada y es común que las colonias presenten áreas muertas en la zona basal. Los Acropora del Caribe están clasificados como en peligro de extinción por la US Endangered Species Ac (Sheppard, 2010).



Abundancia total 0.11%
Cobertura relativa 0.01%
Cobertura real 0.03 m^2
Muestreos donde se ubicó 1

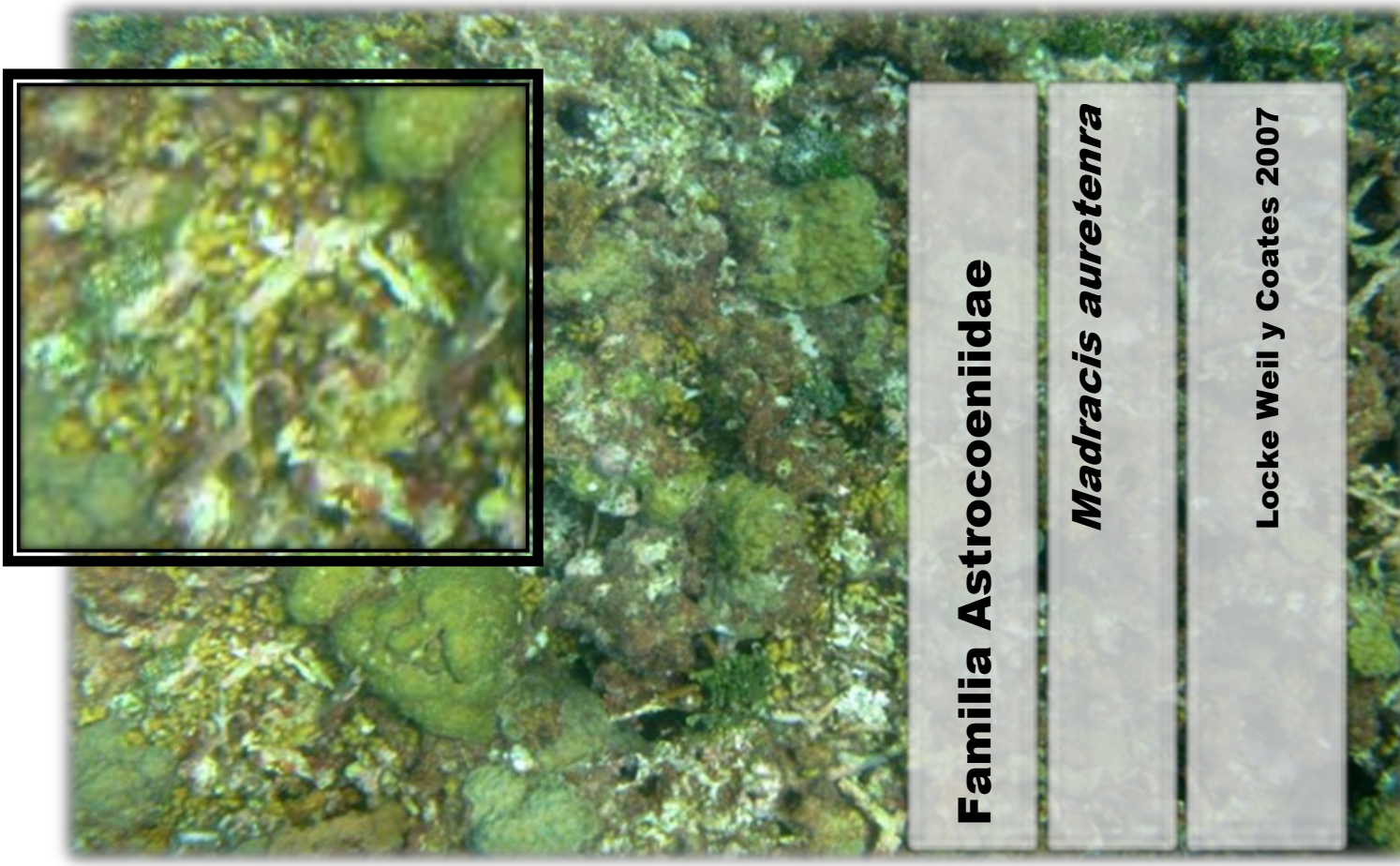
Esta especie está clasificada como vulnerable según la IUCN, ha sufrido importantes disminuciones en Puerto Rico, las Antillas, Florida y Jamaica debido al blanqueamiento. La disminución prevista de esta especie, por la destrucción de arrecifes, es del orden del 38% en 30 años. En localidades afectadas por eventos de mortalidad masiva en la década de 1980, no se ha observado recuperación de ella. Es susceptible a una enfermedad extremadamente virulenta (plaga blanca) que se propaga fácilmente de una colonia a otra, lo que puede causar una disminución continua, inhibiendo su recuperación (Aronson *et al.*, 2008).

La característica más conspicua de esta especie es la coloración pálida y en algunos casos blanca que presentan los pólipos. Estos tienden a ser de gran tamaño y en forma de estrella, lo cual contrasta considerablemente con la superficie de color café del resto del tejido que los conecta (Sheppard, 2010).



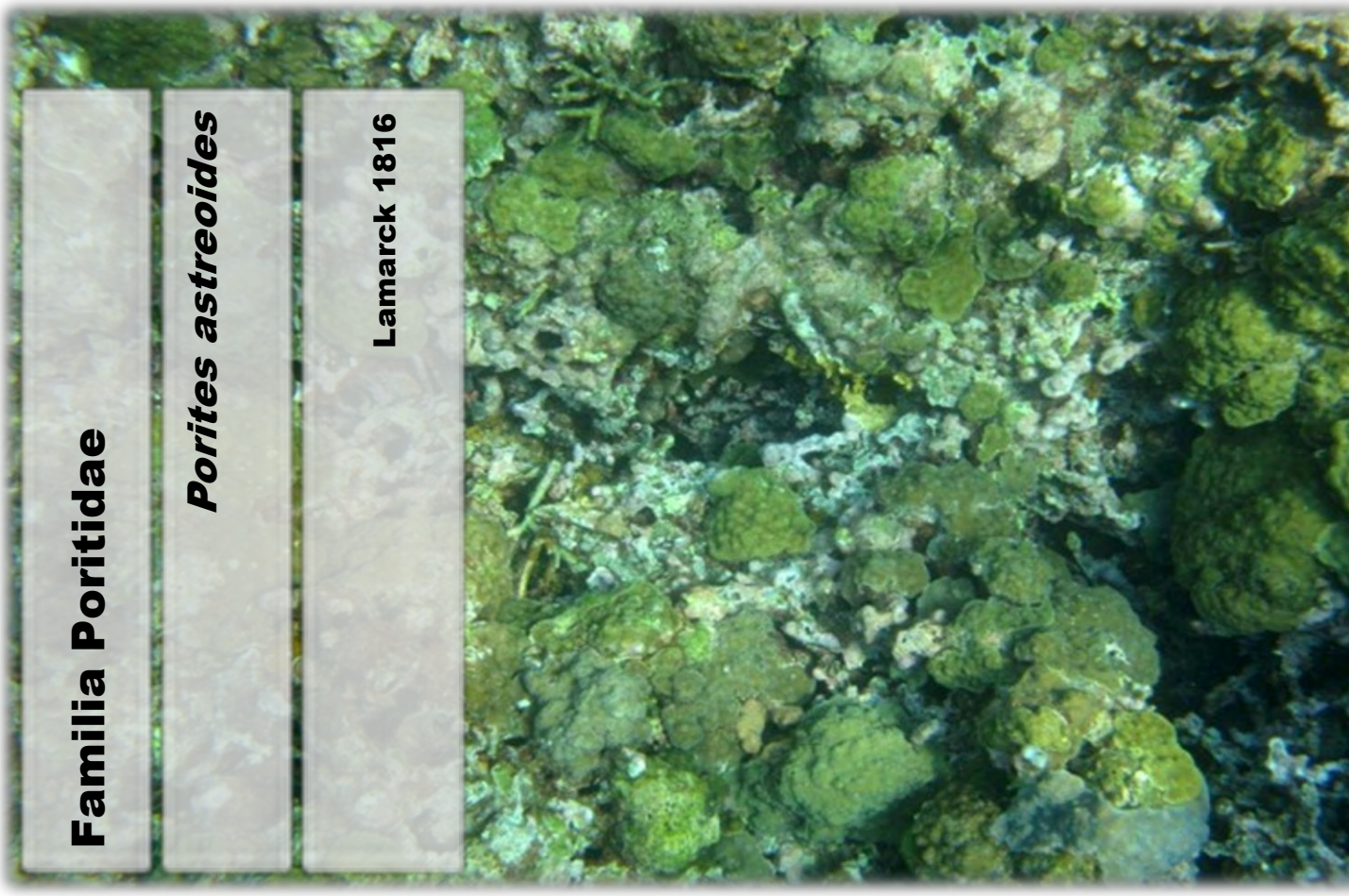
Las colonias son cortas e incrustantes, con pequeños nódulos cortos y ramas cortas. Algunas colonias son solamente incrustantes, con nódulos bajos, irregulares o aplanados. Los coralitos tienen 10 septos, los cuales llegan hasta la columela. *Madracis decactis* tiene una coloración más oscura (entre verde-café, amarillo-café o gris) que *Madracis mirabilis* o *Madracis carmabi*. A diferencia de *M. formosa* los pólipos en esta especie no son de color amarillo. Se encuentra en gran variedad de hábitats, particularmente debajo de salientes y en superficies inclinadas o verticales (Sheppard, 2010).
Sin riesgo aparente.

Abundancia total 1.24%
Cobertura relativa 0.15%
Cobertura real 0.35 m^2
Muestreos donde se ubicó 3-5



Abundancia total 2.5%
Cobertura relativa 0.19%
Cobertura real 0.24 m^2
Muestreos donde se ubicó 2

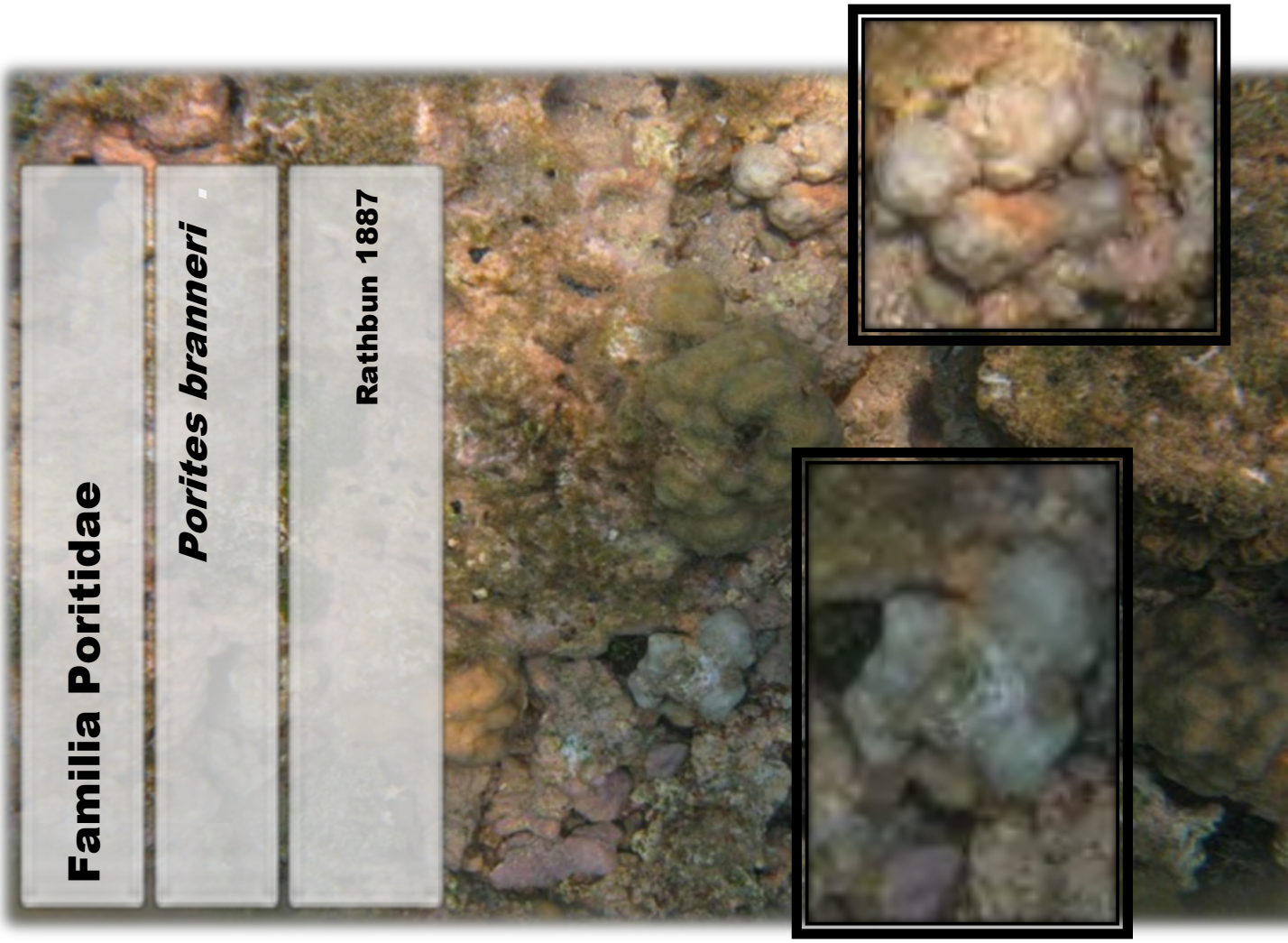
La amenaza más importante conocida para esta especie es la reducción del hábitat debido a una combinación de amenazas, enfermedad de plaga blanca, blanqueamiento, huracanes y alta sedimentación, esta especie es de preocupación menor, siendo muy común en toda su área de distribución (Caribe, Golfo de México y Florida), es probable que sea más resistente a la pérdida de hábitat y la degradación de los arrecifes (Aronson *et al.*, 2008). Esta especie presenta un óptimo desarrollo en las zonas someras y protegidas del arrecife, donde alcanzan agregaciones mayores a 5 m de diámetro, gracias a su mecanismo de reproducción asexual de fragmentación de las ramas (Reyes *et al.*, 2010).



Abundancia total 75%
Cobertura relativa 40%
Cobertura real 78 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-5

Estas colonias normalmente forman pequeños cuerpos masivos, sin embargo en zonas profundas con poca iluminación llegan a formar grandes placas. Las colonias más pequeñas y jóvenes son incrustantes. La coloración en aguas someras es normalmente amarilla, verde, gris o café claro y en áreas más profundas, gris o café oscuro. Esta especie se distribuye en todo el Caribe y se desarrolla principalmente en áreas someras y bien iluminadas (Sheppard, 2010).

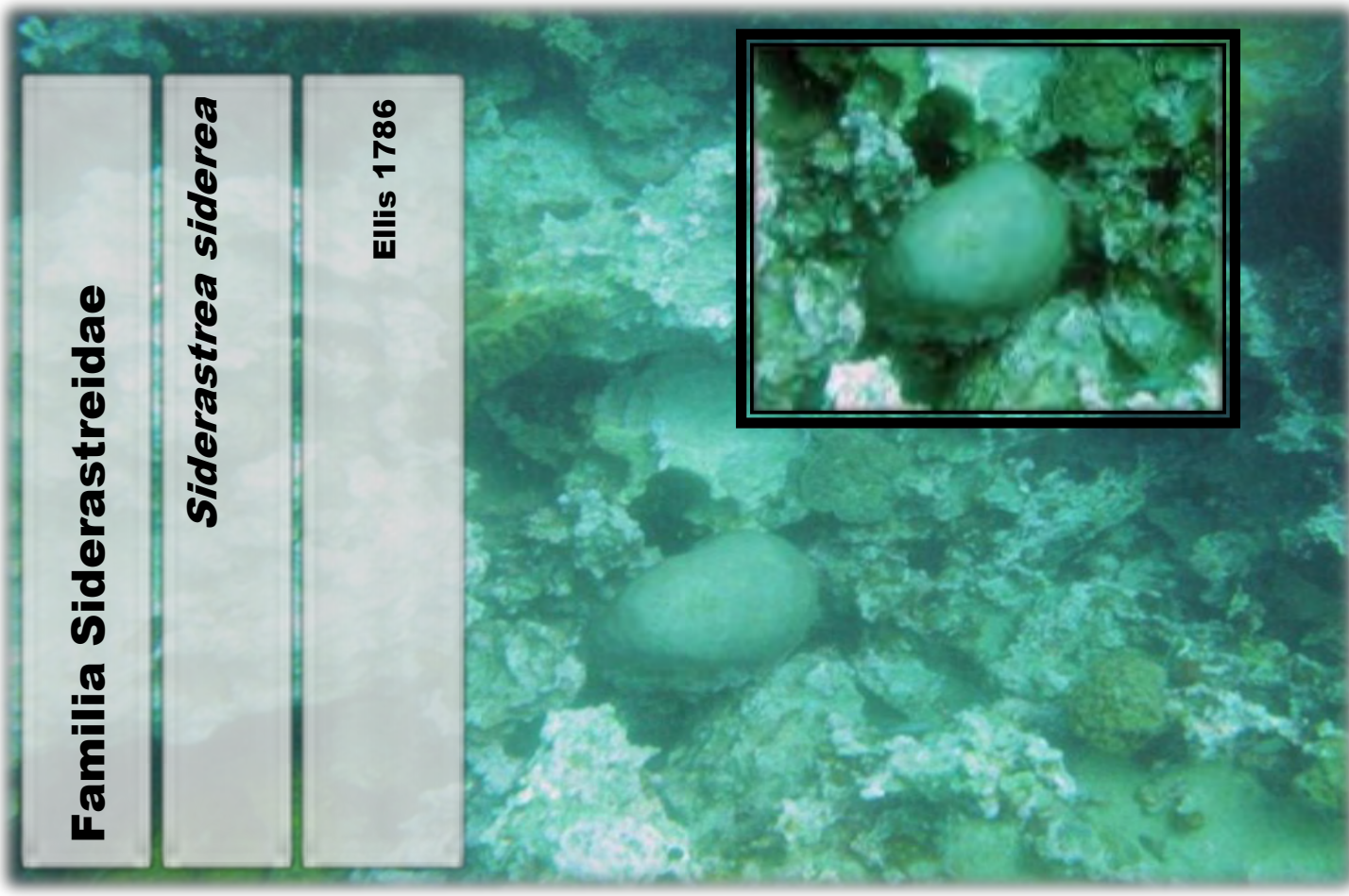
Esta especie es de preocupación menor, está muy extendida en el Caribe y es muy abundante en toda su área de distribución (África, Sudamérica, Caribe y el Golfo de México), presenta altos niveles de reclutamiento, se ve menos afectado por enfermedades que otras especies de Porites, por lo que es probable que sea más resistente a la pérdida de hábitat y la degradación de los arrecifes a causa del gran tamaño de su población (Aronson *et al.*, 2008).



Abundancia total 1.68%
Cobertura relativa 0.18%
Cobertura real 0.16 m^2
Muestreos donde se ubicó 5

Forma pequeñas colonias nodulares o incrustantes. Tiene una coloración clara o azul, en algunos casos morada. Las colonias de esta especie tienen una forma similar a *P. astreoides*, sin embargo esta última tiene un color amarillo-café y forma colonias más grandes que *P. branneri*. También es común observar colonias jóvenes de color azul de *Porites porites* donde éstas aún no han desarrollado la estructura ramificada. Algunos autores erróneamente clasifican a éstos especímenes como *P. branneri* debido a su coloración, sin embargo la estructura de los cálices es distinta (Sheppard, 2010).

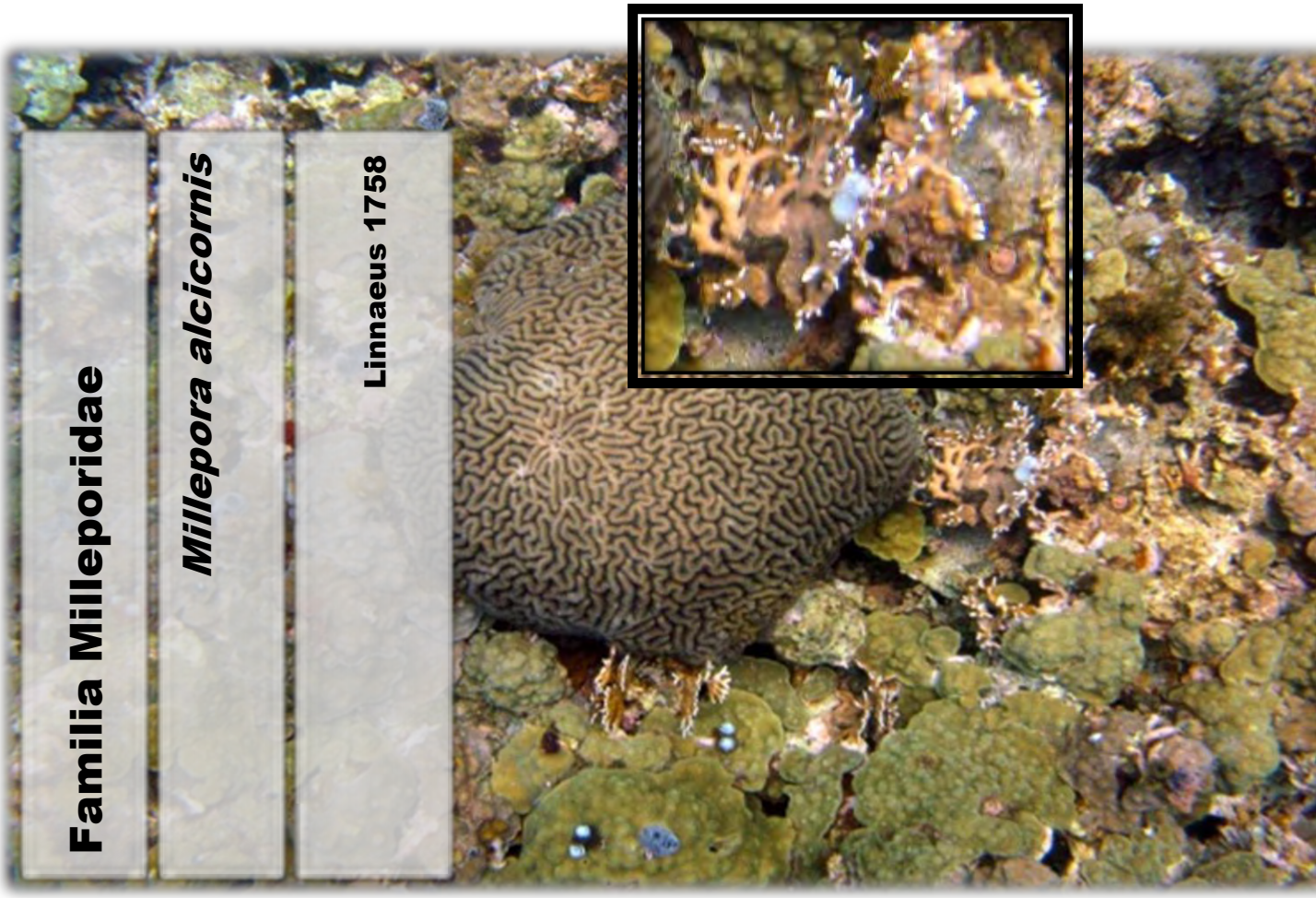
Esta especie es altamente susceptible a las enfermedades y una serie de amenazas localizadas, ya que habita en aguas poco profundas. Puede sobrevivir en áreas fuera de los arrecifes y tiene una baja susceptibilidad al blanqueamiento, por lo que es probable que sea más resistente a la pérdida de hábitat y la degradación de los arrecifes (Aronson *et al.*, 2008).



Abundancia total 0.17%
Cobertura relativa 0.81%
Cobertura real 2.26 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-3

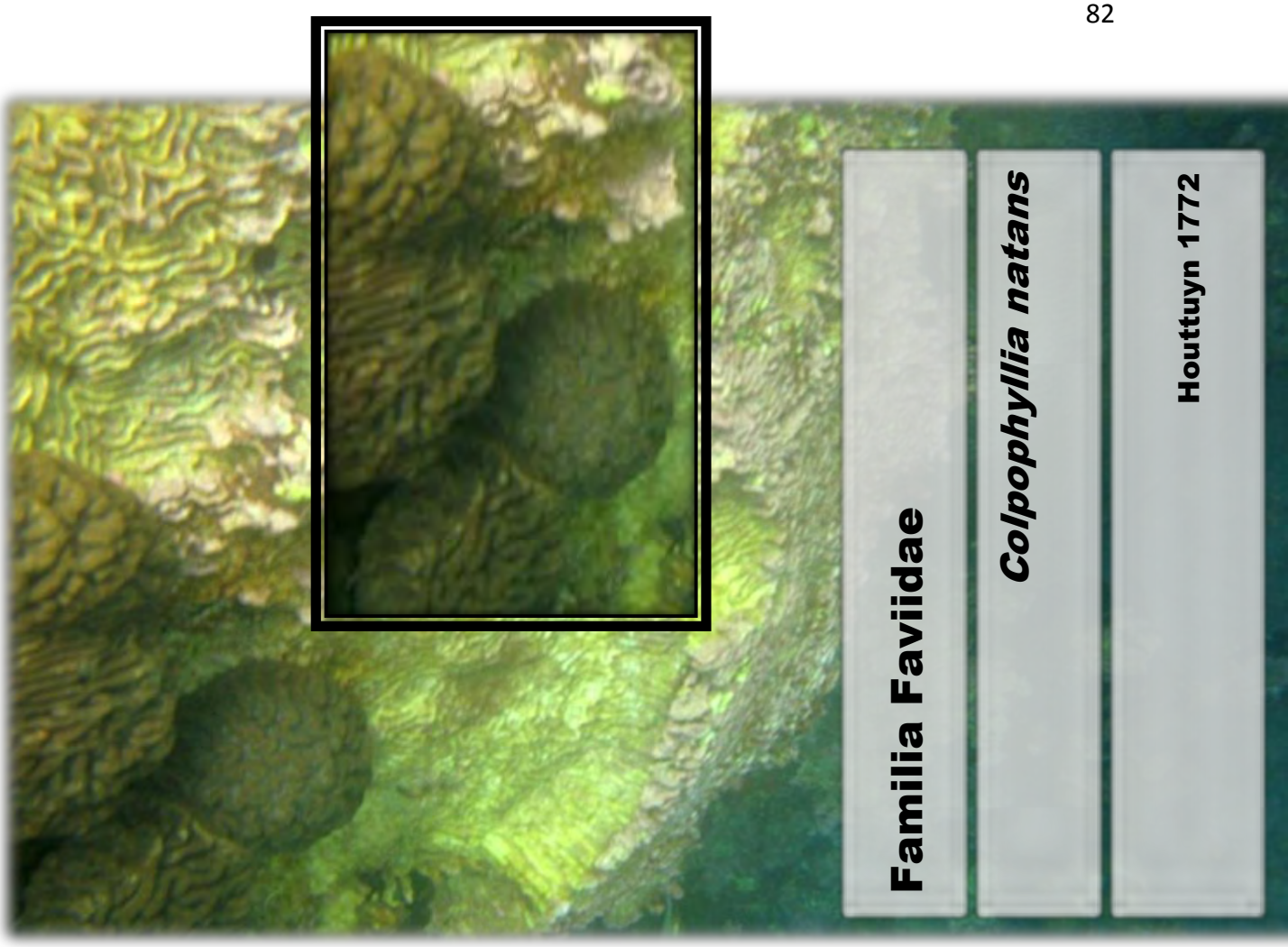
Esta especie forma colonias que llegan a medir más de un metro de largo. Las colonias más grandes generalmente forman hemisferios (domos) de superficie lisa. Los coralitos son los más grandes de las tres especies de este género y comúnmente presentan paredes angulares. Éstos tienen más septos por coralito que en *S. radians*, lo cual le da una apariencia más delgada y fina. En organismos vivos los septos individuales no son fáciles de distinguir. Las paredes entre los septos son más estrechas. La coloración es uniforme entre crema, rosa y café, en ocasiones gris (Sheppard, 2010).

Esta especie habita generalmente en aguas profundas, es tolerante a altos niveles de sedimentación, y tiene una tasa de reclutamiento alto, por lo que es probable que sea más resistente a la pérdida de hábitat y la degradación de los arrecifes (Aronson *et al.*, 2008).



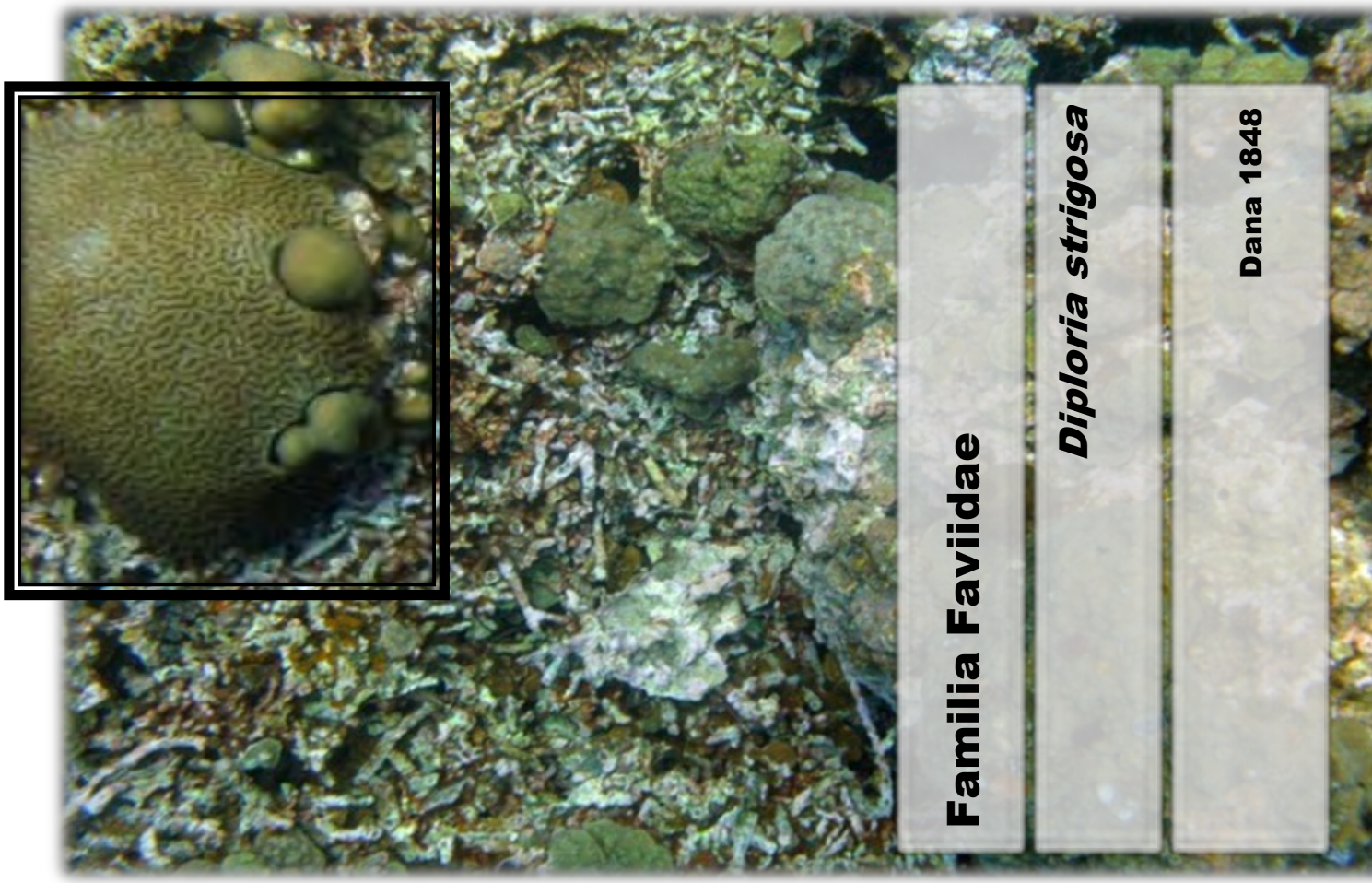
Abundancia total 2.48%
Cobertura relativa 0.46%
Cobertura real 0.53 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-5

Este coral de fuego presenta una estructura fina altamente ramificada. Comúnmente se le observa incrustado en abanicos de mar adoptando esta forma, sin embargo siempre presenta desarrollo de proyecciones delgadas verticales (Sheppard, 2010).
Esta especie está muy extendida en el Caribe, siendo común en toda su área de distribución (Sudamérica, Caribe y el Golfo de México). Llega vivir en aguas profundas. Puede recuperarse rápidamente de eventos de blanqueamiento y sedimentación (Aronson *et al.*, 2008)
Desde el punto de vista del submarinista, este puede ser uno de los corales más peligrosos ya que sus rozaduras pueden provocar enrojecimientos, sarpullidos y picores en la piel, esto se debe a que el contacto con estos corales hace que las células defensivas de los mismos, llamadas nematocistos, se disparen, atravesando la piel con unos arpones microscópicos e inyectando veneno (Guarinos, 1997).



Abundancia total 0.86%
Cobertura relativa 3.74%
Cobertura real 10.71 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-5

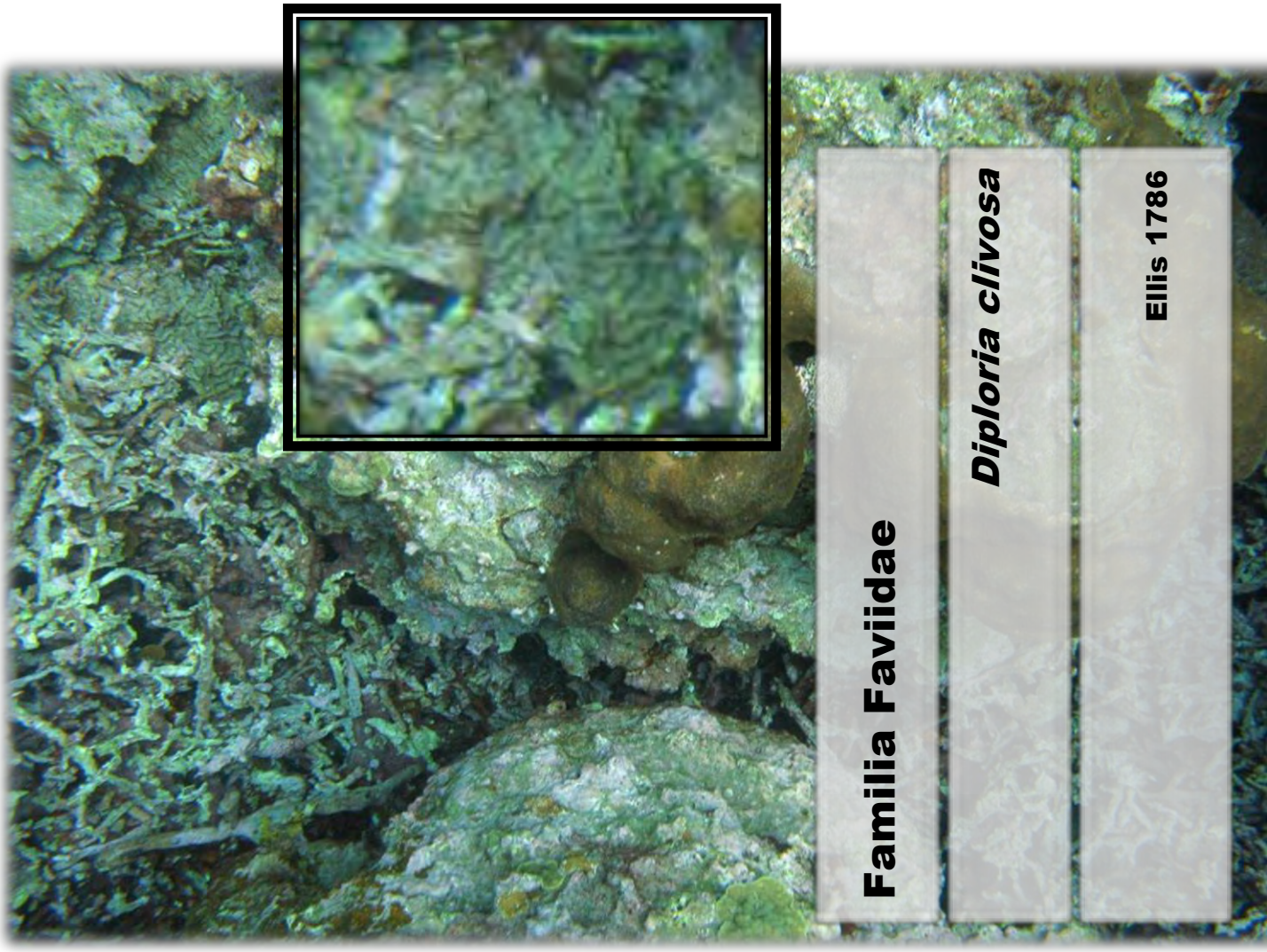
Este coral meandroide o de cerebro, forma colonias muy grandes, las cuales llegan a medir más de 1 metro de diámetro. En algunos casos, los valles se extienden completamente a lo ancho de la colonia o pueden estar subdivididos en series más pequeñas. Los valles y paredes son amplios, llegando a medir 2 cm de ancho, característica que distingue a esta especie de los organismos pertenecientes al género Diploria, cuyos valles y paredes son más estrechos. Las paredes comúnmente presentan surcos a lo largo de las copas. Presentan un límite claro entre la pared y el valle. Las colonias más grandes comúnmente tienen una forma hemisférica muy regular, mientras que las colonias más pequeñas tienen forma de disco plano. Existe otra especie, *C. breviserialis*, la cual presenta valles muy pequeños con un solo centro. Algunos especialistas clasifican a estas dos especies como una sola (Sheppard, 2010).



Abundancia total 2.14%
Cobertura relativa 7%
Cobertura real 16.42 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-5

Coral cerebro con largos valles que forman meandros. Las colonias usualmente tienen forma de domo con superficie lisa. En algunos casos se llega a observar un surco muy estrecho a lo largo del borde de las paredes. Las paredes tienen costados inclinados o redondeados. Los valles llegan a desarrollarse en largas líneas rectas o tienen una dirección muy irregular. Estas dos características frecuentemente se observan en una misma colonia (Sheppard, 2010).

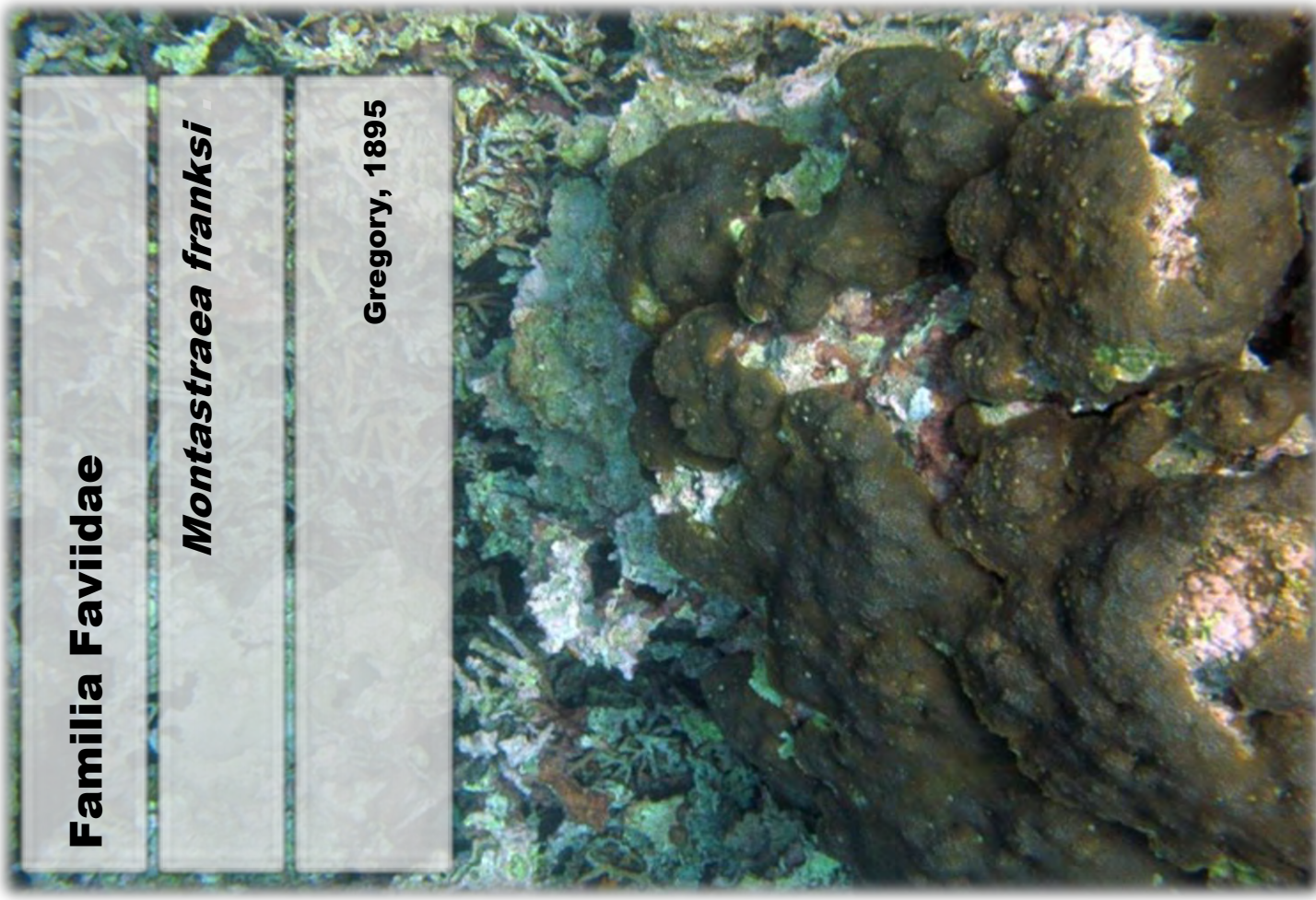
Esta especie se encuentra en el estatus de preocupación menor, sin embargo, debido a las amenazas previstos del cambio climático y la acidificación del océano es importante para reevaluar esta especie en 10 años o antes, sobre todo si se observa desaparecer a la especie de los arrecifes que actualmente se encuentran en una etapa crítica de su degradación (Aronson *et al.*, 2008).



Colonias del tipo de coral cerebro con valles largos que forman meandros. Las colonias presentan superficies nudosas sin llegar a formar domos regulares de superficie lisa, característica que distingue a esta especie de *Diploria strigosa*. No presenta surcos a lo largo de la parte superior de las paredes. Las paredes tienen costados muy inclinados, lo cual también ayuda a distinguir a esta especie de *D. strigosa* que presenta crestas redondeadas. Los valles son muy irregulares y no es común que formen líneas rectas. Esta especie comúnmente se encuentra en aguas someras (Sheppard, 2010).

Especie sin peligro aparente.

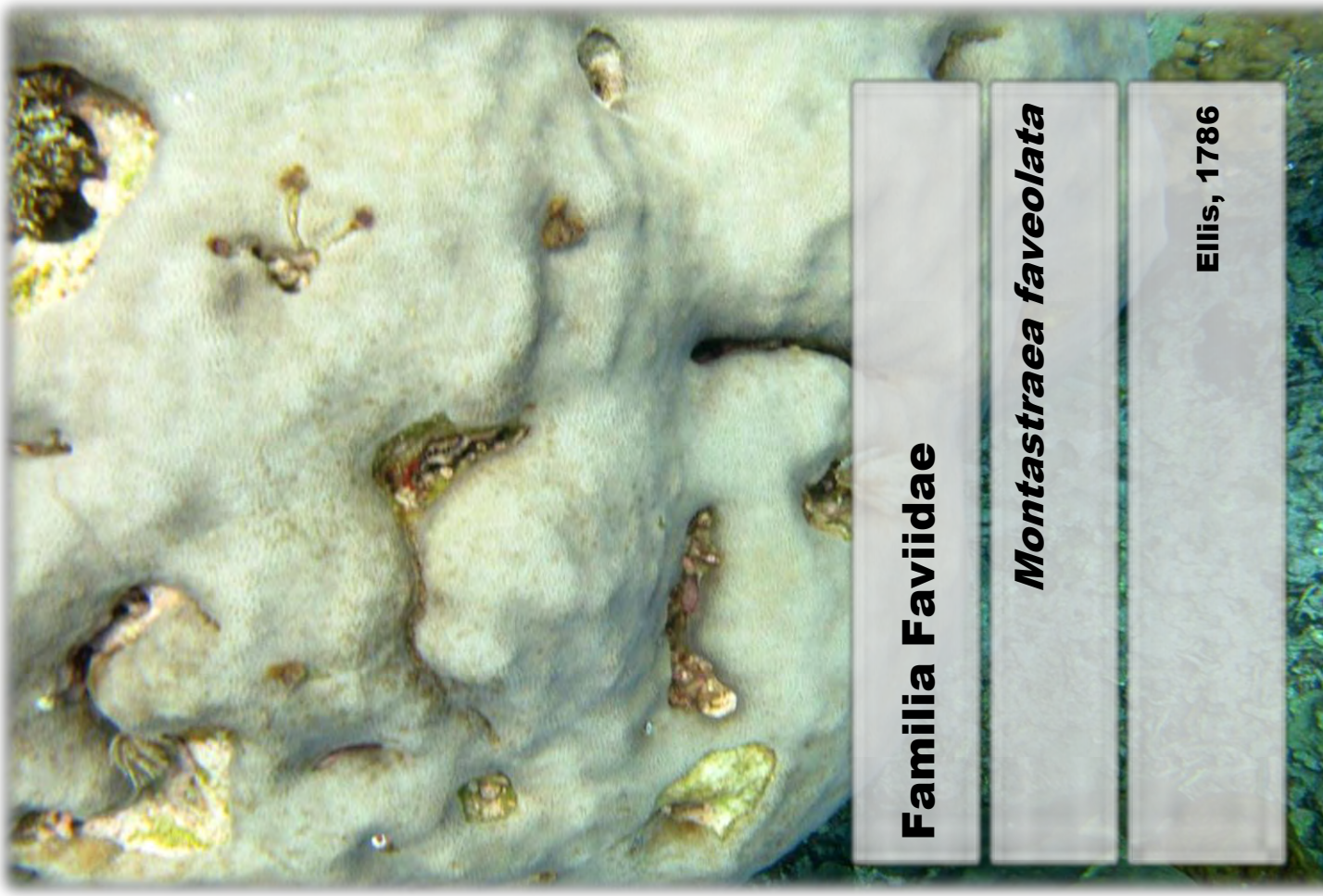
Abundancia total 0.46%
Cobertura relativa 1.66%
Cobertura real 0.68 m^2
Muestreos donde se ubicó 3-5



Forma largas colonias masivas, con superficies irregulares y abultadas. Su coloración es básicamente naranja-café, con 'manchas' pálidas en las áreas abultadas, aunque es posible que tengan una coloración grisácea o verde-café. Esta especie se desarrolla principalmente en áreas abiertas, como las otras especies de este género, sin embargo es de menor tamaño. Es común encontrar colonias incrustantes debajo de salientes. Los cálices son pequeños, alrededor de 3.5 mm de diámetro, sin embargo éstos son de mayor tamaño que en otras especies de Montastraea. Esta especie es poco común en aguas muy someras, pero común en lugares profundos (Sheppard, 2010).

Esta especie está catalogada como vulnerable debido a que es susceptible a enfermedades y su población ha disminuido en los últimos diez años (Aronson *et al.*, 2008).

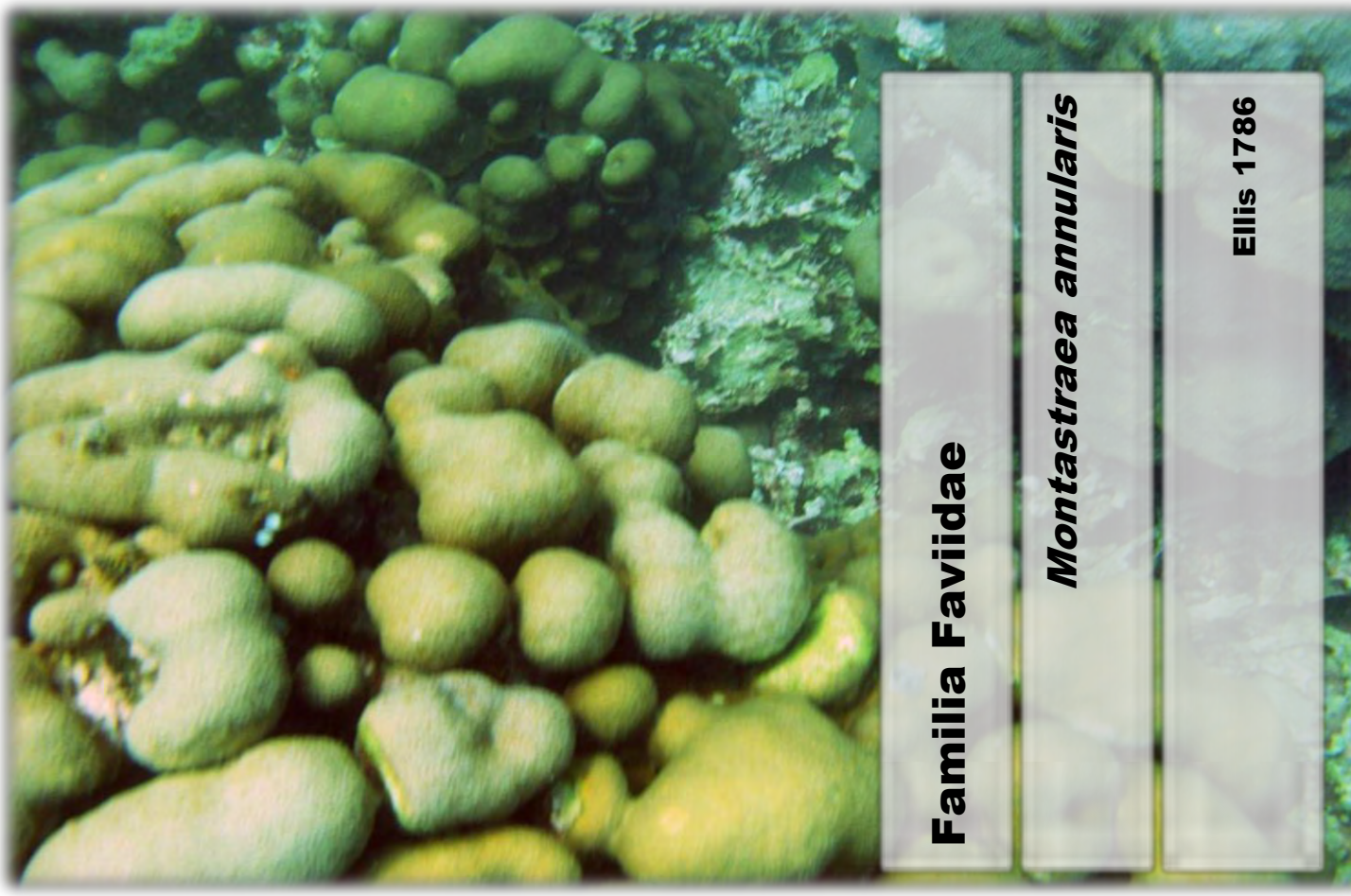
Abundancia total 0.37%
Cobertura relativa 5.58%
Cobertura real 16.92 m^2
Muestreos donde se ubicó 1, 3-5



Abundancia total 2.70%
Cobertura relativa 22.26%
Cobertura real 61.11 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-4

Las colonias son masivas y grandes, la superficie usualmente sirve de soporte a pequeños montículos y protuberancias. Los cálices son pequeños (alrededor de 5 mm de diámetro) y están regularmente separados cubriendo toda la superficie de la colonia. Normalmente presenta una coloración café pálida, pero puede ser brillante, verde fluorescente sobre café oscuro Sheppard, 2010.

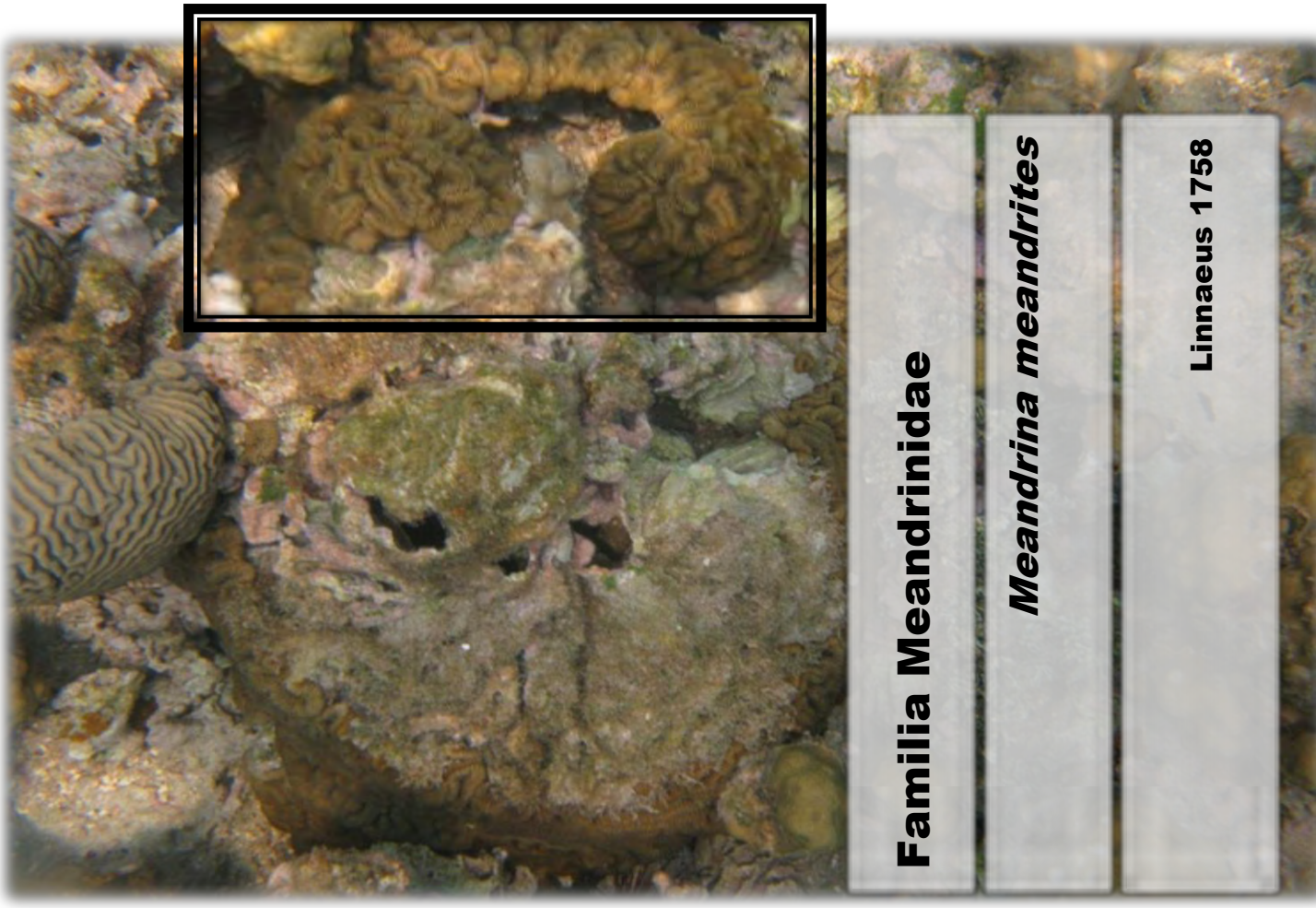
Esta especie está clasificada como en peligro, ya que han sufrido una disminución superior al 50% en los últimos 30 años, debido en particular a los efectos del blanqueamiento. Las tasas actuales de mortalidad son superiores al crecimiento y reclutamiento, las amenazas actuales están aumentando y extendiéndose a nuevas áreas. Debido a su extrema longevidad, las bajas tasas de reclutamiento y largos tiempos de generación, las posibilidades de recuperación de las poblaciones es limitado (Aronson *et al.*, 2008).



Las colonias están formadas por nódulos densamente agrupados o columnas anchas separadas. Presentan superficies onduladas sin presencia de protuberancias irregulares. La coloración no presenta manchas, pero normalmente es 'bronceada', verde-café, amarillo-café, o gris. Presentan superficies lisas e irregulares, sin coloración moteada o protuberancias irregulares. Los cálices son pequeños, aproximadamente de 2.5 mm de diámetro. En hábitats profundos o con poca iluminación llega a formar pequeñas láminas en la base de las colonias (Sheppard, 2010).

Esta especie está clasificada como en peligro ya que han sufrido una disminución superior al 50% en los últimos 30 años, debido en particular a efectos antropogénicos. Las tasas actuales de mortalidad son superiores al crecimiento y reclutamiento (Aronson *et al.*, 2008).

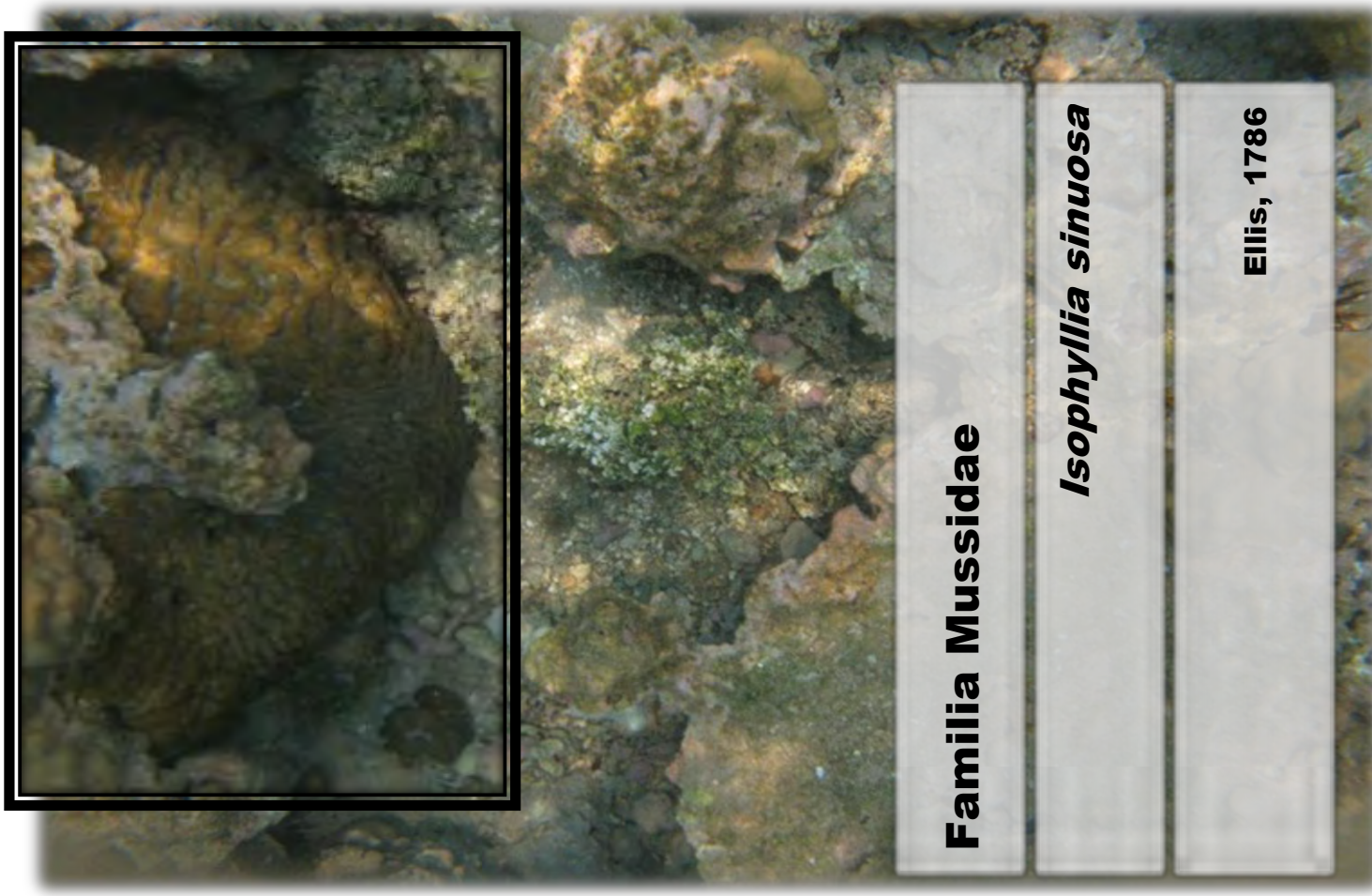
Abundancia total 2.36%
Cobertura relativa 14.43%
Cobertura real 33.5 m^2
Muestreos donde se ubicó 1-5



Las colonias son masivas y grandes, la superficie usualmente sirve de soporte a pequeños montículos y protuberancias. Los cálices son pequeños (alrededor de 5 mm de diámetro) y están regularmente separados cubriendo toda la superficie de la colonia. Normalmente presenta una coloración café pálida, pero puede ser brillante, verde fluorescente sobre café oscuro (Sheppard, 2010).

Esta especie se encuentra en el estatus de preocupación menor, siendo muy común en toda su área de distribución (Caribe, Golfo de México y Florida), es probable que sea más resistente a la pérdida de hábitat y la degradación de los arrecifes (Aronson *et al.*, 2008).

Abundancia total 0.22%
Cobertura relativa 0.62%
Cobertura real 0.62 m^2
Muestreos donde se ubicó 5



Coral del tipo cerebro el cual forma colonias masivas relativamente pequeñas. En general presenta una coloración grisácea o verdusca, con pólipos carnosos. Los valles son similares en amplitud a los de Colcophyllia, sin embargo las colonias no llegan a ser tan grandes. Las espinas de Isophyllia también contrastan con Colpophyllia. Algunas colonias de esta especie llegan a confundirse con colonias robustas de Mycetophyllia (Sheppard, 2010).

Esta especie se encuentra en el estatus de preocupación menor, siendo muy común en toda su área de distribución (Caribe, Golfo de México y Florida), es probable que sea más resistente a la pérdida de hábitat y la degradación de los arrecifes (Aronson *et al.*, 2008).

Abundancia total 0.02%
Cobertura relativa 0.07%
Cobertura real 0.05 m^2
Muestreos donde se ubicó 5

GLOSARIO

Transecto: Banda de muestreo diseñada y dimensionada en función de cada masa, sobre la que se procede a la toma de datos.

Fotogrametría: Técnica empleada para determinar las propiedades geométricas de los objetos a partir de imágenes fotográficas.

Estereofotografía: Creación de pares estereoscópicos mediante fotografías, creando una ilusión 3D.

Par estereoscópico: Fotografías orientadas hacia un punto céntrico con un ligero desfase para poder crear la ilusión 3D.

Distancia focal: Distancia entre el centro óptico de la lente y el foco o punto focal.

Foco: Punto donde convergen los rayos de luz originados desde un punto en el objeto observado.

Ángulo de visión: Factor que determina la parte de la escena que es captada en la película o en el sensor.

Campo de visión: Es la porción del espacio que es captada por la escena o fotografía.

Triangulación: Uso de la trigonometría para determinar posiciones de puntos, medidas de distancias o áreas de figuras.

Videométrica: Uso de video para medición de distancias o áreas.

Pixel: Unidad menor homogénea en color que forma parte de una imagen digital, ya sea esta una fotografía, un fotograma de vídeo o un gráfico.

S.C.U.B.A.: Self-Contained Underwater Breathing Apparatus.

Housing: Carcasa submarina utilizada para albergar, en este caso cámaras no sumergibles para evitar su deterioro.

PNSAV: Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano.

SAV: Sistema Arrecifal Veracruzano.

CVA: Censo Visual Acuático.

AGRRA: Atlantic and Gulf Rapid Reef Assessment.

AIMS: Australian Institute of Marine Science.

CARICOMP: Caribbean Coastal Marine Productivity Program.

GBROOS: Great Barrier Reef Ocean Observing System.

IMOS: Integrated Marine Observing System.

SBRUVS: Stereo Baited Remote Underwater Video Stations.

BRUVS: Baited Remote Underwater Video Stations.

FAIMMS: Facility for the Automated Intelligent Monitoring of Marine Systems.

SST: Sea Surface Temperature.

CPCe: Coral Point Count whit Excel extensions.

Escollo: Roca poco visible en la superficie del agua y que constituye un grave peligro para la navegación

Sésil o Incrustante: Se refiere a un organismo acuático que crece adherido, agarrado o arraigado en su sustrato, del que no se separa y sobre el que no se desplaza.

Hermatípico: Aquellos corales que contienen algas simbióticas del tipo de las zooxantelas, de las que dependen para la obtención de nutrientes.

Ramet: Conglomerado de pólipos coralinos de una misma especie.

Pólipo: Animal invertebrado del filo de los cnidarios, en forma de saco. En un extremo llevan una ventosa por la que se fijan al sustrato, mientras que en el lado opuesto poseen un solo orificio rodeado generalmente de tentáculos que hace de boca y de ano.

Nódulo: Son concreciones o acumulaciones de partículas esféricas de 1 a 20 centímetros que se han formado sobre un núcleo duro.

Coralitos: Unidad calcárea individual del *coral.*

Septo: Pared que divide de un modo completo o incompleto una cavidad o estructura en otras más pequeñas del cáliz.

Columnela: Es una zona que está justo en el centro del pólipo y que forma parte del esqueleto del *coral*

Cáliz o copa: Estructura calcárea que alberga al pólipo.

Valles: Fondos de las cavidades que se extienden por el organismos, en corales de tipo meandro.

Surcos: Cavidades formadas entre coralitos, generalmente del tipo meandro.

Nematocisto: Orgánulo producido por células llamadas cnidocitos que es utilizado para la inyección de toxinas para la captura de presas y la defensa del animal.

Hexacoral: Cnidario con pólipos de simetría radial con septos en múltiplos de seis.

Octocoral: Cnidario con pólipos de ocho tentáculos.

Scleractinia: Orden del *Phylum* Cnidaria al cuál pertenecen los corales duros formadores de arrecifes.

TABLAS Y FIGURAS

Figura 1 Posición del Arrecife de Santiaguillo dentro del PNSAV: El arrecife de la isla de Santiaguillo se encuentra integrado en el margen nor-oriental del PNSAV, en las coordenadas 19°08’34.72’’ N y 95°48’29.19W (Google-Earth, 2011). 14
Figura 2 Experimento para la estimación del ángulo de visión, cada cambio de distancia fue de 5 cm. 21
Figura 3 Experimento cámara-objeto. 23
Figura 4 Experimento de profundidad. 26
Figura 5 Uso del software LT3D para el cálculo de distancias reales en imágenes estereoscópicas. 28
Figura 6 Experimento 3D. 31
Figura 7 Banda: Acoplamiento y corrección céntrica de las fotografías. Santiaguillo Ver. Noviembre 12, 2010. 35
Figura 8 Proporción en pixeles de una cabeza coralina de *Diploria strigosa en una* imagen de 12 millones de pixeles. 37
Figura 9 Mapa batimétrico de los meses de muestreo en el arrecife Santiaguillo y orientación de las bandas. 39
Figura 10 Experimento cámara-objeto y comparación de imágenes con corrección de colores (izquierda). 42
Figura 11 Experimento de profundidad con acercamiento y aplicando algoritmo CAC. 45
Figura 12 Mosaico donde se muestra solo imágenes acopladas. 46

Ecuación 1 Índice de Margalef 7
Ecuación 2 Índice de Menhinick 7
Ecuación 3 Índice de Simpson 8
Ecuación 4 Índice de Shannon-Wiener 8
Ecuación 5 Muestra mínima 9
Ecuación 6 Ángulo de visión 19
Ecuación 7 Ancho de banda 20

Ecuación 8 Profundidad 27
Ecuación 9 Ángulo de vision horizontal 29
Ecuación 10 Ángulo de vision vertical 29
Ecuación 11 Ángulo de rotación del eje Y 29
Ecuación 12 Ángulo de rotación del eje Z 30

Gráfica 1 Tamaño de muestra: mediante el método de frecuencias acumuladas. 47
Gráfica 2 Índices de diversidad para las distintas zonas del arrecife Santiaguillo 53
Gráfica 3 Cantidad de Ramets de las distintas especies por banda en la zona profunda. Las líneas verticales separan cada muestreo de izquierda a derecha. 55
Gráfica 4 Cantidad de Ramets de las distintas especies por banda en la zona somera. 56
Gráfica 5 Cobertura relativa por especie 57
Gráfica 6 Área en m^2 por organismo coralino. 58

Formato 1 Datos generales de la zona de estudio. 33
Formato 2 Datos específicos de la zona a muestrear. 33
Formato 3 Para la captación de datos arrojados por las imágenes del muestreo. 36

Tabla 1 Coordenadas y número de bandas realizadas en cada mes de muestreo en el arrecife Santiaguillo. 39
Tabla 2 Diferencias entre distancias reales y calculadas. 48
Tabla 3 Parámetros para el cálculo de la cobertura real. 49
Tabla 4 Clasificación taxonómica por especie y su zona de ubicación. 51
Tabla 5 Índices obtenidos de nuestro muestreo y los de Pérez España, 2008. 52
Tabla 6 Diferencias entre cobertura real y cobertura relativa por especie. 59
Tabla 7 Especies coralinas y su abreviatura correspondiente. 72

REFERENCIAS

AGRRA. (2011). "Rapid Assessment Protocol." de http://www.agrra.org/method/methodhome.html.

AIMS. (2011). "Monitoring." de http://www.aims.gov.au/docs/research/monitoring/monitoring.html.

Alvarado, C. M. E., A. M. Hernández, E. McRae, J. Baquero y D. McAllister (2004). Manual de cuidados para los Arrecifes de coral del Gran Caribe. Bogotá, Universidad de Bogotá "Jorge Tadeo Lozano".

Arceo-Briseño, P. (2005). Determinación de indicadores críticos para la operabilidad del programa de manejo del Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano. Resultados preliminares. P. 2005-2007. Veracruz, CONACyT-SEMARNAT.

Aronson, R., A. Bruckner, J. Moore, B. Precht y E. Weil. (2008). "The IUCN Red list of Threatened Species." IUCN 2012 Red List of Threatened Species Version 2012.1. Accesado 03 de octubre, 2012, de www.iucnredlist.org.

Aronson, R., A. Bruckner, J. Moore, B. Precht y E. Weil. (2008). "Madracis auretenra." IUCN 2012 Red List of Threatened Species. Version 2012.1. Accesado 03 de octubre, 2012, de www.iucnredlist.org.

Brock, R. E. (1982). A CRITIQUE OF THE VISUAL CENSUS METHOD FOR ASSESSING CORAL REEF FISH POPULATIONS. ***Bulletin of Marine Science***: p. 269-276.

Brock, V. E. (1954). A preliminary report on a method of estimating reef fish populations. ***Wildlife Management***: p. 296-307.

Buddemeier, R. W., J. A. Kleypas y R. B. Aronson (2004). Coral reefs & Global climate change. Potential Contributions of Climate Change to Stresses on Coral Reef Ecosystems. Arlington, VA, Pew Center on Global climate change**:** p. 44.

Burbano, d. E. S., G. E. Burbano y M. C. Gracía (2003). Física general. Madrid, España, Tébar.

Cairns, S. D., L. A. Gershwin, F. J. Brook, P. Pugh, E. W. Dawson, O. Ocaña, W. Vervoort, G. Williams, J. E. Watson, D. M. Opresko, P. Schuchert, P. M. Hine, D. P. Gordon, H. J. Campbell, A. J. Wright, J. A. Sánchez y D. G. Fautin (2009). Phylum Cnidaria: Corals, medusae, hydroids, myxozoans. New Zealand inventory of biodiversity. Christchurch, New Zealand, Canterbury University Press. **1:** p. 59-101.

Calderón-Aguilera, L. E., H. Reyes-Bonilla y J. D. Carriquiry (2007). El carbono en aguas costeras y lacustres. El papel de los arrecifes coralinos en el flujo de

carbono en el océano: estudios en el Pacífico mexicano. I. N. d. Ecología. México, D.F.

CARICOMP (2001). Manual of methods for mapping and monitoring of physical and biological parameters in the coastal zone of the caribbean. Levels 1 and 2. C. M. Manual, University of the West Indies y University of South Florida.

CARICOMP. (2011). "Publications." de http://www.unesco.org/csi/publica.htm.

Carricart-Ganivet, J. P. (2008). La importancia de los arrecifes de coral en México. De Nuestro Pozo. México D.F., Ecofronteras**:** 5.

Carricart-Genivet, J. P. (1994). Distribución de zooxanthelas y pigmentos clorofílicos en el coral hermatípico Montastrea cavernosa (Linneo, 1767) en relación con la profundidad y época del año en un arrecife veracruzano. ENEP, Iztacala. México, D.F, Universidad Nacional Autónoma de México. **Tesis de Maestría:** p. 58.

Castro, P. y E. M. Huber (2003). Marine Biology, The McGraw-Hill Companies.

Clarkson, E. N. (1998). Invertebrate palaeontology and evolution. Oxford, Reino Unido, Blackwell science.

Chávez-Hidalgo, A. (2009). Conectividad de los Arrecifes del Golfo de México y el Caribe Mexicano. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. La Paz, B.C.S., IPN. **Tesis de Maestría:** p. 167.

Chávez, A. E. y E. Hidalgo (1988) "Los Arrecifes Coralinos del Caribe Noroccidental y Golfo de México en el Contexto Socioeconómico." Anales del instituto de ciencias del mar y limnología, p. 10

Daly, M., M. R. Brugler, P. Cartwright, A. G. Collins, M. N. Dawson, D. G. Fautin, S. C. France, C. S. Mcfadden, D. M. Opresko, E. Rodriguez, S. l. Romano y J. L. Stake (2007). The phylum Cnidaria: A review of phylogenetic patterns and diversity 300 years after Linnaeus. ***Zhang Z.Q. y W.A. Shear*** **Linnaeus Tercentenary: Progress in Invertebrate Taxonomy, Zootaxa**: p. 127-182.

Done, J. T. (1981) "Photogrammetry in coral ecology: a technique for the study of change in coral communities." Proceedings of the Fourth International Coral Reef Symposium,

Fanțar, M. y C. V. Aulesa (1999). Los Fenicios en el Mediterráneo. España, Icaria.

Gallego, F. C. (2004). Cálculo del tamaño de la muestra. Formación continuada. Barcelona, España, Matronas Profesión. **5**.

García-Salgado, M., T. L. Camarena, G. B. Gold, M. Vasquez, G. Galland, G. M. Nava, G. D. Alarcón y V. M. Ceja (2006). PROYECTO PARA LA CONSERVACIÓN Y USO SOSTENIBLE DEL SISTEMA ARRECIFAL

MESOAMERICANO (SAM). Documento Técnico del SAM. L. B. d. E. d. S. A. Mesoamericano.

Google-Earth (2011). Foto de satélite del Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano. http://earth.google.com, Google.

Guarinos, S. (1997). "Coral de Fuego (Millepora sp.)." Mare Nostrum Accesado 03 de octubre, 2012, de http://marenostrum.org/vidamarina.

Harvey, E., D. Fletcher, M. Shortis y G. Kendrick (2004) "A comparison of underwater visual distance estimates made by SCUBA divers and a stereovideo system: Implications for underwater visual census of reef fish abundance." Marine and Freshwater Research, p. 573-580

Harvey, E. y M. Shortis (1996). A system for stereo-video measurement of sub-tidal organisms. ***Marine Technology Society Journal***.

Horta Puga, G. y J. L. Tello Musi (2009). Sistema Arrecifal Veracruzano: condición actual y programa permanente de monitoreo: Primera Etapa. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No. DM005. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México, FES Iztacala.

Humann, P. y N. DeLoach (1993). Reef coral identification: Florida, Caribbean, Bahamas, including marine plants, New World Publications.

INE. (2011). "Sistema Arrecifal Veracruzano." Parques Nacionales Accesado Octubre, 2011, de http://www2.ine.gob.mx/publicaciones/libros/2/sav.html.

INVEMAR (2010). Biodiversidad del Margen Continental del Caribe Colombiano. Colombia, Invemar. **20:** p. 458.

Jackson, J. (2000). Scuba Diving, Stackpole Books.

Jones, J., K. Withers y J. W. J. Tunnell (2008) "Comparison of Benthic Communities on Six Coral Reefs in the Veracruz Reef System (Mexico)."

Klimley, A. P. y S. T. Brown (1983). Stereophotography for the field biologist: measurement of lengths and three-dimensional positions of free-swimming sharks. ***Marine Biology* 74**(2): p. 175-185.

Lang, C. J., W. K. Marks, A. P. Kramer, R. P. Kramer y N. R. Ginsburg. (2010). "AGRRA PROTOCOLS VERSION 5.4." Accesado Marzo, 2011.

Littler, M. M. (1968) "Development of reef-building crustose coralline algae measurement techniques." In Western Society of Naturalists 49th Meeting, p. 17

Mateu, E. y J. Casal (2003). Tipos de muestreo. Tamaño de la muestra. Barcelona, España, Universitat Autónoma de Barcelona**:** p. 7.

Moreno, E. C. (2001). Métodos para medir la biodiversidad. M&T SEA. CYTED. Hidalgo, México, CYTED. **1:** p. 41-43.

Newby, P. R. T. (2007). Technical terminology for the photogrammetric community. ***The Photogrammetric Record*** **22**(118): p. 164-179.

Olguín, V. C. (2007). Fisica 6/e, Pearson Educación.

Pérez España, H. (2008). Caracterización ecológica y monitoreo del Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano:Primera Etapa. Veracruz, Mex., Universidad Veracruzana Centro de Ecología y Pesquerías.

Pollak, G. (1912). Michael Heilprin and his sons; a biography. New York, Dodd, Mead and company**:** p. 59-61.

Reyes, J., N. Santodomingo y P. Flórez (2010). Corales Escleractinios de Colombia. Santa Marta, Colombia, Invemar. **14:** p. 246.

Rogers, C. S., G. Garrison, R. Grober, Z.-M. Hillis y M. A. Franke (1994). Manual para el Monitoreo de Arrecifes de Coral en el Caribe y el Atlántico occidental. P. N. d. l. I. Vírgenes. Islas Vírgenes, Servicio de Parques Nacionales p. 1-19.

SEDECOP. (2010). "Estado de Veracruz." Accesado Julio, 2011, de http://portal.veracruz.gob.mx/portal/page?_pageid=33,3784603&_dad=portal&_schema=PORTAL.

Sheppard, C. (2010). "Guía de identificación de corales, octocorales y esponjas del Caribe." de http://coralpedia.bio.warwick.ac.uk/notes_sp.html.

Shortis, M., E. Harvey y J. Seager (2007) "A Review of the Status and Trends in Underwater Videometric Measurement." Science, Engineering and Technology Portfolio, p. 26

skiljan, i. (2010). IrfanView.

Solís, A. d. (1766). Historia de la conquista de Mexico: poblacion, y progressos de la America Septentrional, conocida por el nombre de Nueva España. Barcelona, En la imprenta de PP. Carmelitas descalzos.

Tunnell, W. J. (1988). Regional comparison of Southwestern Gulf of Mexico to Caribbean Sea coral reefs. Proceedings of the 6th International Coral Reef Symposium. Australia. **3:** p. 303-308.

Unioviedo. (2011). "Prácticas de Ecología." Practicas Accesado enero, 2012, de http://www.unioviedo.es/ecologia/ma/.

Vargas-Hernández, J. M., A. Hernández-Gutiérrez y L. F. Carrera-Parra (1993) "Sistema Arrecifal Veracruzano." Biodiversidad marina y costera de México, p. 559-575

Virgilio, B. L. (1995). Para Atrapar un Fotón. Reflexión y Refracción de la Luz. México, D.F., Fondo de Cultura Económica.

Washington, H. G. (1984). Diversity, biotic and similarity indices: A review with special relevance to aquatic ecosystems. ***Water Research*** **18**(6): p. 653-694.

Watson, R. A. y T. J. I. Quinn (1997). Performance of transect and point count underwater visual census methods. ***Ecological Modelling*** **104**: p. 103–112.

Willis, T. J. (2001). Visual census methods underestimate density and diversity of cryptic reef fishes. ***Fish Biology*** **59**: p. 1408-1411.

Winfield, I., S. Cházaro-Olvera, G. Horta-Puga, M. Á. Lozano-Aburto y V. Arenas-Fuentes (2010). Macrocrustáceos incrustantes en el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano: biodiversidad, abundancia y distribución. Memorias del XVIII Congreso Nacional de Zoología. R. M. d. Biodiversidad. Nuevo León, México, Universidad Autónoma de Nuevo León Facultad de Ciencias Biológicas

Zavala-Hidalgo, J., S. L. Morey y J. J. O'Brien (2003). Seasonal circulation on the western shelf of the Gulf of Mexico using a high-resolution numerical model. ***Geophysical Research*** **108**: p. 1-19.