



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

DESARROLLO DE METODOLOGÍA PARA LA EVALUACIÓN DE PARÁMETROS ECOLÓGICOS EN COMUNIDADES ÍCTICAS ARRECIFALES MEDIANTE FOTOGRAFÍA ESTEREOSCÓPICA

Tesis Profesional que para Obtener el Título de:

BIÓLOGO

Presenta:

Miguel Ángel Hernández Osorio

Asesor de Tesis:

Dr. Antonio Valencia Hernández

México D.F- Mayo 2014





Universidad Nacional
Autónoma de México

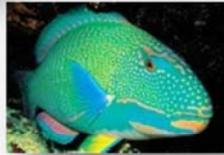


UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



Dedicatoria

A mi Abue por sus cuidados y atención, por decir "Ten confianza en ese niño", donde quiera que estés gracias por cuidarme en mí día a día. P.D.: Te extraño mucho.

Mamá por estar atrás de mí todos los días exigiendo el hacer bien las cosas y ser honesto consigo mismo y con los demás. Espero algún día alcanzar tus expectativas.

Papá gracias por enseñarme las bases del cómo es la mecánica y funcionamiento de las cosas en el mundo, pero este no es el fin solo es un paso más en el camino.

Nay gracias por ser mi ejemplo de vida para alcanzar esta y otras metas, ahora y siempre estaré ahí.

Danna: El día que leas esto es para decirte: gracias por alegrarnos el corazón cada día. Y que es posible alcanzar y superar tus sueños y metas, con dedicación y esfuerzo sin importar que tan colosal sea el desafío. ¡Nunca te rindas!

Tíos y Primos (Hernández y Osorio): Por su apoyo y compañía, ser parte importante en mi vida, sin ustedes esto no sería posible. Gracias!

A todos espero no decepcionarlos algún día.

Agradecimientos

TV (Doc.) mil gracias por su extrema paciencia y dedicación por compartarnos sus experiencias y conocimientos, Gracias!, Gracias!, Gracias!... La verdad es que ni en un millón de cuartillas podría expresar mis agradecimientos de lo aprendido en los viajes y las anécdotas, lo que sí puedo decirle es que tiene a más que un amigo, un colega, una persona con quien platicar, una persona con quien contar y espero no decepcionarlo tanto en lo personal como en lo profesional. Y la próxima vez que nos encontremos sea con un vino a la orilla del mar Adriático platicando de lo simple que es la vida.

Al Dr. Horacio Pérez España por el apoyo en la realización de los muestreos en Isla Sacrificios, Veracruz.

A los colegas M. en C. Luis Gibrán Hernández Juárez y M. en C. David Herrera Olayo por su apoyo para la realización de los muestreos simultáneos en Bahías de Huatulco.

Alex (El del Pianito) por tu valiosísima amistad y apoyo en estos años, por mostrarnos una forma diferente de ver el mundo, por todo Gracias.

Al buen J.C. (Richi) por ser nuestro primer alumno y tu buena vibra hacia todos los que te rodean.

Amigos, compañeros y esas personas que entraron en mi vida solo puedo decir mil gracias no solo por su trabajo en equipo y compañerismo, sino también por enseñarme algo nuevo cada día.

Miguel Ángel Hernández Osorio.

Al Proyecto **UNAM-DGAPA-PAPIIT IT-226311/IN223408** por el financiamiento y la beca otorgada.

Miguel Ángel Hernández Osorio.

"Los límites de un hombre no están a su alrededor, si no en su mente"

M.A.H.O. 2014

Contenido

Resumen	17
Introducción	18
Marco Teórico	21
Hipótesis.....	22
Justificación.....	22
Objetivos	23
Zona de Estudio.....	23
Materiales y Métodos	26
Diseño Operativo	26
Preparación del Equipo de Buceo	28
Calibración de Cámaras	30
Ubicación de Puntos de Muestreo.....	31
Muestra Mínima	31
Procesamiento de Datos	32
Índice de Simpson	32
Dominancia de Simpson.....	33
Margalef	33
Shannon-Wiener.....	33
Pielou.....	34

Protocolo Desarrollado	34
Distancia Cámara Fondo	34
Longitud de Banda	36
Ancho de Banda	36
Proporción Fondo-Columna de Agua	38
Distancia Cámara Objeto	40
Velocidad de Recorrido	41
Archivado de Imágenes.....	42
Realce de Imágenes.....	42
Identificación de Organismos	44
Conteo de Organismos y Toma de Datos.....	45
Spiccer.....	47
Resultados	48
Relación Columna de Agua-Fondo.....	48
Longitud y Ancho de Banda	49
Velocidad de Recorrido	49
Resolución de las Imágenes	50
Protocolo de Toma de Fotografías	51
Sincronía en el Disparo de las Cámaras	52

Diversidad y Abundancia.....	56
Listado de Especies.....	58
Organismos por Estrato Ecológico	62
Muestra Mínima.....	64
Índices de Diversidad y Abundancia	65
Índice de simpson.....	65
Margalef	65
Índice de Shannon-Wiener.....	66
Pielou.....	66
Ángulo de Visión para el Fotografiado de Peces Crípticos	71
Comparación entre C.V.R. y F.B.	74
Muestreos Simultáneo Parque Nacional Bahías de Huatulco (P.N.B.H).....	74
Conteos Netos	74
Conteos Netos por Estrato Ecológico.....	77
Comparación “Viendo lo Mismo”.....	79
Muestreos Simultáneo Isla Sacrificios, Veracruz, P.N.S.A.V.	81
Conteos Netos	81
Conteos Netos por Estrato Ecológico.....	82
Comparación “Viendo lo Mismo”.....	84

Comparación Datos Publicados Conabio DM0002	85
Conteos Netos	85
Conteos Netos por Estrato Ecológico.....	86
Abundancia Específica y de Organismos Viendo lo Mismo.....	87
Análisis de Resultados	89
Relación Columna de Agua-Fondo.....	90
Longitud y Ancho de Banda	90
Velocidad de Recorrido	91
Resolución de Imágenes.....	91
Protocolo de Toma de Fotografías	92
Sincronía en Disparo de las Cámaras.....	92
Diversidad y Abundancia.....	94
Listado de Especies	95
Organismos por Estrato Ecológico	95
Especies Acumuladas.....	95
Índices de Diversidad.....	96
Angulo de Visión para el Fotografiado de Peces Cripticos	96
Muestreo Simultáneo (Realizado en el Parque Nacional Bahías de Huatulco).....	97
Muestreo Simultáneo (Realizado en Isla “Sacrificios”, Parque Nacional Sistema Arrecifal Sistema Arrecifal Veracruzano).	97

Comparación con Datos Publicados (CONABIO DM002)	98
Conclusiones	98
Anexos.....	99
Anexo 1	100
Listado de Especies	101
Anexo 2	109
Manual Operativo para la Toma de Foto Bandas.....	110
Introducción	110
Equipamiento	110
Buceo.....	110
Cámaras.....	111
Elección del Punto de Muestreo.....	113
Bandas Aleatorias.....	113
Protocolo de Toma de Muestra	114
Separación de Foto-Bandas	117
Procesamiento Imágenes	118
Conteo e Identificación	119
Spiccer.....	120
Procesamiento de Datos	121

Índice de Simpson	121
Dominancia de Simpson.....	121
Margalef	122
Shannon-Wiener.....	122
Pielou.....	122
Referencias	123

INDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1 . Ubicación de la zona de estudio. El Arrecife de Santiaguillo está localizada en la parte noreste del PNSAV en las coordenadas 95°48'28.26" W, 19°08'33.65" N (Google-Earth 2013).</i>	25
<i>Figura 2. Esquema del desarrollo metodológico a seguir se basó en las fortalezas y debilidades detectadas con anterioridad entre las F.B. y los C.V.R. para el planteamiento de la nueva metodología para los censos en las comunidades ícticas arrecifales.</i>	27
<i>Figura 3. Mecanismo de disparo sincronizado de las cámaras: El disparo se efectúa de manera mecánica con un sistema de chicotes y pasadores, el cual activa la toma de imágenes de manera simultánea.</i>	29
<i>Figura 4 .Parámetros de la visión estereoscópica. a) Punto de enfoque, b) Distancia de separación de las cámaras y c) Ángulo de inclinación de las cámaras.</i>	30
<i>Figura 5 .Pruebas para la estimación de la distancia cámara fondo para la optimización de toma de fotos de los organismos.</i>	35
<i>Figura 6 .Geometría de las cámaras para el cálculo del ángulo de visión. Dónde v1: campo de visión horizontal cercano, v2: campo de visión lejano y k: la distancia que se desplazó la placa entre ambas tomas (Plaza 2013).</i>	37
<i>Figura 7.Toma de imágenes para la estimación del ángulo de visión.</i>	39
<i>Figura 8. Pruebas cámara-objeto a distintas distancias</i>	41

Figura 9 .Se muestra las imágenes sin la corrección de colores teniendo las características originales en el momento de la toma. En la parte inferior se presenta los histogramas de los colores básicos que contiene la imagen, donde se observa una mayor cantidad de los colores azul y verde los cuales afectan la capacidad de identificar los distintos organismos.43

Figura 10. Se muestra la imagen posterior a la corrección de colores, la cual presenta una mejora en la capacidad de identificarlos organismos en la toma. El programa Irfan view realiza un algoritmo donde resalta o atenúa los colores básicos en la imagen, teniendo como resultado una mejor distribución de los mismos a lo largo de todo la gráfica y una mejora en la visualización de las imágenes.....44

Figura 11. La identificación de organismos se realizará mediante el apoyo de imágenes obtenidas en campo en comparación con imágenes encontradas en distintas bases de datos como es FishBase entre otros, la cual completará la información de las especies que se encuentren en los distintos muestreos (Froese 1999).45

Figura 12. Programa de conteo SPICCER. En la columna derecha se ubican las imágenes del muestreo y en la parte izquierda un listado de organismos de la zona.....47

Figura 13. Porcentaje de organismos por hábitos nectónicos y bentónicos.48

Figura 14. Número de especies por estrato ecológico.49

Figura 15. Número de organismos en relación a la velocidad de recorrido.....50

Figura 16. Procedimiento de toma de fotografías. a) Buzo encargado de indicar punto de inicio, b) Buzo encargado de la dirección y profundidad y c) Buzo camarógrafo, cuida la calidad de las imágenes tomadas.....52

Figura 17. Mapa batimétrico del arrecife “Santiaguillo”. Indicando las zonas aproximadas de muestreo.....54

Figura 18. Número de organismos por banda de muestreo.56

Figura 19. Se muestra el porcentaje de organismos identificados hasta el nivel de especie.57

Figura 20. Número de organismos por muestreo. En los meses de Junio de 2011 y Marzo de 2013 se muestra un mayor número de organismos.....58

Figura 21. Número total de organismos por especie.....61

Figura 22. Porcentaje de las especies crípticas y nectónicos. Los cuales las especies nectónicas son más dela mitad de las especies encontradas.63

Figura 23. Porcentaje de los organismos crípticos y nectónicos.64

Figura 24. Número de especies acumuladas en los muestreos. Se observa la tendencia en el número de especies está en constante incremento lo que indica no se ha encontrado todas las especies de la área de estudio.65

Figura 25. El índice nos indica que los valores más altos se encontraron en las F.B. B3, B4 y B2 con valores de 0.953, 0.951 y 0.951, las bandas con menor valor del índice fueron la B1, B 6 y B42 con valores de 0.481, 0.444 y 0.118.....67

Figura 26. Se muestra la variación en el los distintos muestreos del índice de Margalef donde los valores más altos están en los muestreos el B2, B3 y B4 con valores de 7.35 y los valores más bajos son los muestreos B47, B50 y B42 con valores de 4.32, 4.181 y 4.43.....68

Figura 27. Los muestreos con los valores más altos son el muestreo B3, B2 y B4 con valores de 3.181, 3.17 y 3.17 y los valores más bajos B6, B50 y B42 con valores de 0.1.26, 1.21 y 0.34.....69

Figura 28. Las bandas donde los valores son más altos B3, B2 y B4 con valores de 0.976, 0.972 y 0.972 y los valores más bajos fueron B6, B50 y B42 con 0.38, 0.372 y 0.106 respectivamente.70

Figura 29. Proporción de organismos crípticos. Se detectó un aumento en relación a los muestreos realizados con las cámaras en posición horizontal.71

Figura 30. Número total de organismos por muestreos de angula a -45°72

Figura 31. Organismos ordenados según su abundancia.73

Figura 32 . Ubicación de la zonas de muestreo dentro P.N.B.H., ubicadas en la parte occidental del parque (Google-Earth 2013).75

Figura 33. Número de organismos totales en cada bahía en los F.B. y C.V.R.....76

Figura 34. Número de organismos por tipo de muestreo.77

Figura 35. Por número de taxa por censador en este caso los censadores 1 y 2 en los muestreo 5 y 6 tienen el mismo número78

Figura 36. Número de organismos por banda por censador. Se observa que los muestreos del censador 1 y F.B. son los más parecidos en comparación al censador 2 los cuales tiene valores más altos.79

Figura 37. Número de organismo y taxa similares en C.V.R. y F.B. Encontramos que mediante los C.V.R. se detectan un mayor número de individuos.....80

Figura 38 . Ubicación aproximada del muestreo simultáneo (Google-Earth 2013).81

Figura 39. Número de organismos por tipo de muestreo	82
Figura 40. En número de organismos por su estrato ecológico.....	83
Figura 41. El número de organismos en el caso de los C.V.R. fueron mayores tanto en organismos cripticos como nectonicos	84
Figura 42. Especies similares en ambos muestreos. Se observa que en los C.V.R. se tiene en los tres casos un mayor número de organismos detectados.....	85
Figura 43. Comparacion de número de organismos encontrados en ambos estudios.	86
Figura 44. Se reporta una proporcion una mayor de organismos nectonicos.	87
Figura 45. <i>Chromis multilineata</i> e <i>Inermia vittata</i> en ambos metodos son los organismos mas abundantes.	89
Figura 46. Tiempos de toma en la serie de imagenes. Se puede observar que ambas cámaras tiene tiempos de toma ligeramente disímiles y adicionado a ello las velocidades de disparo.	93
Figura 47. Mecanismo de disparo sincronizado de las cámaras: El disparo se efectúa de manera mecánica con un sistema de chicotes y pasadores, el cual activa la toma de imágenes de manera simultánea.....	111
Figura 48. Parámetros de la visión estereoscópica. a) punto de enfoque, b) distancia de separación de las cámaras y c) ángulo de inclinación de las cámaras (Plaza 2013).....	112
Figura 49. Cinta métrica para el establecimiento de la longitud la banda.	113
Figura 50. Mecánica para selección de sitio para la obtención de muestreos al azar (Lang 2010).....	114
Figura 51. Procedimiento de toma de fotografías. a) Buzo encargado de indicar punto de inicio, b) Buzo encargado de la dirección y profundidad y c) Buzo camarógrafo, cuida la calidad de las imágenes tomadas.....	115
Figura 52. Parámetros para la toma de fotobandas.	116
Figura 53. Se muestra el antes y después de la corrección de colores mediante software.	118
Figura 54. Comparacion entre las imágenes obtenidas de manera in situ con las obtenidas en bases de datos en línea. (Froese 1999).	119
Figura 55. Programa de conteo SPICCER. En la columna derecha se ubican las imágenes del muestreo y en la parte izquierda un listado de organismos de la zona.....	120

Índice de Tablas

<i>Tabla 1. En el cuadro se señala en diferentes colores las direcciones de los muestreos realizados en los distintos meses y el número de muestreos por sesión.....</i>	<i>55</i>
<i>Tabla 2. Total de especies encontradas en las bandas de muestreo ordenadas de manera taxonómica.....</i>	<i>59</i>
<i>Tabla 3. Se muestra la clasificación de las especies conforme a su estrato ecológico.</i>	<i>62</i>
<i>Tabla 4. Listado de especies encontradas con las cámaras a un ángulo de -45°.....</i>	<i>72</i>
<i>Tabla 5. Tabla de especies similares entre C.V.R. y F.B.....</i>	<i>87</i>

Índice de Ecuaciones

<i>Ecuación 1</i>	<i>32</i>
<i>Ecuación 2</i>	<i>38</i>
<i>Ecuación 3</i>	<i>46</i>
<i>Ecuación 4</i>	<i>117</i>
<i>Ecuación 5</i>	<i>118</i>

Resumen

El estudio de las poblaciones ícticas arrecifales es un tema que ha generado polémica durante los últimos años, durante los cuales se han desarrollado protocolos basados en Censos Visuales Rápidos (C.V.R.) como herramienta primordial de monitoreo y diagnóstico, no obstante que los métodos basados en C.V.R. presentan un alto grado de subjetividad. Para disminuir dicha subjetividad se desarrolló una nueva metodología basada en la aplicación de fotografía estereoscópica, la cual permite realizar estudios de las comunidades ícticas de forma cuantitativa, comprobable y repetible.

Esta nueva metodología consiste en la aplicación de fotografía subacuática por medio de Foto-Bandas (F.B.), las cuales son unidades de muestreo de magnitudes establecidas: 20 m de longitud con un campo de visión de 2 m de ancho por 2 de alto; Dicha unidad de muestreo es captada por un sistema de fotografía estereoscópica desarrollado en nuestro grupo de trabajo. Posteriormente, las tomas son procesadas para la obtención de imágenes con la calidad necesaria para el conteo e identificación de organismos y consecutivamente para la evaluación de parámetros ecológicos. Esto se realizó dentro de Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano (P.N.S.A.V.) en el Arrecife de "Santiaguillo", así mismo con fines comparativos se ejecutaron F.B. y C.V.R. de manera simultánea en Arrecife la Isla de "Sacrificios", P.N.S.A.V. y en el Parque Nacional Bahías de Huatulco (P.N.B.H.).

Entre los resultados del protocolo desarrollado figura la posibilidad de realizar el conteo e identificación mediante el acervo de imágenes capturadas en cada Foto-Banda.

Las tomas se hicieron en un rango de 0 a 3 m de distancia respecto al buzo y se identificaron organismos a partir de aproximadamente 5 cm de longitud. Se contabilizó un total de 3627 organismos pertenecientes a 24 especies, y se calcularon los siguientes índices de diversidad: Simpson=0.4968, Margalef= 2.9282, Shannon Wiener= 1.1207 y Pielou=0.3481.

En general, en los C.V.R. se registraron mayores densidades que en las F.B. y aunque la metodología propuesta resultó apropiada para la evaluación de comunidades ícticas arrecifales por la alta eficacia en su aplicación dentro de los parámetros establecidos, la nueva metodología resultó deficiente en la detección de organismos bentónicos, causando subestimación en conteos de organismos. Así mismo por la “baja” velocidad de las cámaras, hubo deficiencias en la medición de organismos fotografiados.

Introducción

Los arrecifes de coral se caracterizan por tener una gran diversidad y abundancia de especies ícticas lo que puede llegar a imposibilitar el conocimiento exacto de los organismos que en éste se desarrollan (MacNeil 2008), de ahí la importancia de tener un sistema de censo que permita estandarizar su conteos e identificación. Es decir que el estudio de las comunidades ícticas arrecifales requieren hoy en día un sistema de conteo eficaz y objetivo para conocimiento del estatus de estas comunidades. Por lo anterior es importante la estimación de parámetros como densidad, abundancia y riqueza que aporten información sobre tales comunidades e ir más allá de la típica técnica usada como es el Censo Visual Rápido (C.V.R.) (Brock 1954; Kulbichi 1996; Trevor 2000), por lo que este trabajo tendrá como propuesta principal el uso del sistema estereoscópico de fotografía, medio que se empleará como parte de la metodología base en el conteo de organismos; debido a que el objeto de estudio son los peces que se encuentran en un hábitat dinámico cuyas características son su gran movilidad y amplia diversidad que estas comunidades tienen, siendo la zona de estudio la Isla de Santiaguillo ubicada dentro del Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano (P.N.S.A.V.) (Figura 1).

Al hablar de las comunidades ícticas arrecifales primero hay que tomar la cantidad de comunidades con la que se cuenta para su posterior preservación, por lo que esta investigación tendrá como eje principal el estudio de estas comunidades para que sin importar la ubicación de los arrecifes sirvan de referencia para la realización de los censos.

El Censo Visual Rápido (C.V.R.) constituye en una técnica no intrusiva para la realización de conteos de organismos, el cual se efectúa por medio de bandas subacuáticas (Brock 1954; Willis 2001; Harvey 2004). Los C.V.R. sirven para evaluar la abundancia de los peces encontrados dentro del arrecife, esta técnica consiste en que el buzo nada una longitud predeterminada a lo largo de una línea marcada, ya sea por una cuerda o una cinta métrica en el fondo marino (Harvey 2004; Bozec 2011), contando a los organismos que se localicen en una banda con un ancho de 2 metros y una distancia de 2 metros ayudados por una regla tipo “T” graduada que ayude como guía para establecer el área de conteo. Otro método de conteo es el de punto estacionario, donde se contabiliza a los organismos en torno a un círculo con un radio predeterminado (Harvey 2004; Bozec 2011).

El uso de las técnicas antes mencionadas que se desarrollaron a lo largo de esta investigación que estuvieron fundamentados teóricamente con la metodología del uso de los Foto-Transectos y el que propone en el manual de Atlantic and Gulf Rapid Reef Assesment (Lang 2010). Todo esto con la finalidad de eliminar la mayor cantidad de errores sistemáticos de los métodos anteriores, como es el hecho de que los censos dependen del buzo y de que éste decide si los peces entran o salen del límite de la unidad de muestreo y sean organismos que se incluyan en el censo o no (Harvey 2004), lo que provoca el incluir o excluir peces adicionales complicando este procedimiento (Andrew 1987; Watson 1995; Harvey 2004). Estos errores sistemáticos pueden provocar un sesgo en el número de peces estimados dentro de la unidad de muestreo y sobre el total estimado de abundancia de los mismos (Brock 1954; Bohnsack 1986; Watson 1995; Harvey 2004). De ahí la importancia de proponer el uso de las Foto Bandas (F.B.) que permite la identificación de especies encontradas *in situ*, teniendo la menor injerencia de organismos no identificados ya que como es una imagen fija hace más fácil su identificación y conteo.

A diferencia de los C.V.R. los F.B. nos permite tener el tiempo suficiente para identificación de las especies y conteo, además que en los C.V.R. influye la visión del buzo que no es constante y genera una mayor variabilidad en los datos obtenidos. El tipo de tomas en particular fotografía estereoscópica en ráfaga en lugar de video y de fotos simples a diferentes distancias, contribuye a generar una mayor resolución para la identificación de organismos, fomentando su detectabilidad independientemente del censador.

Tanto los F.B. y los C.V.R. cuentan con criterios comparables entre sí, ya que permite un análisis entre los resultados obtenidos en el uso del F.B. como de C.V.R. partiendo de la recomendación que hace A.G.R.R.A para la realización de las bandas es: "Nadar a un ritmo constante, buscando una distancia alrededor de 2m por delante de la posición inicial y prestando atención uniforme a cada uno de los sucesivos segmentos de 2m en las bandas" con este criterio poder tener un parámetro de comparación entre las dos técnicas.

Con la ayuda de las fotogrametría definida como la ciencia de la medición geométrica a partir de imágenes fotografías (Newby 2007; Garcia-Rivero 2013), en este estudio se realizó de manera estéreo que tiene la ventaja de poder calcular las dimensiones y volúmenes de los organismos fotografiados independientemente a la distancia que se encuentre. Otro factor a considerar de los F.B. será la distancia entre el centro de la toma y el fondo, en términos de la proporción fondo-columna de agua, lo cual es importante para la inclusión o exclusión de los organismos según su hábitat por ejemplo: Los organismos se ubicaron en dos grupos: Crípticos y Nectónicos. Donde el término crípticos proviene de *Kryptikos*, que significa ocultos o que estos adoptan formas los cuales les ayudan a esconderse en este caso en los arrecifes de coral (Galván Villa 2011); en la zona estudiada el hábitat es complejo por lo que estos organismos se encuentran en cavernas, grietas o formaciones coralinas. El término Necton proviene del griego *νηκτόν*, que significa "que nada"; los organismos Nectónicos habitan en la columna de agua y sus movimientos son independientes de las corrientes y mareas (Albert 1994). Si la proporción de la columna de agua en una escena es grande, se subestiman las especies asociadas al bentos y si es pequeña se subestima a las especies nectónicas.

Por lo dicho anteriormente la propuesta que aquí se presenta la cual retoma para su aplicación los problemas y limitaciones de los métodos que se usan actualmente, lo que genera propuestas de corrección y mejoramiento; contribuyendo a la evaluación objetiva y sistemática del número de especies, número de organismos y su tamaño corporal; para esto se estaría implementando el método de fotografía en ráfaga como medio de almacenamiento de las escenas para la identificación de especies y realización de conteos a posteriori al muestreo, lo que permitirá su evaluación por diferentes expertos en diferentes tiempos y ocasiones sobre el mismo lote de información, es decir se estaría creando un banco de imágenes además de la optimización de las variables como es la distancia de enfoque, visibilidad y resolución para mejorar la detectabilidad de los organismos y atenuar el factor criterio del censador,

implementado criterios novedosos de conteo, particularmente el del número de cuadros en función de la profundidad (que equivale al conteo en un volumen en lugar de simples áreas en dos dimensiones), lo que se aproximaría a lo detectable por los censadores con los métodos tradicionales sin sus criterios subjetivos, y tener la capacidad de considerar diferentes unidades de muestreo y criterios de conteo basados en métodos geométricos cuantitativos y no en criterios puramente cualitativos. Así mismo, esta nueva metodología representará una opción cuantitativa y repetible para la evaluación, monitoreo y diagnóstico rápido del estatus de las comunidades estudiadas, lo que contribuirá al conocimiento y toma de decisiones para la conservación de los sistemas biológicos arrecifales.

Marco Teórico

Los arrecifes de coral se distinguen sobre otros ecosistemas por la gran diversidad de organismos que en estos se desarrolla (Hallacher 2005; Lara-Lara 2008), en el cual el grupo de los peces es uno de los más abundantes tanto en número de organismos como de especies presentes en el arrecife (Rodríguez-Quintal 2010). Para la obtención de datos útiles para su monitoreo y administración se han desarrollado metodologías no destructivas como son los Censos Visuales Subacuáticos, pero este método a menudo está plagado de muestreos inadecuados y sesgos inherentes (Trevor 2000; MacNeil 2008). En los últimos años se ha desarrollado la fotografía submarina para la evaluación de parámetros ecológicos (Brock 1954; Willis 2001; Harvey 2004). Una herramienta para la evaluación de las comunidades ícticas es la fotogrametría especificada como *“la técnica cuyo objeto es estudiar y definir con precisión la forma dimensiones y posición en el espacio de un objeto cualquiera, utilizando esencialmente medidas hechas sobre una o varias fotografías de ese objeto”* (Sánchez 2007), e implementada principalmente para el desarrollo de planos topográficos. La misma fue utilizada con propósitos biológicos desde los años 80's, donde se buscaba obtener tamaños de organismos sin la necesidad de sacrificar a los mismos. Un ejemplo de esto es el estudio realizado por Klimley 1983 el cual midió a los tiburones a partir de imágenes tomadas de los mismos en libertad.

En nuestro trabajo el uso de la fotografía submarina mediante buceo S.C.U.B.A. sirvió como base para el desarrollo de una metodología propia, encaminada al monitoreo de los sistemas arrecifales. Dicha metodología partió del uso de Foto-Bandas (FB), los cuales consistieron en la toma de una banda

de imágenes con una longitud estándar de 20 m y un ancho de 2 m, donde un buzo realiza un recorrido para la captura de imágenes a lo largo de la banda. Las imágenes son posteriormente revisadas para el conteo y medición de organismos. Esta metodología tiene sus bases teóricas en el manual del A.G.R.R.A (Lang 2005; Lang 2010), en este manual se describen las metodologías estándar para el conteo e identificación de organismos *in situ* basadas en métodos tradicionales, los cuales involucran fotografía submarina para identificación, mas no para conteo ni medición.

Hipótesis

Por el tipo de proyecto no se contempla el planteamiento de hipótesis formales, sin embargo se parte de la siguiente premisa: Mediante el establecimiento de la metodología de Foto-Bandas en estéreo se logrará la obtención de conteos, identificación y medición de especies ícticas arrecifales con una mayor objetividad y menor grado de variabilidad de manera *in situ* por censos visuales.

Justificación

En la actualidad el monitoreo de los sistemas arrecifales requieren del desarrollo de técnicas nuevas las cuales no sean destructivas en la aplicación del método para su estudio, estas nuevas técnicas se propone que deberían tener las siguientes características: deben ser métodos los cuales se puedan obtener datos determinantes de manera rápida y veraz, debe ser una metodología repetible y confiable para la obtención de datos cuantitativos y repetibles. Por ejemplo existe el método del Censo Visual Rápido (C.V.R.) el cual llega a ser muy variable los resultados que este arroja, ya que este método depende de la habilidad y el entrenamiento que tenga el observador para el conteo e identificación de los organismos que aparecen frente a él llega a ser inexacto y con resultados muy variables y en ocasiones resultados muy diferentes los cuales no son comparables entre dos observadores diferentes que hayan realizado el mismo recorrido. Otro método para el estudio de las especies ícticas encontradas en los sistemas arrecifales es por medio de colectas realizadas *in situ* las cuales una parte importante para su realización es el uso de artes de pesca y captura de los organismos para su estudio, los cuales posteriormente son analizados y en ocasiones son añadidos en colecciones biológicas, esto representa

una afectación en los sistemas, ya que la extracción de organismos puede resultar en afectaciones en las poblaciones.

Por estos motivos el uso de la metodología de los F.B. es importante ya que muestra que se obtienen resultados de una manera no destructiva, rápida y veraz en el estudio de los sistemas arrecifales con la mínima perturbación posible.

Objetivos

1. Desarrollo de un protocolo metodológico para el conteo, medición e identificación de especies ícticas de arrecife mediante el uso de fotogrametría estereoscópica.
2. Evaluar los parámetros de diversidad y abundancia de las especies ícticas de la zona de estudio.
3. Evaluar el grado de eficiencia de la nueva metodología mediante los datos obtenidos por conteos de organismos y especies respecto a datos obtenidos por censos visuales tradicionales.

Zona de Estudio

Este trabajo se realizó en El Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano (PNSAV), este se encuentra frente a las costas del puerto de Veracruz, entre los municipios de Veracruz, Boca del Río y Alvarado; consta de 17 arrecifes la mayoría se constituyen por bancos de arena e islas (Vargas-Hernández 1993). El basamento del PNSAV está formado por material piro clástico y calcáreo, proveniente del Pleistoceno Reciente, quedando más expuesto después de las últimas glaciaciones.

El parque se distribuye de Noroeste a Sureste, es favorecido por la dirección de las corrientes marinas que llevan consigo nutrientes que son aprovechados por la flora y fauna que habita dentro del PNSAV (Vargas-Hernández 1993). Su clima clasificado como Cálido-Subhúmedo con lluvias en verano correspondiente a la categoría AW² (García 1964; Soto 2001).

El PNSAV se divide en dos grandes áreas geográficas: una integrada por los arrecifes que se encuentran frente al puerto de Veracruz y consta de: Gallega, Galleguilla, Anegada de Adentro, La

Blanquilla, Isla Verde, Isla Sacrificios, Isla Pájaros, Hornos, Ingeniero y Punta Gorda, con una profundidad media de 37 m y la siguiente área frente a las costas de punta de Antón Lizardo, a una distancia aproximada de 20 km al Sureste del Puerto de Veracruz se constituye por los arrecifes: Gote, Polo, Blanca, Punta Coyol, Chopas, En medio, Cabezo, El Rizo, Anegada de Afuera, Anegadilla, Topetillo y Santiaguillo; Siendo el último donde se desarrolló el proceso de investigación de los conteos de especies ícticas arrecifales, mediante los F.B.

La zona de estudio está constituida con las siguientes características; un basamento coralígeno proveniente del mismo sistema, con una área total del arrecife de un aproximado de 8 Km² y siendo el área total de la isla de 400 m² con una profundidad media de 15 m.

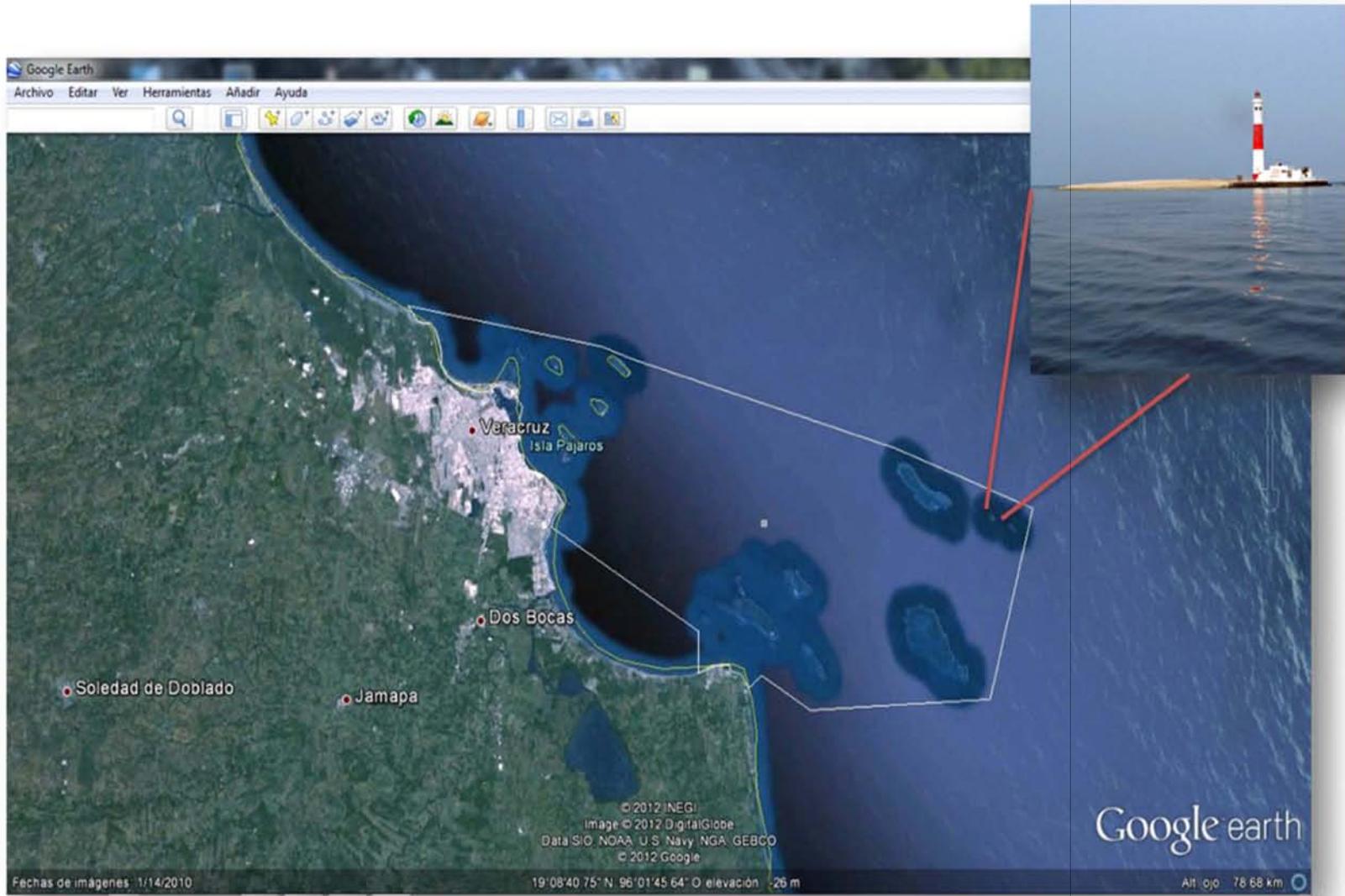


Figura 1 . Ubicación de la zona de estudio. El Arrecife de Santiaguillo está localizada en la parte noreste del PNSAV en las coordenadas $95^{\circ}48'28.26''W$, $19^{\circ}08'33.65''N$ (Google-Earth 2013).

Materiales y Métodos

Diseño Operativo

Para el diseño operativo se inició con el análisis y recopilación de las técnicas de muestreo basadas en censos visuales, particularmente las más aceptadas en la actualidad. Se consideró particularmente a las de la A.G.R.R.A; ésta última resultó la más indicada ya que considera lo más funcional de los censos visuales tradicionales y se constituye como un protocolo estándar para los estudios de corales en el Golfo de México y Caribe.

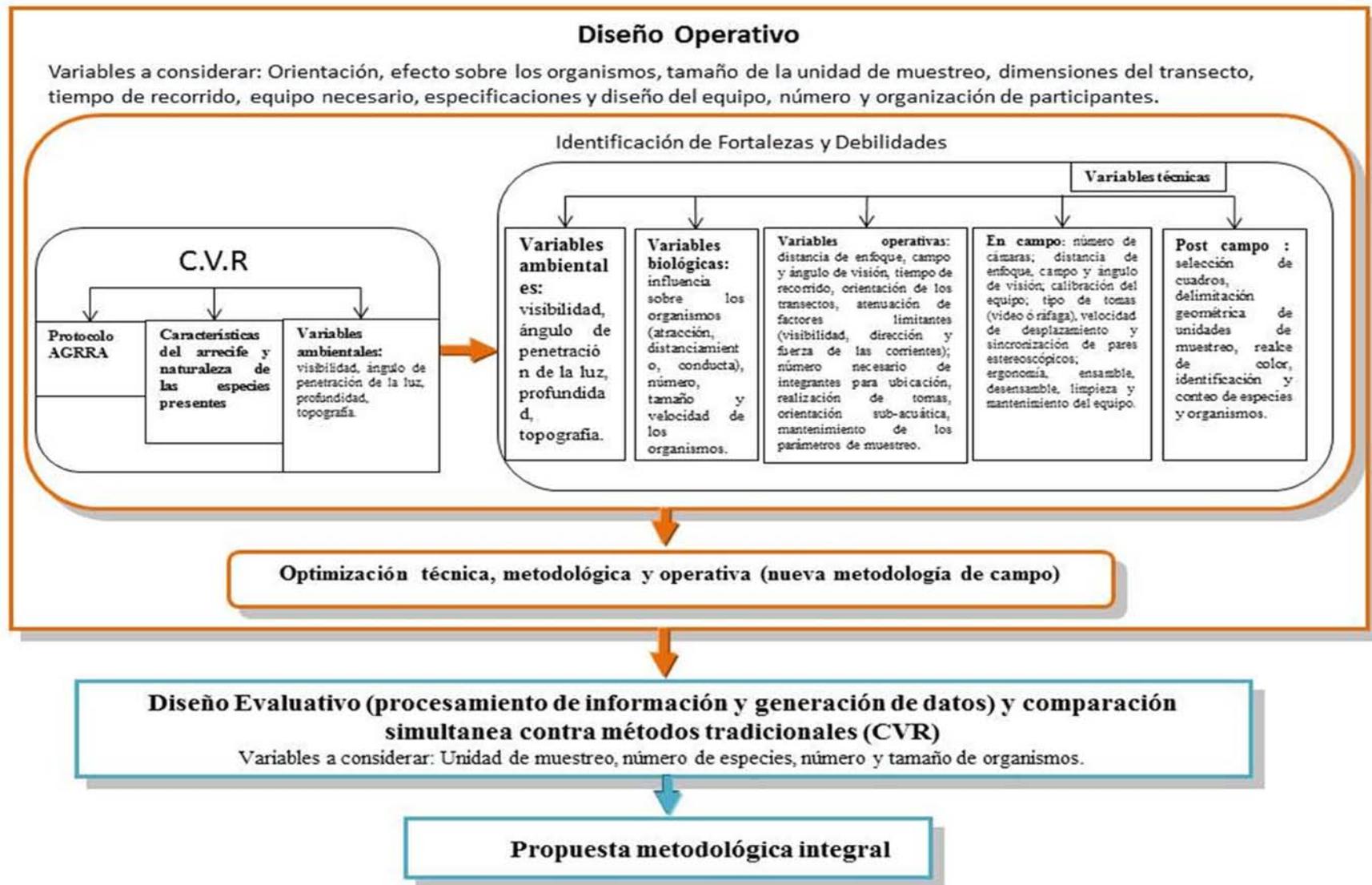


Figura 2. Esquema del desarrollo metodológico a seguir se basó en las fortalezas y debilidades detectadas con anterioridad entre las F.B. y los C.V.R. para el planteamiento de la nueva metodología para los censos en las comunidades ícticas arrecifales.

Preparación del Equipo de Buceo

La preparación consiste en la verificación de cada uno de los componentes y el buen estado y funcionamiento de cada parte. Los componentes considerados son: equipo personal (neopreno, visor, aletas, snorkel y lastre), y equipo S.C.U.B.A. (Chaleco compensador, regulador y tanques de aire comprimido). El equipo personal debe estar completo, ajustar perfectamente y en el caso del visor no presentar filtraciones ni roturas. En cuanto al equipo S.C.U.B.A., el chaleco no debe presentar filtraciones ni estar sucio, las válvulas deben estar limpias y ajustar fácilmente; el regulador debe estar limpio y ajustar perfectamente con el tanque e inflador del chaleco; las boquillas no deben presentar fugas y el aire debe fluir sin esfuerzo según la demanda respiratoria. Los tanques deben estar limpios, llenos de aire y con O´rings en perfecto estado; siempre se debe verificar que las fechas de inspección, mantenimiento y pruebas hidrostáticas se mantengan conforme a cédula (PADI. 2006).

El sistema fotográfico utilizado fue desarrollado en el Laboratorio de Biología Acuática (Proyecto **PAPIIT IT-226311**). Se basa en un sistema estereoscópico con dos cámaras fotográficas orientadas a un punto particular. Las cámaras, marca Canon modelo G9, están dispuestas en “housings” para inmersión submarina.



Figura 3. Mecanismo de disparo sincronizado de las cámaras: El disparo se efectúa de manera mecánica con un sistema de chicotes y pasadores, el cual activa la toma de imágenes de manera simultánea.

El sistema está diseñado para la toma de imágenes en ráfaga a lo largo de una banda y cuenta con un mecanismo de disparo mecánico simultáneo. Las cámaras están colocadas en una barra de aluminio, con una configuración geométrica convergentemente a un mismo punto a 2.0 m de distancia, con un ángulo de visión aproximado de 43.3° y una distancia entre cámaras de 20.1 cm. El sistema está estabilizado con dos flotadores y un par de contrapesos para mantener la horizontalidad del plano de visión y la flotabilidad neutra. La flotabilidad neutra y la estabilidad, contribuyen a la correcta manipulación bajo el agua y mejor calidad de tomas.

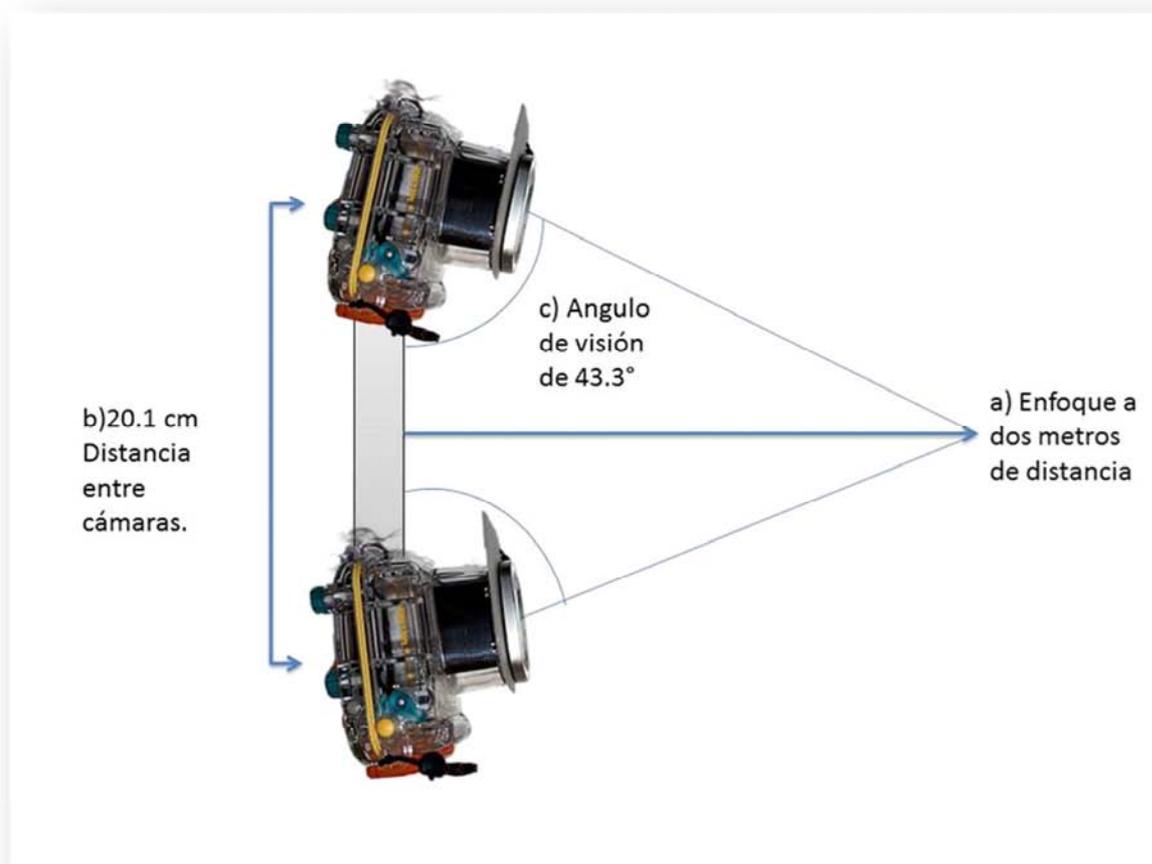


Figura 4 .Parámetros de la visión estereoscópica. a) Punto de enfoque, b) Distancia de separación de las cámaras y c) Ángulo de inclinación de las cámaras.

Calibración de Cámaras

La calibración del sistema para la estimación de los parámetros intrínsecos y extrínsecos del sistema de dos cámaras se hizo mediante el método geométrico. A partir de los pares estereoscópicos generados se obtuvieron las coordenadas 3-D del mundo real. Los parámetros intrínsecos son los parámetros geométricos propios de las cámaras (ángulo de visión, distorsión geométrica, aberración cromática), y los extrínsecos son los parámetros geométricos derivados de la orientación y ubicación física de las cámaras (ángulo de enfoque, giro, rotación y ascensión; distancia entre cámaras).

Ubicación de Puntos de Muestreo

Para la obtención de datos ecológicos de la zona se seleccionaron sitios estratégicos donde encontramos distintos tipos de fondo y a diferentes profundidades con el propósito de abarcar todo los escenarios posibles para el fotografiado de organismos.

Las fotografías se tomaron cuando el sol se encontraba en su punto más alto, periodo en el cual los rayos inciden con ángulo de inclinación más cercano a cero grados, disminuyendo el efecto de halos de luz en comparación con bandas que se efectuasen en sentido opuesto a la ubicación del sol y a diferentes gradientes de profundidad.

Muestra Mínima

Para la estimación de la cantidad esperada de especies ícticas que se encuentran en una área determinada es necesaria la aplicación de métodos que nos ayuden a tener una idea de cuantos especies se esperar en dicha área. Por las características en las poblaciones ícticas de alta dinámica y movilidad es difícil dicha estimación, por la dificultad ya mencionada y para obtener este parámetro es necesario la obtención de muestras significativas en las cuales a partir de estas se hace la estimación de cuantos muestreos es necesario para encontrar el mayor número de especies presentes en el área, esto ayuda a la planeación de los muestreos a realizar, esto se resolvió con la siguiente ecuación.

$$n = \frac{(t^2 * s^2)}{(p * \bar{x})} \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde: n: Tamaño de muestra mínima

 t: t de student al 95% de confianza

 s²: Varianza del número de especies por fotografía por F.B.

 p: Precisión

 x= Promedio del número de especies encontradas por banda

Procesamiento de Datos

Con los datos obtenidos de los conteos de los organismos de los distintos muestreos se calcularon diferentes parámetros ecológicos como diversidad y abundancia, los cuales son útiles para el conocimiento del estatus de nuestras comunidades en el momento de los muestreos. Los índices evaluados fueron:

ÍNDICE DE SIMPSON

Este índice se basa en el total de organismos de cada especie dividido entre el número total de organismos de todas las especies de una muestra ($P_i^2 = n_i/N$; donde n_i es el número de organismos de la especie i y N es el total de organismos de todas las especies), lo que representa la probabilidad de que un individuo encontrado pertenezca a una especie dada. El índice puede tomar un valor máximo de 1.0 y el valor mínimo tiende a 0.0. El valor de 1.0 se alcanza cuando existe sólo una especie (diversidad mínima), y se tiende a 0.0 cuando existen muchas especies con pocos individuos cuando la diversidad tiende a ser mayor (Moreno 2001).

$$\lambda = \sum P_i^2 \quad (\text{Moreno 2001}).$$

DOMINANCIA DE SIMPSON

Este índice es una variante del anterior en la que el valor del índice aumenta conforme la diversidad. Así mismo la diversidad mínima se estandariza tiende a 0.0. Éste índice a diferencia del anterior mide la homogeneidad.

$$D = 1 - D \quad (\text{Hammer 2012})$$

MARGALEF

El índice toma en cuenta el número de especies (s) menos uno (con un grado de libertad) dividido entre el logaritmo natural del número total de organismos (N).

$$D_{Mg} = \frac{s-1}{\ln N} \quad (\text{Moreno 2001; Gamito 2009}).$$

Según Moreno 2001, valores menores a 2.0 son considerados como relacionados con zonas de baja diversidad o zonas perturbadas, e índices mayores a 5.0 con zonas con alta diversidad.

SHANNON-WIENER

La función tomará un valor mínimo (0.0) cuando todos los organismos pertenecen a una misma especie e indicara el valor máximo cuando todas las especies tengan la misma cantidad de individuos. En la naturaleza los valores producidos generalmente están entre 1.5 y 3.5 y algunos casos raros sobrepasan el valor de 4.5, pero hay ecosistemas excepcionalmente ricos que pueden superar este dato.

$$H' = - \sum p_i * \ln(p_i) \quad (\text{Carlo 1998; Moreno 2001})$$

PIELOU

Se basa en medir la proporción de la diversidad observada en relación de la diversidad máxima. Los valores posibles están entre 0 y 1.0.

$$J = \frac{H'}{H'_{\max}} \quad (\text{Moreno 2001})$$

Protocolo Desarrollado

Para la elaboración de un protocolo en aplicación de los métodos estereoscópicos fue necesario considerar dos apartados: La metodología para la captura de los pares estereoscópicos y el realce de las tomas capturadas. En cuanto a la metodología para la captura de los pares estereoscópicos, se requirió previamente la definición de los siguientes parámetros: distancia cámara-fondo, longitud de banda, ancho de banda, proporción fondo-columna de agua, distancia cámara-objeto y velocidad de recorrido. Para el realce de la toma capturada.

Distancia Cámara Fondo

Para este parámetro se realizaron distintas pruebas para determinar la distancia adecuada respecto de las cámaras respecto al fondo para la captura de la mayor cantidad posible de organismos, sin importar su ubicación ya sea en el fondo o en la columna de agua. Para esto se tomaron varias fotografías a diferentes distancias respecto al fondo como se muestra en la Figura 5. Estas pruebas se realizaron a partir de un metro de distancia respecto al fondo, hasta los cuatro metros, donde se revisó la capacidad de observar e identificar los organismos detectables en la imagen.



Distancia a 1 m. del fondo



A 2 m. del fondo



3 m. del fondo



Más de 4 m. del fondo

Figura 5 .Pruebas para la estimación de la distancia cámara fondo para la optimización de toma de fotos de los organismos.

Longitud de Banda

Para la estandarización de este parámetro se consideraron criterios ya establecidos con anterioridad en otros métodos, para mantener la compatibilidad y comparabilidad de los resultados obtenidos con los de la nueva metodología. Esta se estableció según lo recomendado por el manual de la A.G.R.R.A (Lang 2005), donde las bandas están definidas como de 20 metros de longitud .

Ancho de Banda

Para este parámetro se consideraron los siguientes factores: a) La recomendación del manual de la A.G.R.R.A (Lang 2010), el cual propone un ancho de aproximadamente de 2 m, el cual se utilizó como referencia para hacer compatibles los muestreos con los realizados mediante C.V.R. b) Dado que empíricamente observamos que a 2 m de distancia los organismos parecen ignorar a los buzos, se consideró el dividir las F.B. en secciones de dicho tamaño teniendo en cuenta esta observación c) De acuerdo al diseño de las cámaras usadas, la distancia cámara-objeto es aproximadamente igual al campo de visión de las cámaras (2 m de ancho a 2 m de distancia), y d) que a 2 m se tiene una resolución aproximada de 20 píxeles por centímetro, suficiente para reconocer peces de al menos 10 cm de longitud como se muestra en la pág. 34.

Cuando se realiza mediante el método de C.V.R. donde el buzo fija campos de visión imaginarios donde va a contar el número de organismos que en este se presenten. En el nuestro caso está dado por los parámetros que presentan nuestras cámaras de la marca Canon G9 las cuales nos indica el fabricante que en condiciones de uso normal tienen un ángulo de apertura de 55° pero este parámetro es diferente por las características del medio acuático esto debido a la ley Snell (Leno 2010), ya que este cambia aproximadamente un 25% los objetos por efectos ópticos de rarefacción lo que hace parecer los objetos más grandes (PADI. 2006).

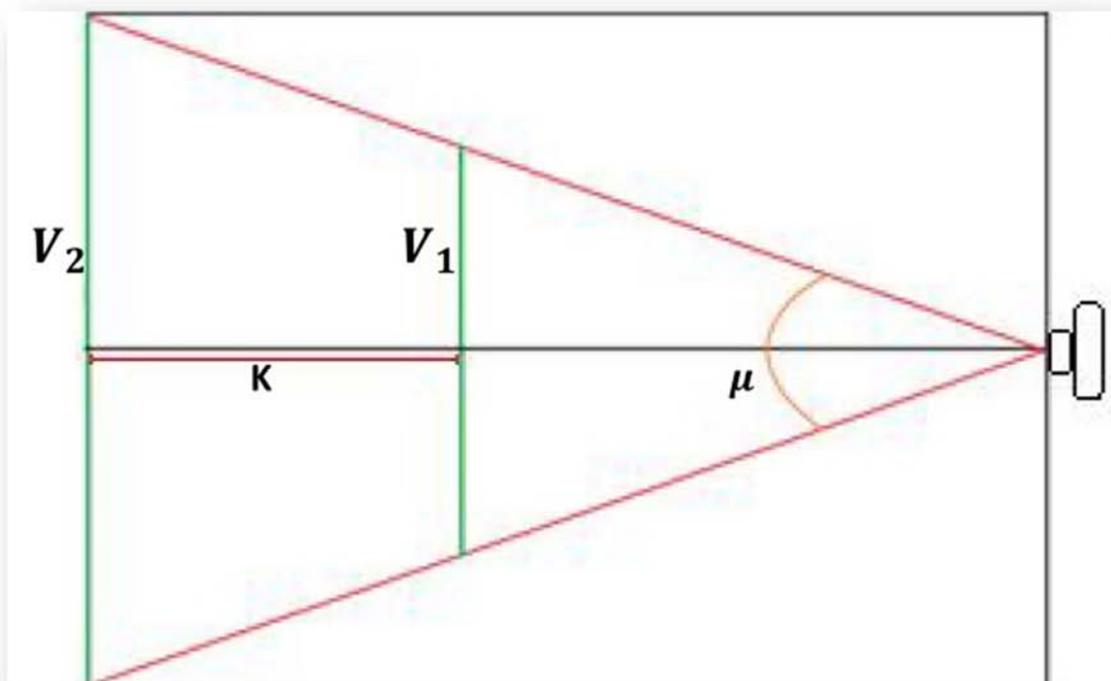


Figura 6 .Geometría de las cámaras para el cálculo del ángulo de visión. Dónde v_1 : campo de visión horizontal cercano, v_2 : campo de visión lejano y k : la distancia que se desplazó la placa entre ambas tomas (Plaza 2013)

Por lo tanto se diseñó un experimento para conocer el ancho de captura de las cámaras debajo del agua, el cual consiste en fotografiar una placa metálica con papel milimétrico debajo del agua a distintas distancias. Para estimar este parámetro se desarrolló la Ecuación 2 (Plaza 2013).

$$\mu=2 \left[\tan^{-1} \left(\frac{v2 - v1}{2k} \right) \right]$$

Ecuación 2

Donde: μ : Ángulo de visión

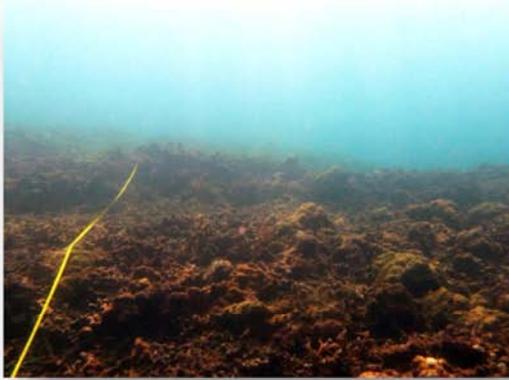
$v1$: Campo de visión plano 1

$v2$: Campo de visión del plano 2

k : Distancia plano de visión 1 al plano de visión 2

Proporción Fondo-Columna de Agua

Para este rubro se tomó en cuenta el “área cubierta en las fotografías” por el fondo (bentos) y la columna de agua (necton), para ello se realizaron distintas pruebas, donde se tomaron imágenes con diferentes proporciones entre el fondo marino y la columna de agua, para encontrar la proporción que incluyera la mayor cantidad de organismos posibles sin importar el estrato ecológico que ocupasen (Figura 6).



Proporción del 80% fondo 20% Agua



Proporción del 50% fondo 50% Agua

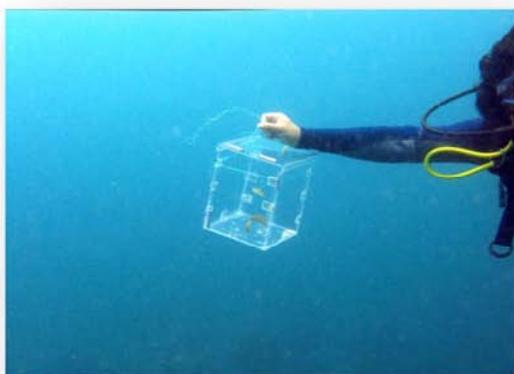


Proporción del 10% Fondo-90% Columna de Agua

Figura 7. Toma de imágenes para la estimación del ángulo de visión.

Distancia Cámara Objeto

Para el establecimiento de este parámetro se diseñó una prueba que consistió en obtener imágenes de un organismo cautivo en este caso se capturaron organismos de la especie *Scarus isieri*, (Blonch 1789) en una caja de acrílico transparente a diferentes distancias, eligiendo la que abarcase el máximo de campo de visión y que pudiese identificarse con precisión al pez de referencia. (Figura 8).



Distancia a 1 m. cámara objeto



Distancia a 2 m. cámara objeto



Distancia a 3 m. cámara objeto



Distancia a 4 m. cámara objeto



Distancia a 5 m. cámara objeto



Distancia a 6 m. cámara objeto

Figura 8. Pruebas cámara-objeto a distintas distancias

Velocidad de Recorrido

Para la velocidad de recorrido, se realizarán diferentes pruebas, para la obtención de muestras representativas de organismos *in situ*. Esto es importante ya que se ha observado de manera empírica que se pueden provocar conteos erróneos derivados a una velocidad inadecuada, provocando uno de los siguientes escenarios: 1) El buzo realiza el recorrido de manera muy lenta lo que incita a que se atraigan organismos curiosos los cuales inducen conteos redundantes y que no se cuente a ciertos organismos que sean asustadizos y 2) Si el recorrido se realizara a mayor ritmo provocaría que los organismos mantengan una mayor distancia respecto al buzo o que estos se vuelvan huidizos, provocado una subestimación en los conteos realizados. Y por último la velocidad de recorrido establecida será comparada con la velocidad de toma de imágenes en ráfaga, esto para asegurar la sincronía con la velocidad de fotografiado sea la adecuada para la obtención de muestras de buena calidad.

Archivado de Imágenes

El archivado y procesado de las imágenes es útil para la creación de catálogos de imágenes a manera de acervo correspondiente a cada banda en los diferentes muestreos. Posteriormente a cada muestreo se revisaron las imágenes obtenidas de manera detallada, en esta revisión se evaluó de manera general el cumplimiento de los atributos buscados en el muestreo, principalmente la capacidad de identificar a los organismos presentes. Cuando con las imágenes originales no se logró identificar a los organismos por falta de calidad, las imágenes se procesaron para mejorar: colores, brillantez y contraste como se menciona en el apartado “Realce de Imágenes”.

Realce de Imágenes

Las imágenes obtenidas en el estudio para las cuales se consideró necesario un mejoramiento se sometieron a un proceso de realce de colores para facilitar la identificación de los organismos. Para el realce se utilizó el programa "Irfan View", el cual utiliza un algoritmo llamado "Auto Adjust Color", el cual consiste en el control de la intensidad de los colores básicos existentes en la imagen (rojo, verde y azul: red-green-blue: RGB). El algoritmo de corrección de color, resalta la intensidad de los colores que se encuentran en menor cantidad y disminuye los colores que se encuentran en mayor medida para lograr una distribución más uniforme dentro de la imagen en función de los histogramas de colores (Figura 8), por ejemplo: si las imágenes están muy oscuras o si el agua es muy turbia se pueden mejorar las imágenes disminuyendo la cantidad de azul y optimizando contraste y brillantez. Con el ajuste de color la ubicación e identificación de organismos mejora bastante, por ejemplo en la Figura 10 se puede distinguir una mayor cantidad de organismos que en la Figura 9; esto nos ayuda en los conteos e identificación de organismos. Éste método no es muy efectivo en imágenes que tienen mucha luz (cuando son demasiado claras). El método pierde efectividad cuando la pérdida de color en las escenas es grande; ello se debe a que a mayor profundidad algunos colores se pierden, principalmente los de longitud de onda larga: el color rojo se pierde primeramente y el último que permanece es el azul, de manera que la auto corrección de colores no puede aumentar colores que no existen. La aplicación desmedida de realzado de colores puede provocar aumento excesivo de colores, a tal grado que se pueden perder los colores propios de las especies y confundirse con otras diferentes; ello redundaría en los conteos.

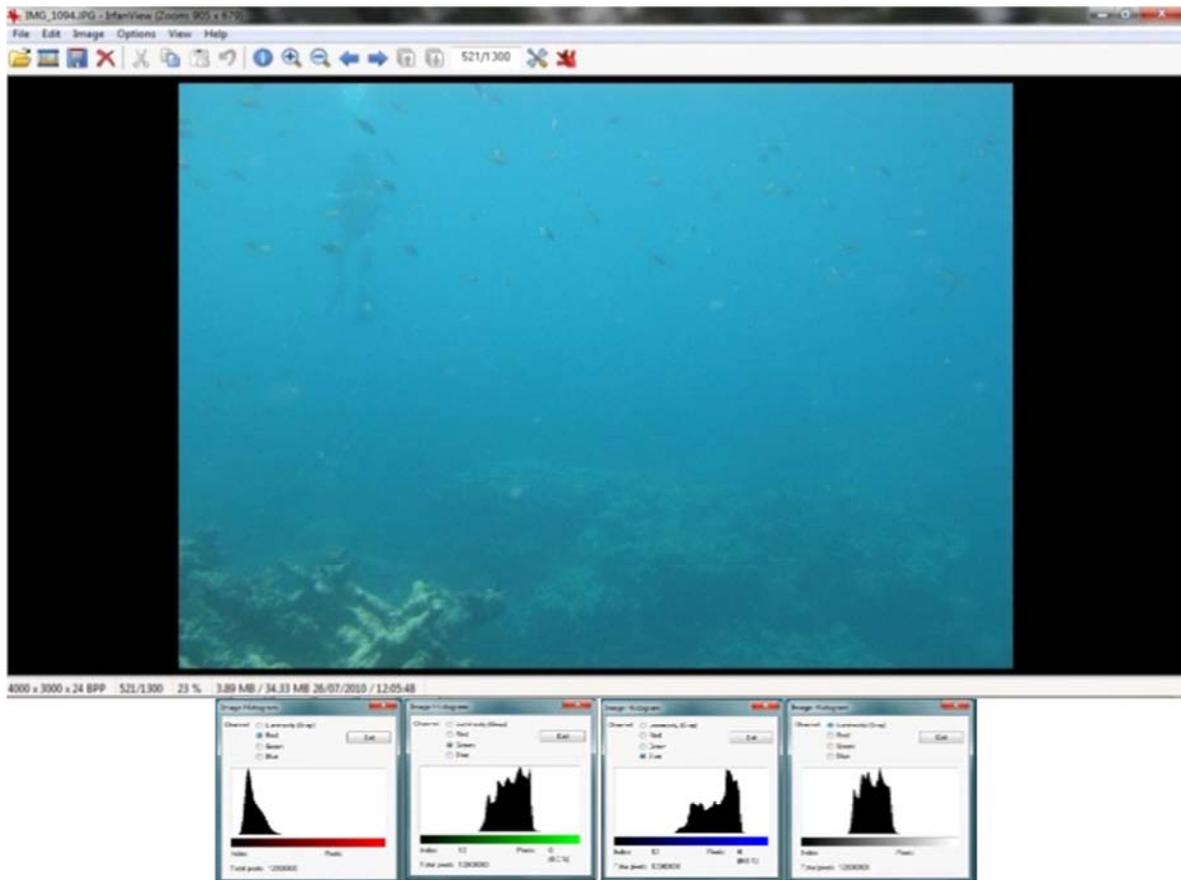


Figura 9 .Se muestra las imágenes sin la corrección de colores teniendo las características originales en el momento de la toma. En la parte inferior se presenta los histogramas de los colores básicos que contiene la imagen, donde se observa una mayor cantidad de los colores azul y verde los cuales afectan la capacidad de identificar los distintos organismos.

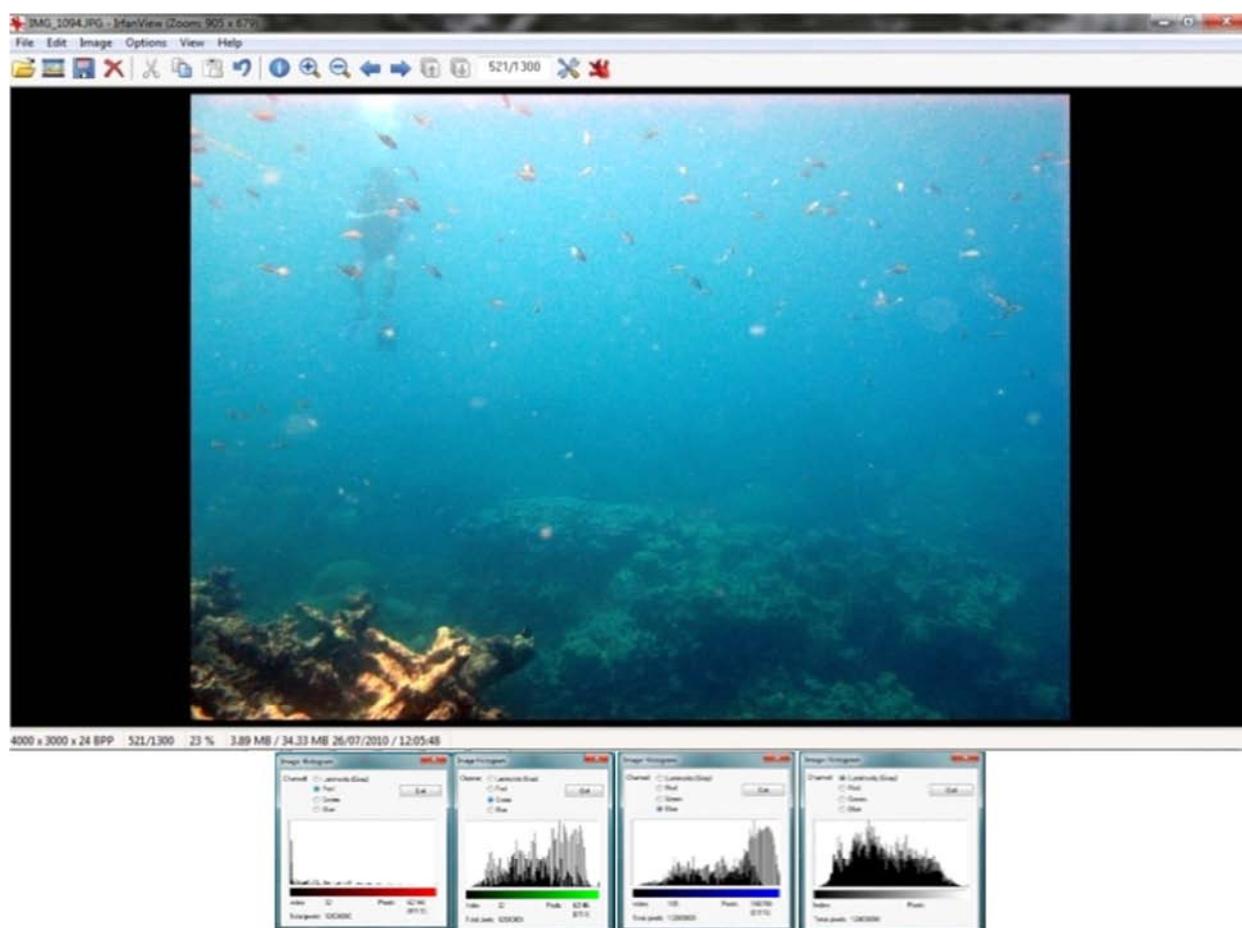


Figura 10. Se muestra la imagen posterior a la corrección de colores, la cual presenta una mejora en la capacidad de identificarlos organismos en la toma. El programa Irfan view realiza un algoritmo donde resalta o atenúa los colores básicos en la imagen, teniendo como resultado una mejor distribución de los mismos a lo largo de todo la gráfica y una mejora en la visualización de las imágenes.

Identificación de Organismos

Para la identificación de los organismos se empezó por una búsqueda en diferentes bases de datos bibliográficos y de internet de la fauna íctica de la zona, con la primera toma se realizó un análisis comparativo entre los organismos capturados en imagen y las imágenes encontradas en las fuentes mencionadas. Entre los medios consultados se encuentran los siguientes libros: FAO Species Catalogue (FAO 1990), Fishes of the Gulf of Mexico (McEachar 1998) y Fishes of the Atlantic Coast (Goodson 1976), además de bases de datos de imágenes e información de internet, particularmente Fishbase (Froese 1999). Un ejemplo de este método se muestra en la Figura 11, donde se muestra una imagen capturada *in situ* de un organismo (*Rinesomus thriqueter*, Linneus, 1758) junto a otra obtenida

de la página de FishBase, con esto comparamos ambas y ubicamos las especies; debido a que no capturamos organismos, no podemos usar claves de identificación para la confirmación de especies.

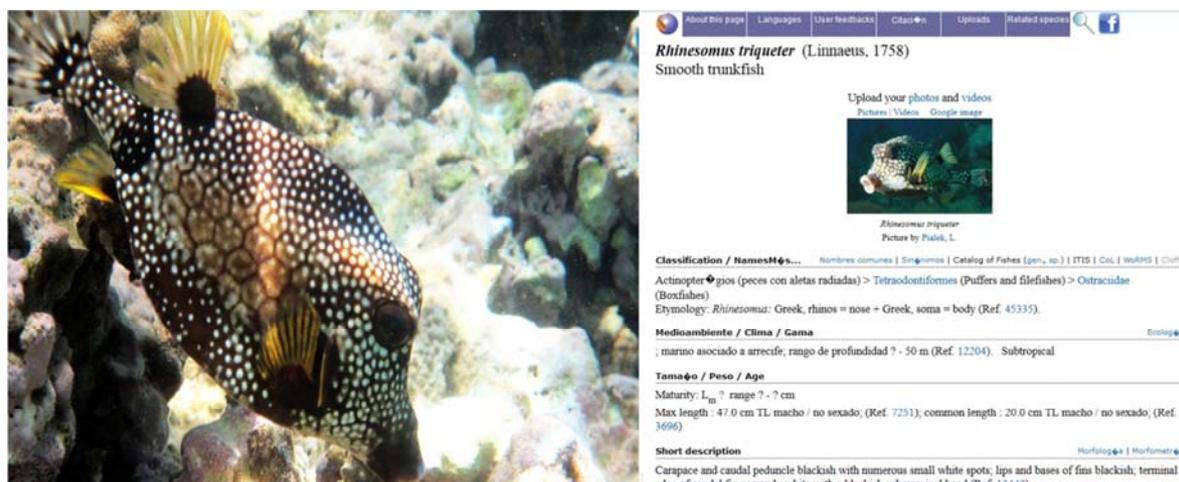


Figura 11. La identificación de organismos se realizará mediante el apoyo de imágenes obtenidas en campo en comparación con imágenes encontradas en distintas bases de datos como es FishBase entre otros, la cual completará la información de las especies que se encuentren en los distintos muestreos (Froese 1999).

Conteo de Organismos y Toma de Datos

Para los censos de organismos se realizó un protocolo para la eliminación de errores sistemáticos como la redundancia de datos, la estandarización de los diferentes conteos, identificación precisa de organismos y reducción del tiempo para el conteo e identificación. Dicho protocolo consideró la separación de las Foto-Bandas de 20 metros en secciones de 2 metros, debido a que de manera *in situ* los organismos fueron más fácilmente identificables a la distancia de 2 m, particularmente en el caso de individuos de menor tamaño. Lo anterior contribuyó a hacer más comparables los conteos hechos por C.V.R.

Para los conteos se estimó un número de secciones determinado por la ecuación siguiente:

$$N_{i=1+\frac{PC(i-1)}{D}}$$

Ecuación 3

Donde: N_i : Número de cuadro

P : Profundidad (en este caso 2 m)

C : Total de cuadros en la Banda

D : Longitud de la Banda en metros (en nuestro caso 20 m)

i : Número de intervalo (número de sección)

El número de las secciones para los conteos de cada banda se estimó según la siguiente ecuación.

$$i = \frac{D}{P}$$

Ecuación 3

Donde: i : Número de intervalos

P : Profundidad en número de imágenes (en este caso 2 m)

D : Longitud de Banda en número de imágenes (20 m)

A partir de las fotografías de cada intervalo de banda, se contaron e identificaron los distintos organismos. En el caso en que los organismos no se puedan identificar en la imagen ya sea porque solo se observen porciones del mismo o que se detecten posiciones corporales que dificulten la identificación, se consideró recurrir a cuadros anteriores y posteriores para recrear el movimiento del organismo, lo que facilitará su ubicación y reconocimiento.

Spiccer

El programa SPICCER fue elaborado en el Laboratorio de Biología Acuática, como parte del proyecto **PIIT-IT226311**. El cual es una herramienta de apoyo para el conteo e identificación de los organismos a partir de las tomas realizadas de manera *in situ*. Como se muestra en la Figura 12 este programa crea hojas de trabajo de cada uno de los muestreos, las cuales pueden ser exportadas a programas de cálculo para su posterior procesamiento.

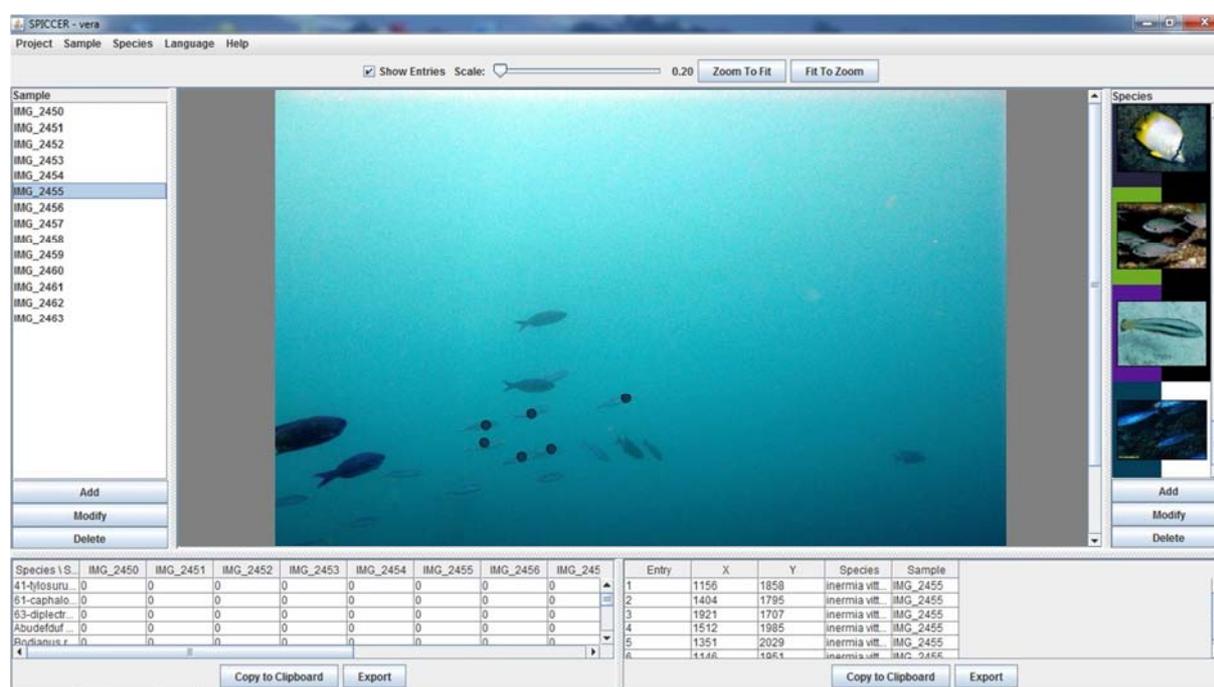


Figura 12. Programa de conteo SPICCER. En la columna derecha se ubican las imágenes del muestreo y en la parte izquierda un listado de organismos de la zona.

Resultados

Relación Columna de Agua-Fondo

En un inicio, la toma de pares se hizo buscando en la medida de lo posible la proporción 40:60 entre fondo y columna de agua, sin embargo, al comparar con bibliografía y entre métodos de conteo (directo y con el programa SPICSER), se observó una subestimación en el número de especies y de organismos bentónicos como se muestra en la Figura 13 y Figura 14, por lo que se optó por cambiar el ángulo de enfoque de las cámaras a -45° para captar una mayor proporción de fondo considerando: 1) que la mejor capacidad para reconocer y medir un organismo está entre 2 y 3 metros y 2) que a una distancia cámaras-fondo de 2 m, una distancia perpendicular sobre el plano del fondo a 2 m, se obtendría con un ángulo de -45° .



Figura 13. Porcentaje de organismos por hábitos nectónicos y bentónicos.

Con la finalidad de ubicar el enfoque entre 2 m y 3 m, además de modificar el ángulo de enfoque se redujo la distancia cámara-fondo a 1.5 m.



Figura 14. Número de especies por estrato ecológico.

Longitud y Ancho de Banda

Éste parámetro se mantuvo en 20 m de longitud y 2 m de ancho de banda conforme al manual A.G.R.R.A. (Lang 2005).

Velocidad de Recorrido

Después de varias pruebas realizadas en bandas tomadas al azar para establecer la velocidad adecuada en los recorridos que influyese al mínimo los conteos (sin atraerlos ni espantarlos) se eligió una velocidad de 1.5 ms^{-1} . En la Figura 15 se muestra el número de organismos en relación a la velocidad de desplazamiento: las banda 1 y 5 se realizaron a una velocidad menor a 1.5 ms^{-1} y aun cuando en ellas se encontró una mayor cantidad de organismos (86 y 33 respectivamente), se detectó una alta redundancia de organismos curiosos (algunos peces aparecían repetidos en diferentes tomas). Las bandas 2, 3 y 4 se realizaron a una velocidad mayor a 1.5 ms^{-1} (Figura 15); en estas bandas los conteos fueron bajos (3, 2 y 1 respectivamente) y se detectaron conductas evasivas, lo cual además de disminuir los conteos dificultó su identificación.

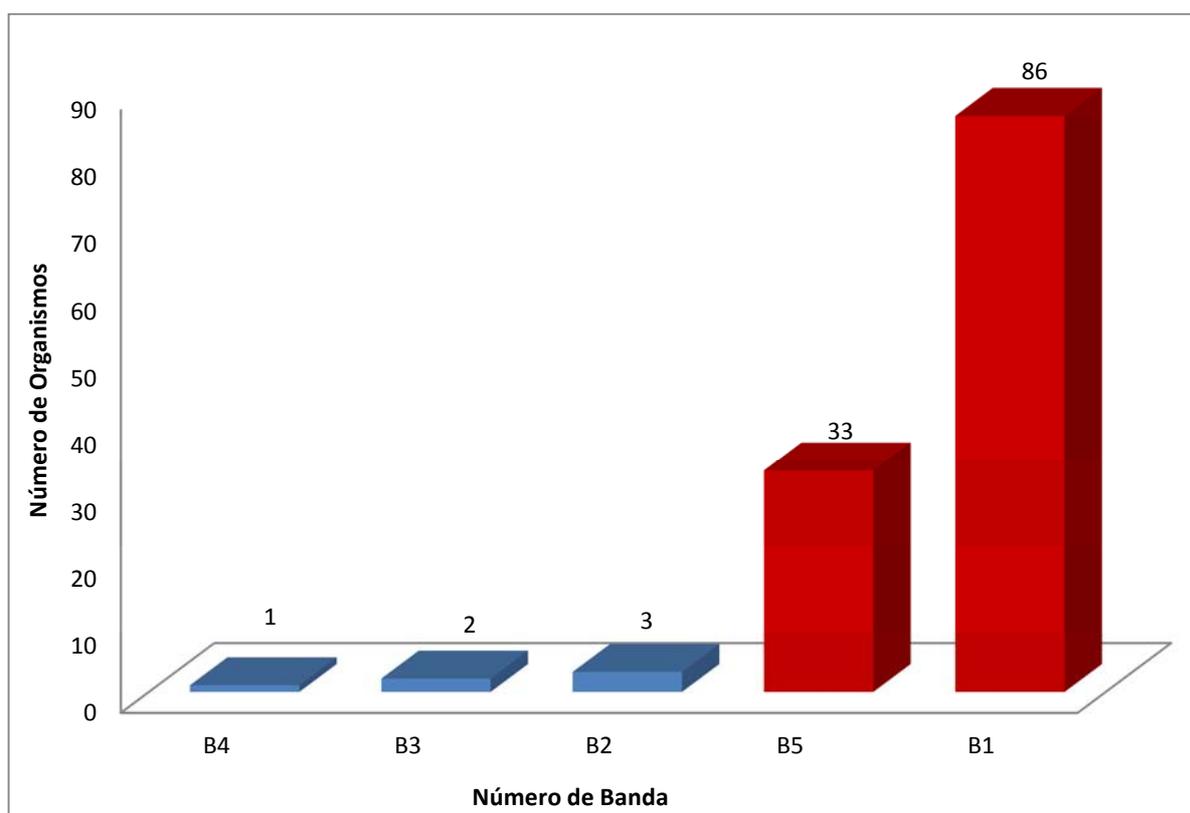


Figura 15. Número de organismos en relación a la velocidad de recorrido

Resolución de las Imágenes

Las imágenes generadas por las cámaras Canon G9 (12.1 megapíxeles) alcanzan un máximo de 4,000 píxeles de alto por 3,000 de ancho. Independientemente de la posición del pez en la toma, es muy difícil distinguir organismos de 190 píxeles de longitud en el plano de longitud máxima

Podemos decir que organismos capturados deben tener al menos un promedio de 200 píxeles sin importar la distancia para poder ser identificado como un pez y un promedio de 623 píxeles para poder identificar el organismos hasta el nivel de especie, esto sin importar el tamaño de los organismos ya que se pudo identificar especies muy pequeñas o de tamaño juvenil que están en el orden de tamaño entre los 3 cm.

Protocolo de Toma de Fotografías

Después de varias pruebas y del perfeccionamiento de técnicas de buceo y aplicación del equipo bajo diferentes condiciones de luminosidad y transparencia del agua, se concluyó que el Protocolo de toma debe de seguir los siguientes principios: a) el número óptimo de buzos para realizar el trabajo debe ser tres, b) la metodología más adecuada para el fotografiado debe ser la siguiente: Los tres buzos se sumergirán en un punto geo-posicionado hasta alcanzar una distancia de 2m en relación al fondo o a una profundidad máxima de 15 m para asegurar una iluminación adecuada; Posteriormente, el primer buzo permanecerá en el sitio de inicio de la banda a 2 m del fondo y sostendrá un extremo de la cinta métrica, lo que asegurará la ubicación precisa y evitará que la cinta métrica dañe el fondo marino; los otros dos buzos realizarán el muestreo, para ello el segundo buzo llevará consigo una brújula y la cinta métrica, la cual irá liberando conforme avance para garantizar que ésta se mantenga a la profundidad y dirección del muestreo con el propósito de guiar al tercer buzo; el tercer buzo conducirá las cámaras y vigilará que las tomas se encuentren entre los parámetros adecuados. Para fondos planos e inclinados deberá de seguir trayectorias paralelas al fondo, partiendo del sitio más profundo; para fondos con topografía compleja también se seguirán trayectorias rectas pero a una distancia promedio del fondo de 2 m sin tomar en cuenta hondonadas o fosas por seguridad del buzo y por la posibilidad de perder la continuidad del muestreo; este procedimiento se turnará con el procedimiento para detección de organismos bentónicos con la diferencia que se realizará el cambio de posición de las cámaras a la posición de -45° considerando los mismos criterios que para las bandas realizadas de manera horizontal. La longitud de la banda de muestreo se mantendrá conforme a la A.G.R.R.A en 20 m de distancia (Lang 2010). La velocidad de recorrido será de 1.5 ms^{-1} como máximo (aproximadamente 2 tomas por segundo con un traslape del 50%, entre imágenes), por lo que para asegurar un traslape de al menos un 70%, se recorrerá el trayecto de 20 m en 2 minutos o a una velocidad de 0.16 ms^{-1} (un metro en 6.25 segundos). A estas velocidades se afecta lo menos posible los avistamientos de organismos ya que un avance más rápido o más lento puede ahuyentar o atraer más a los organismos. La siguiente variable a considerar es la distancia del buzo respecto al fondo, la cual se estableció en 2 m y por último el campo de visión de al menos 2 m dado por la calibración de las cámaras, lo cual es equivalente al ancho de banda adecuado según la A.G.R.R.A (Lang 2010).

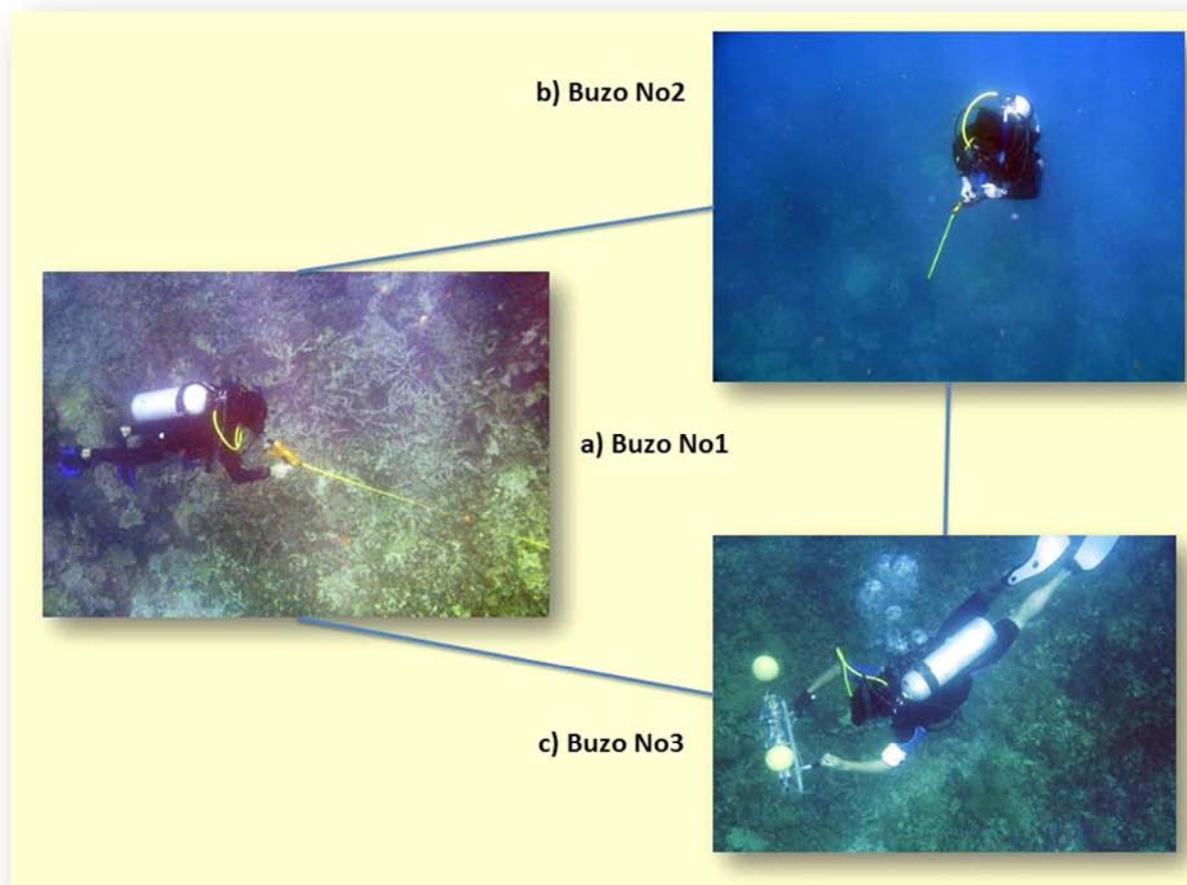


Figura 16. Procedimiento de toma de fotografías. a) Buzo encargado de indicar punto de inicio, b) Buzo encargado de la dirección y profundidad y c) Buzo camarógrafo, cuida la calidad de las imágenes tomadas.

Sincronía en el Disparo de las Cámaras

Para la obtención de pares estereoscópicos se encontraron los siguientes problemas: a) no se pueden sincronizar los relojes internos de las cámaras ya que estos no cuentan con esta opción de fábrica, b) al tratar de disparar las cámaras al mismo tiempo, se encontró que el disparo simultáneo es imposible en la mayoría de los casos, c) las cámaras tienen diferentes velocidades de disparo ya que se detectó una diferencia en el número de tomas de 3 a 5 fotos por segundo entre cada cámara, esto no se puede corregir, ya que la velocidad de disparo está dada también por la velocidad de procesamiento de imágenes entre cada cámara, d) las cámaras pueden tomar más de una fotografía por segundo (en fracciones de segundo) pero sus relojes internos registran el tiempo con precisión máxima de

segundos, por lo tanto no tenemos el tiempo exacto de las tomas, lo cual dificulta la obtención de los pares estereoscópicos (fotos tomadas al mismo tiempo).

Para lo anterior se obtuvo una solución mediante la revisión de las etiquetas “Exif” de cada imagen mediante el uso del programa de cómputo “Exif manager”, desarrollado en el laboratorio. El programa usa el tiempo registrado en cada fotografía y mediante regresión lineal interpola los tiempos de cada toma a fracciones de segundo. También se detectó que los relojes integrados en las cámaras tiene una precisión de décimas de segundo, lo cual dificulta la selección de las imágenes ya que estas pueden tomarse hasta 5 imágenes por segundo, lo que dificulta la selección del par de imágenes correctas, lo que en algunos casos los pares no estaban lo suficientemente sincronizados y la búsqueda se hizo de manera manual. Posteriormente selecciona la toma con tiempos más similares.

Se efectuaron 51 bandas en 11 sitios (Figura 17). Las zonas de muestreo se ubicaron entre profundidades de 5 y 15 metros; a cada zona se le denominó puntos de muestreo. Los tiempos de inmersión máxima fueron de 45 minutos y se realizaron entre dos horas antes y dos horas después de que el sol alcanzara el cenit,

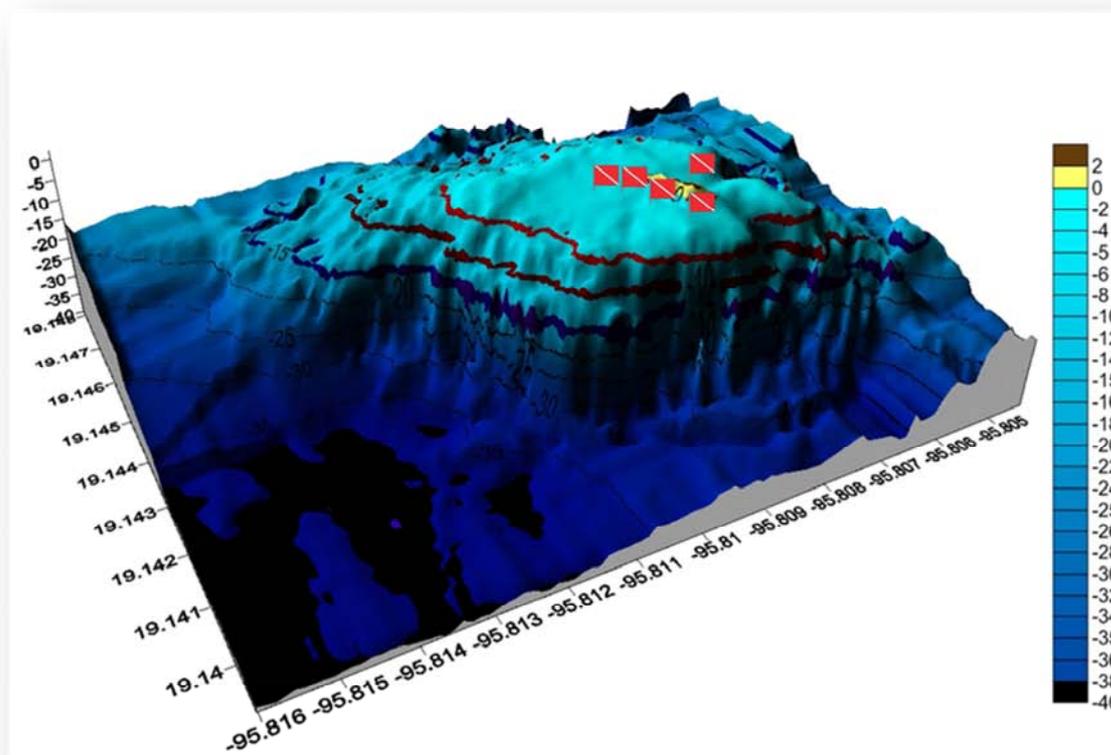


Figura 17. Mapa batimétrico del arrecife "Santiaguillo". Indicando las zonas aproximadas de muestreo.

En la Tabla 1 se enlista el número de banda, la ubicación, la dirección que se siguió en la banda y en la Figura 17 se muestra la ubicación aproximada de inicio en que se realizaron las bandas. Los muestreos del 1 Octubre de 2010, 12 Noviembre de 2010, 10 de Enero de 2011 y 18 Marzo de 2011 se realizaron en un gradiente ascendente de 15 m a 5 m de profundidad. El muestreo de mayo de 2011 se realizó de Noreste a Sur incluyéndose dos tipos de fondo (escombros de coral y coral vivo).

Tabla 1. En el cuadro se señala en diferentes colores las direcciones de los muestreos realizados en los distintos meses y el número de muestreos por sesión.

Número de muestreo	Día, Mes y Año	Ubicación		Bandas Realizadas
1	19 de Abril de 2010	19°08'34"	95°48'33.99"O	5
2	26 de Julio de 2010	19°08'34"N	95°48'33.99"O	3
3	1 Octubre de 2010	19°08'43"N	95°48'43"O	3
4	12 de Noviembre de 2010	19°08'39"N	95°48'45"O	3
5	10 de Enero de 2011	19°08'28"N	95°48'45"O	5
6	18 de Marzo de 2011	19°08'37"N	95°48'31"O	5
7	13 de Mayo de 2011	19°08'37"N	95°48'31"O	5
8	29 de Julio de 2011	19°08'33.68"N°	95°48'32.25"O	11
9	10 de Febrero de 2012	19°08'35.33"N	95°48'28.16"O	4
10	27 de Junio de 2012	19°08'31.97"N	95°48'28.51"O	3
11	16 de Marzo de 2013	19°08'31.82"N	95°48'30.34"O	4

Diversidad y Abundancia

Se encontró un total de 3626 organismos, con un promedio de 71 organismos por banda. El muestreo con el mayor número de organismos detectados fue la banda 48 con un total de 1377, y las bandas con los menores conteos fueron la 12, 13, 31, 32 y 43 con cero organismos (Figura 18). En promedio se encontraron 2.5 de taxa por banda, la banda con un mayor número de taxa fue la banda 29 con 6 taxa y las bandas con un menor número de taxa fueron la 12, 13, 31, 32 y 43 con cero taxa.

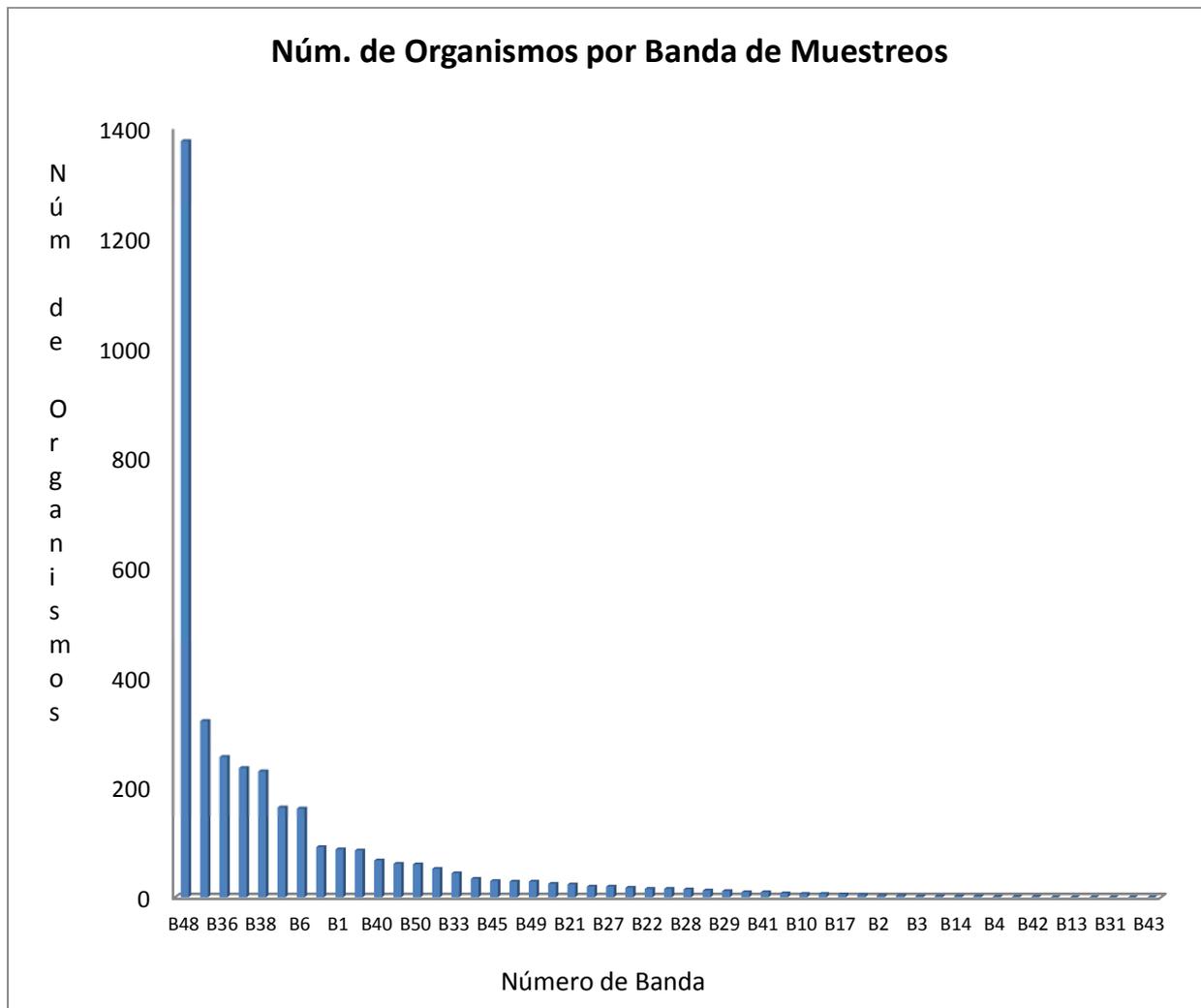


Figura 18. Número de organismos por banda de muestreo.

Del total de organismos, 3058 se identificaron hasta nivel de especie (84% de la muestra). Para 568 organismos (16%) no se logró su identificación (Figura 19).

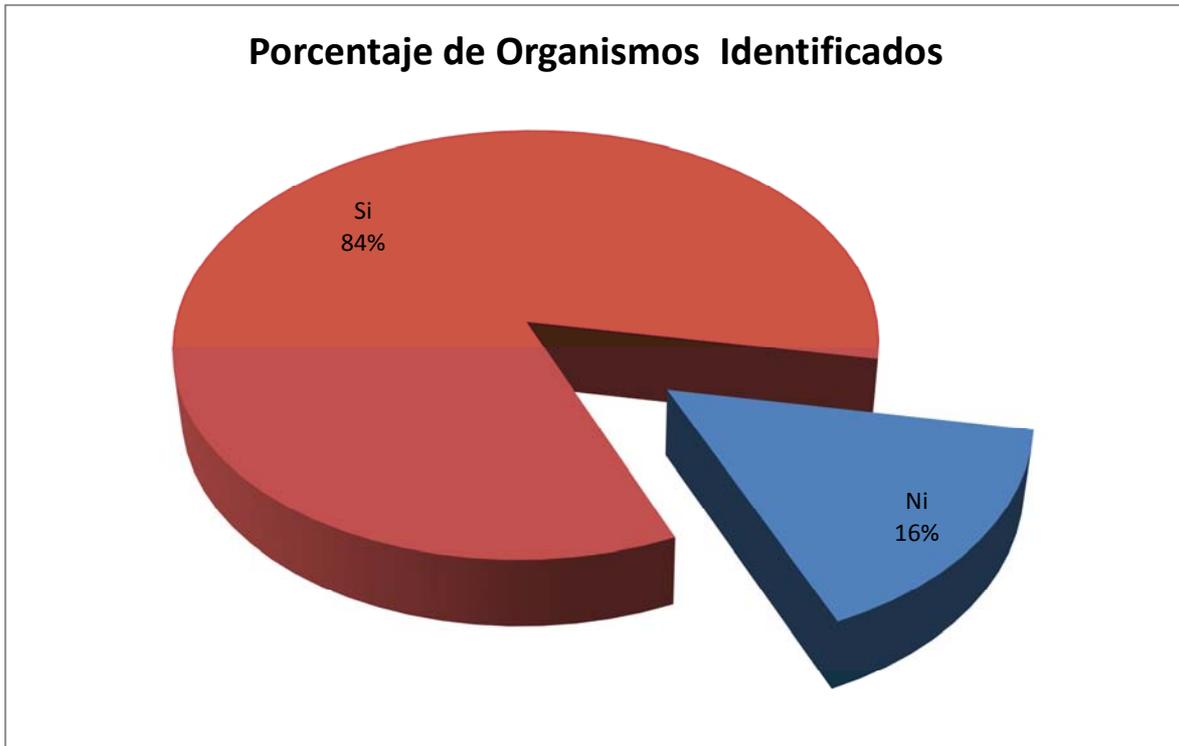


Figura 19. Se muestra el porcentaje de organismos identificados hasta el nivel de especie.

En el caso de número de organismos por mes, se encontró que en primavera y verano se tuvo un aumento notable en los muestreos de Marzo y Julio de 2012 con valores de 1186 y 1471 organismos respectivamente (Figura 20).

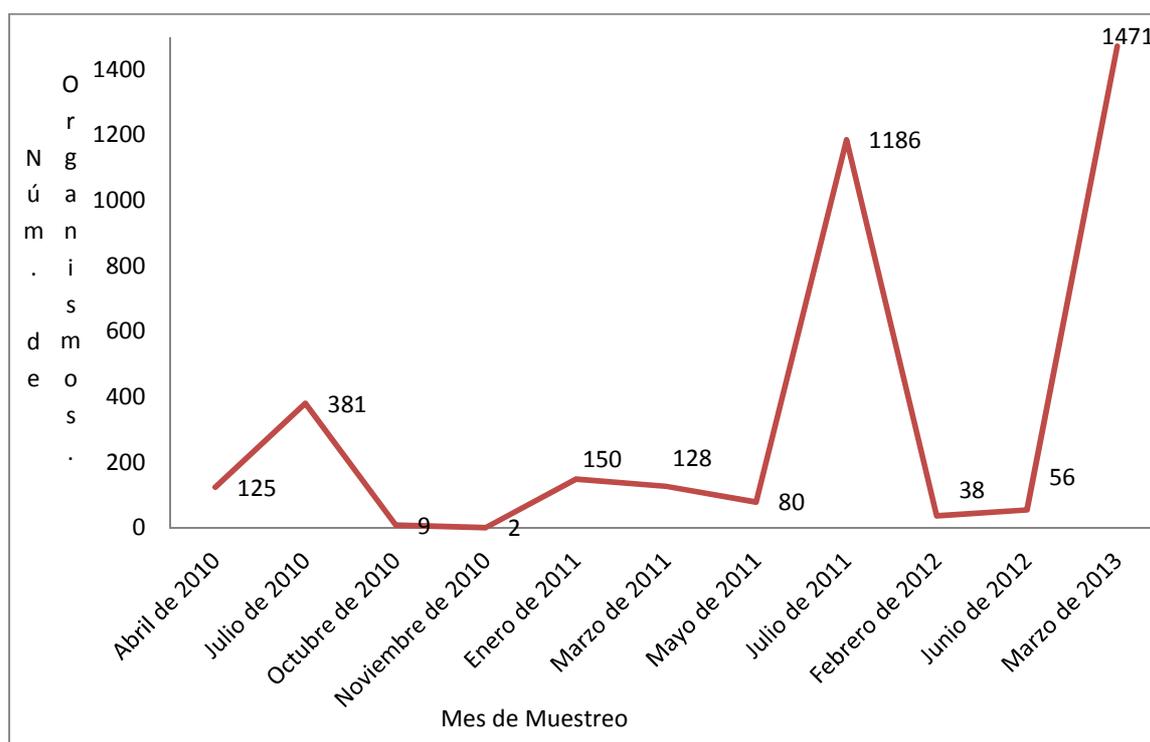


Figura 20. Número de organismos por muestreo. En los meses de Junio de 2011 y Marzo de 2013 se muestra un mayor número de organismos.

Listado de Especies

Los organismos registrados pertenecen a tres grupos: Beloniforme, Perciformes y Tetradontiformes, de los cuales el grupo de los perciformes es el más abundante y está representado por 15 familias, 19 géneros y 23 especies. Los grupos Tetradontiformes y Beloniformes se integraron por un sólo género con una sola especie, esto datos junto con la ubicación taxonómica de cada organismo se muestran en la Tabla 2.

Tabla 2. Total de especies encontradas en las bandas de muestreo ordenadas de manera taxonómica.

Orden	Familia	Género	Especie
Perciformes	Pomacentridae	<i>Abudefduf</i>	<i>Abudefduf saxalitis</i> , (Linnaeus, 1758)
	Acanthuridae	<i>Acanthurus</i>	<i>Acanthurus chirurgus</i> , (Blonch, 1787)
	Haemulidae	<i>Anisotremus</i>	<i>Anisotremus virginicus</i> , (Linnaeus, 1758)
	Labridae	<i>Bodianus</i>	<i>Bodianus rufus</i> , (Linnaeus, 1758)
	Chaetodontidae	<i>Chaetodon</i>	<i>Chaetodon capistratus</i> , (Linnaeus, 1758)
	Pomacentridae	<i>Chromis</i>	<i>Chromis multilineata</i> , (Guichenot, 1853)
	Labridae	<i>Clepticus</i>	<i>Clepticus parrae</i> , (Bloch & Schneider, 1801)
	Sparidae	<i>Diplodus</i>	<i>Diplodus caudimacula</i> , (Poey, 1860)
	Haemulidae	<i>Haemulon</i>	<i>Haemulon macrostomum</i> , (Günther, 1859)
	Inermiidae	<i>Inermia</i>	<i>Inermia vittata</i> , (Poey, 1860)
Ostraciidae	<i>Lactophrys</i>	<i>Lactophrys bicaudalis</i> , (Linnaeus, 1758)	

Orden	Familia	Género	Especie
Perciforme	Pomacentridae	<i>Microspathodon</i>	<i>Microspathodon chrysurus</i> , (Cuvier, 1830)
	Lutjanidae	<i>Ocyurus</i>	<i>Ocyurus chrysurus</i> , (Bloch, 1791)
	Blenniidae	<i>Ophioblennius</i>	<i>Ophioblennius atlanticus</i> , (Valenciennes, 1836)
	Scaridae	<i>Scarus</i>	<i>Scarus croicensis</i> , (Bloch, 1789)
	Scaridae	<i>Scarus</i>	<i>Scarus guacamaia</i> , (Cuvier, 1829)
	Scaridae	<i>Scarus</i>	<i>Scarus vetula</i> , (Bloch & Schneider, 1801)
	Scaridae	<i>Sparisoma</i>	<i>Sparisoma viride</i> , (Bonnaterre, 1788)
	Sphyraenidae	<i>Sphyraena</i>	<i>Sphyraena barracuda</i> , (Edwards, 1771)
	Pomacentridae	<i>Stegastes</i>	<i>Stegastes dienaecus</i> , (Jordan & Rutter, 1897)
	Pomacentridae	<i>Stegastes</i>	<i>Stegastes partitus</i> , (Poey, 1868)
	Pomacentridae	<i>Stegastes</i>	<i>Stegastes planifrons</i> , (Cuvier, 1830)

Orden	Familia	Genero	Especie
Perciforme	Labridae	<i>Thalassoma</i>	<i>Thalassoma bifasciatum</i> , (Bloch, 1791)
	Belonidae	<i>Tylosurus</i>	<i>Tylosurus crocodilus</i> , (Péron y Lesueur, 1821)

La especie con mayor abundancia fue *Chromis multilineata* (Guichenot, 1853) con 2472 organismos, las especies con menor número de individuos fueron *Sphyaena barracuda* (Edwards, 1771), *Lactophrys bicaudalis* (Linnaeus, 1758), *Haemulon macrostomum* (Günther, 1859), *Diplodus caudimacula* (Poey, 1860), *Acanthurus chirurgus* (Blonch, 1787) y *Acanthurus chirurgus* (Blonch, 1787) con un solo organismo de cada especie. No se pudo identificar a 580 organismos y se les ubicó en la categoría de “No identificados”, este fue el segundo grupo más numeroso.

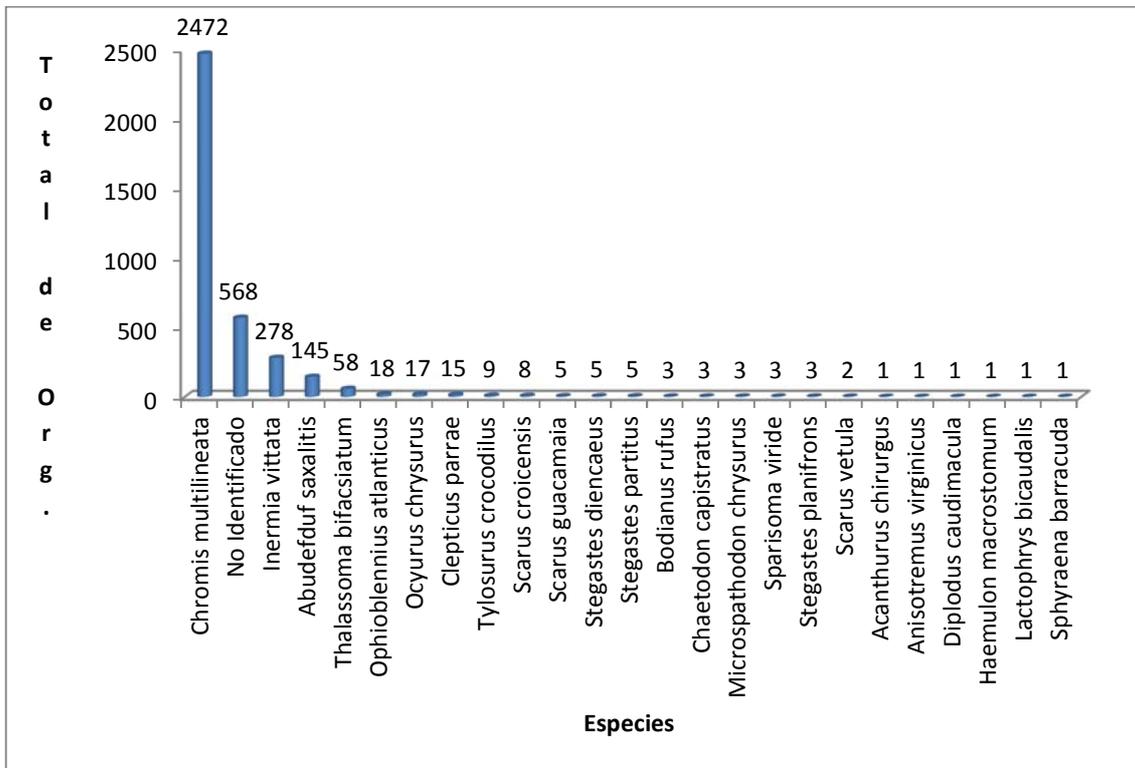


Figura 21. Número total de organismos por especie.

Organismos por Estrato Ecológico

De las 24 especies encontradas se categorizaron 9 especies con hábitos crípticos y 15 con hábitos nectónicos (Tabla 3).

Tabla 3. Se muestra la clasificación de las especies conforme a su estrato ecológico.

Habito	Especie	Habito	Especie
Crípticos	<i>Bodianus rufus</i>	Crípticos	<i>Stegastes planifrons</i>
	<i>Ophioblennius atlanticus</i>		<i>Anisotremus virginicus</i>
	<i>Thalassoma bifasciatum</i>		<i>Lactophrys bicaudalis</i>
	<i>Stegastes diencaeus</i>		<i>Microspathodon chrysurus</i>
	<i>Stegastes partitus</i>		

Habito	Especie	Habito	Especie
Nectónicos	<i>Abudefduf saxalitis</i>	Nectónicos	<i>Inermia vittata</i>
	<i>Acanthurus chirurgus</i>		<i>Ocyurus chrysurus</i>
	<i>Chaetodon capistratus</i>		<i>Scarus croicensis</i>
	<i>Chromis multilineata</i>		<i>Scarus guacamaia</i>
	<i>Clepticus parrae</i>		<i>Scarus vetula</i>

<i>Diplodus caudimacula</i>	<i>Sparisoma viride</i>
<i>Haemulon macrostomum</i>	<i>Sphyraena barracuda</i>
	<i>Tylosurus crocodilus</i>

Lo cual indica que un 38% de la muestra está representada por especies con hábitos crípticos y un 62% de las especies nectónicas del total identificadas (Figura 22).



Figura 22. Porcentaje de las especies crípticas y nectónicas. Los cuales las especies nectónicas son más de la mitad de las especies encontradas.

En cuanto a hábitos (Figura 23), del total de organismos cuantificados se encontraron 2961 organismos de hábitos nectónicos, los que representa el 97% de la muestra, y solo 94 crípticos (3% del total de la muestra).



Figura 23. Porcentaje de los organismos crípticos y nectónicos.

Muestra Mínima

El tamaño de muestra mínima se estimó en 153 bandas que son necesarias para poder obtener el número máximo de especies ícticas presentes en el arrecife. En la Figura 24 se observa que con el número de muestreos obtenidos aún no se alcanzó el punto asintótico para el área de estudio ya que la curva siempre se mantuvo en incremento constante.

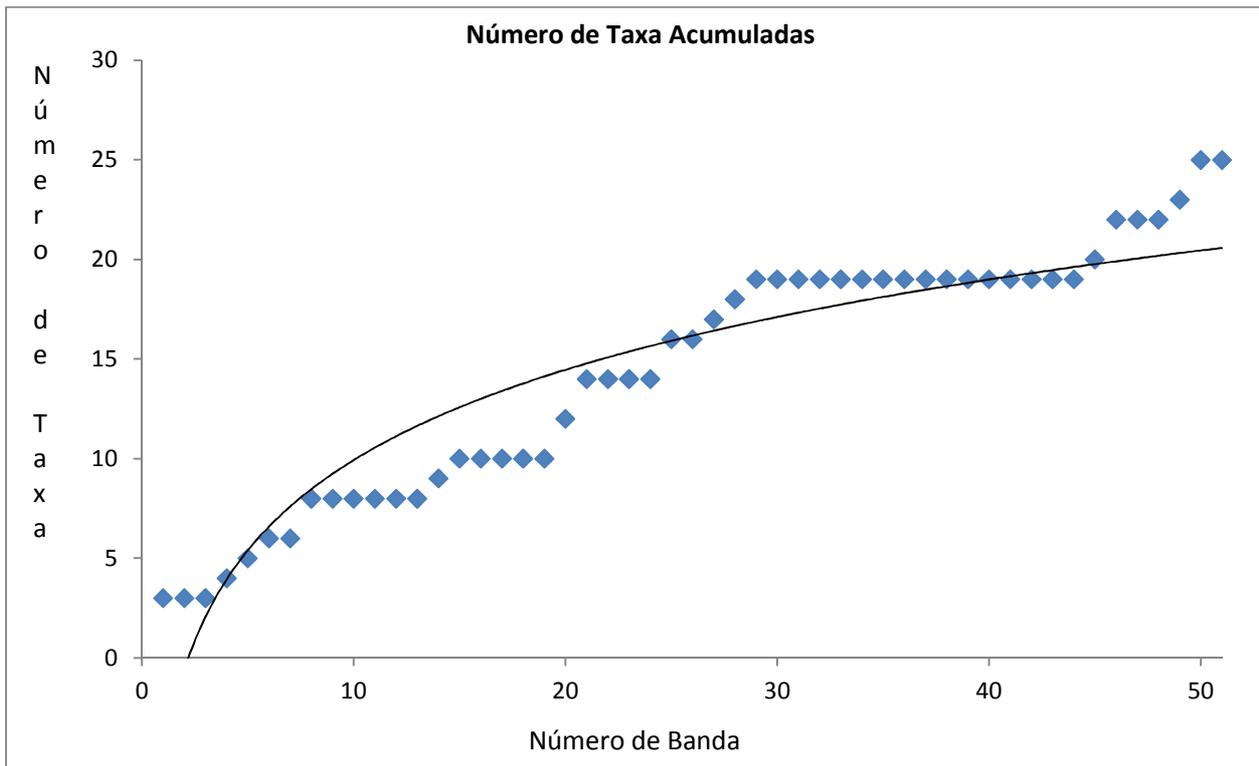


Figura 24. Número de especies acumuladas en los muestreos. Se observa la tendencia en el número de especies está en constante incremento lo que indica no se ha encontrado todas las especies de la área de estudio.

Índices de Diversidad y Abundancia

INDICE DE SIMPSON

El índice de Dominancia de Simpson fue mayor en los muestreos B3, B4 y B2 con valores de 0.953, 0.9511 y 0.9511 respectivamente. Las bandas con menor valor del índice fueron la B1, B6 y B42 con valores de 0.481, 0.444 y 0.118 esto debido a que presentaron una mayor diversidad de especies (Figura 25), con un índice general de 0.49687.

MARGALEF

Según el índice de Margalef los muestreos con mayor diversidad fueron el B2, B3 y B4 con valores de 7.35 en todos ellos. Los muestreos con menor diversidad fueron el B47, B50 y B42 con valores de 4.32, 4.181 y 4.43 (Figura 26), con un índice en el total de los muestreos de 2.928.

ÍNDICE DE SHANNON-WIENER

Los valores más altos para el índice de "Shannon" se encontraron en los muestreos B3, B2 y B4 con valores de 3.181, 3.17 y 3.17 respectivamente. Las bandas con valores más bajos fueron la, B6, B50 y B42 con valores de 0.1.26, 1.21 y 0.34 (Figura 27).

PIELOU

Para el índice de Pielou los valores más altos se encontraron en los muestreos B3, B2 y B4 con valores de 0.976, 0.972 y 0.972. Las bandas con valores más bajos fueron B6, B50 y B42 con valores de 0.38, 0.372 y 0.106 respectivamente (Figura 28).

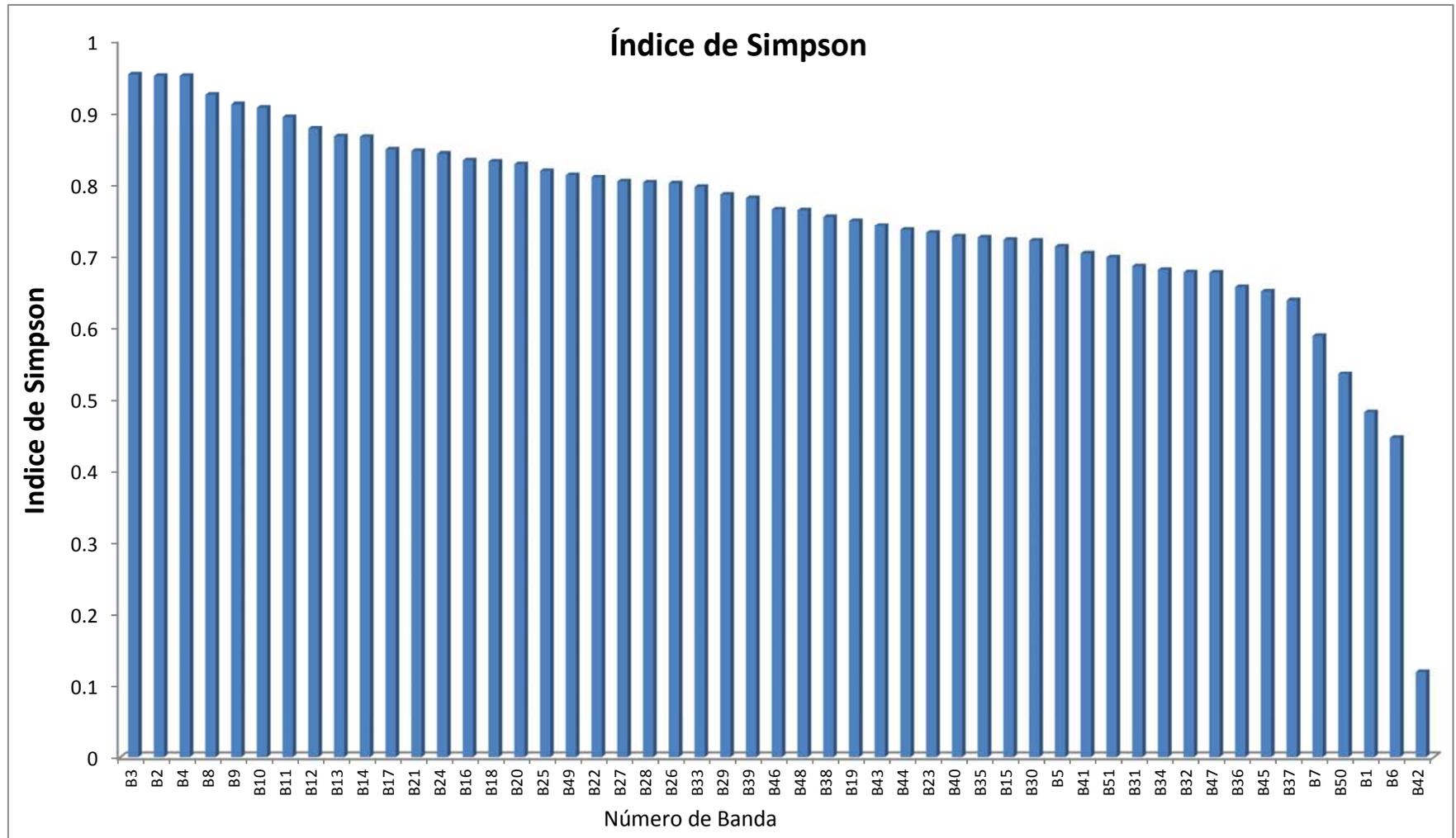


Figura 25. El índice nos indica que los valores más altos se encontraron en las F.B. B3, B4 y B2 con valores de 0.953, 0.951 y 0.951, las bandas con menor valor del índice fueron la B1, B 6 y B42 con valores de 0.481, 0.444 y 0.118.

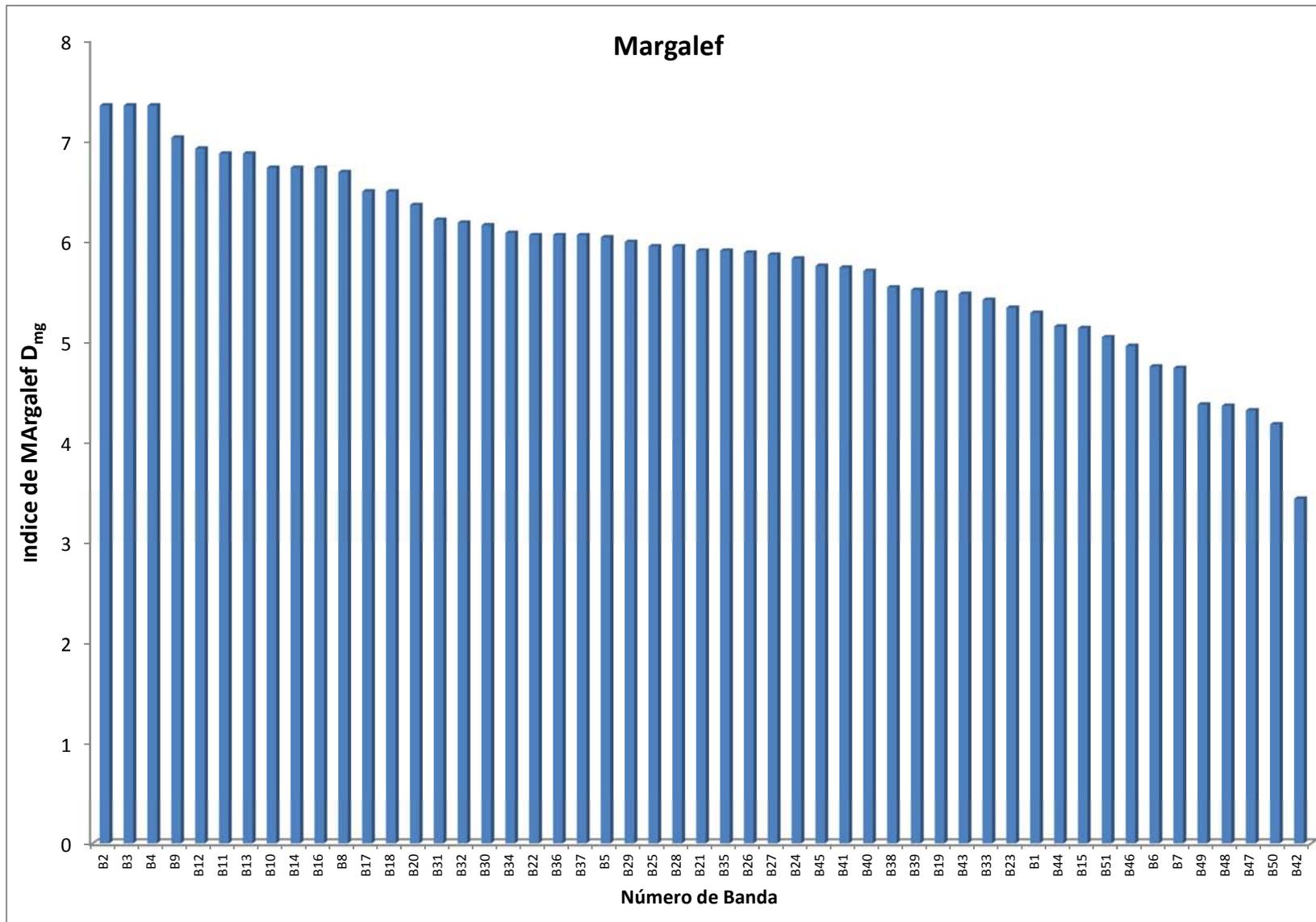


Figura 26. Se muestra la variación en los distintos muestreos del índice de Margalef donde los valores más altos están en los muestreos el B2, B3 y B4 con valores de 7.35 y los valores más bajos son los muestreos B47, B50 y B42 con valores de 4.32, 4.181 y 4.43.

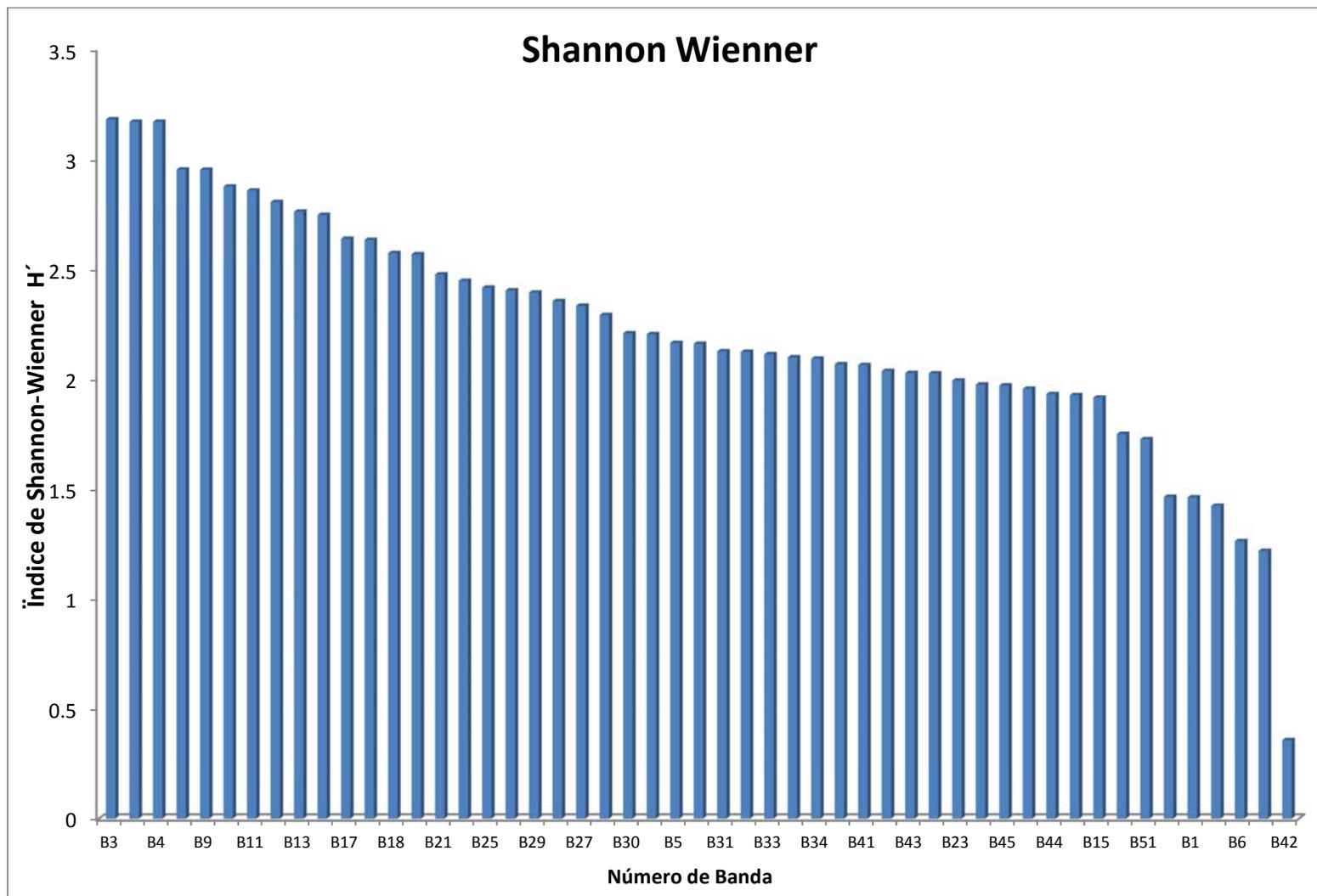


Figura 27. Los muestreos con los valores más altos son el muestreo B3, B2 y B4 con valores de 3.181, 3.17 y 3.17 y los valores más bajos B6, B50 y B42 con valores de 0.126, 1.21 y 0.34.

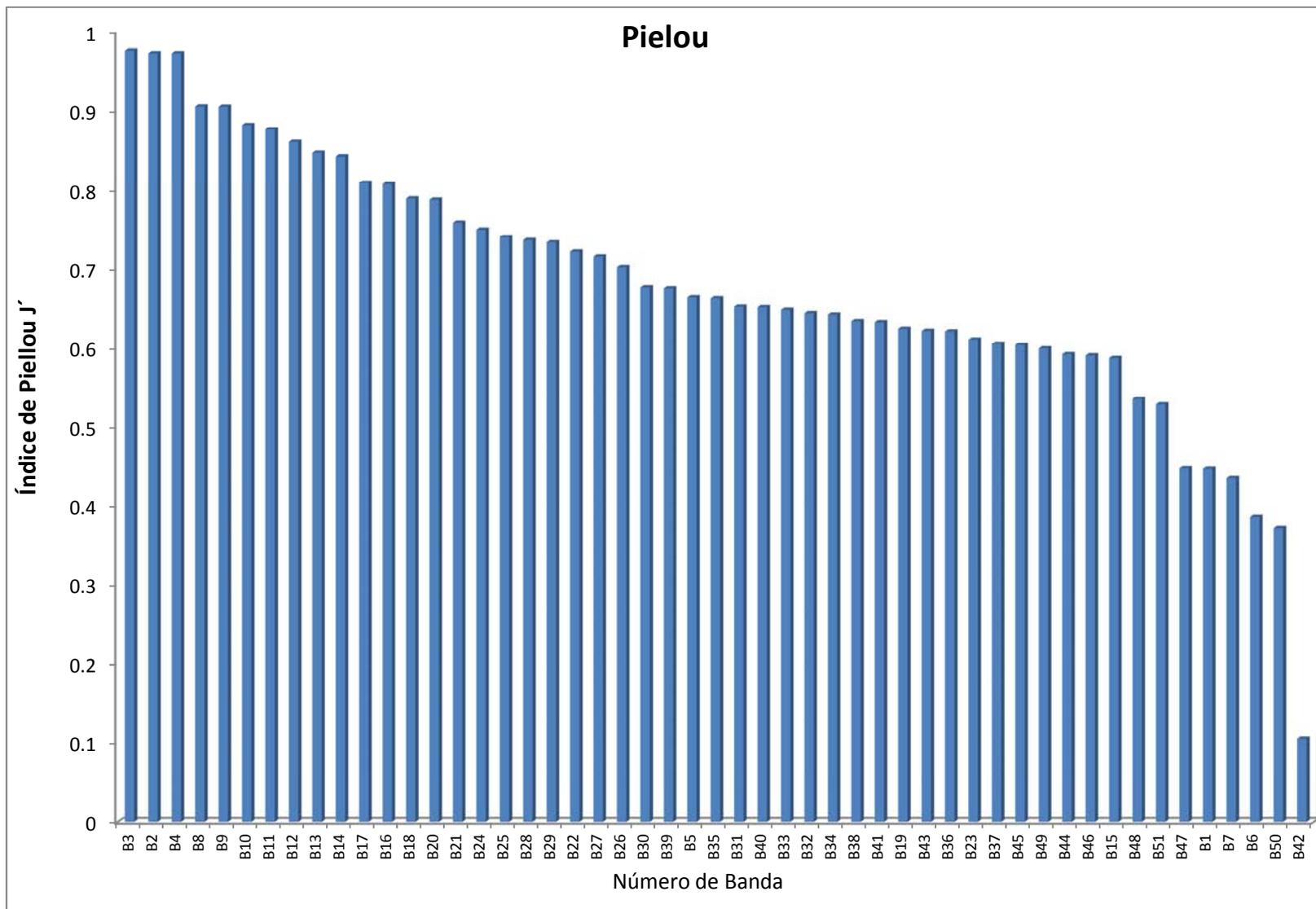


Figura 28. Las bandas donde los valores son más altos B3, B2 y B4 con valores de 0.976, 0.972 y 0.972 y los valores más bajos fueron B6, B50 y B42 con 0.38, 0.372 y 0.106 respectivamente.

Ángulo de Visión para el Fotografiado de Peces Crípticos

Durante el mes de Marzo de 2013 se hicieron conteos de tomas a un ángulo de visión de -45° . En tres bandas efectuadas se registró un total de 94 organismos pertenecientes a 7 géneros con el mismo número de especies. 49 organismos fueron crípticos y 20 nectónicos, sin lograrse identificar a 25 de ellos (Figura 29). Se tuvo un promedio de 31.33 organismos por banda, un promedio de 3 especies por banda, y 0.78333 individuos por m^2 .



Figura 29. Proporción de organismos crípticos. Se detectó un aumento en relación a los muestreos realizados con las cámaras en posición horizontal.

Se obtuvieron 59 organismos en la banda dos (mayor abundancia de organismos), seguida por la banda uno con 28 y por la banda tres con 7 organismos (Figura 30).

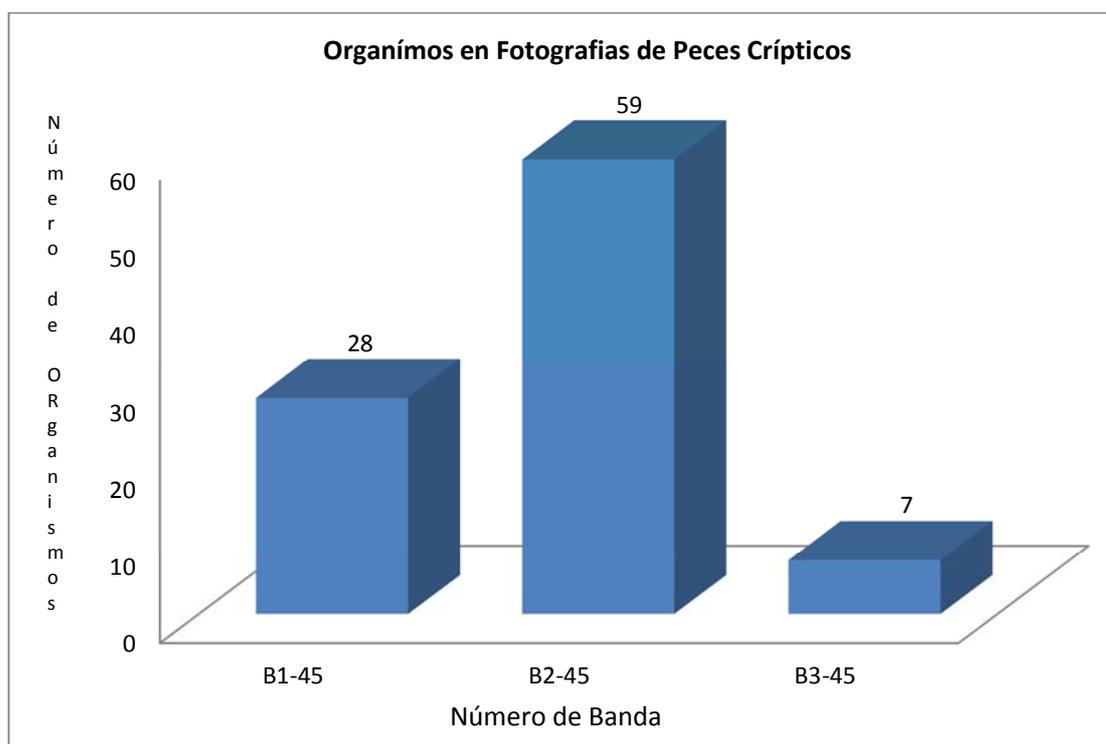


Figura 30. Número total de organismos por muestreos de angula a -45° .

Los organismos identificados pertenecen al orden de los Perciformes, fueron ocho especies de diferentes géneros y familias (Tabla 4).

Tabla 4. Listado de especies encontradas con las cámaras a un ángulo de -45° .

Orden	Familia	Género	Especie
Perciformes	Haemulidae	<i>Anisotremus</i>	<i>Anisotremus virginicus</i> , (Linnaeus, 1758)
	Labridae	<i>Bodianus</i>	<i>Bodianus rufus</i> , (Linnaeus, 1758)
	Pomacentridae	<i>Chromis</i>	<i>Chromis multilineata</i> , (Guichenot, 1853)

Sparidae	<i>Diplodius</i>	<i>Diplodus caudimacula</i> , (Poey, 1860)
Pomacentridae	<i>Microspathodon</i>	<i>Microspathodon chrysurus</i> , (Cuvier, 1830)
Pomacentridea	<i>Stegastes</i>	<i>Stegastes partitus</i> , (Poey, 1868)
Labridae	<i>Thalossoma</i>	<i>Thalossoma bifasciatum</i> , (Blonch, 1791)

Las especies más abundantes a -45° fueron *Chromis multilineata* con 47 organismos y *Thalossoma bifasciatum* con 15 individuos (Figura 31)



Figura 31. Organismos ordenados según su abundancia.

En cuanto a número de organismos separados en crípticos y nectónicos, las tomas a -45° resultaron significativamente diferentes de las tomas horizontales ($P_{(1gl, \alpha=0.05)} = 7.4211e-30$).

Comparación entre C.V.R. y F.B.

Para la estimación de la eficiencia del método propuesto se realizaron dos muestreos simultáneos con ayuda de especialistas en el tema, uno en Bahías de Huatulco, Oaxaca y otro en la Isla Sacrificios, Veracruz. En ambos casos se efectuaron las bandas con el método de C.V.R.

Muestreos Simultáneo Parque Nacional Bahías de Huatulco (P.N.B.H)

CONTEOS NETOS

Los muestreos se realizaron mediante la metodología de Censo Visual Rápido con la misma longitud y ancho de banda ya preestablecidos, a diferencia de los censos visuales tradicionales, nuestros expertos consideraron volúmenes continuos de dos metros de ancho por dos metros de profundidad por el alto de la columna de agua (de superficie a fondo). El proceso de muestreo consistió en lo siguiente: 1) El primer censador ubica la zona de muestreo y realiza mediante buceo libre el primer recorrido anotando y cuantificando los organismos avistados. 2) El segundo buzo hace una segunda ronda efectuando un recuento de los organismos avistados y 3) Se realiza un tercer recorrido en la parte del fondo buscando los organismos crípticos y peces juveniles. Los censos se llevaron a cabo en la Bahía “La Entrega” y en la Bahía “Maguey”, ubicados dentro del P.N.B.H.

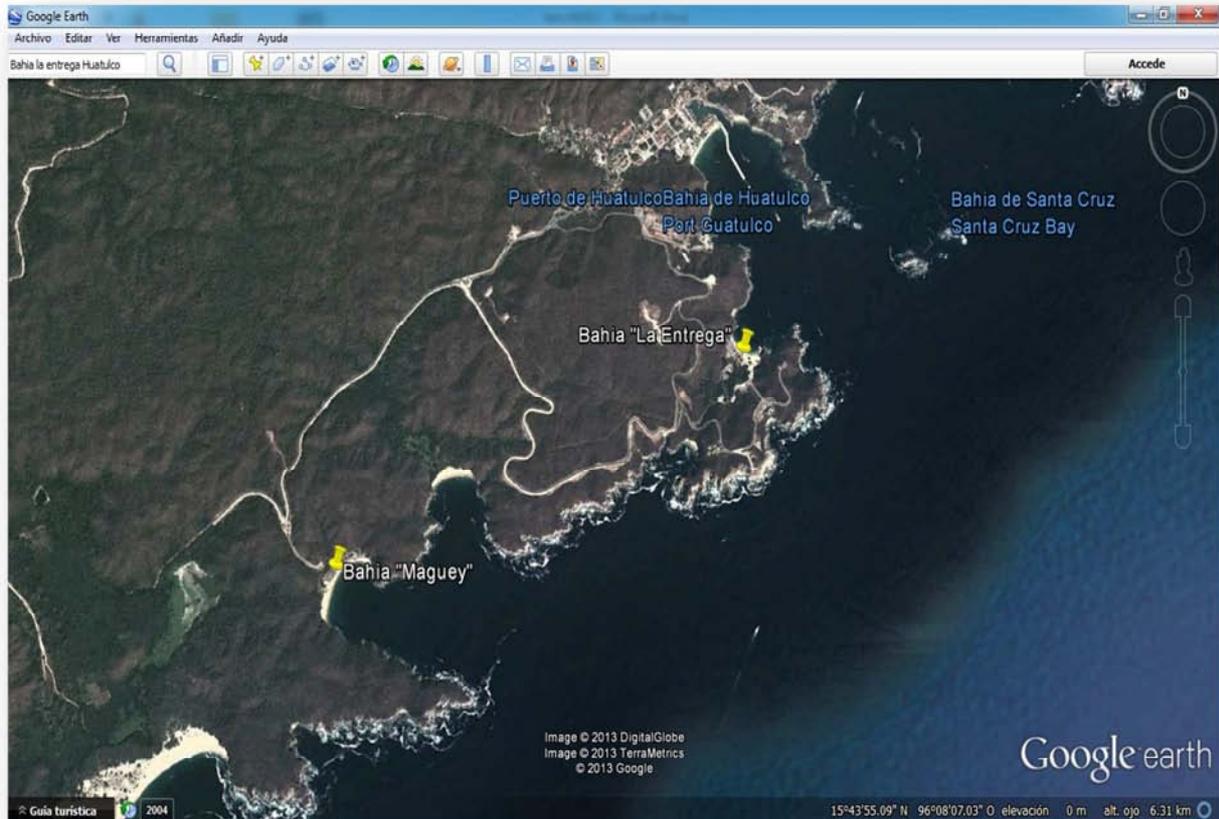


Figura 32 . Ubicación de las zonas de muestreo dentro P.N.B.H., ubicadas en la parte occidental del parque (Google-Earth 2013).

Para la comparación se consideró el número de especies y de organismos. Se hicieron siete bandas simultáneas de F.B. y C.V.R., registrando un total de 244 individuos en las F.B. y 568 individuos en los C.V.R. (Figura 33), se identificaron 6 especies en las F.B. y 37 especies en los C.V.R., obteniendo un promedio de 0.8714 organismos por m^2 en los F.B. y 2.02 por m^2 en los C.V.R. El promedio de organismos por banda de los C.V.R. fue de 81.14 y de 34.85 en los F.B.

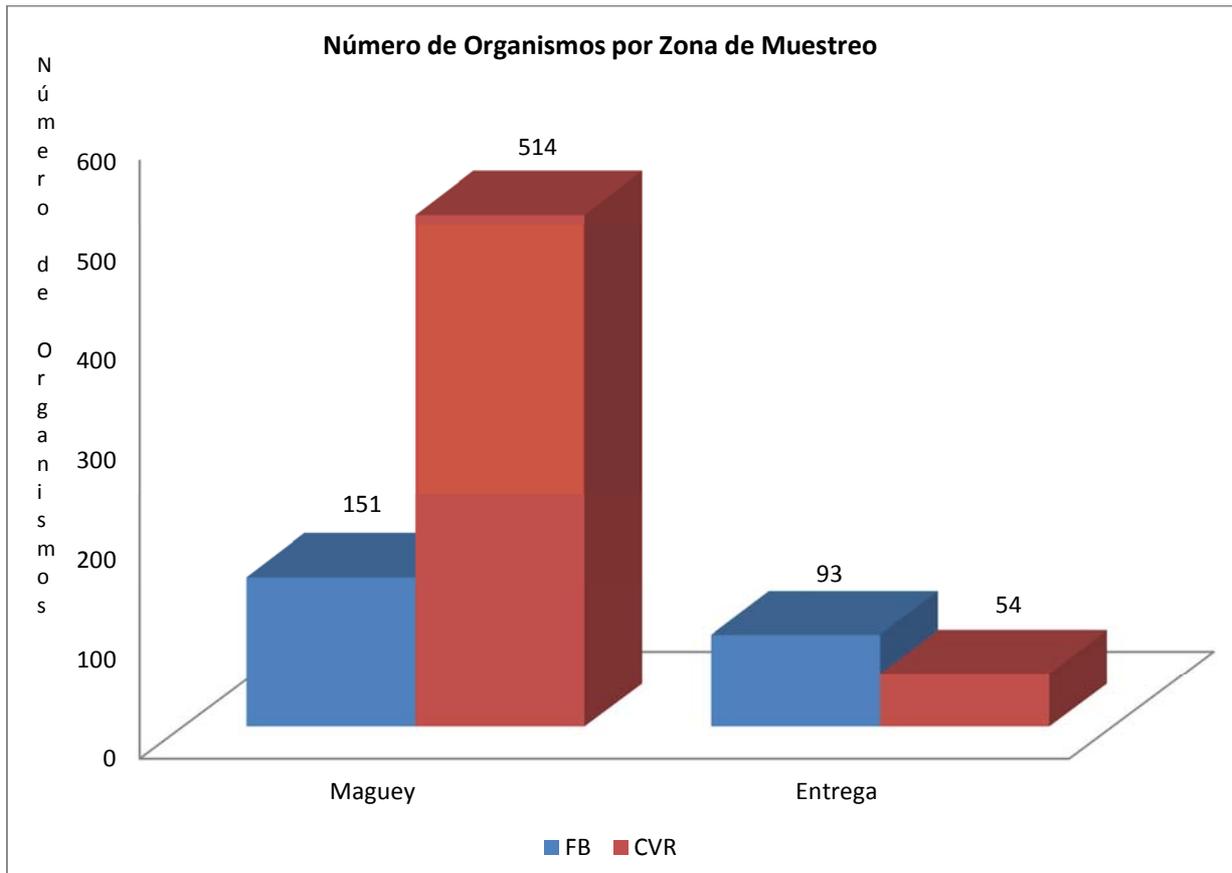


Figura 33. Número de organismos totales en cada bahía en los F.B. y C.V.R.

Los muestreos más abundantes respecto a la cantidad de organismos los encontramos con los C.V.R.; en los muestreos 1, 2 y 3 encontramos 181, 178 y 155 respectivamente, y con los F.B. en los muestreos se contaron 97, 37 y 32 en las bandas 3, 2 y 4 (Figura 34).

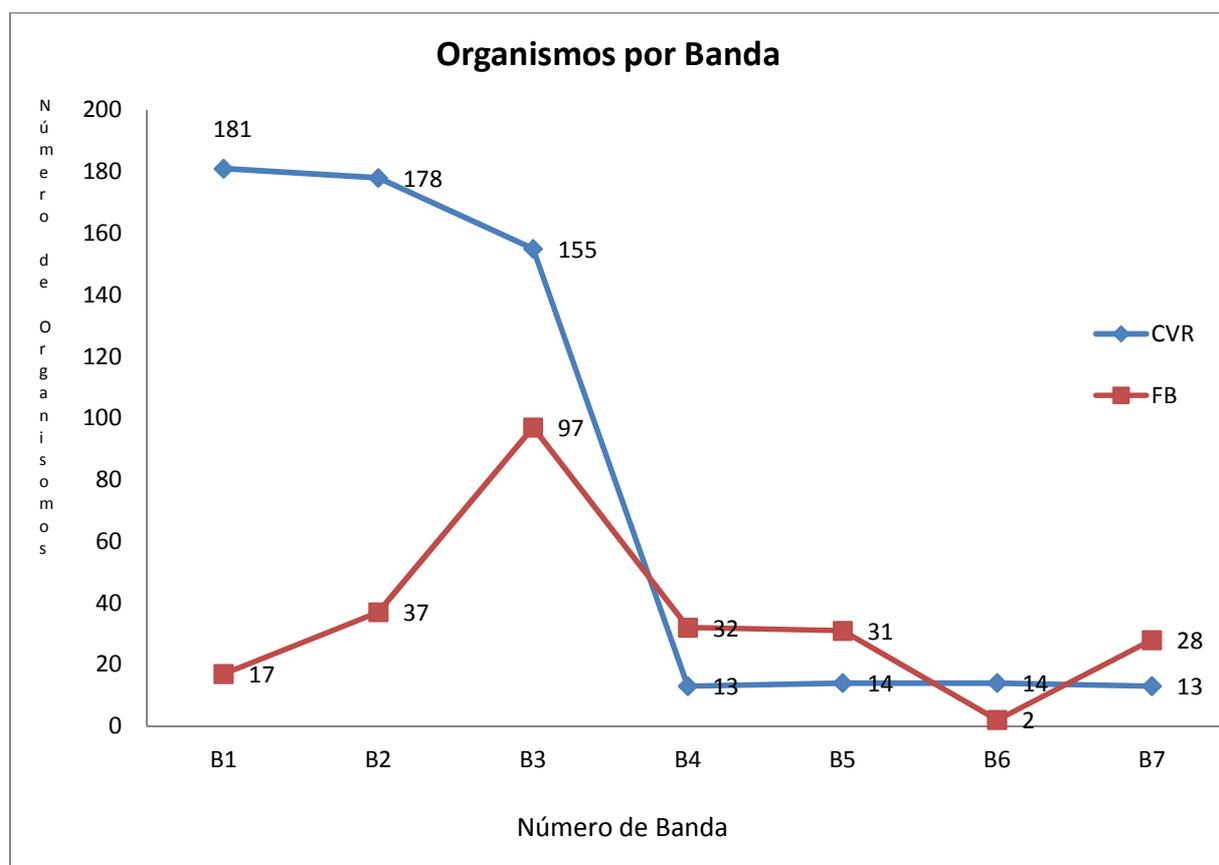


Figura 34. Número de organismos por tipo de muestreo.

CONTEOS NETOS POR ESTRATO ECOLÓGICO

Los conteos totales fueron separados por su estrato ecológico (Críptico y Netónico). El Censador 2 fue el que más taxa reportó, con un valor más alto en la banda dos de 12 taxa; las bandas con menor número fueron las 5, 6 y 7 con 7 taxa respectivamente. El método con que se detectó el menor número de taxa fue el F.B., con 1 taxón en la banda 1 y 6 taxa en la banda 7 (Figura 35).

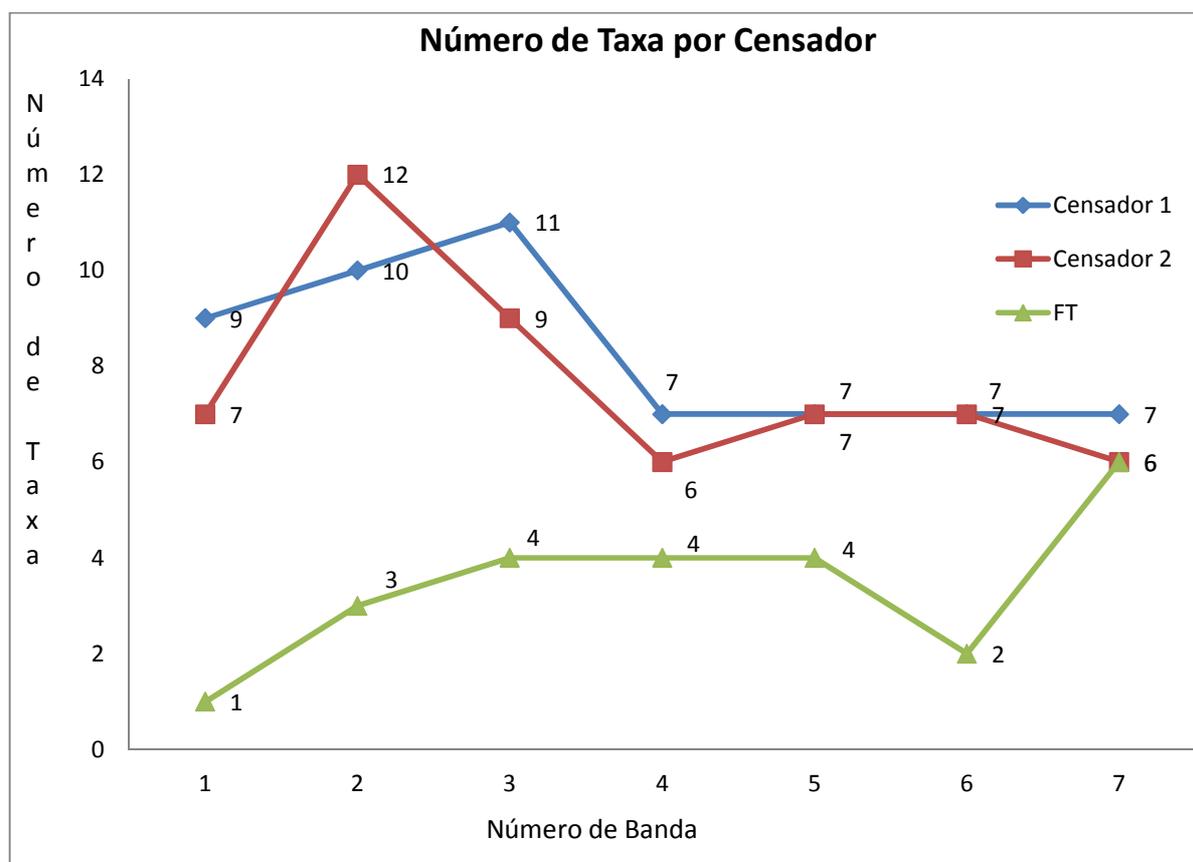


Figura 35. Por número de taxa por censador en este caso los censadores 1 y 2 en los muestreo 5 y 6 tienen el mismo número

Los datos fueron comparados mediante tablas de contingencia, encontrando no diferencia significativa en el número total de taxa ($P_{(1gl, 0.05)} = 0.0118$) entre el Censador 1 y F.B. Tampoco hubo diferencia significativa entre el Censador 2 y F.B. ($P_{(1gl, 0.05)} = 0.0118$).

El Censador 2 fue el que más organismos reportaron; su valor más alto fue de 211 en la banda 4, y su mínimo de 36 en la banda 6. Por otra parte, el método que menor número de organismos registró fue el F.B. con 2 en la banda 6 y 97 en la 3 (Figura 36).

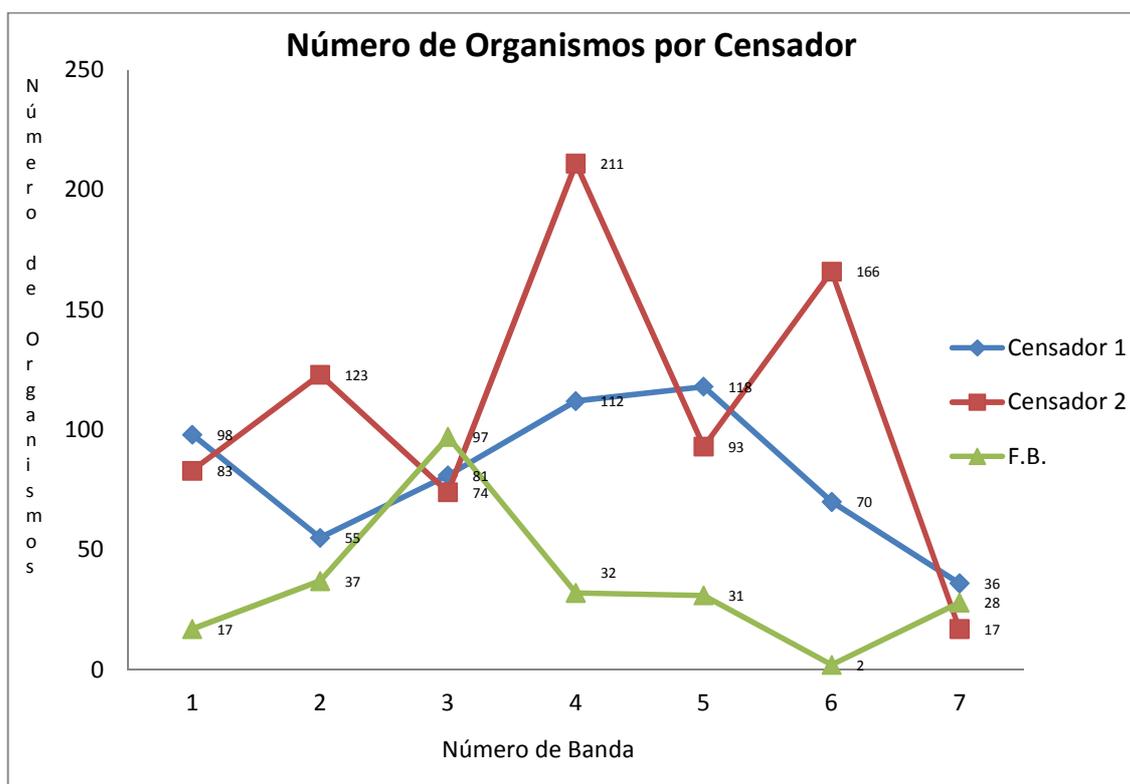


Figura 36. Número de organismos por banda por censador. Se observa que los muestreos del censador 1 y F.B. son los más parecidos en comparación al censador 2 los cuales tiene valores más altos.

Se encontró diferencia significativa entre F.B. y el Censador 1 ($P_{(1gl, 0.05)} = 1.9440 \times 10^{-77}$), y entre el Censador 2 y F.B. ($P_{(1gl, 0.05)} = 1.4030 \times 10^{-93}$)

COMPARACIÓN “VIENDO LO MISMO”

Sólo 4 especies se presentaron en ambos métodos: *Abudefduf troschelii* (con el método de C.V.R. se contaron 50 y con F.B. 4), *Thalosoma lucasanum* (con C.V.R 451 organismos y con F.B. 103), y *Stegastes Acapulcoensis* (con C.V.R. 324 y con F.B. 102). En todos los casos se detectaron más organismos con el método de C.V.R.

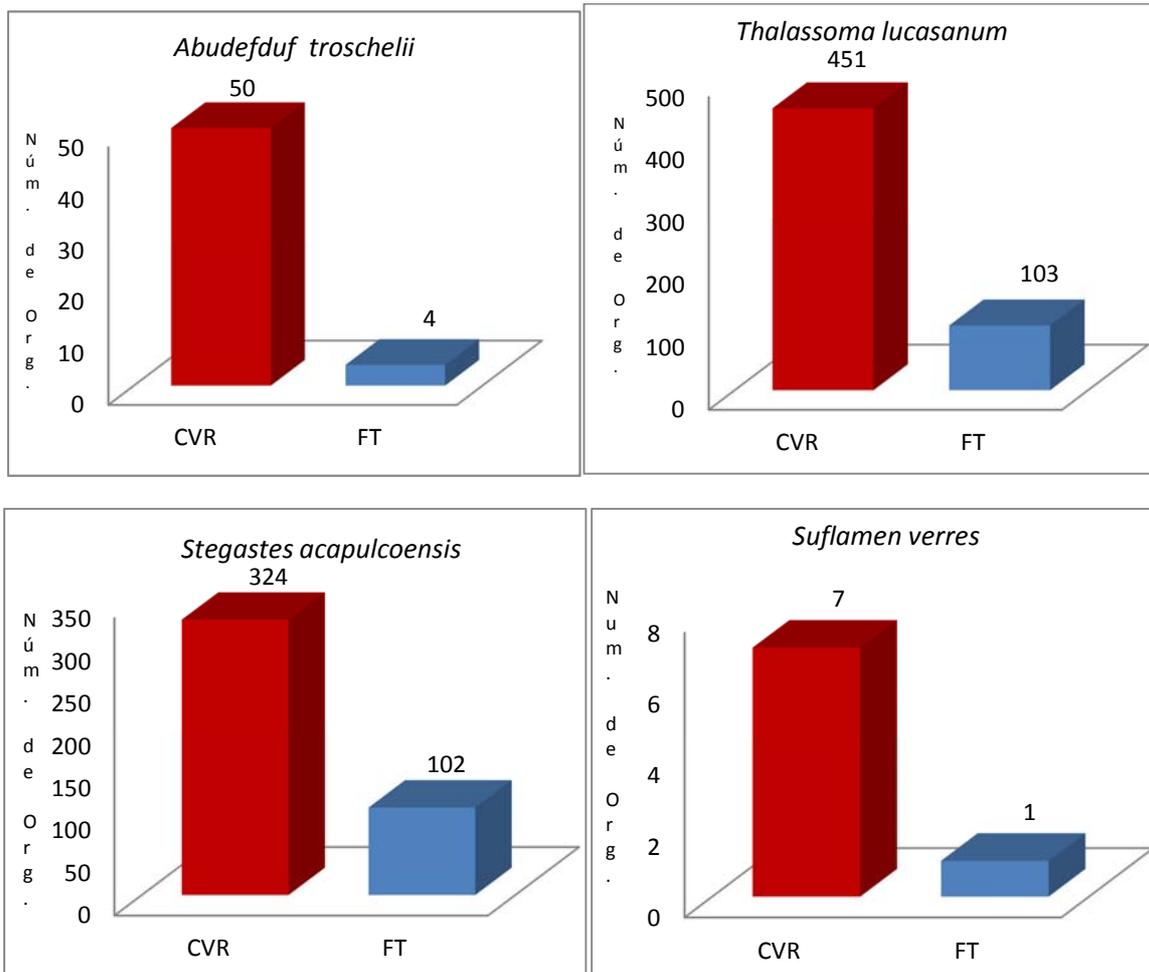


Figura 37. Número de organismo y taxa similares en C.V.R. y F.B. Encontramos que mediante los C.V.R. se detectan un mayor número de individuos

Muestreos Simultáneo Isla Sacrificios, Veracruz, P.N.S.A.V.

CONTEOS NETOS

El segundo muestreo simultáneo se llevó a cabo frente a las costas de la Isla Sacrificios ubicada dentro del P.N.S.A.V. (Figura 38). En este caso los C.V.R. se realizaron con una longitud de 10 m. y un ancho de 4 m. La diferencia respecto a los C.V.R. aplicados en Huatulco estuvo en que el censador prefija una distancia de conteo hacia el fondo de aproximadamente 3 m; el proceso de conteo inicia cuando el buzo avanza dicha distancia y realiza el conteo de los organismos que se encuentren en la columna de agua y posteriormente realiza un conteo de los organismos críticos y juveniles cercanos al fondo.

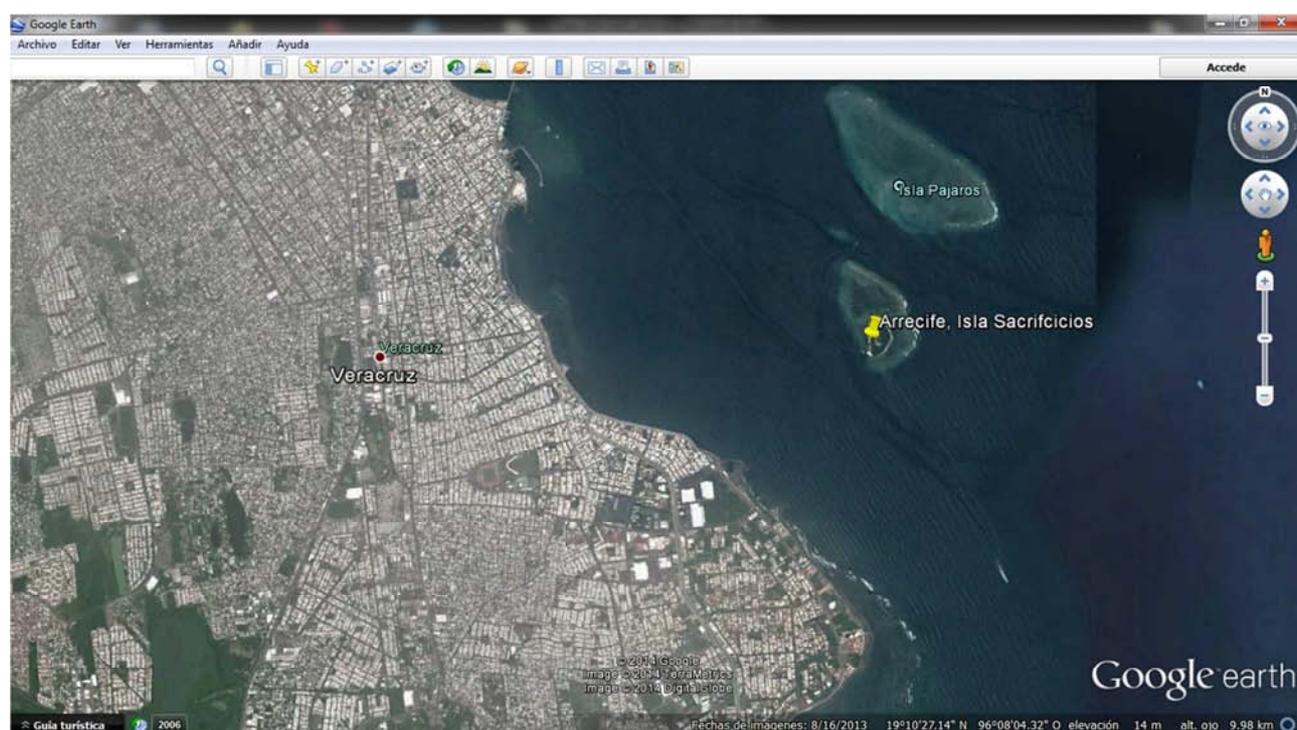


Figura 38 . Ubicación aproximada del muestreo simultáneo (Google-Earth 2013).

Se efectuaron 10 bandas en el caso de los C.V.R., de las cuales se realizaron 5 bandas a 5 m de profundidad y 5 a 15 m; en las F.B. se obtuvo un total de 4 bandas, de las cuales 2 se hicieron a 5 m de profundidad y 2 a 15 m.

Se contabilizó un total de 1433 individuos en los C.V.R. y 29 individuos en los F.B. (Figura 39), con un promedio por banda de 143.3 en los C.V.R. y 7.25 organismos en las F.B.

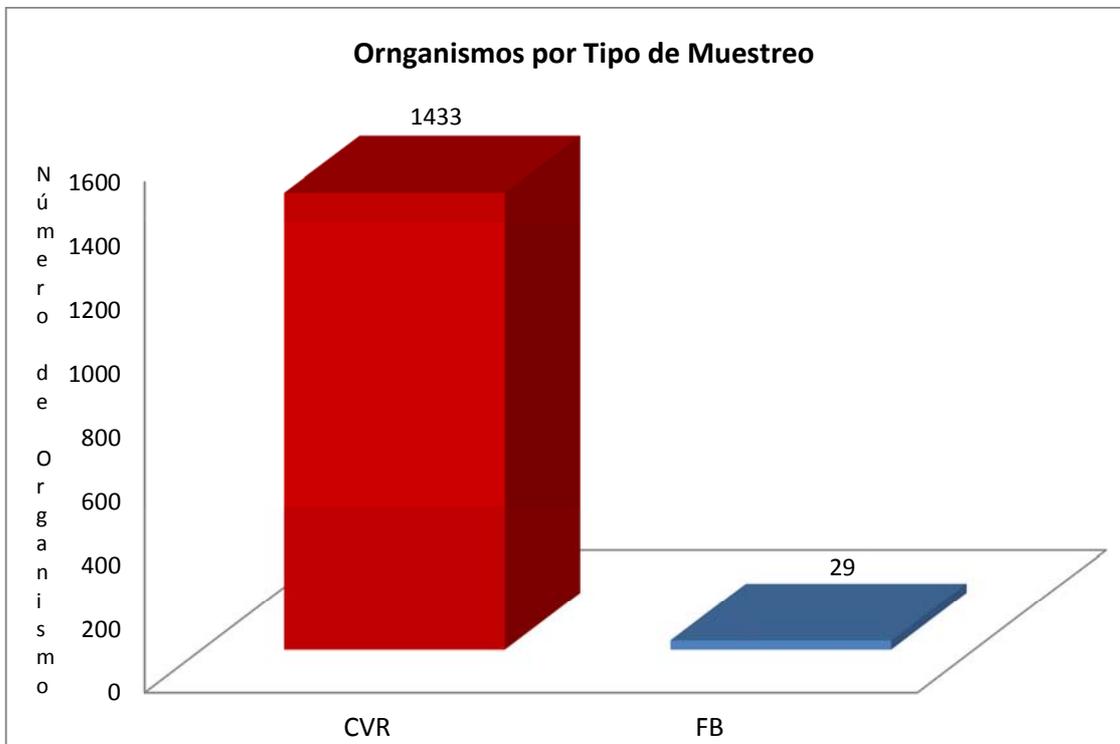


Figura 39. Número de organismos por tipo de muestreo.

Por metro cuadrado se observó un promedio de 3.58 organismos por m^2 en los C.V.R. y 0.181 por m^2 en los F.B. Con un total de 38 taxa en los C.V.R. y 3 en los F.B.; el promedio por banda fue de 4 taxa en los C.V.R. y 0.75 taxa en los F.B.

CONTEOS NETOS POR ESTRATO ECOLÓGICO

Existe diferencia significativa por número de organismos por estrato ecológico entre los C.V.R con las F.B. ($P_{(1gl, 0.05)}=0.0006506$).

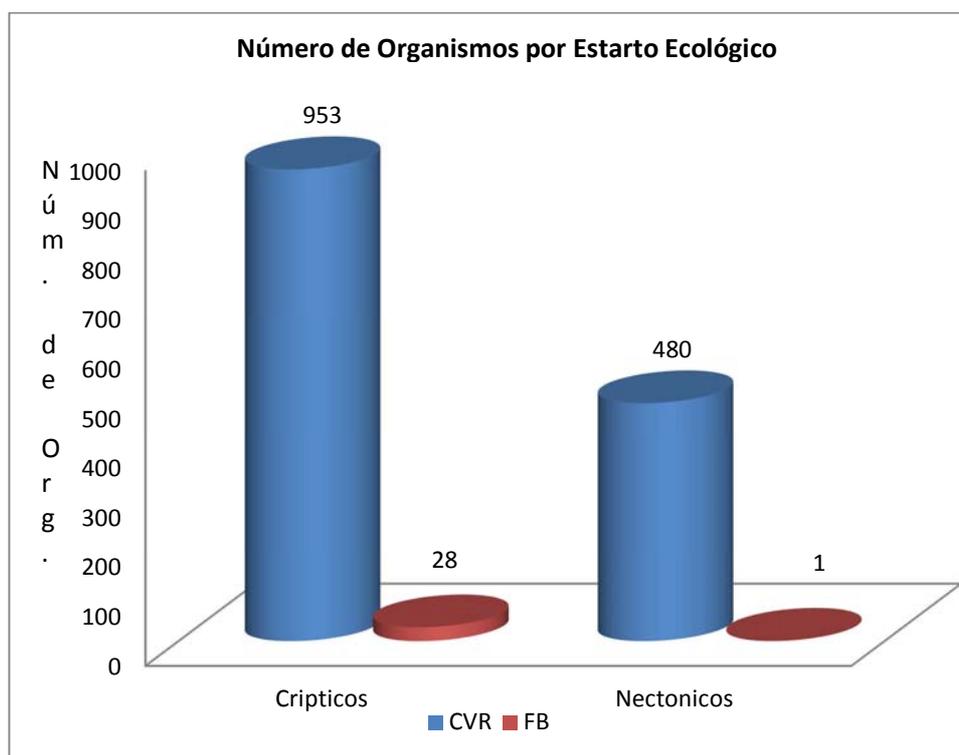


Figura 40. En número de organismos por su estrato ecológico

Por número de taxa se encontró que no existe diferencia significativa entre C.V.R. y F.B. ($P_{(1gl, 0.05)}=0.3789$).

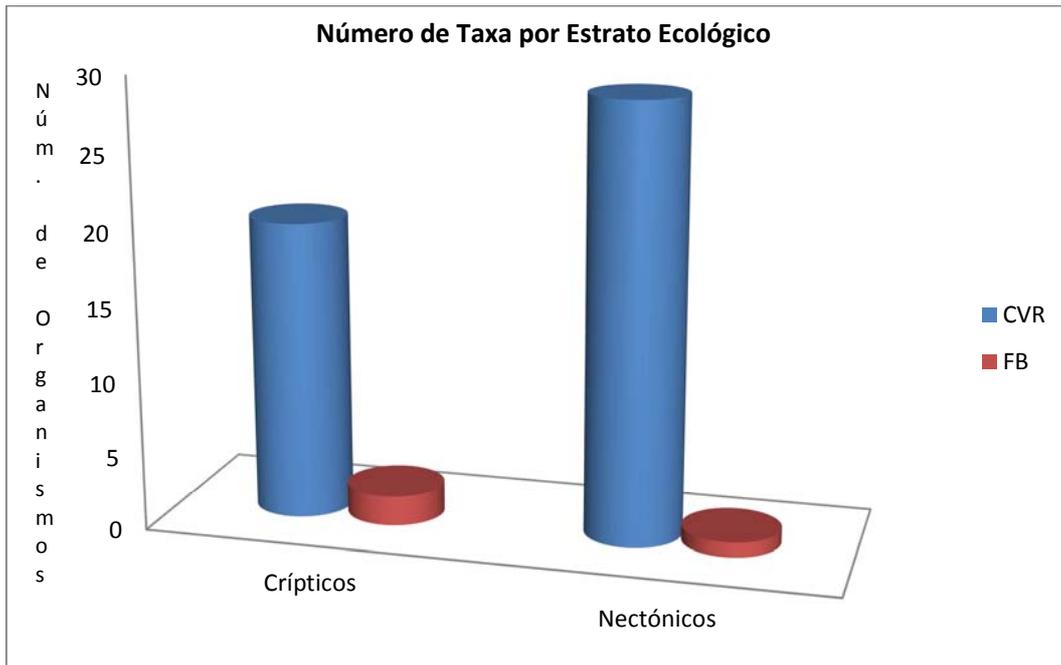


Figura 41. El número de organismos en el caso de los C.V.R. fueron mayores tanto en organismos crípticos como nectónicos

COMPARACIÓN “VIENDO LO MISMO”

Las tres especies que se detectaron tanto en C.V.R. como en F.B. (Figura 42) fueron *Bodianus rufus* (13 organismos para los C.V.R. y 1 organismo para los F.B.), *Chromis multilineata* (124 organismos en los C.V.R. y 27 organismos en los F.B.) y *Thalossoma bifasciatum* (78 organismos en los C.V.R. y 1 organismo en los F.B.).

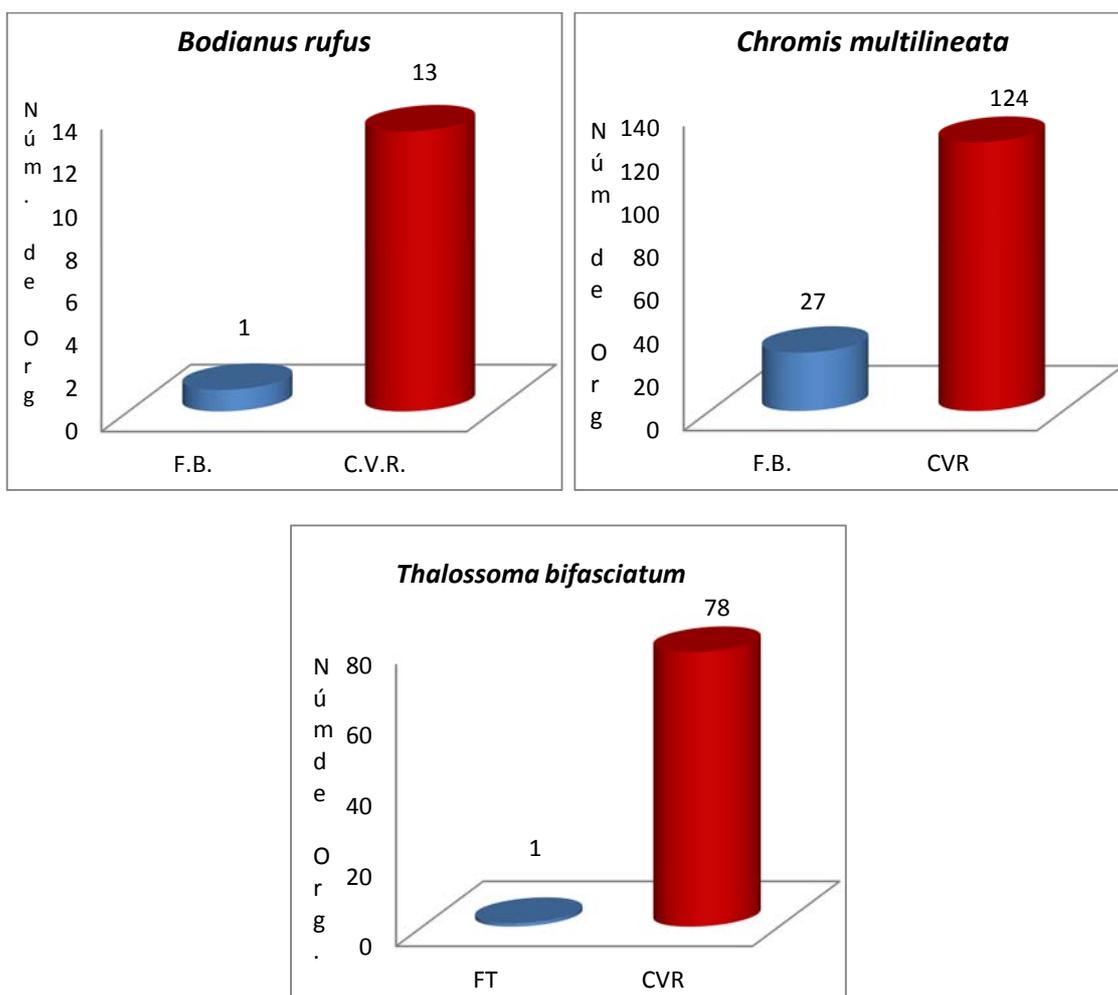


Figura 42. Especies similares en ambos muestreos. Se observa que en los C.V.R. se tiene en los tres casos un mayor número de organismos detectados.

Comparación Datos Publicados Conabio DM0002

CONTEOS NETOS

Después una exhaustiva búsqueda bibliográfica sólo se encontró un trabajo efectuado sobre C.V.R. en el área de estudio de “Arrecife de Santiaguillo”, el cual fue efectuado por el Dr. Horacio Pérez España en el año 2007 como parte del proyecto C.O.N.A.B.I.O. DM0002 (Pérez-España 2008). Éste siguió con una metodología diferente donde los muestreos fueron realizados con una longitud de banda de 10 m y ancho de 4 m.

Mediante el método de los C.V.R. se reportó un total de 4050 organismos contabilizados en 10 bandas realizadas a dos profundidades: 5 bandas a 5 m. y 5 bandas a 15.2 m, encontrándose un promedio de 405 organismos por banda y una densidad de 10.12 organismos por m^2 pertenecientes a 29 especies. En comparación con las F.B. totales tenemos que se efectuó un total de 51 bandas con 3627 organismos y 25 especies (Figura 43).

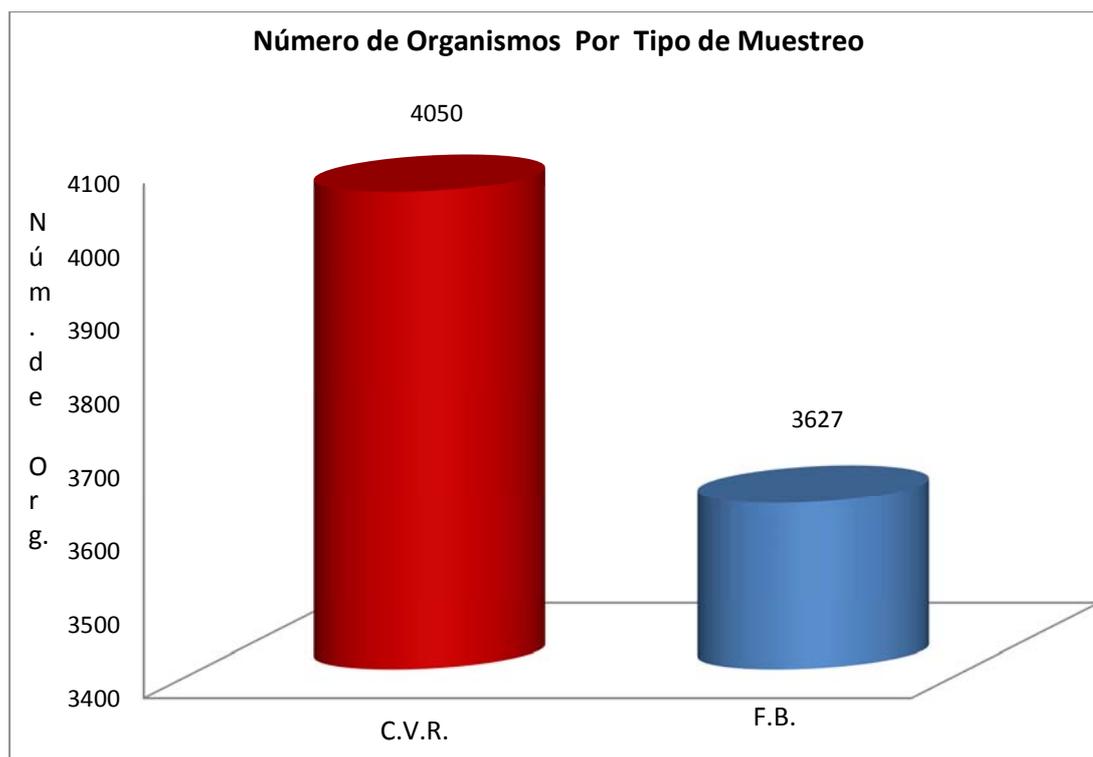


Figura 43. Comparacion de número de organismos encontrados en ambos estudios.

En cuanto al número total de organismos, existe diferencia significativa entre los C.V.R. y las F.B. ($P_{(1gl, 0.05)} = 5.206 \times 10^{-49}$).

CONTEOS NETOS POR ESTRATO ECOLÓGICO

Se ubicaron 2197 individuos como de hábitos crípticos y 1848 individuos como de hábitos nectónicos (Figura 44).



Figura 44. Se reporta una proporción una mayor de organismos nectonicos.

Se encontró una diferencia significativa entre C.V.R. y F.B. ($P_{(1gl, 0.05)} = 2.61131 \times 10^{-09}$) por estrato ecológico.

ABUNDANCIA ESPECÍFICA Y DE ORGANISMOS VIENDO LO MISMO

Las especies detectadas en ambos trabajos se muestran en la siguiente tabla:

Tabla 5. Tabla de especies similares entre C.V.R. y F.B.

Familia	Género	Especie	Hábito
Pomacentridae	<i>Abudefduf</i>	<i>Abudefduf saxalitis</i> , (Linnaeus, 1758)	Nectónico
Pomacentridae	<i>Chaetodon</i>	<i>Chaetodon capistratus</i> , (Linnaeus, 1758)	Nectónico

Familia	Género	Especie	Hábito
Pomacentridae	<i>Chromis</i>	<i>Chromis multilineata</i> , (Guichenot, 1853)	Nectónico
Labridae	<i>Clepticus</i>	<i>Clepticus parrae</i> , (Bloch & Schneider, 1801)	Nectónico
Haemulnidae	<i>Inermia</i>	<i>Inermia vittata</i> , (Poey, 1860)	Nectónico
Pomacentridae	<i>Microspathodon</i>	<i>Microspathodon chrysurus</i> , (Cuvier, 1830)	Nectónico
Lutjanidae	<i>Ocyurus</i>	<i>Ocyurus chrysurus</i> , (Bloch, 1791)	Nectónico
Scaridae	<i>Scarus</i>	<i>Scarus vetula</i> , (Bloch & Schneider, 1801)	Críptico
Scaridae	<i>Sparisoma</i>	<i>Sparisoma viride</i> , (Bonnaterre, 1788)	Críptico
Pomacentridae	<i>Stegastes</i>	<i>Stegastes partitus</i> , (Poey, 1868)	Nectónico
Pomacentridae	<i>Stegastes</i>	<i>Stegastes planifrons</i> , (Cuvier, 1830)	Nectónico
Labridae	<i>Thalossoma</i>	<i>Thalossoma bifasciatum</i> , (Blonch, 1791)	Críptico

Las especies más abundantes fueron *Chromis multilineata* con 2472 individuos en los C.V.R. e *Inermia vittata* en las F.B. con 620 organismos; la especie menos abundante detectada en los C.V.R. fue *Ocyurus chrysurus* con un individuo y en las F.B. fue *Sparisoma viridae* con dos (Figura 45).

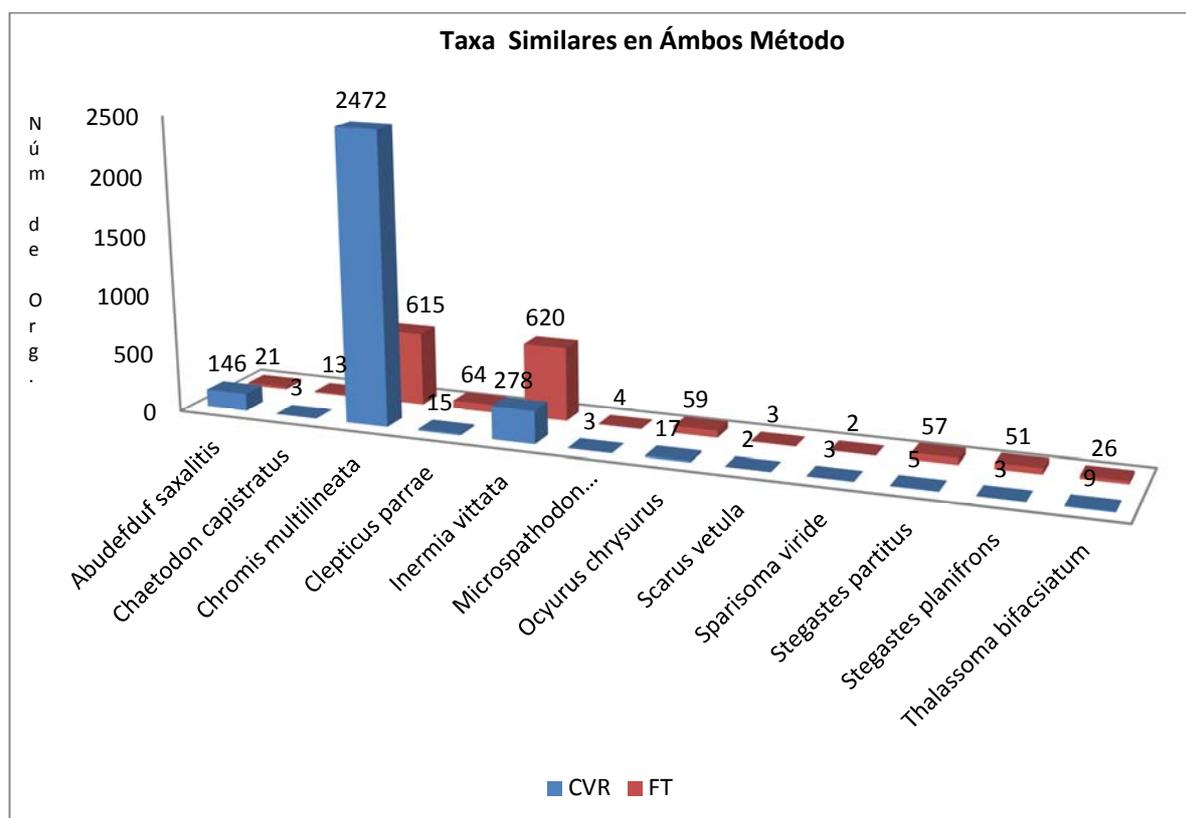


Figura 45. *Chromis multilineata* e *Inermia vittata* en ambos metodos son los organismos mas abundantes.

Se encontró diferencia significativa entre los C.V.R. y las F.B. ($P_{(1gl, 0.05)} = 2.8044 \times 10^{-11}$).

Análisis de Resultados

Para el desarrollo del protocolo se realizaron diversas pruebas preliminares para el establecimiento del mismo esta aunado a la revisión de otros manuales como el A.G.R.R.A y el manual de la NOAA para el estudio de arrecifes encontrados en el Golfo de México, Caribe y otros de la zona. En base a esto encontramos los siguientes problemas, particularidades en cada una de las características que se consideraron importantes y que definieron este nuevo método propuesto y las conclusiones que se llegaron para su establecimiento y a continuación se van a explicar.

Relación Columna de Agua-Fondo

La proporción encontrada entre la columna de agua y fondo de 60%-40% contribuyó al aumento en los conteos de organismos en comparación antes de que se implementara este criterio, como se muestra en la Figura 15. Y un 13% de aumento en comparación con los muestreos horizontales y esto permitió ubicar hasta un 24% más de organismos crípticos (Figura 22). A pesar de ello los conteos fueron pobres respecto a lo encontrado por los C.V.R. (Figura 43). El cambio de ángulo si bien mejoró los conteos de especies crípticas (Figura 22) tampoco se igualaron a los de los reportados en los C.V.R. Cabe mencionar que por la naturaleza de las cámaras, no es posible revisar más a fondo en los recovecos bentónicos, como se hace en los C.V.R., por lo que al parecer los conteos no son comparables con nuestro método.

Longitud y Ancho de Banda

Como se puede desprender de lo encontrado en el capítulo “Longitud y Ancho de Banda”, que fue totalmente posible mantener la unidad de muestreo perfectamente compatible con lo estipulado en la A.G.R.R.A. Ello se debe a que para mantener el ancho de banda deseado (2 m) y la distancia cámara-objeto como se menciona en el capítulo “Distancia Cámara Fondo” se tomó como la distancia adecuada para la obtención de imágenes nítidas y de buena calidad cromática. Desafortunadamente dichas condiciones óptimas se pierden a distancias mayores a 5 m. Esto es también otro factor que repercute en los conteos menos abundantes con nuestro método, ya que en los C.V.R. dicha limitación se puede compensar con la experiencia de los censadores.

Velocidad de Recorrido

Una velocidad muy lenta (Figura 15) implica sobre traslape de imágenes y en consecuencia de organismos, esto afectaba los conteos contribuyendo a la sobreestimación, ya que a menor velocidad algunos de los organismos son atraídos al buzo, lo que provoca redundancia en los conteos de organismos. Una velocidad muy rápida en el recorrido genera menos imágenes obtenidas y por lo tanto menos organismos avistados (Figura 15). A una velocidad excesiva, los organismos tienden a mantener su distancia e incluso a huir del buzo lo que resulta en un censo pobre e incluso nulo. A una velocidad de 1.5 ms^{-1} se tiene el balance adecuado con la probabilidad de que las bandas sean más representativas.

Ya que en los tres escenarios de velocidad, las cámaras produjeron fotografías nítidas dentro del rango de distancias adecuado (20 m), se puede afirmar que el uso de esta velocidad de recorrido de las cámaras es adecuado dentro de los intervalos óptimos probados de distancia, profundidad y velocidad de recorrido.

Resolución de Imágenes

De acuerdo a lo planteado en la sección “Ancho de Banda”, y con lo encontrado en resultados (Resolución de las Imágenes), y considerando la resolución de las imágenes obtenidas (4000 x 3000 píxeles) con las cámaras Canon Power Shot G9, se puede asegurar que el método empleando permite identificar y contar organismos a partir de un tamaño mínimo de 3 cm. La incapacidad de identificar organismos más pequeños o juveniles y organismos más grandes pero a mayores distancias se puede solucionar de dos maneras: 1) Con el cambio dinámico del enfoque de las cámaras para ubicar en primer plano a dichos organismos y 2) Contar con cámaras de mayor resolución, además de la modificación del ángulo a -45° para obtener bandas del fondo con una escala diferente y poder detectar a estos organismos.

Protocolo de Toma de Fotografías

El protocolo resultó fácil de implementar y cumple con las especificaciones estándar de la A.G.R.R.A (Protocolo de Toma de Fotografías), lo que lo hace compatible para la comparación de resultados obtenidos en estudios similares. Todas las consideraciones adoptadas son producto de análisis previo, lo que asegura su operatividad y la toma de material fotográfico de calidad. En casos particulares donde la calidad de las imágenes resultase no es óptima, es posible recurrir al realzado de imágenes para el mejoramiento de las escenas (pág. 42) conforme a un proceso estándar como es el algoritmo de realce automático de color. El seguimiento de las especificaciones acordadas asegura la obtención de datos objetivos, sin la subjetividad del censador y factible de ser analizadas posteriormente por expertos en el tema. El protocolo de toma de fotografías permite la obtención de muestras representativas útiles para la elaboración de parámetros ecológicos de las poblaciones ícticas arrecifales.

Sincronía en Disparo de las Cámaras

La sincronización de las cámaras fue un factor imposible de alcanzar, por lo cual no se profundizó mucho en la toma de medidas precisas de organismos fotografiados *in situ*. Lo anterior debido a que de acuerdo con las especificaciones del fabricante, no es posible sincronizar el reloj interno de las cámaras, por lo cual ambas manejaban tiempos ligeramente diferentes; adicionado a ello, las velocidades de disparo que fueron diferentes (Figura 46) Dado que la relación entre el número de foto y el tiempo en que se hizo la toma seguía una relación lineal para ambas cámaras y que las diferencias eran la pendiente y la ordenada al origen, el sistema mecánico implementado (pág.28) sólo contribuyó a la estimación de la ordenada al origen, la estimación de la pendiente se obtuvo por regresión lineal simple. Con la ecuación, el algoritmo permitió encontrar las imágenes con estampas de tiempo más cercanas para la identificación de pares.

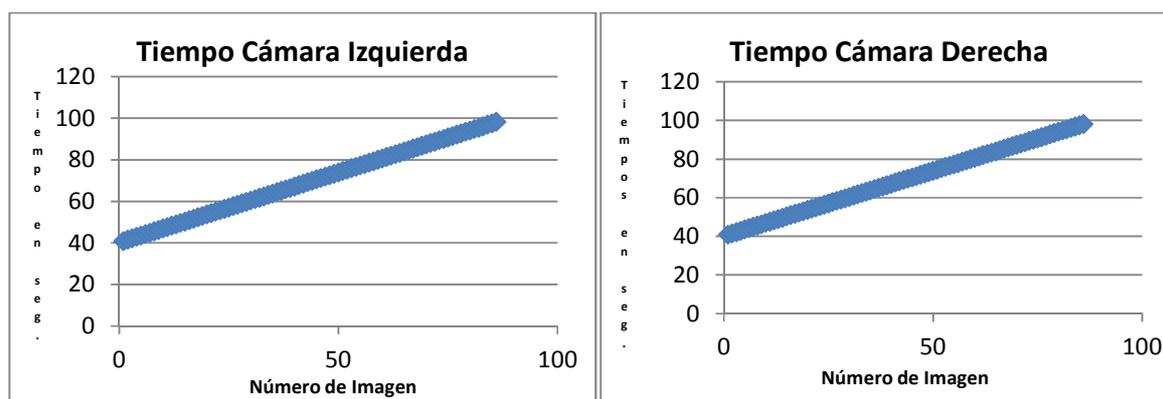


Figura 46. Tiempos de toma en la serie de imagenes. Se puede observar que ambas cámaras tiene tiempos de toma ligeramente disímiles y adicionado a ello las velocidades de disparo.

Biológicamente el panorama se complicó dado que los peces son organismos altamente dinámicos, lo cual implica que el grado de sincronización debe ser muy preciso. En la práctica encontramos que en pares virtualmente simultáneos había organismos que salían en diferentes posiciones, mientras que otros se mantenían lo suficientemente estáticos como para poder ser medidos por geometría 3D.

El problema de la sincronización en las tomas es un problema de tecnología mas no de metodológico, lo que implica que nuestro método de medición será más aplicable según se cuente con cámaras más apropiadas para dicho estudio. Mientras tanto para poder aplicar esta metodología se recomienda hacer las siguientes modificaciones: 1) Emplear un sincronizador digital para conocer con precisión el desfaseamiento entre cada cámara; 2) Buscar la manera de sincronizar los relojes de las cámaras lo más preciso posible para la estimación de la ordenada al origen; 3) Considerar la adquisición de cámaras más rápidas para mejor captura de organismos veloces (30 o más fotos por segundo, serían ideales). En este caso la sincronización de las cámaras no fue funcional buscando el propósito de la medición corporal de los peces en un medio natural ya que requiere de equipo más rápido en su funcionamiento y para estudios posteriores se recomienda aplicar nuestra metodología pero con el equipo ad hoc.

Aunque el número adecuado de bandas para cumplir con la muestra mínima fue de 153 (pág. 64) sólo se hicieron 51 bandas debido a las condiciones meteorológicas adversas encontradas durante varias fechas pre-programadas. Dicho número de bandas se alcanzó en 11 sesiones efectivas de muestreo a lo largo de 2 años; esta cantidad de muestreos es superior a los realizados por los autores con que se comparan resultados en este trabajo (51 bandas Vs 10).

En general se encontró una diferencia notable en conteos entre los C.V.R. y las F.B. Entre los factores que marcaron dicha diferencia se encontró la atención especial que se brinda en los C.V.R. a organismos crípticos y de muy pequeño tamaño

Diversidad y Abundancia

La disminución en abundancia de organismos detectada en el período entre los meses de octubre a marzo, tanto en nuestros resultados como en los reportados en los C.V.R. está asociada a la temporada de huracanes y nortes, donde la calidad del agua no es la más óptima para el desarrollo de los organismos, ya que las poblaciones se ven afectadas por las descargas de los ríos. El máximo de organismos detectado en mayo se debe al término del período de lluvias y huracanes, cuando las condiciones meteorológicas estables garantizan además una mejor visibilidad y por lo tanto facilitan la detección de organismos, contrario a lo ocurrido en temporada de nortes (Vargas-Hernández 1993; Pérez-España 2008)

En cuanto a conteos se obtuvieron resultados muy parecidos entre la metodología de las F.B. y los C.V.R., ello debido a un mayor esfuerzo de muestreo para las F.B., lo que refleja el conteo de mayores densidades con los C.V.R.; entre otros factores como se verá más adelante, los censadores utilizan su visión periférica para el conteo, lo que las cámaras no pueden hacer, ya que el volumen de visión se circunscribe a una pirámide rectangular con el vértice en el centro de montaje de las cámaras.

Listado de Especies

A pesar de los bajos conteos con las F.B, con nuestra metodología fue posible detectar especies consideradas como raras o escasas, las cuales no fueron reportadas en los C.V.R.; a pesar del buen entrenamiento y conocimiento de las especies por los censadores, al tener sólo una oportunidad para observar las especies *in situ*, es más probable que puedan omitir las especies raras y las difíciles de identificar, lo que es menos probable al tener mayor oportunidad de revisar las “fotografías” *a posteriori*, particularmente si el material es analizado por más de un experto. Así mismo, al poder inspeccionar con más detenimiento el material, es posible identificar los especímenes a un nivel taxonómico más detallado y en la mayoría de los casos sin la necesidad de sacrificar o capturar a los organismos.

Organismos por Estrato Ecológico

En los conteos obtenidos de las imágenes se detectó que la mayoría fueron organismos nectónicos (Figura 22), esto se debe a que nuestro sistema no detecta con eficiencia a los organismos crípticos de fondos complejos como los de los sistemas arrecifales. La mayor eficiencia de los C.V.R. radica en que los censadores realizan varios recorridos en la misma banda de muestro en búsqueda específica de dichos organismos. Ya que con nuestro método los recorridos múltiples podrían causar redundancia en los conteos no aplicamos dicha estrategia por temor a que los resultados no fuesen representativos de la zona, sin embargo, en aplicaciones posteriores se podría considerar el conteo diferencial de estratos ecológicos en lotes de fotografías independientes.

Especies Acumuladas

En la Figura 24 se pudo observar que no se efectuó el número necesario de bandas para alcanzar la asíntota conforme al número acumulado de especies, por lo cual se concluye que el número necesario de bandas para que los conteos de especies sean estadísticamente representativos debe ser mayor al que se realiza en la mayoría de los estudios publicados. Otro factor que influyó en que encontrásemos más especies que las reportadas en otros estudios fue que nuestros muestreos se hicieron en diferentes tiempos del ciclo anual, lo anterior refleja que existe una alta dinámica en las

poblaciones ícticas, ya que muchas de estas especies no son residentes del arrecife sino que son migratorias o visitantes. Un ejemplo de las diferencias en presencia-ausencia asociadas a temporadas del año está en *Inermia vittata*, que sólo se encuentra dentro del arrecife durante los meses de verano. Considerando lo anterior, se recomienda hacer también muestreos nocturnos, particularmente en sitios donde se sospeche que puedan existir especies diferentes a las encontradas durante el día; esto ayudaría a contar con una muestra más representativa del arrecife en función de las condiciones estacionales, nictimerales y ecológico-ambientales.

Índices de Diversidad

Encontramos que el estado de las comunidades ícticas del arrecife “Santiaguillo” como se muestra en los índices de diversidad obtenidos están entre los siguientes parámetros: La dominancia de Simpson nos indica que existe una abundancia y diversidad relativamente buena con un valor de 0.58 (pág. 65). El índice de Margalef nos indica que las comunidades ícticas dentro del arrecife no son muy diversas pero si muy abundantes presentando un valor de 7.45 (Moreno 2001), esto se debe a que encontramos bancos de peces pertenecientes a la misma especie, como es el caso de *Chromis multilineata* y *Thalassoma lucasanum* estos datos coinciden con los datos de los muestreos realizados con C.V.R. (pág. 84 y pág. 87). Con Shannon-Wiener tenemos un valor de 3.21, el cual indica que existe una buena diversidad y riqueza de organismos presentes en el arrecife (Magurran 2005).

Angulo de Visión para el Fotografiado de Peces Cripticos

Con la implementación del ángulo de visión a -45° se esperaba una mejora definitiva para la subestimación de los organismos crípticos, pero la mejora no fue suficiente. Por las características de las cámaras y la metodología planteada, la detección de organismos crípticos si bien mejoró, estadísticamente, el aumento no fue crucial (la diferencia en comparación a lo encontrado con los muestreos realizados de manera horizontal no fue significativa: pág. 71). Por lo anterior, para la obtención de muestras más representativas se recomienda mantener la utilización de los muestreos en sentido horizontal, además de la realización de más pruebas para la elaboración de una metodología específica para la evaluación de organismos crípticos en sitios con topografía compleja.

Muestreo Simultáneo (Realizado en el Parque Nacional Bahías de Huatulco)

Con los C.V.R. se obtiene el doble de organismos y tres veces el número de especies que en los FB (pág. 81). Al entrevistar a los censadores en busca de una explicación de tales diferencias, se nos comentó que su metodología considera los siguientes dos aspectos: 1) Mediante de buceo libre, el censador hace primeramente una separación entre estratos superficial, medio y de fondo, posteriormente hace el conteo conforme a los estratos preestablecidos. 2) El censador realiza un barrido de la zona, contando todos los organismos identificables a su alrededor sin ajustarse a un área fija establecida y sin determinar un límite de fondo para su conteo. Esta variante además de explicar las mayores densidades detectadas con los C.V.R., abre dudas sobre el grado de automatización y objetividad de los conteos.

Muestreo Simultáneo (Realizado en Isla “Sacrificios”, Parque Nacional Sistema Arrecifal Sistema Arrecifal Veracruzano).

Con la realización de los muestreos simultáneos en la isla “Sacrificios” se esperaba ver una similitud en los muestreos obtenidos, pero como se observar en la Figura 39, los resultados en el número de organismos y de especies entre ambos métodos son totalmente diferentes. Por las características de las cámaras sobre la detección de los organismos y la metodología de conteo de los C.V.R. notamos que no es posible comparar en este caso los resultados de ambos métodos, cabe la duda sobre la identificación y conteo de los organismos en el momento de realizar el censo, ya que estos conteos pueden ser muy subjetivos y en la mayoría de los casos se tiende a sobre estimar estos individuos (Bozec 2011; Dickens 2011). Para poder hacer una discrepancia entre ambos métodos se recomienda poder hacer comparaciones de los datos obtenidos por un tercer método evaluador, como es el de captura y conteo o captura y recaptura realizados en la misma zona de estudio, esto para poder comparar los datos y saber cuál se acerca más a la realidad del estado de las poblaciones ícticas en el arrecife.

Comparación con Datos Publicados (CONABIO DM002)

En el caso de los datos comparados con el informe CONABIO DM002 (Pérez-España 2008) tenemos que en número neto de organismos y de especies se tiene una mayor similitud entre ambos métodos, a pesar de que los C.V.R. se realizaron con una metodología diferente. En el caso de los F.B. fue necesario un mayor número de muestreos para lograr estos resultados (51 Vs 10), esto se debe a que los F.B. toman una área menor que el campo de visión del buzo, por eso es necesario la toma de un mayor número de F.B. para poder tener números similares. Estos se pueden mejorar con el uso de cámaras con una mayor resolución o con lentes gran angular, con esto se aumentaría el área de conteo y se espera tener que realizar un menor número de F.B.

Conclusiones

El protocolo metodológico basado en la fotogrametría estereoscópica, permite la identificación, conteo y medición de organismos de forma comprobable y repetible para la obtención de datos *in situ* de las poblaciones ícticas arrecifales cumpliendo con el establecimiento de parámetros de metodológicos para el logro exitoso de su objetivo.

La aplicación del protocolo para la evaluación de parámetros ecológicos (índices de diversidad y abundancia) en las comunidades ícticas arrecifales, constituyó una forma rápida de evaluación de sus condiciones ecológicas, generando parámetros útiles para la toma de decisiones encaminadas a su conservación.

La diferencia encontrada en eficiencia entre la nueva metodología respecto a los C.V.R. no puede ser concluyente en número de especies como en número de organismos, ya que la variabilidad inherente en los C.V.R. es muy alta. A falta de un tercer método, es recomendable repetir el estudio con C.V.R. más estandarizados. Para aumentar la eficiencia en los F.B. es necesario mejorar la capacidad para la obtención de medidas más precisas, la detección de organismos bentónicos, y la detección de organismos menores a 5 cm de longitud. Ello se lograría con mayor tecnología (cámaras más rápidas y de mayor resolución, y desarrollo de nuevos sistemas de fotografiado).

Anexos

Anexo 1

Listado de Especies

Abudefduf saxatilis

(Linnaeus, 1758)

- **Nombre común:** Damisela tigre o Payaso
- **Alimentación:** Pequeños crustáceos del fondo y algas
- **Venoso:** No
- **Agresividad:** No
- **Reacción a los buzos:** Curioso
- **Observación:** Limpiadores naturales del arrecife como son organismos como tortugas marinas.



Acanthurus chirurgus

(Blonch, 1787)

- **Nombre común:** Arpón, Pez Doctor o Pez Cirujanos
- **Alimentación:** Algas y Materia orgánica
- **Venoso:** No
- **Agresividad:** No
- **Reacción a los buzos:** Mantiene la distancia



Anisotremus virginicus

(Linnaeus, 1758)

- **Nombre común:** Pez Puerquito
- **Alimentación:** Algas y Materia orgánica
- **Venoso:** No
- **Agresividad:** No
- **Reacción a los buzos:** Mantiene la distancia



<p><i>Bodianus rufus</i> (Linnaeus, 1758)</p>	<ul style="list-style-type: none">• Nombre común: Pez Perro Español• Alimentación: Alimenta de pequeños moluscos e invertebrados• Venoso: No• Agresividad: No• Reacción a los buzos: Mantiene su distancia• Observaciones: Estos organismos son extraídos muy cotidianamente de su habitat para ser introducidos en colecciones privadas.•	
<p><i>Chaetodon capistratus</i> (Linnaeus, 1758)</p>	<ul style="list-style-type: none">• Nombre común: Pez mariposa o Mariposa de cuatro ojos• Alimentación: Pequeños invertebrados del fondo• Venoso: No• Agresividad: No• Reacción a los buzos: Se muestra curioso• Observación: Nadan en parejas son relativamente comunes en zonas someras de arrecifes	
<p><i>Chromis multilineata</i> (Guichenot, 1853)</p>	<ul style="list-style-type: none">• Nombre común: Doncella, Damisela o Candil• Alimentación: Plancton• Rareza: Común• Venoso: No• Agresividad: No• Reacción a los buzos: Curioso• Observación: Su habitat son laderas escarpadas donde forma grupos de alimentación.	

<p><i>Clepticus parrae</i> (Bloch & Schneider, 1801)</p>	<p>Nombre común: Sin Datos Alimentación: Zooplancton Venoso: No Agresividad: No Reacción a los buzos: Indiferente, Mantiene la distancia Observación: Habita en laderas de arrecife hacia el mar abierto de vez en cuando en los arrecifes poco profundos</p>	
<p><i>Diplodius argenteus</i> (Poey, 1860)</p>	<p>Nombre común: Chopa Alimentación: Plantas y Algas Venoso: No Agresividad: No Reacción a los buzos: Indiferente, Mantiene la distancia Observación: Se encuentra en aguas costeras poco profundas, sobre todo en el agua clara sobre fondos rocosos y coralinos; los jóvenes pueden formar agregaciones</p>	
<p><i>Haemulon macrostomum</i> (Günther, 1859)</p>	<p>Nombre común: Jiniguaro de baja Alimentación: Pequeños crustáceos y Zooplancton Venoso: No Agresividad: No Reacción a los buzos: Indiferente y mantiene su distancia Observación: Durante el día los adultos se reguardan en los arrecifes y en las noches se alimentan en mar abierto</p>	

Inermia vittata

(Poey, 1860)

Nombre común: Boga
Alimentación: Otros peces y pequeños crustáceos.
Venoso: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Se muestran curiosos cuando se encuentran en grandes comunidades.
Observación: Se localizan cerca de las costas y de noche entra a zonas profundas para alimentarse



Lactophrys triqueter

(Linnaeus, 1758)

Nombre común: Pez Cofre o Pez Torito
Alimentación: Alimenta de pequeños crustáceos y pólipos de coral expuestos
Venoso: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observaciones: Se alimenta de pólipos de corales que extrae con la ayuda de sus dientes y un chorro de agua que succiona a los pólipos hacia su boca.



Microspathodon chrysurus

(Cuvier, 1830)

Nombre común: Damisela cola Amarilla, Damisela Neón
Alimentación: Plantas y Algas
Venoso: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observaciones: Los adultos se encuentran en aguas muy poco profundas de los arrecifes de coral, por lo general se encuentra cerca de la parte superior donde hay cuevas, agujeros y abundante coral de fuego



Ocyurus chrysurus

(Bloch, 1791)

Nombre común: Rubia
Alimentación: Pequeños crustáceos, algas y material orgánica
Veneno: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Mantiene distancia
Observaciones: Se alimenta de principalmente de noche en mar abierto, durante el día se resguarda en las grietas y recovecos en los arrecifes



Ophioblennius atlanticus

(Valenciennes, 1836)

Nombre común: Blenio de labios rojos
Alimentación: No hay datos
Veneno: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observación: Hábitos en aguas superficiales y claras con fondos de coral o roca



Scarus croicensis

(Bloch, 1789)

Nombre común: Pez Perico
Alimentación: Detritus y algas incrustadas en el coral
Veneno: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observación: Encontrado sobre aguas claras y poco profundas, generalmente sobre lechos de Thalassia



Scarus guacamaia

(Cuvier, 1829)

Nombre común: Pez Perico, Vaquitas o Arcoíris
Alimentación: Algas y Moluscos incrustados en el coral
Venoso: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observación: : Estos organismos erosionan rocas y corales con su rádula en busca de alimento



Scarus vetula

(Bloch & Schneider, 1801)

Nombre común: Pez Perico, Vaquitas
Alimentación: Algas y Moluscos incrustados en el coral
Venoso: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observación: Estos organismos erosionan rocas y corales con su rádula en busca de alimento



Sphyraena barracuda

(Edwards, 1771)

Nombre común: Gran Barracuda, Picudo
Alimentación: Otros Peces con posibilidad de canibalismos
Venoso: No
Agresividad: Si
Reacción a los buzos: Territorial, con posibilidad de ataques repentinos
Observación: Le atraen objetos brillantes los cuales intentara atrapar con sus poderosas mandíbulas



Stegastes diencaeus

(Jordan & Rutter, 1897)

Nombre común: Doncella, Damisela
Alimentación: Algas
Venoso: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observación: Adultos habitan los arrecifes de coral y rocosos de lagunas protegidas y zonas costeras



Stegastes partitus

(Poey, 1868)

Nombre común: Bicolor
Alimentación: Plantas y Algas
Venoso: No
Agresividad: No
Reacción a los buzos: Tímido y mantiene la distancia
Observación: Agresivo territorial, sólo en torno a un área pequeña



Stegastes planifrons

(Cuvier, 1830)

- **Nombre común:** Damisela, Doncella
- **Alimentación:** Detritus
- **Venoso:** No
- **Agresividad:** No
- **Reacción a los buzos:** Tímido y mantiene la distancia
- **Observación:** Adultos protegen grandes territorios, perseguirá a los intrusos de todos los tamaños, incluyendo buzos



Thalassoma bifasciatum

(Gill, 1862)

- **Nombre común:** Lábrido
- **Alimentación:** Materia orgánica
- **Venoso:** No
- **Agresividad:** No
- **Reacción a los buzos:** Curiosos
- **Observaciones:** Viven en comunidades en las cuales pueden cambiar de sexo según se requiera



Tylosurus crocodilus

(Péron & Lesueur, 1821)

- **Nombre común:** Picudo
- **Alimentación:** Peces
- **Venoso:** No
- **Agresividad:** No
- **Reacción a los buzos:** Tímido y mantiene la distancia
- **Observación:** Hábitos superficiales, aguas claras con fondos de coral o roca



Anexo 2

Manual Operativo para la Toma de Foto Bandas

Introducción

En este trabajo se implementa una metodología alternativa para reducir los sesgos que presentan los censos visuales disminuyendo el criterio de los censadores, esto bajo el principio de no tocar. Esta nueva metodología se basa en la utilización de fotografía subacuática y retoma los fundamentos de los principales protocolos vigentes para este tipo de estudios, entre ellos el A.G.R.R.A (Atlantic and Gulf Reef Assessment), (Lang 2010); el método incluye equipo y programas de cómputo *ad hoc* como herramientas para la obtención de resultados rápidos y confiables para el diagnóstico del estado de las comunidades ícticas arrecifales.

Equipamiento

BUCEO

La preparación consiste en la verificación de cada uno de los componentes y el buen estado y funcionamiento de cada parte. Los componentes considerados son: equipo personal (neopreno, visor, aletas, snorkel y lastre), y equipo S.C.U.B.A. (Chaleco compensador, regulador y tanques de aire comprimido). En cuanto al equipo S.C.U.B.A., el chaleco no debe presentar filtraciones ni estar sucio, las válvulas deben estar limpias y ajustar fácilmente; el regulador debe estar limpio y ajustar perfectamente con el tanque e inflador del chaleco; las boquillas no deben presentar fugas y el aire debe fluir sin esfuerzo. Los tanques deben estar limpios, llenos de aire conforme a las normas establecidas y con O´rings en perfecto estado; siempre se debe verificar que las fechas de inspección, mantenimiento y pruebas hidrostáticas se mantengan conforme a cédula.

CÁMARAS

Las cámaras utilizadas no necesariamente deben de ser una marca, estilo o tipo específico la principal característica es que tenga la opción de poder sumergirse entre parámetros de 5 a 15 metros de profundidad. En nuestro ejemplo se utilizaron cámaras de marca Canon modelo Power Shot G9, están dispuestas en “housings” para inmersión submarina. El sistema está diseñado para la toma de imágenes en ráfaga en estéreo a lo largo de una banda y cuenta con un mecanismo de disparo simultáneo (Figura 47).



Figura 47. Mecanismo de disparo sincronizado de las cámaras: El disparo se efectúa de manera mecánica con un sistema de chicotes y pasadores, el cual activa la toma de imágenes de manera simultánea.

Las cámaras están colocadas en una barra de aluminio, con una configuración geométrica convergente a un punto a 2.0 m de distancia con un ángulo de visión aproximado de 43.3° y una distancia entre cámaras de 20.1 cm (Figura 48). El sistema está estabilizado con dos flotadores y un par de contrapesos para mantener la horizontalidad del plano y una flotabilidad neutra. Lo que contribuyen a la facilidad de manipulación del equipo bajo el agua.

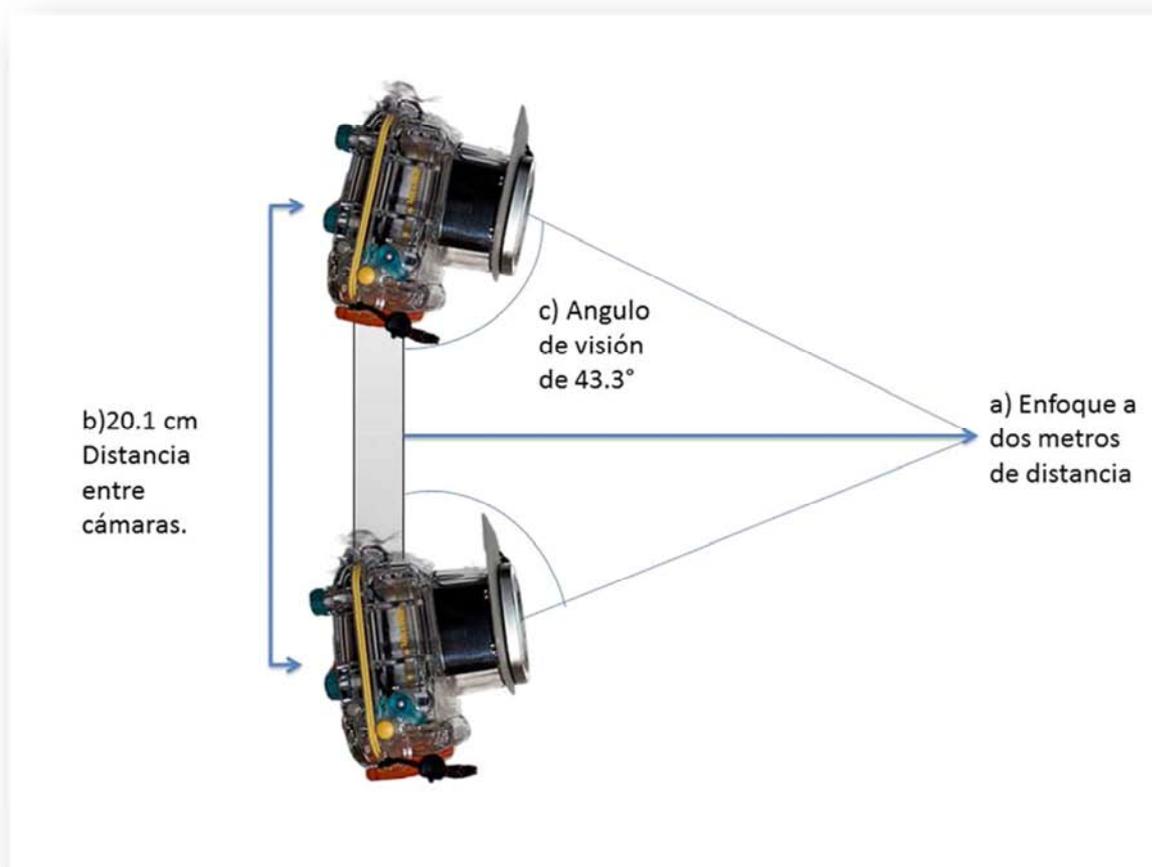


Figura 48. Parámetros de la visión estereoscópica. a) punto de enfoque, b) distancia de separación de las cámaras y c) ángulo de inclinación de las cámaras (Plaza 2013).

Para la medición de la banda se recomienda la utilización de una cuerda o cinta métrica graduada en metros con el tamaño mínimo requerido para la banda que debe de ser de 20 m como se muestra en la Figura 49, esto conforme el manual de la A.G.R.R.A (Lang 2005) y el manual de la REAT (Labrosse 2002), con el fin de hacer compatible los censos a los realizados en otros estudios para posibles comparaciones futuras.



Figura 49 .Cinta métrica para el establecimiento de la longitud la banda.

Elección del Punto de Muestreo

Un sitio adecuado para la realización del muestreo debe ser una zona con una profundidad recomendada entre 5 y 15 m (si es necesario una mayor profundidad para la búsqueda de comunidades ícticas específicas, hacer un plan de trabajo para los buceos a esas profundidades), avistar una plataforma de un mínimo de área de 100 m x 100 m en la cual se tenga arrecifes ya sea de coral o rocosos homogéneos.

BANDAS ALEATORIAS

Para la selección de la ubicación de las bandas aleatorias se debe tomar en cuenta la profundidad, el tamaño del área a muestrear, el tipo de fondo existente y siguiendo las reglas establecidas en el apartado anterior, aparte se debe considerar la siguiente mecánica de selección del sitio.

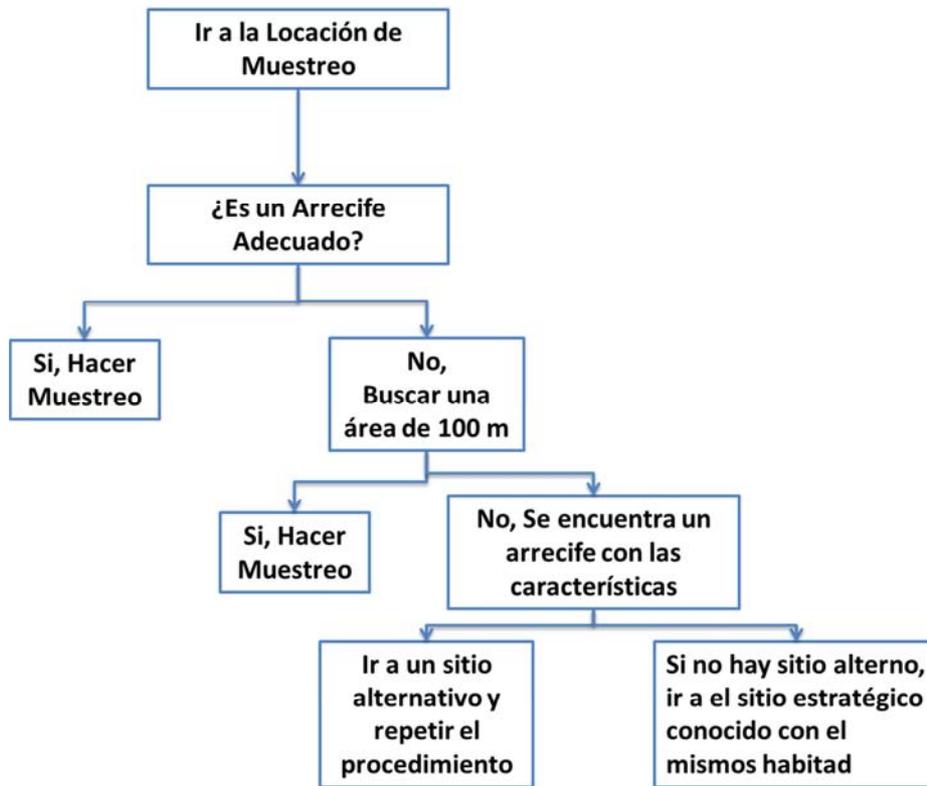


Figura 50 .Mecánica para selección de sitio para la obtención de muestreos al azar (Lang 2010).

Con esto se asegura que los muestreos sean estandarizados sin importar el sitio seleccionado y las condiciones que se encuentren.

PROTOCOLO DE TOMA DE MUESTRA

El protocolo de toma debe de seguir los siguientes principios: a) el número óptimo de buzos para realizar el trabajo debe ser tres, b) la metodología más adecuada para el fotografiado debe ser la siguiente: Los tres buzos se sumergirán en un punto geo-posicionado hasta alcanzar una distancia de 2m en relación al fondo o a una profundidad máxima de 15 m para asegurar una iluminación adecuada; Posteriormente, el primer buzo permanecerá en el sitio de inicio de la banda a 2 m del fondo y sostendrá un extremo de la cinta métrica, lo que asegurará la ubicación precisa y evitará que la cinta métrica dañe el fondo marino; los otros dos buzos realizarán el muestreo, para ello el segundo buzo llevará consigo una brújula y la cinta métrica, la cual irá liberando conforme avance para garantizar que ésta se mantenga a la profundidad y dirección del muestreo con el propósito de guiar al tercer

buzo; el tercer buzo conducirá las cámaras y vigilará que las tomas se encuentren entre los parámetros adecuados (Figura 51).

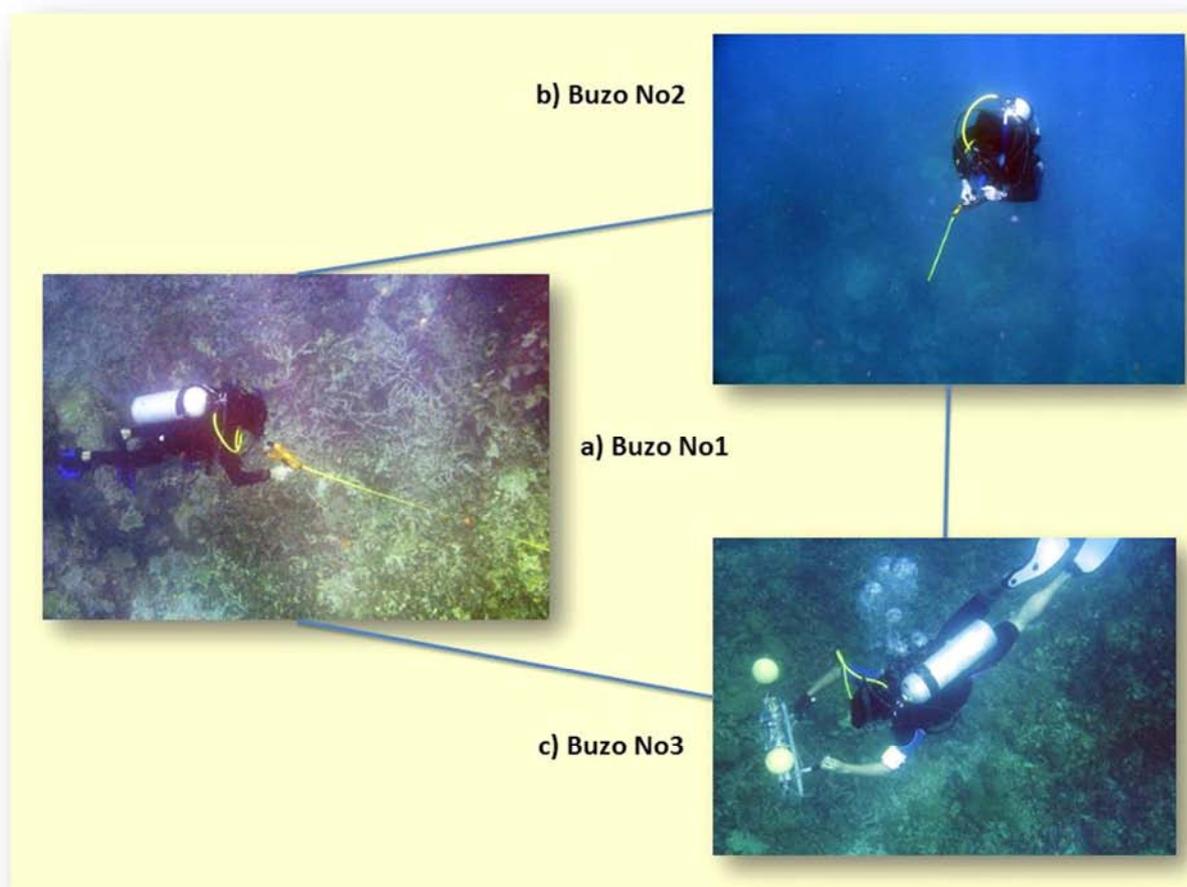


Figura 51. Procedimiento de toma de fotografías. a) Buzo encargado de indicar punto de inicio, b) Buzo encargado de la dirección y profundidad y c) Buzo camarógrafo, cuida la calidad de las imágenes tomadas.

Para fondos planos e inclinados deberá de seguir trayectorias paralelas al fondo, partiendo del sitio más profundo; para fondos con topografía compleja también se seguirán trayectorias rectas pero a una distancia promedio del fondo de 2 m sin tomar en cuenta hondonadas o fosas por seguridad del buzo y por la posibilidad de perder la continuidad del muestreo Figura 52; este procedimiento se turnará con el procedimiento para detección de organismos nectónicos con la diferencia que se realizará el cambio de posición de las cámaras a la posición de -45° considerando los mismos criterios que para las bandas realizadas de manera horizontal. La longitud de la banda de muestreo se mantendrá

en 20 m de distancia, la velocidad de recorrido será de 1.5 ms^{-1} como máximo (aproximadamente 2 tomas por segundo con un traslape del 50%, entre imágenes esto puede variar por el tipo de cámara y la configuración establecida), si es posible para asegurar un traslape de al menos un 70%, se recomienda recorrer el trayecto de 20 m en aproximadamente 2 min o a una velocidad de 0.16 ms^{-1} (un metro en 6.25 segundos). A estas velocidades se afecta lo menos posible los avistamientos de organismos ya que un avance más rápido o más lento puede ahuyentar o atraer más a los organismos. La siguiente variable a considerar es la distancia del buzo respecto al fondo, la cual se estableció en 2 m y por último el campo de visión de al menos 2 m dado por la calibración de las cámaras, lo cual es equivalente al ancho de banda adecuado según la A.G.R.R.A (Lang 2010).

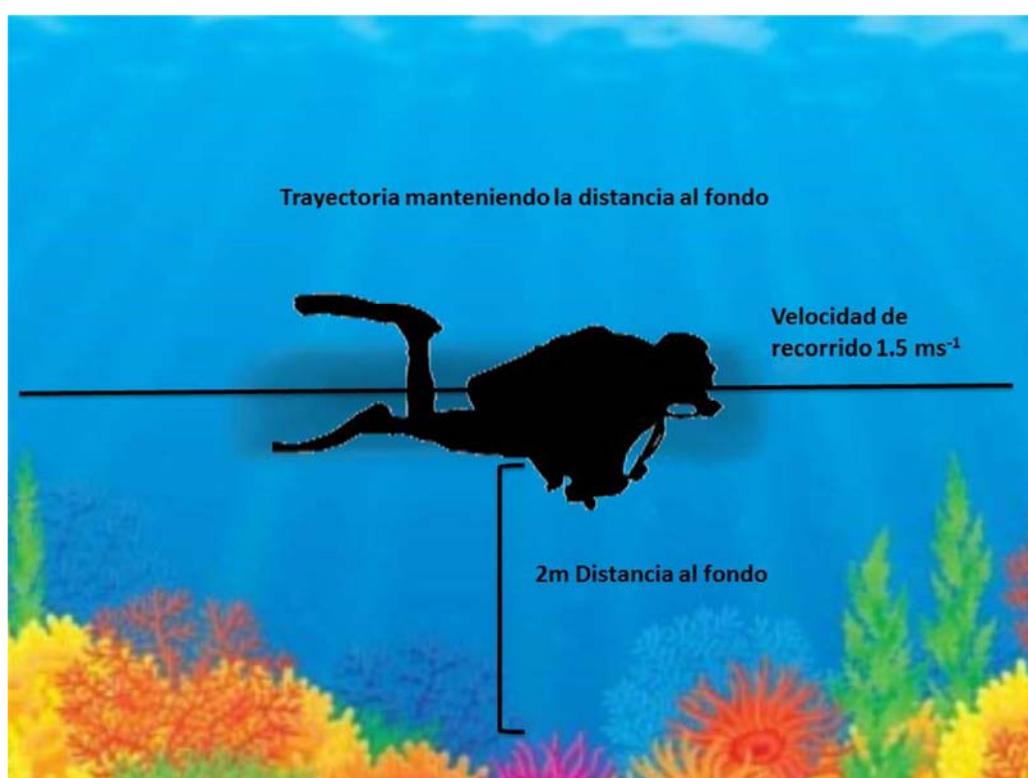


Figura 52. Parámetros para la toma de fotobandas.

SEPARACIÓN DE FOTO-BANDAS

Para los censos se debe de seguir la siguiente estandarización de las diferentes Foto-Bandas para eliminar errores sistemáticos de los conteos e identificación de organismos. Dicha estandarización contempló la separación de cada banda de 20 m en secciones de 2 m, de manera análoga como se hace en censos visuales ya que los organismos son más fácilmente identificables a dicha distancia, en particular cuando se trata de organismos pequeños. Para la elección de los cuadros en lotes de imágenes para los conteos, se dividió la banda en i secciones de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$N_i = 1 + \frac{PC(i - 1)}{D} \quad \text{Ecuación 4}$$

Dónde: N_i : Número de cuadro

P : Profundidad (en este caso 2 m)

C : Total de cuadros en la banda

D : Longitud de la banda en metros (en nuestro caso 20 m)

i : Número de intervalo (número de sección)

El número de intervalos o secciones para cada banda según el número de imágenes obtenidas se estimó según la siguiente ecuación:

$$i = \frac{D}{P}$$

Ecuación 5

Dónde: i : Número de intervalos

P : Profundidad (en este caso 2 m)

PROCESAMIENTO IMÁGENES

Posterior a la obtención de las imágenes de trabajo se procede al mejoramiento de las imágenes el cual consiste en un proceso de corrección de colores denominado "Auto Adjust Color", para ello se recomienda la utilización de programas especializados en fotografía para esto en el ejemplo se utiliza el programa "Irfan View" de uso abierto el cual cuenta con un algoritmo de corrección de color, en el cual se resalta los colores que se encuentran en menor cantidad y disminuye los colores que se encuentran en mayor medida para lograr una distribución más uniforme de los colores dentro de la imagen, con esto facilitar el conteo e identificación de los organismos (Figura 53).



Figura 53. Se muestra el antes y después de la corrección de colores mediante software.

CONTEO E IDENTIFICACIÓN

El siguiente paso es la ubicación e identificación de organismos el cual se espera una mejora substancial después de aplicar la corrección de color. Para la identificación se recomienda una búsqueda en diferentes bases de datos tanto bibliográficas como en internet sobre la fauna íctica de la zona de estudio y realizar un análisis comparativo entre los organismos “fotografiados” y las imágenes encontradas. Un ejemplo de este proceso comparativo se muestra en la (Figura 54), donde se tiene una imagen capturada *in situ* de *Amphiprion ocellaris*, (Cuvier, 1830), junto una imagen obtenida de la página de FishBase; la comparación se basa principalmente en características morfológicas y morfométricas evidentes y secundariamente en los colores; datos cualitativos y cuantitativos como es la distribución y tamaños relativos. Debido a que no se realiza la captura de organismos, no se puede recurrir al uso de claves de identificación para la confirmación de especies.



Figura 54. Comparación entre las imágenes obtenidas de manera *in situ* con las obtenidas en bases de datos en línea. (Froese 1999).

SPICCER

Es una herramienta de apoyo para el conteo e identificación de los organismos a partir de las tomas realizadas de manera *in situ*. Como se muestra en la Figura 12 este programa crea hojas de trabajo de cada uno de los muestreos, en cual la columna derecha se introduce las imágenes de los organismos que se observaron en la zona y en la columna izquierda las imágenes seleccionadas para realizar el conteo. En las imágenes de la derecha se crea un categoría única en la cual se selecciona la imagen del pez avistado donde se asigna un color y es añadido a la hoja de trabajo con el nombre científico del individuo, después de que es seleccionado se pulsa sobre la imagen del pez y cada pulsación sobre la imagen suma un organismos, este procedimiento se realiza hasta terminar con todos los organismos avistados. La hoja se registra el número de imagen y la ubicación en coordenadas cartesianas del individuo dentro de la imagen. Posteriormente las hojas de trabajo pueden ser exportadas a programas de cálculo para su procesamiento.

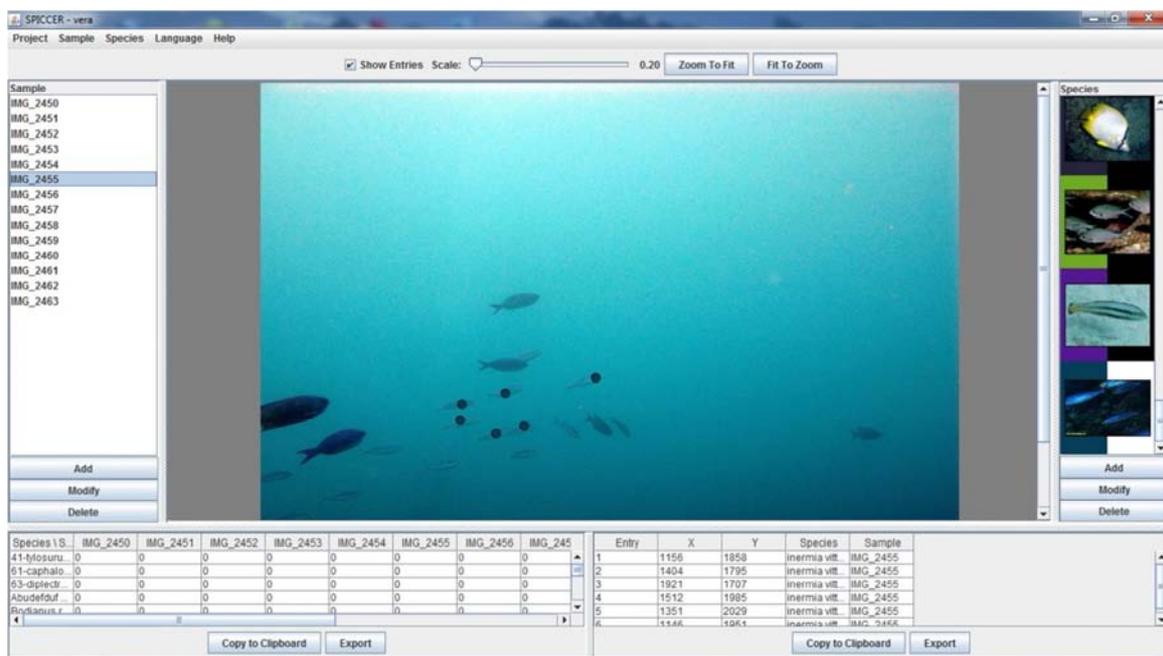


Figura 55. Programa de conteo SPICCER. En la columna derecha se ubican las imágenes del muestreo y en la parte izquierda un listado de organismos de la zona.

Procesamiento de Datos

Con las hojas de datos obtenidos de los conteos de organismos se calculan parámetros ecológicos como son los índices de diversidad, los cuales son útiles para el conocimiento del estatus de las comunidades en el momento de los muestreos, para esto se recomienda el uso del programa PAST (Hammer 2012) de uso abierto el cual utiliza los siguientes índices.

ÍNDICE DE SIMPSON

Este índice se basa en el total de organismos de cada especie dividido entre el número total de organismos de todas las especies de una muestra ($P_i^2 = n_i/N$; donde n_i es el número de organismos de la especie i y N es el total de organismos de todas las especies), lo que representa la probabilidad de que un individuo encontrado pertenezca a una especie dada. El índice puede tomar un valor máximo de 1.0 y el valor mínimo tiende a 0.0. El valor de 1.0 se alcanza cuando existe sólo una especie (diversidad mínima), y se tiende a 0.0 cuando existen muchas especies con pocos individuos (cuando la diversidad tiende a ser grande) (Moreno 2001).

$$\lambda = \sum P_i^2 \quad (\text{Moreno 2001}).$$

DOMINANCIA DE SIMPSON

Este índice es una variante del anterior en la que el valor del índice aumenta conforme la diversidad. Así mismo la diversidad mínima se estandariza tiende a 0.0. Éste índice a diferencia del anterior mide la homogeneidad.

$$D = 1 - D \quad (\text{Hammer 2012})$$

MARGALEF

El índice toma en cuenta el número de especies (s) menos uno (con un grado de libertad) dividido entre el logaritmo natural del número total de organismos (N).

$$D_{Mg} = \frac{s-1}{\ln N} \quad (\text{Moreno 2001; Gamito 2009}).$$

Según Moreno 2001, valores menores a 2.0 son considerados como relacionados con zonas de baja diversidad o zonas perturbadas, e índices mayores a 5.0 con zonas con alta diversidad.

SHANNON-WIENER

La función tomará un valor mínimo (0.0) cuando todos los organismos pertenecen a una misma especie e indicara el valor máximo cuando todas las especies tengan la misma cantidad de individuos. En la naturaleza los valores producidos generalmente están entre 1.5 y 3.5 y algunos casos raros sobrepasan el valor de 4.5, pero hay ecosistemas excepcionalmente ricos que pueden superar este dato (Moreno 2001).

$$H' = -\sum p_i * \ln(p_i) \quad \text{Moreno 2001}$$

PIELOU

Se basa en medir la proporción de la diversidad observada en relación de la diversidad máxima. Los valores posibles están entre 0 y 1.0.

$$J = \frac{H'}{H'_{\max}} \quad (\text{Moreno 2001})$$

Donde $H'_{\max} = \ln(s)$

Referencias

- Albert, L., López Moreno, S, Flores J. (1994). "OSMAN Union Europea." Retrieved 12 Noviembre, 2012, from <http://www.osman.es/ficha/13482>.
- Andrew, N. L., Mapstone, B.D. (1987). "Sampling and description of spatial pattern in marine ecology." Oceanography and Marine Biology Annual Review **20**: 357-369.
- Bohnsack, J. A., Bannerot SP. (1986). "A stationary Visual Cebus Technique for Quantitatively assessing Community Structure of Coral Reef Fishes." NOAA **41**.
- Bozec, Y., Michel K, Francis L, Gerard MT, Didier G. (2011). "Factors affecting the detection distance of reef fish: Implications for visula counts." Springer-Verlag.
- Brock, V. (1954). "A preliminary report on a method of estimating reef fishh population " Bull Mar **32**: 297-308.
- Carlo, H. R., Heip. Peter M.J. Herman and Karline Soetaert (1998). "Indices of diversity and evenness." Océanis **24**.
- Dickens, L., Goatley CH, Tanner JK, Bellwood DR. (2011). "Quantifying Relative Diver Effects Underwater Visual Censuses." Plos ONE.
- FAO (1990). FAO Species Catalogue. Roma, Italia.
- Froese, R. D. P. (1999, 2011). "FishBase.". 2011, from <http://www.fishbase.org/search.php>.
- Galván Villa, C. M. (2011). "Peces crípticos: Componente importante de los sistemas arrecifales." CONABIO. Biodiversitas **97**: 1-5.
- Gamito, S. (2009). "Caution is needed when applying Margalef diversity index." Ecological Indicators **10**.
- Garcia-Rivero, A. (2013). Desarrollo de la Metodología para la Aplicación de Visión Estereoscópica en la Estimación de Parámetros Ecologicos de Corales. F.E.S Zaragoza, Biología, Ecología Acuática. México D.F., Universidad Nacional Autónoma de México: 105.
- García, E., Ed. (1964). Modifocacion al sistema de Clasificacion climatica de Köpen, Offset Larios S.A.

Goodson, G., Ed. (1976). Fishes of the Atlantic Coast. Standford, California, Standford University Press.

Google-Earth (2013). Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano. earth.google.com. **2013**.

Hallacher, L. E. (2005). "Underwater Sampling Techniques " University of Hawaii at Hilo

Hammer, O., Harper, D.A.T, Ryan P.D. (2012). Paleontological Statistics Refernce Manual. N. H. Museum. Oslo, Norway, Univesity of Oslo. **2013**: 216.

Hammer, O. D. A. T. H. P. D. R. (2012). PAST Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. N. H. Museum. Oslo, Norway, University of Oslo.

Harvey, E., Fletcher D, Shortis M and Kendrick G. (2004). "A comparation of underwater visual distance estimate made by scuba divers and a stereo video system: implication for underwater of reef fish abundance." Marine and freshwater research **55**: 573-578.

Klimley, A. P. a. S. T. B. (1983). "Stereophotography for the field biologist:measurement of lengths and three-dimensional positions of free-swimming sharks." Marine Biology **74**.

Kulbichi, M. (1996). "How the acquired behaviur of comercilal reef fishes may influence the results obtanied from visula censuces." Journal of Experimental Marine Biology and Ecology.

Labrosse, P. K. M. y. J. F. (2002). "Underwater Visual Fish Census Surveys." Reef Resources Assesment Tools REAT **1**.

Lang, J. C., Keneth W, Marks, Philip A. Kramer, Patricia Richards Kramer, y Robert N Ginsburg (2005). "A.G.R.R.A. Protocol V4.0 ".

Lang, J. C., Keneth W, Marks, Philip A. Kramer, Patricia Richards Kramer, y Robert N Ginsburg (2010). "AGRRA Protocols V 5.4 ".

Lara-Lara, J. R. (2008). "Los ecosistemas costeros, insulares y epicontinentales." Capital Natural de México **1**.

Leno, P. S. (2010). "Basic Geometrical Optics " Fundamentals of Photonics.

MacNeil, M., Elizabeth HM, Fonnesebeck CJ, Rushton SP, Polunin,VCN, Conroy MJ. (2008). "Accounting for detectability in reef-fish biodiversity estimates." Marine Progress Serie **367**: 249-260.

- Magurran, A. E. (2005). Measuring Biological Diversity. United Kingdom, Blackwell Science Ltd.
- McEachar, J., D, Fechlem, D,F., Ed. (1998). Fishes of the Gulf of Mexico. Austin Texas, University of Texas Press.
- Moreno, C. E. (2001). "Métodos para medir la biodiversidad." Manuales & Tesis 1.
- Newby, P. R. T. (2007). "Technicla terminology for the photogrammetric community." The Photogrammetric Record 164-179.
- PADI. (2006). PADI Open Water Dive Manual. Rancho Santa Margarita, California, PADI.
- Pérez-España, H. J. M. V. H. (2008). "Caracterizacion Ecologica y Monitoreo del Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano: Primera Etapa." Informe final SNIB-CONABIO DM002: 99.
- Plaza, A., Juan C. (2013). Morfometria 3D de Especies Ícticas del Arrecife Santiaguillo, PNSAV, Veracruz. F.E.S. Zaragoza, Biología, Ecología Acuática. Mexico D.F., Universidad Nacional Autónoma de México: 59.
- Rodríguez-Quintal, J. G. (2010). "Peces criptobentónicos de arrecifes coralinos en el Parque Nacional Archipiélago de Los Roques, Caribe de Venezuela." Revista Biología Tropical **58**.
- Sánchez, S. J. A. (2007). "Introducción a la Fotogrametría." E.T.S.I. Caminos, canales y Puertos.
- Soto, M., Gama L, Gomez M. (2001). "Los climas cálidos subhúmedos del estado de Veracruz, Mexico." Foresta Veracruzana **3**: 31-40.
- Trevor, J. W., Russell. B. Millar, Russell C. Babcock. (2000). "Detection of spatial variability in relative density of fishes: comparison of visual census, angling, and baited underwater video " MARINE ECOLOGY PROGRESS SERIES **198**.
- Vargas-Hernández, J., Hernández-Gutierrez LF., Ed. (1993). Biodiversidad Marina y Costera de México. Sisitema Arrecifal Veracruzano, Salazar-Vallejo y NE Gonzalez Comición Nacional de Biodiversidad y CIRQ. .
- Watson, R., Carlos GM, Smoilys. (1995). "Bias introduced by the non-random movement of fish in visual transect surveys." Ecological Modeling **77**: 205-214.
- Willis, T. (2001). "Visual census methods underestimate density and diversity of cryptic reef fishes." Journal of Fish Biology **59**: 1408-1411.

Miguel Ángel Hernández Osorio.