

ANÁLISIS DE LA PRECISIÓN Y EFECTIVIDAD DE UN MÉTODO NO DESTRUCTIVO PARA ESTIMAR DIVERSIDAD EPIBENTÓNICA EN ARRECIFES DEL PARQUE SUBMARINO LAS GRUTAS

Salatino María Luss

Director: Dr. Firstater Fausto Nahuel

Co-directora: Dra. Gastaldi Marianela

Licenciatura en Biología Marina
Escuela Superior de Ciencias Marinas
Universidad Nacional del Comahue
2023



**ANÁLISIS DE LA PRECISIÓN Y EFECTIVIDAD DE UN MÉTODO NO
DESTRUCTIVO PARA ESTIMAR DIVERSIDAD EPIBENTÓNICA EN
ARRECIFES DEL PARQUE SUBMARINO LAS GRUTAS**

Salatino María Luss

Director: Dr. Firstater Fausto Nahuel

Co-directora: Dra. Gastaldi Marianela

**Licenciatura en Biología Marina
Escuela Superior de Ciencias Marinas
Universidad Nacional del Comahue**

2023



A mamá y papá,

Isabel y Luis.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar, quiero agradecer a la **universidad pública y gratuita**, con mención especial a toda la comunidad de la ESCiMar, docentes, no docentes, estudiantes, compañeras/os. Gracias por cada momento compartido.

A **mis padres**, Isa y Luis, por ser los pilares fundamentales en cada etapa de mi vida. Sin ellos nada hubiera sido posible. Por todos los momentos de amor, confianza e incondicionalidad. Por ser mis guías principales, por su esfuerzo y entrega diaria para que pudiera llevar adelante mi carrera. Por ser los mejores papás que me podían tocar, tenerlos me hace sentir especial. Podría escribir un libro eterno sobre lo feliz y privilegiada que siento ser su hija. Lo son todo para mí. ¡Los amo!

A mis hermanas, **Angy** y **Bet**, por acompañarme a pesar de la distancia y estar siempre pendientes de mi bienestar. Por compartir con mamá y papá el compromiso de hacer que cada obstáculo sea un poco más fácil de superar. La familia es un tesoro inigualable, y tengo la suerte de contar con ustedes como pilares fundamentales en mi vida. Por su amor incondicional para con Fiona y cuidarla todo momento. ¡Gracias por estar, las amo!

A mi abuela, **Helvecia**, por siempre cuidarme desde niña junto a mis hermanas. Por los años de compañía en SAO y hacer que todo sea más ameno y llevadero. Por no dudar en acompañarme cuando decidí mudarme al sur. Por dejar su vida santiagueña y amistades para estar junto a mí en este camino. Siempre serás parte del pilar esencial de mis días y nunca voy a olvidar todo lo que hiciste por mí. Te amo con todo mi corazón.

A toda mi **familia**, paterna y materna, primas/os, tías/os, sobrinas/os, todos. Quisiera nombrarlos, pero esta tesina tiene un límite de hojas ¡ja! Quiero agradecerle a cada uno de ustedes por su amor y compañía a la distancia. Por mimarme cada vez que nos volvíamos a reencontrar. Los kilómetros que nos separaban me hicieron dimensionar la fortuna de tenerlos.

A **Eli y Luna**, mis queridas amigas casi hermanas, por transformar todo momento para bien, sin ustedes todo hubiera sido diferente. Vivimos tantos momentos de alegría, locuras inolvidables y, sí, algunos momentos difíciles pero que solo fortalecieron nuestro vínculo teniendo en claro que la compañía, apoyo y lealtad eran los pilares para seguir adelante. Me llevo en el corazón todos estos años a la par y los que vendrán. Ustedes ya saben todo, siempre seremos esas tres locas que iban juntas a todos lados (y fionita). ¡Gracias por ser parte de esta hermosa historia!

A **Car y Pri**, amigas amadas, desde que se sumaron a este camino supe que serían fundamentales para mis días. Gracias por cada momento compartido, risas, comidas, charlas y abrazos en los momentos lindos y los no tan. Gracias por su compañía incondicional junto a mis sobris perrunos ¡Las quiero para siempre!

A **Agus, Emi y Mancu**, amigos y compañeros que han aportado a esta aventura momentos inolvidables. Por cada risa, días de snorkel, ayuda, abrazos y el apoyo incondicional cada vez que los necesité.

A **Eve**, compañera y amiga incondicional, por todo lo compartido y ayuda brindada. Por cada paseo, risas, comidas y por regalarme a los sobrinos de corazón más hermosos que pueden existir, Elían y Cata.

A **Fausto**, mi director, por su dedicación y compromiso que han permitido realizar esta tesina de manera satisfactoria. Por brindarme herramientas y oportunidades que me permitieron crecer en el campo de la investigación. Por la confianza depositada para realizar cada uno de los proyectos y actividades compartidas. Por sus conocimientos transmitidos, consejos, paciencia y disposición para escucharme en cada momento de dudas (¡y resolverlas tan fácilmente ja!).

A **Marianela**, mi co-directora, por sumarse en este camino de tesina desde el primer día. Por estar siempre dispuesta para despejar dudas y por su ayuda en el laboratorio cada vez que lo precisé. Por sus consejos, compromiso, paciencia, enseñanza y aportes para que cada etapa pueda desarrollarse con éxito.

A **Andrea Roche**, por guiarme y acompañarme en mis primeros pasos en el camino de la investigación, brindándome herramientas y oportunidades valiosas. Por la confianza, sabios consejos y estar presente en cada momento de dudas e inseguridades. Por las alegrías, proyectos y momentos compartidos.

A las familias, **Hidalgo, Estevanacio y Cornaló**, por abrirme las puertas de sus casas desde el primer día y convertirse en mi familia de SAO. Por estar presentes en todo momento y dispuestos a ayudar en lo que sea necesario. Agradecimiento extendido a cada vecina/o de SAO con los que compartimos momentos y ricas comidas, por hacerme parte de sus hermosas familias.

A **Nico, Giuli, Maca, Mile, Maité, Aye** y a cada uno de los amigos y compañeros con los que compartí momentos todos estos años universitarios. Por estar presentes y brindar su ayuda cada vez que lo necesité. Por los consejos, mates, comidas, risas y charlas de cualquier tema. Todos han sido una pieza fundamental. ¡Los quiero!

A **Tony, Marcos, Nico y Agustín**, buzos que hicieron posible la toma de muestras para esta tesina. Por realizar una excelente labor en cada muestreo y su predisposición para que todo saliera excelente. Gracias por hacer posible este trabajo. Reconocimiento adicional para las empresas Salvamento “El Austral” y Cota Cero Buceo por el apoyo brindado en la logística.

A **Arrecifes & Costas Patagonia**, por los momentos, proyectos y experiencias compartidas. Por la confianza, las charlas científicas y las no tan. Por las ricas comidas, risas y los vasos de agua compartidos (bueno, ustedes saben).

A todo el personal del **Laboratorio de Biodiversidad y Servicios Ecosistémicos**, por el apoyo en mis largas horas de procesado de muestras. Por la ayuda brindada para resolver dudas y los mates compartidos. Mención especial a Emi, por transmitirme sus conocimientos y ayudarme en la identificación de ascidias. Gracias a cada uno.

A las familias amigas santigueñas, **Elwart** y **Corvalán Díaz**, por los momentos compartidos en mis días de visita. Por estar siempre presentes a pesar de la distancia.

A **Gastón**, por ser una inspiración en todos mis proyectos y regalarme amigas a la distancia. Por estar presentes y enviar mensajes de apoyo en todo momento. ¡Los quiero!

A **Fiona**, mi niña de cuatro patas, llegó en mi segundo año de carrera y sin ella todos los días hubieran sido de color gris. Mi compañera incondicional.

A quienes decidieron partir a la mitad de este camino, pero seguro hoy se encuentran felices y orgullosos en el plano superior. En memoria de **Ciri, Tía Reina, Tío Dante** y **Miryam**, su influencia y amor continúan acompañándome. Siempre los recordaré.

¡¡MUCHAS GRACIAS!!

ÍNDICE

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
1. INTRODUCCIÓN	3
1.1 Objetivos, hipótesis y predicciones	7
2. MATERIALES Y MÉTODOS	9
2.1 Área de estudio	9
2.2 Muestreos y procesamiento de muestras	11
2.3 Precisión de los métodos de muestreo	14
2.4 Efectividad de los métodos de muestreo	16
2.5 Comparaciones complementarias entre métodos de muestreo	17
2.6 Análisis de datos	17
3. RESULTADOS	19
3.1 Precisión de los métodos de muestreo	19
3.1.1 Coeficientes de variación	19
3.1.2 Abundancia	20
3.1.3 Estimadores de diversidad entre orientaciones	21
3.1.4 Estimadores de diversidad entre arrecifes	23
3.1.5 Diversidad funcional	24
3.2 Efectividad de los métodos de muestreo	26
3.3 Comparación de ensambles entre métodos de muestreo	30
3.4 Relación Cobertura-Biomasa	37
4. DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES	38
BIBLIOGRAFIA	47
ANEXOS	60

RESUMEN

Las estimaciones de diversidad y abundancia de las comunidades marinas son un t3pico de inter3s para la ecolog3a te3rica y relevantes para el dise1o de medidas de manejo y conservaci3n. Sin embargo, la recolecci3n de datos suele ser un proceso costoso y laborioso. En esta tesina se evalu3 la precisi3n y efectividad de un m3todo no destructivo -fotogr3fico- para estimar la diversidad -taxon3mica y funcional-, compar3ndolo con el m3todo destructivo tradicional -remoci3n de *quadrats*-. A fin de comparar las metodolog3as de muestreo, se seleccionaron dos sitios de sustrato duro (arrecifes) del Parque Submarino Las Grutas. Los m3todos evaluados variaron en t3rminos de precisi3n y efectividad al estimar los 3ndices de diversidad. El M3todo destructivo condujo consistentemente a estimaciones de diversidad m3s altas en comparaci3n con el M3todo fotogr3fico, dado a que permite una identificaci3n mayor de taxones, muchos de ellos hasta el nivel de especie. Sin embargo, este m3todo implic3 mayores costos en t3rminos de tiempos de muestreo y procesamiento de muestras. As3, al realizar un an3lisis de beneficio-costo, el M3todo fotogr3fico result3 m3s efectivo para registrar especies en t3rminos de costos (tiempo empleado), aunque registrando una menor riqueza espec3fica. El M3todo fotogr3fico, aunque menos invasivo, presenta limitaciones en t3rminos de detalles taxon3micos y la capacidad para registrar organismos de tama1o reducido, principalmente invertebrados m3viles o sedentarios y aquellos con h3bitos cr3pticos. A pesar de las limitaciones inherentes del M3todo fotogr3fico, se destaca su utilidad en la recopilaci3n de datos para estudios de diversidad epibent3nica en aplicaciones espec3ficas, como la participaci3n en proyectos de Ciencia Ciudadana (CC) junto a buzos recreativos, al proporcionar estimaciones confiables de abundancias y registros de taxones en categor3as taxon3micas superiores, como clases y filos. **Palabras clave:** m3todos de muestreo, bentos, diversidad, arrecifes, Parque Submarino Las Grutas.

ABSTRACT

In marine communities, the estimations of diversity and abundance are topics of interest for theoretical ecology and relevant for designing management and conservation measures. However, data collection is often a costly and labor-intensive process. In this thesis, I evaluated the accuracy and effectiveness of a non-destructive -photographic- method for estimating taxonomic and functional diversity compared to the traditional destructive method -plot removal-. To compare sampling methods, two hard substrate sites (reefs) in Las Grutas Underwater Park were selected. The methods differed in terms of precision and effectiveness in estimating diversity indices. The destructive method consistently led to higher diversity estimates compared to the photographic method, allowing for detailed taxonomic identification, often up to species. However, destructive method involved higher costs in terms of sampling and processing times. Thus, the benefit-cost analysis showed that the photographic method was more effective in recording species in terms of costs (time) but recorded lower species richness. Although the photographic method is less invasive, it has limitations in terms of taxonomic details and the ability to record small-sized organisms, especially mobile or sedentary invertebrates and those with cryptic habits. Despite the inherent limitations of the photographic method, this has prove its usefulness in data collection for epibenthic diversity studies in specific applications, such as the participation of recreational divers in Citizen Science (CS) projects, by providing reliable estimates of abundances and records of taxa in high taxonomic categories, such as classes and phyla.

Keywords: sampling methods, benthos, diversity, reefs, Las Grutas Underwater Park.

1. INTRODUCCIÓN

El bentos se define como la comunidad de organismos que mantienen una estrecha relación con el lecho marino, extendiéndose desde las zonas costeras hasta las grandes profundidades oceánicas. Estas comunidades albergan una gran diversidad de especies, desde microorganismos y algas, hasta invertebrados y peces, que pueden clasificarse según su relación con el sustrato. Los organismos que viven sobre el sustrato de manera fija (e.g. esponjas, ascidias, briozoos, anémonas, cirripedios, algas) o móviles (e.g. cangrejos, erizos, estrellas, ofiuros, poliquetos, peces) constituyen el epibentos y son quienes determinan en gran medida la diversidad de la comunidad. Aquellos que viven dentro del sustrato conforman el endobentos (Villamar y Cruz 2007, Herrera-Perez 2019). Las comunidades bentónicas cumplen un rol clave en la cadena trófica de los ecosistemas, en el acoplamiento bento-pelágico, en la provisión de hábitat, refugio y áreas de cría para ensambles de peces, y desempeñan funciones esenciales en los ciclos biogeoquímicos (Valiela 2015). Por lo tanto, la estimación de su diversidad y abundancia son un tópico de interés para la ecología teórica y juegan un papel crucial en los monitoreos y comparaciones entre ecosistemas, en las evaluaciones de impacto ambiental y en la evaluación de la eficacia de medidas de conservación (Cox et al. 2017).

Los estudios de diversidad de comunidades a menudo se basan en indicadores taxonómicos que utilizan la riqueza de especies y su abundancia (Whittaker 1972, Homar Rosselló 2018). De este modo, se utiliza un variado número de índices para describir una comunidad (ver Alcolado 1998, Moreno 2001) y algunos de los más utilizados son, el índice de Shannon (Shannon y Weaver 1949), el índice de Simpson (Simpson 1949) y el índice de equitatividad de Pielou (Pielou 1969). No obstante, estos índices basados en la taxonomía, no tienen en cuenta las funciones ecológicas que realizan los diferentes taxones o especies en la comunidad (Homar Rosselló 2018). De esta manera, en las últimas décadas surgió la necesidad

de incorporar la diversidad de las características o rasgos funcionales de una comunidad basados en su abundancia (i.e. grado de frecuencia). Esto se conoce como diversidad funcional y permite comprender cómo se relaciona la diversidad taxonómica con la estructura de la comunidad y la función del ecosistema (Córdova-Tapia y Zambrano 2015, Salgado-Negret 2015). Sin embargo, la recolección de datos como insumo para el cálculo de estos índices es un proceso costoso y laborioso, por lo que las limitaciones de recursos imponen restricciones a la hora de seleccionar el enfoque más efectivo para una evaluación cuantitativa rigurosa (Field et al. 2005). Así, los estudios de comparación de métodos son esenciales para entender cómo funcionan las metodologías de muestreo y la comparabilidad de los datos recopilados teniendo en cuenta las condiciones particulares de cada sitio de estudio. Esto garantiza que, si se detectan cambios en distintos aspectos de la comunidad bentónica, estos sean debido a las características intrínsecas de la comunidad y no atribuidos a diferencias en la capacidad de los métodos (Bennett et al. 2016). De esta manera, mientras que la optimización de los esfuerzos de monitoreo para maximizar su efectividad a menores costos resulta crítica (Bijleveld et al. 2012), los diferentes métodos de muestreo para relevar una misma comunidad varían en cuanto a su capacidad para lograr los objetivos de interés (Beisiegel et al. 2017).

En los ambientes bentónicos, el método fotográfico -no destructivo- comenzó a utilizarse como una alternativa a los muestreos destructivos clásicos (e.g. extracción de parcelas, uso de dragas y redes de arrastre). Esta técnica surgió de la necesidad de lograr un equilibrio entre costos y una buena calidad de datos, que representen correctamente a la comunidad (Van Rein et al. 2011, De Vos 2021). Un registro fotográfico evita perturbaciones en los hábitats y sus comunidades, en comparación con los métodos destructivos tradicionales, por lo que suelen utilizarse para monitorear comunidades bentónicas en áreas sensibles, sin comprometer su estado de conservación. Además, permite obtener documentos sobre el registro

de las especies que pueden ser almacenados y reevaluados o realizar un análisis posterior con el propósito de abordar diferentes interrogantes (De Vos 2021). Asimismo, teniendo en cuenta que la cantidad de muestras que puede obtener un buceador está limitada por el tiempo disponible bajo el agua, otra ventaja de este método radica en poder obtener un mayor número de muestras respecto del método destructivo (Berov et al. 2016). Por otra parte, tiene la ventaja de ser un método menos costoso y adaptable a proyectos de ciencia ciudadana (CC; van Dongen et al. 2017). La CC se refiere a la investigación científica realizada a partir de la colaboración en proyectos de investigación de personas que carecen de una capacitación formal en el área de especialización (Cohn 2008, Vohland et al. 2021). Aunque la recolección de datos en el ambiente marino en el marco de la CC ha sido en general un enfoque exitoso (Cigliano et al. 2015), persiste aún un debate acerca de la calidad y utilidad de los datos así obtenidos (Vann-Sander et al. 2016). Desde el punto de vista de las desventajas, deben considerarse algunas limitaciones de la técnica no destructiva, como la baja resolución taxonómica y funcional y la pérdida de especies crípticas (Beisiegel et al. 2017), difíciles de observar e identificar debido a su tamaño y/o hábitos de vida, dada la complejidad estructural característica de las comunidades epibentónicas. A su vez, se debe tener en cuenta la calidad de la imagen, la cual dependerá en gran medida del equipamiento disponible, y la turbidez del agua, que dificultan una visión clara de los organismos presentes, sobre todo en mares templados de aguas frías (Bennett et al. 2016, Beisiegel et al. 2017).

Los estudios metodológicos en los fondos marinos son diversos (e.g. Pech et al. 2004, Drummond y Connell 2005, Berov et al. 2016, Beisiegel et al. 2017). Estos estudios se vuelven relevantes en hábitats marinos de fondos duros, los cuales son considerados ecosistemas altamente variados y productivos. Los arrecifes son zonas de sustrato duro sumergidas en el mar dominadas por comunidades epibentónicas, y pueden ser de origen natural o artificial

(Genzano et al. 2017). Un arrecife natural es cualquier franja o cresta de rocas o coral elevadas cerca o hasta la superficie del agua, que generan hábitats para invertebrados y algas, y son utilizados por peces costeros como refugio (Genzano et al. 2011). Por otra parte, los arrecifes artificiales son estructuras de origen natural o artificial desplegadas en el lecho marino intencionalmente por el hombre, con el objetivo de modificar procesos ecológicos (Seaman 2000). Estas estructuras han sido utilizadas históricamente en aguas costeras de todo el mundo para la gestión pesquera y ambiental sustentables (Mazzei y Biber 2015). En la actualidad, se han diversificado sus aplicaciones a la restauración de hábitats naturales, la conservación de la biodiversidad, la protección costera y el turismo (Granneman y Steele 2015, López et al. 2016, Lima et al. 2019).

Los arrecifes naturales costeros, formados por afloramientos rocosos de diversos tamaños, han sido ampliamente estudiados en zonas templadas. Sin embargo, en la Patagonia Argentina, estos ecosistemas han recibido poca atención y la mayor parte de la literatura se concentra en los peces (González 1991, Galvan et al. 2009, Irigoyen et al. 2013, Jerés et al. 2018, Bravo et al. 2020). Por otra parte, existen también los arrecifes de origen artificial, que son estructuras sumergidas constituidas por restos de naufragios y embarcaciones hundidas intencionalmente para formar parques submarinos para el buceo recreativo (Seaman 2000). No obstante, aún son incipientes en nuestro país experiencias en el estudio, seguimiento y control de la disposición de arrecifes artificiales con fines específicos. A su vez, existe una creciente línea de investigación para comprender cómo interactúan las comunidades de arrecifes naturales y artificiales, lo que implica realizar comparaciones entre estas dos comunidades (Perkol-Finkel et al. 2006). La disposición de buques en desuso con fines turísticos en el Área Natural Protegida Bahía de San Antonio (Río Negro) se enmarca en la ejecución del desarrollo del Parque Submarino Las Grutas, consistente en el hundimiento de buques pesqueros con fin

de vida útil y conforma el parque más grande de su tipo en Sudamérica (González 2006, González y Firstater 2016). Aunque las comunidades epibentónicas de los arrecifes artificiales y naturales suelen diferir en cuanto a su composición, estructura y función trófica (Carvalho et al. 2013), dada la importancia de los arrecifes artificiales como puntos claves (*hotspots*) de biodiversidad y como instrumento de desarrollo turístico ecológicamente sustentable (Kirkbride-Smith et al. 2013; González-Duarte et al. 2018), se vuelve relevante el estudio de su diversidad asociada.

En este contexto, considerando las restricciones logísticas para recolectar datos en ambientes submarinos y el impacto negativo de los muestreos destructivos en sitios de interés turístico, surge la oportunidad de incorporar buzos recreativos a un programa de CC para obtener datos de alta resolución espacial y temporal utilizando métodos no destructivos. Sin embargo, surge la interrogante, ¿podemos obtener una estimación insesgada de la biodiversidad a partir de muestreos no destructivos? En otras palabras, ¿pueden los datos provenientes de un programa de CC (i.e. tomas fotográficas) proveernos información confiable y precisa para el estudio de la biodiversidad de los arrecifes? En este sentido, surge la necesidad de evaluar la precisión (i.e. dispersión de las estimaciones, una medida de la calidad del muestreo) y efectividad (relación costo-beneficio) de los métodos empleados.

1.1 Objetivos, hipótesis y predicciones

El **objetivo general** de esta tesina es evaluar la precisión y efectividad de un método no destructivo para estimar la diversidad de la comunidad epibentónica en arrecifes artificiales y naturales.

Los objetivos específicos son:

- Cuantificar la precisión en la estimación de la diversidad taxonómica de la comunidad epibentónica del método de fotocuadrantes comparado con el método tradicional destructivo.
- Evaluar las diferencias en las estructuras comunitarias epibentónicas desarrolladas en el arrecife artificial y natural.
- Evaluar la variación en las estimaciones de la precisión al analizar la diversidad funcional.
- Evaluar la efectividad de ambos métodos para estimar la diversidad taxonómica de la comunidad epibentónica.
- Analizar si existe una relación cobertura-biomasa para los organismos sésiles más conspicuos.
- Elaborar recomendaciones para establecer un protocolo de muestreo fotográfico de las comunidades epibentónicas en el marco del desarrollo de proyectos de Ciencia Ciudadana.

En este contexto, se proponen las siguientes **hipótesis y predicciones**: la hipótesis general del proyecto es que la efectividad y precisión de los métodos de muestreos (remoción de parcelas y muestreo fotográfico) difieren entre sí y estas diferencias se reflejan en los parámetros comunitarios -tanto taxonómicos como funcionales- derivados de ellos. Por otra parte, dada la menor heterogeneidad de hábitat de las estructuras artificiales respecto de las naturales, se hipotetiza que las comunidades asociadas a cada una de ellas diferirán entre sí.

Bajo estas hipótesis se predice que **P1)** se estimarán mayores valores de abundancias, riqueza y de índices comunitarios a partir de los muestreos destructivos, dado que estos permiten realizar un análisis de mayor resolución taxonómica de la comunidad epibentónica. Por otra parte, se predice que, independientemente del tipo de muestreo, y considerando la mayor heterogeneidad del hábitat, **P2)** la comunidad epibentónica del arrecife natural será más diversa y equitativa que la del arrecife artificial. Además, se espera que **P3)** las diferencias obtenidas al analizar la diversidad taxonómica también sean observables al analizar los valores

de los índices de diversidad funcional. Asimismo, se predice que **P4**) el método fotográfico será más económico en términos de costos (i.e. tiempo empleado para el análisis de las muestras) pero, su efectividad (i.e. registro de la riqueza específica) será menor.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Área de estudio. En la zona norte del Golfo San Matías, considerado el más extenso de los golfos norpatagónicos, se encuentra el Parque Submarino Las Grutas (PSLG) a unos 5 km al sur del Balneario Las Grutas y se extiende 10 km al sur/sudeste dentro del Área Natural Protegida Bahía de San Antonio. Este parque, creado con fines turísticos, científicos y educativos lo conforman arrecifes artificiales (AA) y naturales rocosos (AN). Los AA consisten en buques pesqueros (BP) con fin de vida útil, hundidos intencionalmente. Cuenta con cinco BP's: Don Félix (2007), Chiarpesca 59 (2019), Mariana Rojamar (2019), Polar Borg I (2020) y Magdalena María II (2023). Por otro lado, entre los AN podemos encontrar las restingas sumergidas Lado Bueno, La Plataforma, La Isla, La Escondida, La Salvadora e Isla Mejillón.

A fin de comparar las metodologías de muestreo y las estimaciones de los parámetros comunitarios, se seleccionaron dos sitios de sustrato duro dentro del PSLG (**Figura 1A**): el BP Chiarpesca 59 como sustrato artificial ($40^{\circ} 52.443'S$ - $65^{\circ}04.642'W$; **Figura 1B-C**) y la restinga Lado Bueno, como sustrato natural ($40^{\circ}50.442'S$ - $65^{\circ}04.626'W$; **Figura 1D-E**). Ambos sitios, contiguos (3,7 km de distancia), presentan características ambientales similares en cuanto al sustrato arenoso circundante (Baraschi, obs. pers.), y profundidades máximas entre 15 y 22 metros.

El Chiarpesca 59 es un BP de 30 m de eslora total, posee superficies verticales (babor y estribor) y horizontales (cubierta) las cuales fueron colonizadas en su totalidad por invertebrados bentónicos y peces a la fecha de los muestreos. El sustrato natural es un arrecife rocoso conformado por un conglomerado de rodados y valvas de moluscos, cementado por

carbonato de calcio (Mouzo 2014) en forma de alerones de 30 m de largo, donde dominan las superficies horizontales.

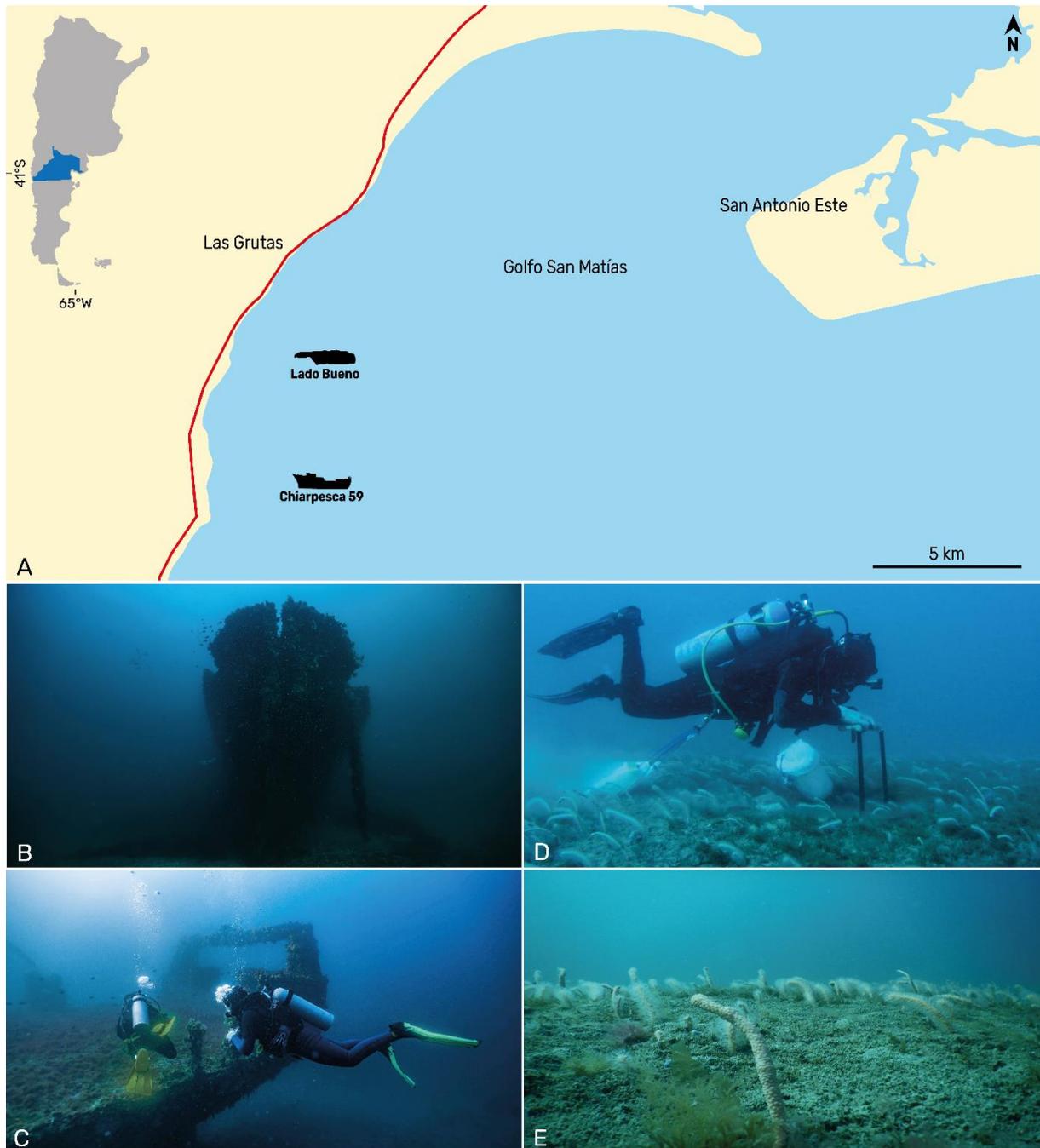


Figura 1. Sitios de estudio. A) Ubicación de los arrecifes en el Golfo San Matías. Lado Bueno: Arrecife natural. Chiarpesca 59: Arrecife artificial. Línea roja: parte de la delimitación costera del ANP Bahía San Antonio. B) Posición arrecife artificial en el lecho marino. C) Vista de la cubierta del arrecife artificial. D) Buzo tomando

muestras en el arrecife natural. E) Vista general del arrecife natural. Autoría de las fotos: Matías Alejandro Acuña (B-C), Mario Migone (D) y Marcos Brochado (E).

2.2 Muestreos y procesamiento de muestras. Los ensamblajes epibentónicos se relevaron con un método no destructivo -fotográfico- y el tradicional destructivo -remoción de parcelas cuadradas o *quadrats*-. Los mismos se realizaron mediante buceo autónomo, con un total de tres tiempos de muestreo entre los meses de abril y septiembre de 2022. En el arrecife artificial, se tomaron muestras en superficies verticales (babor y estribor) y en superficies horizontales (cubierta; **Figura 2A**), con el fin de evaluar las metodologías de muestreo en ambas comunidades, dado que dos de los factores ambientales que condicionan el asentamiento de los organismos epibentónicos son la orientación y el ángulo de inclinación del sustrato (Falace y Bressan 2000). Por otro lado, en el arrecife natural se tomaron sólo muestras horizontales debido a las características morfológicas del sitio (**Figura 2B**). Los términos “vertical” y “horizontal” se designaron de manera ilustrativa debido al tipo de inclinación de las superficies.

Las unidades de muestreo se establecieron al azar en una transecta imaginaria a criterio del buzo con la única condición de que éstas se encontrasen separadas al menos 1 m entre ellas y a la misma profundidad. De esta manera, teniendo en cuenta las orientaciones y tipo de sustrato (artificial y natural) se definieron tres *sitios* de muestreos: Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH) y Arrecife Natural (AN).

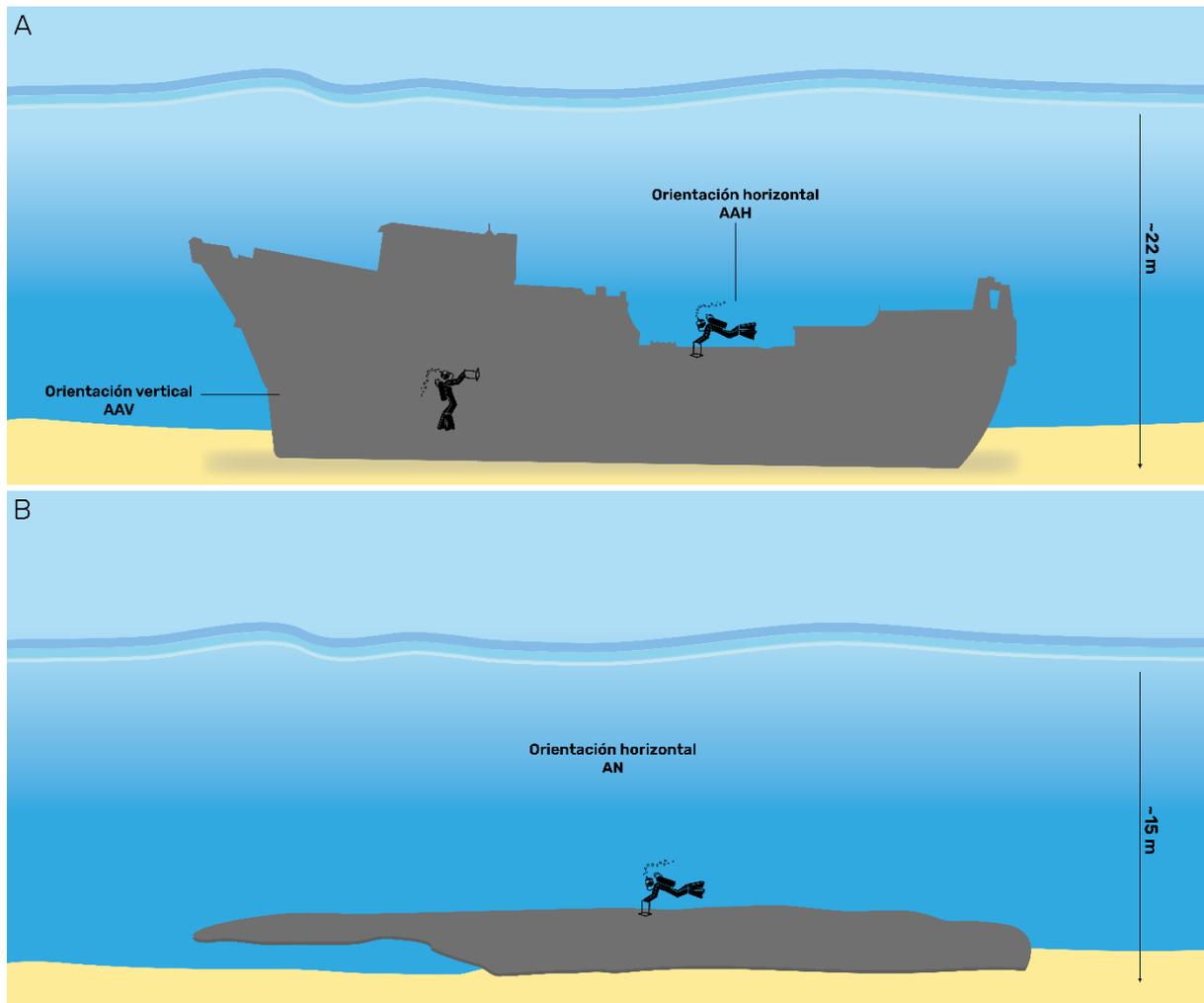


Figura 2. Representación gráfica de los sitios de estudio y toma de muestras. A) Arrecife artificial Chiarpesca 59. B) Arrecife natural Lado Bueno. La flecha indica la profundidad aproximada en pleamar. La imagen es meramente ilustrativa.

El **muestreo no destructivo** consistió en fotocuadrantes de 25 x 25 cm (n=8, por sitio, orientación y tiempo de muestreo). Para esto, se creó un soporte con tubos de PVC de 16 mm donde se colocó una cámara Nikon Coolpix W300 compacta a una distancia fija de 40 cm de la superficie a fotografiar con el objetivo de estandarizar las fotografías (**Figura 3**). En los casos que fueron necesarios se utilizó luz artificial, una linterna subacuática o el flash incorporado en la cámara. Se tomaron entre 2 y 4 fotografías del mismo cuadrante y luego se eligió la de mejor resolución para los análisis (**Figura 4**).



Figura 3. Fotocadrante creado con tubos de PVC de 16 mm. Flecha blanca punteada: 40cm.

Las imágenes digitales se analizaron a través del software de procesamiento de imágenes para aplicaciones ecológicas Photoquad (Trygonis y Sini 2012) e Image J (Schneider et al. 2012). En caso de ser necesario, se corrigió el contraste, brillo, luces, sombras o color de las fotografías. Los organismos epibentónicos presentes en las imágenes fueron identificados hasta el menor nivel taxonómico posible, se contaron y se calcularon sus porcentajes de cobertura, a partir de una grilla de 100 puntos distribuidos de manera uniforme sobre la imagen del cuadrante.

Para el **muestreo destructivo**, las mismas áreas previamente fotografiadas fueron raspadas con una espátula hasta desprender todos los organismos sésiles, sedentarios y móviles visibles. Las muestras fueron recolectadas en bolsas de malla de 500 micras de abertura y se congelaron hasta su procesamiento. En el laboratorio, todos los organismos visibles (macroalgas y macroinvertebrados) se separaron utilizando una lupa estereoscópica Leica (aumento de zoom de 8x a 35x) y se conservaron en alcohol al 70% hasta su identificación. Todos los organismos se contaron e identificaron hasta el menor nivel taxonómico posible y la determinación de taxones se realizó en base a guías de campo y claves taxonómicas. Por último, una vez identificados todos los taxones, se agruparon al nivel taxonómico de clase, se secaron

en estufa por 72 hs aproximadamente, y luego se cuantificó su biomasa como peso seco (con balanza de precisión al 0,01g).

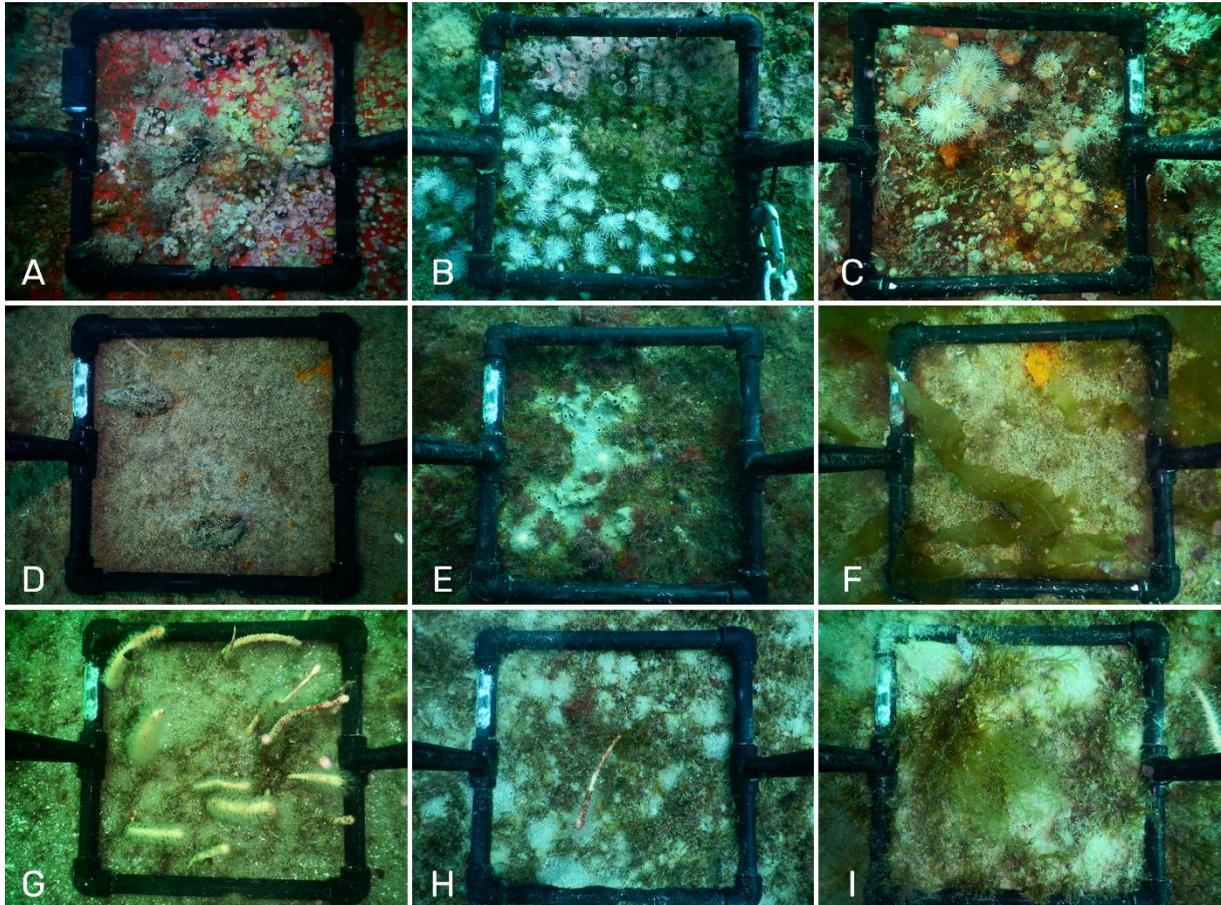


Figura 4. Fotocuadrantes de 25 x 25 cm en cada uno de los sitios de estudio: Arrecife Artificial Vertical (A-B-C), Arrecife Artificial Horizontal (D-E-F) y Arrecife Natural (G-H-I). De izquierda a derecha cada fotocadrante pertenece a un tiempo de muestreo 1,2 y 3.

2.3 Precisión de los métodos de muestreo. La precisión indica el grado de concordancia entre los resultados obtenidos al aplicar el mismo procedimiento de muestreo repetidas veces. Para conocer esta precisión debemos conocer el valor de la dispersión de las mediciones y se puede obtener dividiendo la desviación estándar de las mediciones con el valor medio del conjunto de datos, esto se conoce como **Coefficiente de Variación** (CV, expresado en porcentaje) y es una medida del grado de variabilidad de un conjunto de datos ampliamente utilizada (Thresher y

Gunn 1986). En este sentido, para estimar la precisión de ambos métodos se calcularon CV en base a la Riqueza de especies (S), para cada uno de los tiempos y sitios de muestreo.

Los métodos de muestreo también se compararon en su precisión para estimar los **Parámetros comunitarios** (Riqueza específica, Diversidad de Shannon y Equitatividad de Pielou) a partir del registro de todos los taxones y sus abundancias y para obtener índices de **diversidad funcional** (Riqueza (FRic), Equitatividad (FEve), Divergencia (FDiv) y Distancia (FDis) funcional; Laliberté y Legendre 2010, Córdova-Tapia y Zambrano 2015). Los Parámetros comunitarios se analizaron entre orientaciones del arrecife artificial (i.e. vertical y horizontal) y entre arrecifes (i.e. tipo de sustrato -artificial y natural-; AAH vs AN). Para los índices de diversidad funcional, se definieron seis rasgos funcionales relacionados con historia de vida, ecología trófica y preferencias ambientales. Estos fueron: movilidad, tamaño corporal, forma de vida, hábito de vida, tipo de dieta y estrategia alimentaria. Los rasgos se seleccionaron de acuerdo con su relevancia para la estructura y funcionamiento de la comunidad (van der Linden et al. 2017, Ilarri et al. 2018). Cada rasgo, con sus categorías, se detallan en la **Tabla 1**.

Tabla 1. Rasgos funcionales seleccionados y sus categorías (todas las familias fueron clasificadas en base a las características de los individuos adultos).

RASGOS FUNCIONALES	CATEGORÍAS
Movilidad	Sésil / Sedentario / Móvil
Tamaño corporal	<1 cm / 1-5 cm / 6-10 cm / >10 cm
Forma de vida	Unitario / Unitario-modular / Modular
Hábito de vida	Expuesto / Expuesto-oculto / Oculto
Tipo de dieta	Autótrofo / Carnívoro / Omnívoro / Herbívoro / Detritívoro / Parásito
Estrategia alimentaria	Filtrador / Ramoneador / Autótrofo / Predador / Suspensívoro / Carroñero

Así, la Riqueza funcional (FRic), mide la proporción del espacio funcional ocupado por los taxones en la superficie convexa (Villéger et al. 2010). La Equitatividad funcional (FEve) evalúa la distribución de las abundancias en el espacio funcional y varía en un rango de 0 a 1, siendo 1 cuando los taxones están igualmente representados. La Divergencia funcional (FDiv), es una medida de similitud funcional que analiza cómo se distribuyen los taxones más dominantes con relación a sus caracteres funcionales y la Dispersión funcional (FDis) nos indica cuán diferentes son las funciones de los taxones en la comunidad.

2.4 Efectividad de los métodos de muestreo. Para comparar la efectividad de cada método se registró el tiempo (minutos) necesarios para recolectar y procesar cada una de las muestras. En el Método fotográfico, el tiempo registrado incluyó la toma fotográfica en el campo, identificación de las especies presentes, conteo de los organismos y la estimación de la cobertura. En el caso del Método destructivo, el tiempo incluyó el raspado y recolección de la muestra, la separación posterior en el laboratorio, identificación, cuantificación y el tiempo empleado en preparar los organismos para la determinación de la biomasa. De este modo, se comparó el límite de detección de especies (esfuerzo de muestreo) entre métodos y se realizó un análisis de beneficio-costos. La tasa beneficio-costos es un indicador ampliamente utilizado para cuantificar la relación entre los costos relativos y los beneficios de determinado método o proyecto a partir de parámetros particulares (ver Hyvärinen et al. 2021). En este caso, este estimador se calculó a partir del cociente entre la eficiencia relativa en términos de la Riqueza de especies registrada (*beneficio*) y el tiempo (*costo*, en cantidad de minutos). De esta manera se definió el siguiente índice:

$$\text{IBC} = \text{Riqueza de Especies} / \text{Tiempo Empleado}$$

Este índice se obtuvo para cada método y cada uno de los sitios de estudio. Por otro lado, se determinó si existía una relación entre la Riqueza de especies registrada y el tiempo requerido para el procesamiento de las muestras, y si esta consistencia se mantenía en los distintos métodos de muestreo.

2.5. Comparaciones complementarias entre métodos de muestreo. Los métodos se compararon en cuánto a su capacidad para registrar la composición de especies de los ensamblajes epibentónicos de cada sitio de estudio. Además, debido a que, a través de ambos métodos se pueden obtener datos con diferentes unidades de medida, se evaluó si existía una relación cobertura-biomasa de los organismos más conspicuos identificados a través del Método fotográfico, agrupados al nivel taxonómico de clase.

Los organismos más conspicuos variaron según el sitio de estudio: AAV (Clase Anthozoa, Clase Ascidiacea, Clase Bivalvia y Clase Hydrozoa), AAH (*Algas*, Clase Ascidiacea y Clase Bivalvia) y AN (*Algas* y Clase Anthozoa). Si bien el término *Algas* no corresponde a una categoría taxonómica como tal, estos organismos debieron ser agrupados bajo este nombre debido a que separar por especies/clases a partir de muestras recolectadas por el Método destructivo insume un tiempo considerable en el laboratorio, el que excede los fines de este estudio. Por otra parte, la identificación de *algas* a nivel taxonómico específico a través del Método fotográfico resulta sumamente dificultoso.

2.6 Análisis de datos. Los Coeficientes de Variación se compararon cualitativamente y las diferencias en los estimadores de diversidad taxonómica se evaluaron con análisis de varianzas (ANOVA) de dos vías (con **tipo de muestreo** y **orientación u arrecife** como efectos fijos). Los datos fueron transformados (log), en aquellos casos donde las variables no cumplían con los supuestos de normalidad y homocedasticidad. En caso de no cumplirse con los supuestos

incluso con los datos transformados, se utilizó la prueba no paramétrica Scheirer-Ray-Hare y en caso de encontrarse diferencias significativas en los ANOVAs se aplicó la prueba de rango post-hoc de Tukey. Para evaluar las diferencias en los parámetros comunitarios entre el arrecife artificial y natural se realizaron t-test a partir de los datos obtenidos en el método destructivo. Por otro lado, para obtener una representación visual de las diferencias entre las muestras de cada método de muestreo, se realizaron análisis de ordenamiento (nMDS) utilizando el índice de Bray-Curtis para elaborar la matriz de similitudes.

El cálculo de los índices de diversidad funcional se realizó a partir de una matriz de rasgos funcionales y la matriz de abundancias. Para esto se usó el paquete mFD (Magneville et al. 2022) en R, el cual a partir de un análisis de coordenadas principales (PCoA) se genera un espacio multidimensional donde se calculan los índices utilizando las distancias basadas en los rasgos (Mouillot et al. 2013). Este análisis se realizó para cada uno de los sitios de muestreo y al nivel de familias, debido a que fue el nivel taxonómico más común registrado en el Método destructivo. Las diferencias de estos índices se analizaron de manera cualitativa y la información acerca de los rasgos funcionales fue compilada a partir de la revisión de la bibliografía disponible.

Con el propósito de comparar el límite de detección de especies y por lo tanto el esfuerzo de muestreo entre métodos, se realizaron curvas de rarefacción para cada uno de los sitios de estudio (Gotelli y Colwell 2001, Beisiegel et al. 2017). Por otro lado, las diferencias del Índice beneficio-coste (IBC) se evaluaron con la Prueba exacta de suma de rangos de Wilcoxon del paquete Coin (Hothorn et al. 2008) en R. La relación entre la Riqueza de especies registrada y el tiempo requerido para el procesamiento de las muestras se evaluó a partir de un análisis de regresión lineal. Estas regresiones se realizaron para cada uno de los métodos y sitios de estudio.

Para evaluar si la composición de especies difirió entre los métodos de muestreo en cada uno de los sitios de estudio, se utilizó el paquete *mva* (Wang et al. 2012) del software estadístico R (R Core Team 2023). Para realizar este análisis primero se ajustó un modelo lineal generalizado (GLM) a los datos de abundancia. Los supuestos del modelo se probaron a través del ploteo de los residuales y debido a que la relación entre la media y la varianza fue cuadrática se asumió una distribución binomial negativa. Luego, se probó la hipótesis multivariada aplicando la función *anova* para obtener un valor de *p* a partir de pruebas de razón de verosimilitud y método de remuestreo. Finalmente, para conocer qué taxones contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos se realizó una prueba univariada a cada especie aplicando el ajuste *p.uni="adjusted"* a la función *anova*.

Para la relación cobertura-biomasa se realizaron regresiones lineales entre el área cubierta (cm²) y el peso seco (g) para cada uno de los taxones en cuestión (Rollon et al. 2003, Andrefouet et al. 2004).

3. RESULTADOS

Se identificaron un total de 13 filos, 23 clases, 54 órdenes, 86 familias, 91 géneros y 78 especies entre todas las muestras recopiladas de los tres sitios de muestreo utilizando las dos metodologías. La lista taxonómica de las especies registradas a través de ambos métodos de muestreo puede visualizarse en la **Tabla A** del **Anexo**.

3.1 Precisión de los métodos de muestreo

3.1.1 Coeficientes de variación. Al comparar los Coeficientes de Variación de la Riqueza (S) calculados para cada uno de los tiempos de muestreo, en general éstos fueron menores en el Método destructivo (hasta un 70% diferentes en el AAV y AAH y 55% en AN; **Figura 5**). En este último, por lo tanto, las estimaciones de S son más homogéneas en comparación con las estimaciones del Método fotográfico.

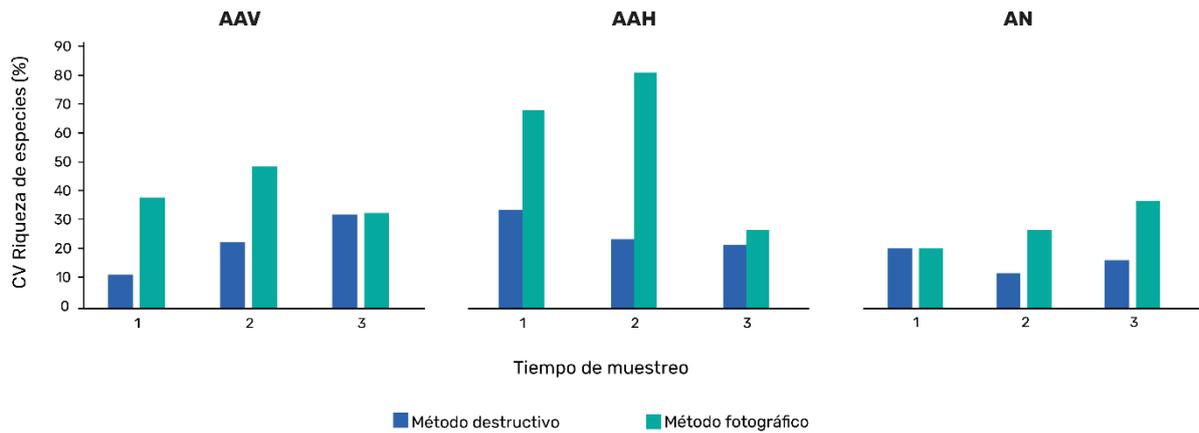


Figura 5. Coeficientes de Variación de la Riqueza de especies expresado en porcentaje (%) por sitio de estudio y tiempo de muestreo. Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH) y Arrecife Natural (AN).

3.1.2 Abundancias. Entre los tres sitios de muestreo se contabilizaron un total de 36.482 individuos con el Método destructivo y 9.213 individuos con el Método fotográfico (**Figura 6**).

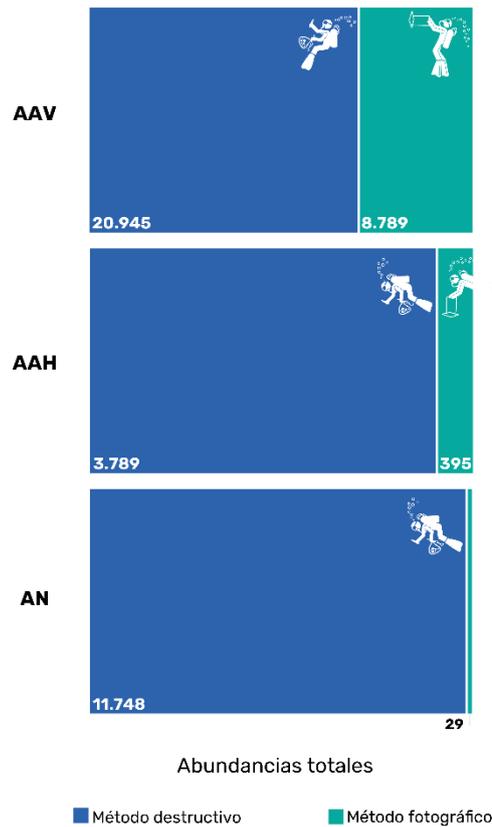


Figura 6. Abundancias totales de organismos por método de muestreo por sitio de estudio. Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH) y Arrecife Natural (AN).

3.1.3 Estimadores de diversidad entre orientaciones. Al comparar los parámetros comunitarios obtenidos a través de los dos métodos de muestreo entre las **orientaciones** del sustrato artificial (AAV vs AAH; **Figura 7**), la Riqueza (S) y el Índice de Shannon (H'), mostraron diferencias significativas entre los efectos principales *Orientación* y *Método*, sin interacción (ANOVA, $p < 0.001$ para ambos, **Tabla 2**). Independientemente del método, se registraron mayores valores de S en la superficie vertical y mayores valores de H' en la superficie horizontal. En todos los casos se registraron mayores S y H' con el Método destructivo (test de Tukey). Por otra parte, al comparar la equitatividad de Pielou (J'), sí fue significativa la interacción *Método* x *Orientación* ($p < 0,001$, **Tabla 2**).

Tabla 2. Resultados de los tests ANOVA de dos vías: Comparación de los parámetros comunitarios Riqueza específica (S), Índice de Shannon (H') y Equitatividad de Pielou (J') entre orientaciones del Arrecife Artificial (AAV-AAH) y entre los métodos de muestreo. M: Método, O: Orientación. E: Error. Color rojo: diferencias significativas.

	Riqueza específica (S)					Índice de Shannon (H')					Equitatividad de Pielou (J')				
	gl	SC	MC	f	p	gl	SC	MC	f	p	gl	SC	MC	f	p
M	1	79,15	79,15	159,21	<0,001	1	11,55	11,55	46,89	<0,001	1	0,00	0,00	0,005	0,94
O	1	4,64	4,64	9,32	<0,001	1	4,78	4,78	19,39	<0,001	1	3,22	3,22	70,46	<0,001
MxO	1	0,68	0,68	1,36	0,24	1	0,13	0,13	0,55	0,46	1	0,73	0,73	16,14	<0,001
E	92	45,74	0,50			92	22,67	0,24			92	4,20	0,04		

A partir del análisis de ordenamiento (nMDS) se visualizó que las muestras se separaron según el método de muestreo y según la orientación, siendo más dispersas en la orientación horizontal y agrupadas en la orientación vertical (**Figura 8A**).

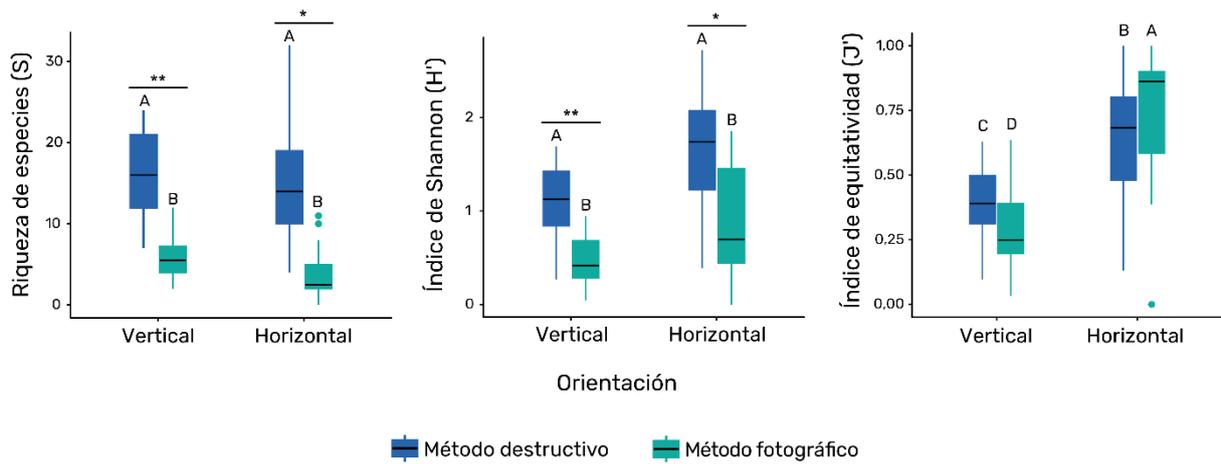


Figura 7. Comparación de los parámetros comunitarios Riqueza específica (S), Índice de Shannon (H') y Equitatividad de Pielou (J') entre orientaciones del arrecife artificial y métodos de muestreo. Los diagramas de caja señalan: el primer y tercer cuartil (cajas), las medianas (líneas dentro de las cajas), los mínimos y máximos (bigotes) y datos atípicos (puntos). Letras (A, B, C y D) y asteriscos (*) diferentes indican diferencias significativas ($p < 0,05$) en Test de Tukey.

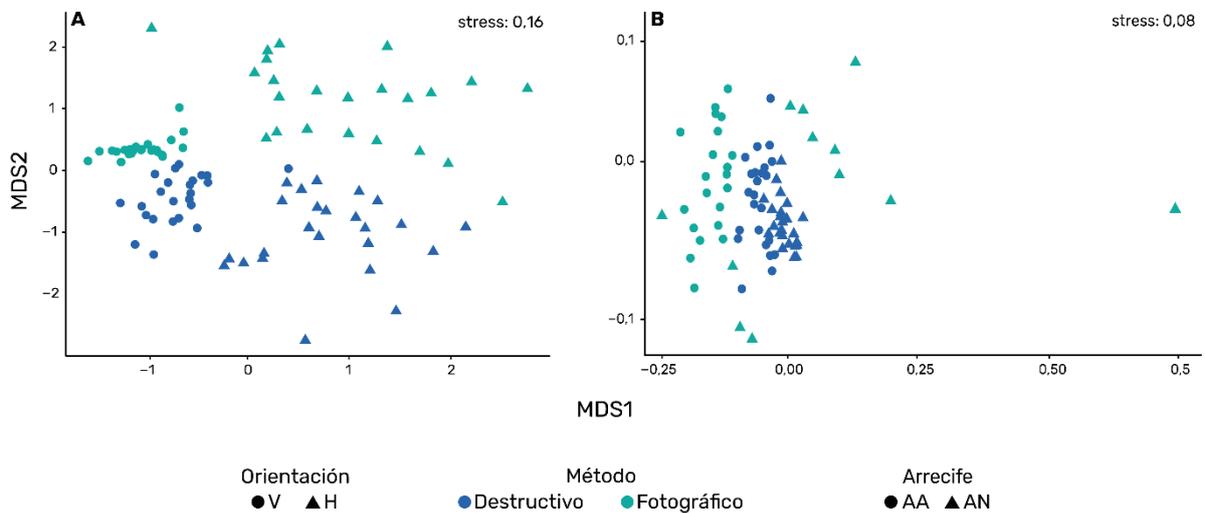


Figura 8. Escalamiento multidimensional (nMDS) entre métodos de muestreo comparando entre A) Orientación vertical y horizontal del Arrecife Artificial; y B) Arrecife Artificial Horizontal y Arrecife Natural. V: Orientación vertical. H: Orientación horizontal. AA: Arrecife Artificial. AN: Arrecife Natural.

3.1.4 Estimadores de diversidad entre arrecifes. Al evaluar las estimaciones de los parámetros comunitarios a través de los métodos de muestreo entre **arrecifes** (AAH vs AN), se observaron diferencias significativas en la interacción de los factores *Método x Arrecife*

(ANOVA, $p < 0.001$; ver **Figura 9** y **Tabla 3**) en S, H' y J'. En el nMDS, se visualizó que las muestras del Método fotográfico están más dispersas y distantes en ambos tipos de sustrato, mientras que, las muestras del Método destructivo se encuentran relativamente más agrupadas (**Figura 8B**).

Tabla 3. Comparación de los parámetros comunitarios Riqueza específica (S), Índice de Shannon (H') y Equitatividad de Pielou (J') entre arrecifes (AAH-AN) y entre métodos de muestreo. S y H' corresponden a un ANOVA de dos vías. J' corresponde al test Scheirer-Ray-Hare. M: Método, A: Arrecife. Color rojo: Diferencias significativas.

	Riqueza específica (S)					Índice de Shannon (H')					Equitatividad de Pielou (J')			
	gl	SC	MC	f	p	gl	SC	MC	f	p	gl	SC	h	p
M	1	189,7	189,7	357,9	<0,001	1	28,91	28,91	105,3	<0,001	1	3936	52,497	<0,001
A	1	0,06	0,06	0,11	0,73	1	2,76	2,76	10,06	<0,001	1	1014	1,352	0,244
MxA	1	16,43	16,43	30,99	<0,001	1	2,58	2,58	9,42	<0,001	1	6338	8,451	<0,001
E	92	48,76	0,53			92	25,26	0,27			92	2452		

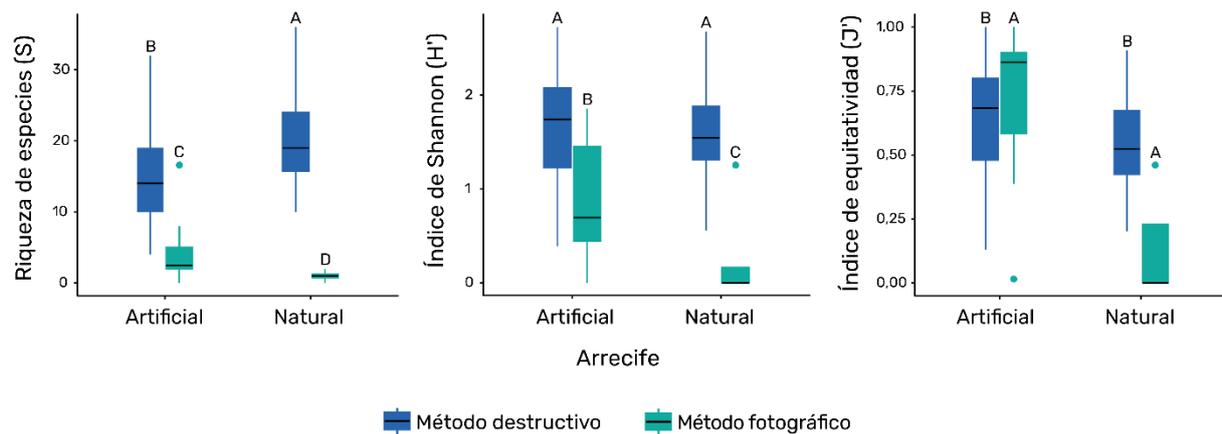


Figura 9. Comparación de los parámetros comunitarios Riqueza específica (S), Índice de Shannon (H') y Equitatividad de Pielou (J') entre arrecifes y métodos de muestreo. Los diagramas de caja señalan: el primer y tercer cuartil (cajas), las medianas (líneas dentro de las cajas), los mínimos y máximos (bigotes) y datos atípicos (puntos). Letras diferentes indican diferencias significativas (Test de Tukey, $p < 0,05$).

Cuando se analizaron los parámetros de la comunidad en distintos arrecifes, considerando únicamente los datos obtenidos a través del Método destructivo, se observó mayor S en el sustrato natural (t-test, $df= 46$, $p= 0.002$). No se encontraron diferencias significativas en H' y J' (t-test, $df= 46$ para ambos, $p= 0.946$ y $p= 0.145$ respectivamente).

3.1.5 Diversidad funcional. Al evaluar la diversidad funcional mediante la comparación de los valores obtenidos a través de los métodos de muestreo, los dos primeros ejes del PCoA capturaron más del 50% de la variabilidad de los datos, lo que proporcionó una representación sólida de la disimilitud funcional entre las familias en los sitios de muestreo.

Se observó una variación en los valores de los índices funcionales entre los dos métodos de muestreo, siendo en general más altos en el Método destructivo (**Figura 10**). Específicamente, la Riqueza funcional (FRic), fue menor en el Método Fotográfico con una variación más pronunciada en los sitios AAH y AN, además, en estos sitios se cumplió el mismo patrón con los valores de Equitatividad (FEve). Por otro lado, la Divergencia funcional (FDiv), exhibió valores más bajos en el Método destructivo en los sitios AAH y AN, mientras que fue más alta en el AAV con este mismo método. Finalmente, los valores de la Dispersión funcional (FDis), fueron mayores en el Método destructivo en todos los sitios de estudio (AAV, AAH y AN).

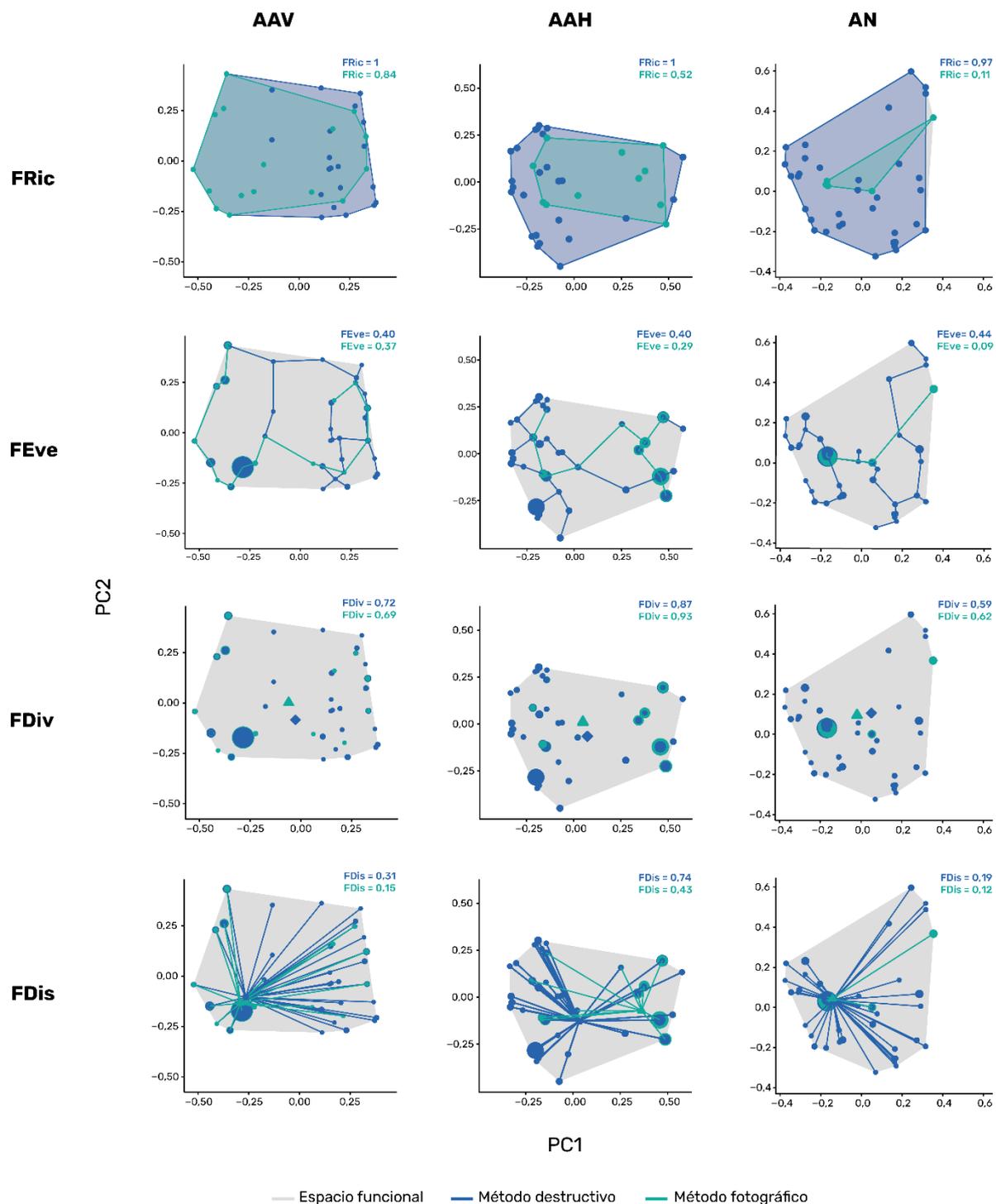


Figura 10. Índices de diversidad funcional en cada sitio de estudio obtenidos a través de un Método destructivo y un Método fotográfico. Los puntos corresponden a las familias y su diámetro es proporcional a sus abundancias. El polígono gris representa el espacio funcional. FRic (Riqueza funcional): volúmen del casco convexo ocupado por las familias en el espacio funcional. FEve (Equitatividad funcional): los rasgos coloreados representan el árbol

de expansión mínima (mst) que vincula a las familias de cada conjunto. FDiv (Divergencia funcional): los centros de gravedad de los vértices (familias con rasgos funcionales más extremos) se representan con un cuadrado (Método destructivo) y triángulo (Método Fotográfico). Las familias de cada conjunto de datos tienen diferentes tamaños dado su peso relativo. FDis (Distancia funcional): distancia promedio ponderada por la abundancia al valor promedio ponderado por la abundancia de los rasgos de la comunidad (centros de gravedad; cuadrado para el Método destructivo, triángulo para el Método fotográfico). Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH), Arrecife Natural (AN). Representaciones realizadas siguiendo el enfoque de Magneville et al. 2022 y Mouillot et al. 2013.

3.2 Efectividad de los métodos de muestreo. Las curvas de rarefacción realizadas para comparar la detección de especies a partir del esfuerzo entre métodos, mostraron diferencias, alcanzando rápidamente una asíntota estable en el Método fotográfico (**Figura 11**) en todos los sitios de estudio. Con este método, la aproximación a una asíntota se detecta al 9° cuadrante en el AAV y AAH y al 7° cuadrante en el AN. Es decir, a partir de este esfuerzo de muestreo ya se detectan la mayoría de los taxones de la comunidad. Por el contrario, en el Método destructivo, si bien se registró un mayor número de taxones, el número de muestras colectadas fue insuficiente para alcanzar una asíntota en el número de taxones detectados.

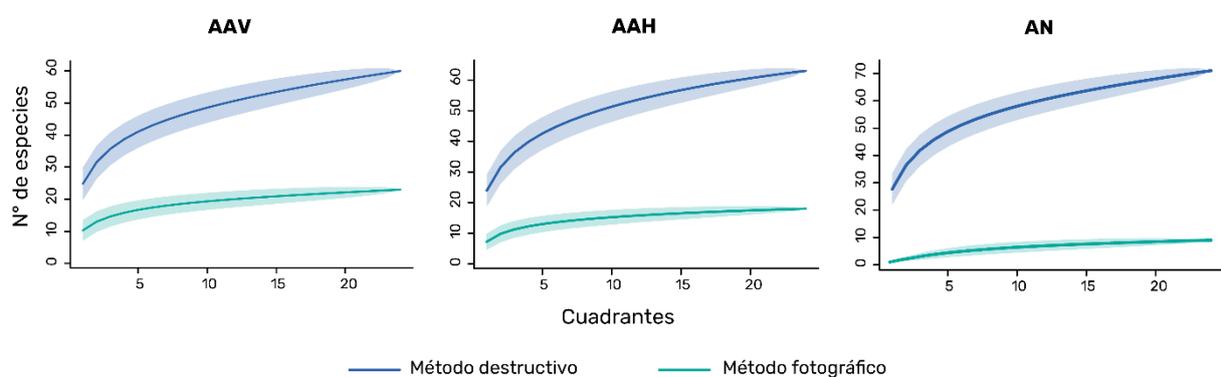


Figura 11. Curvas de rarefacción para cada uno de los sitios de muestreo a través de dos métodos de muestreo. Las curvas muestran la Riqueza de especies esperada promedio (línea sólida dentro de los polígonos) y el error

estándar (grosor de los polígonos) en función del esfuerzo de muestreo (cuadrantes). Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH) y Arrecife Natural (AN).

Los tiempos registrados para cada uno de los métodos de muestreo, mostraron que la efectividad de los métodos en términos de tiempo y Riqueza de especies registrada fue variable (**Tabla 4**). Así, el tiempo total para recolectar y procesar 24 muestras en el AAV con el Método destructivo fue de 7201 minutos (120 horas) con una Riqueza máxima de 29 especies, mientras que, para el mismo número de muestras en el Método fotográfico fue de 698 minutos (11 horas) con una Riqueza máxima de 12 especies. En el AAH fue de 4517 minutos (75 horas) con una Riqueza máxima de 37 especies y 495 minutos (8 horas) con una Riqueza máxima de 14 especies para el Método destructivo y Método fotográfico, respectivamente. Del mismo modo, en el AN recolectar y procesar 24 muestras llevó un tiempo total de 7193 minutos (119 horas) con una Riqueza máxima de 43 especies con el Método destructivo y 205 minutos (3 horas) con una Riqueza máxima de 4 especies en el Método fotográfico.

Asimismo, el tiempo promedio para tomar y procesar una muestra del Método destructivo fue de 300 minutos en el AAV, 188 minutos en el AAH y 299 minutos en el AN, mientras que, la Riqueza promedio fue de 16, 20 y 27 respectivamente. Por el contrario, para tomar y procesar una muestra del Método fotográfico el tiempo promedio fue de 29 minutos en el AAV, 20 minutos en el AAH y 8 minutos en el AN. Con este método la Riqueza promedio fue de 6, 4 y 3 respectivamente.

Tabla 4. Comparación de la efectividad del Método destructivo y el Método fotográfico en términos de tiempos (costo) y cantidad de taxones identificados (beneficio). Los datos incluyen todos los sitios de estudio. Los ítems que poseen dos valores corresponden a los tiempos máximos y mínimos registrados. Muestreo sub.: muestreo subacuático.

ACTIVIDAD	MÉTODO DESTRUCTIVO	MÉTODO FOTOGRÁFICO
Tiempo por muestra (muestreo sub.)	1 - 6 minutos	5 segundos - 1 minuto
Tiempo análisis de muestras	43 minutos - 18 horas	5 minutos - 1 hora
Tiempo total muestreo sub. (N=24)	2 horas	25 minutos
Nº de taxones identificados por muestra	7 - 43 taxones	2 - 14 taxones

Los valores del índice beneficio-costo (IBC) fueron mayores en el Método fotográfico en todos los sitios de estudio con diferencias significativas (**AAV**: $w=45$, $p<0,0001$; **AAH**: $w=147,5$, $p=0,0039$; **AN**: $w=0$, $p<0,0001$). De esta manera, podemos establecer que el Método fotográfico es más eficiente en términos de obtener una mayor Riqueza de especies por unidad de tiempo empleado (**Figura 12**).

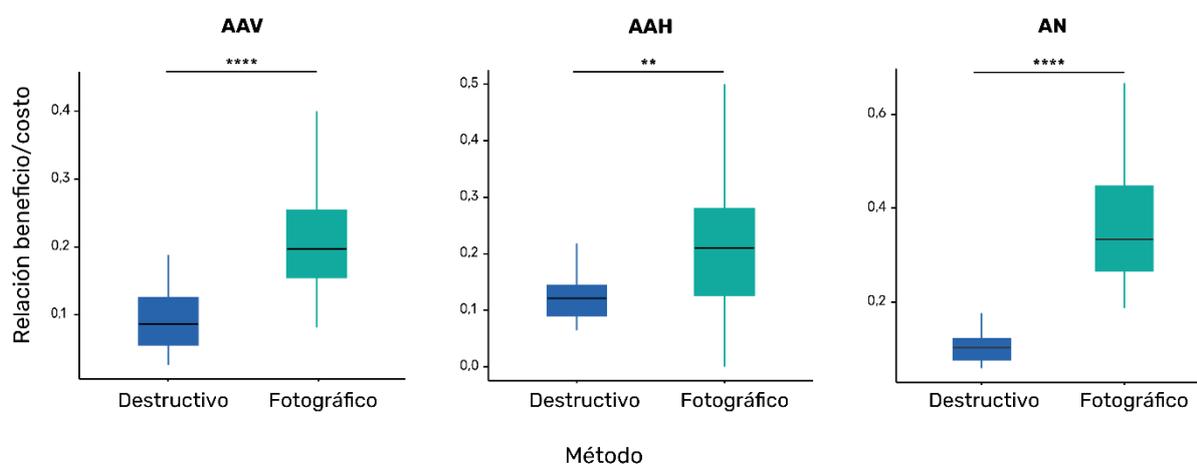


Figura 12. Índice costo-beneficio obtenido entre el cociente del beneficio (Riqueza específica S) y el costo (Tiempo de procesamiento de las muestras) para cada uno de los sitios de estudio. Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH), Arrecife Natural (AN). Los diagramas de caja señalan: el primer y tercer cuartil (cajas), las medianas (líneas dentro de las cajas) y los mínimos y máximos (bigotes).

Las regresiones lineales mostraron una correlación positiva entre las variables *tiempo de procesamiento* (en minutos) y *Riqueza de especies registrada*. Este patrón se cumplió en todos los sitios de estudio y en ambos métodos de muestreo (**Figura 13**). En el AAV las regresiones fueron estadísticamente significativas ($p<0,05$) con porcentajes de explicación (R^2)

mayor al 50% en el Método destructivo y de alrededor del 30% en el Método fotográfico (Tabla 5). Asimismo, las regresiones también fueron estadísticamente significativas ($p < 0,001$) en el AAH, con porcentajes de explicación mayores al 60% en ambos métodos de muestreo (Tabla 5). Finalmente, en el AN las regresiones fueron diferentes, siendo estadísticamente significativa ($p < 0,001$) solamente en el Método destructivo con un porcentaje de explicación mayor al 80% (Tabla 5).

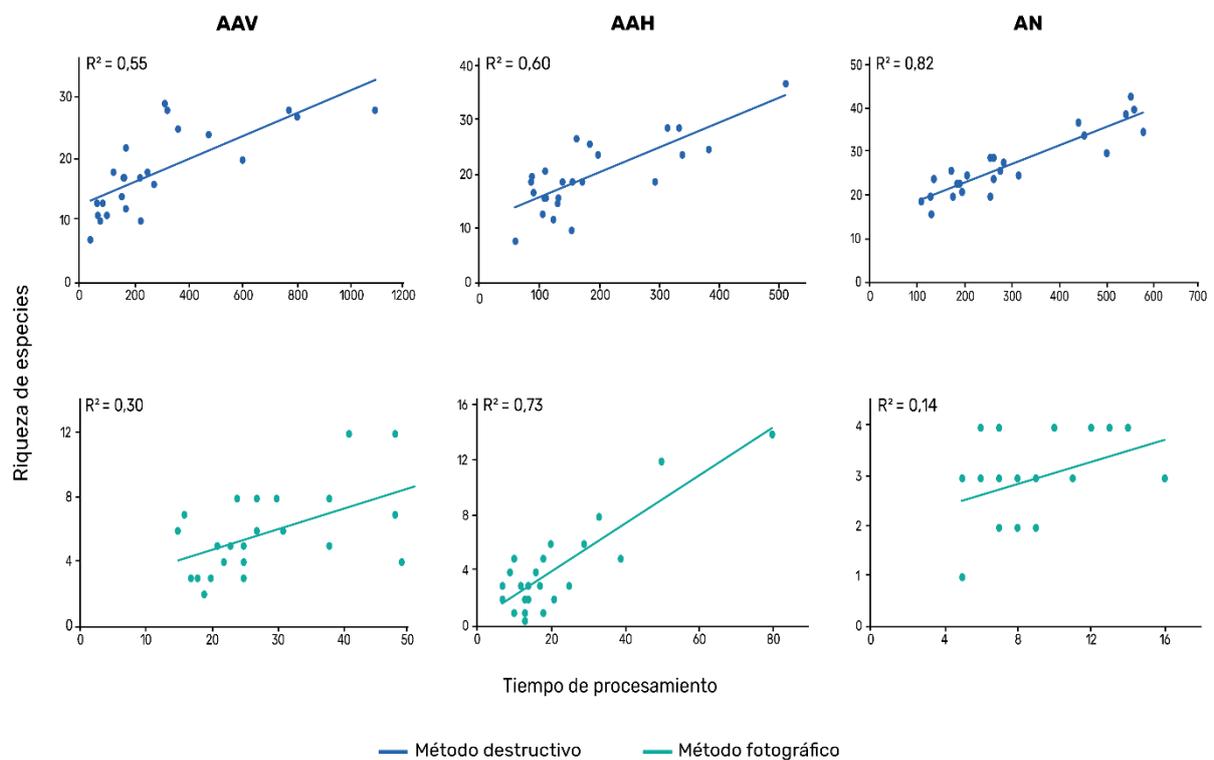


Figura 13. Regresiones lineales a partir del tiempo (minutos) necesario para el muestreo y el análisis de laboratorio de cada una de las muestras (*costo*), y de su eficiencia relativa en términos de la Riqueza de especies registrada (*beneficio*). Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH) y Arrecife Natural (AN).

Tabla 5. Resultados estadísticos de regresiones lineales entre las variables tiempo de procesamiento (en minutos) y Riqueza de especies registrada a través de dos métodos de muestreo en cada sitio de estudio. Color rojo: valores significativos. Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH) y Arrecife Natural (AN).

	AAV		AAH		AN	
Método	Destructivo	Fotográfico	Destructivo	Fotográfico	Destructivo	Fotográfico
R ²	0,55	0,30	0,60	0,76	0,82	0,14
F	27,32	9,58	34,07	66,60	100,65	3,81
p	<0,001	0,005	<0,001	<0,001	<0,001	0,06

3.3 Comparación de ensambles entre métodos de muestreo. Al evaluar si la composición de especies obtenida a partir de las abundancias difiere entre los métodos de muestreo en cada uno de los sitios de estudio, los ensambles epibentónicos mostraron diferencias significativas (mvabund; **AAV**: LRT=591,4; **AAH**: LRT= 556,6; **AN**: LRT=963,2; p<0,001 para todos). Esto indica que la composición de especies varía en función del método de muestreo empleado en todos los sitios. Al aplicar el análisis univariado, el número de taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos en el AAV fueron 16 (p<0,05, **Tabla 6**), registrándose a los taxones *Amphibalanus*, Bivalvia y Familia Mytilidae en el Método fotográfico y a *Ostrea puelchana* y *Chaetopleura isabellei* en ambos métodos de muestreo. El resto de los taxones, sólo se registraron en el Método destructivo (**Figura 14-15**).

Tabla 6. Taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos de muestreo al registrar el ensamble epibentónico del Arrecife Artificial Vertical (p<0,05).

Orden Amphipoda	<i>Sphaeroma serratum</i> (J. C. Fabricius, 1787)
<i>Amphibalanus</i> Pitombo, 2004	Bivalvia
<i>Amphibalanus improvisus</i> (Darwin, 1854)	Familia Mytilidae
<i>Pachycheles chubutensis</i> Boschi, 1963	<i>Chaetopleura isabellei</i> (d'Orbigny, 1841)
<i>Pelia rotunda</i> A. Milne-Edwards, 1875	<i>Pododesmus rudis</i> (Broderip, 1834)
<i>Halicarcinus planatus</i> (Fabricius, 1775)	<i>Ostrea puelchana</i> d'Orbigny, 1842
<i>Pilumnoides hassleri</i> A. Milne-Edwards, 1880	Familia Eunicidae
<i>Rochinia gracilipes</i> A. Milne-Edwards, 1875	<i>Syllis</i> sp.

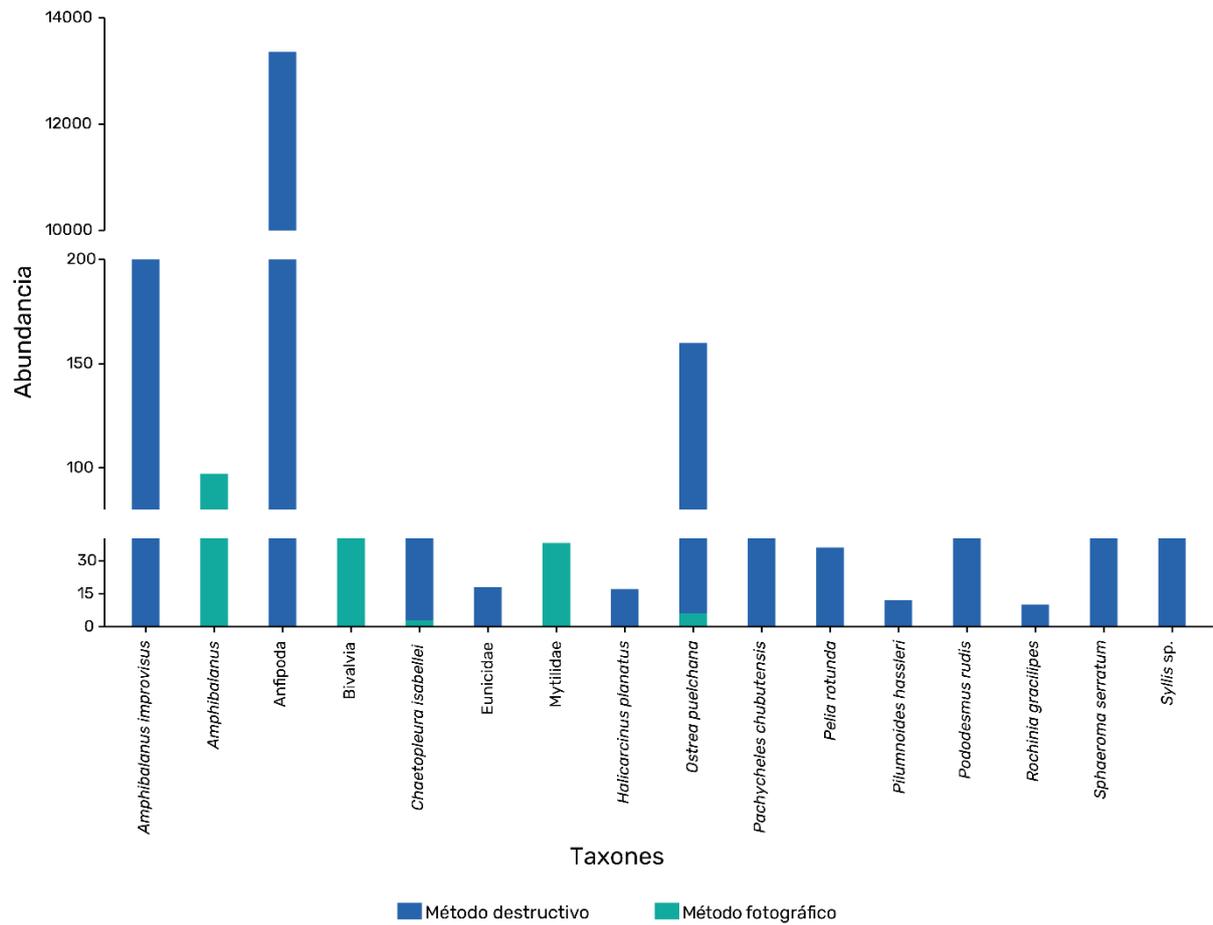


Figura 14. Abundancia de los taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias entre los métodos de muestreo al registrar el ensamblaje epibentónico del Arrecife Artificial Vertical ($p < 0,05$).

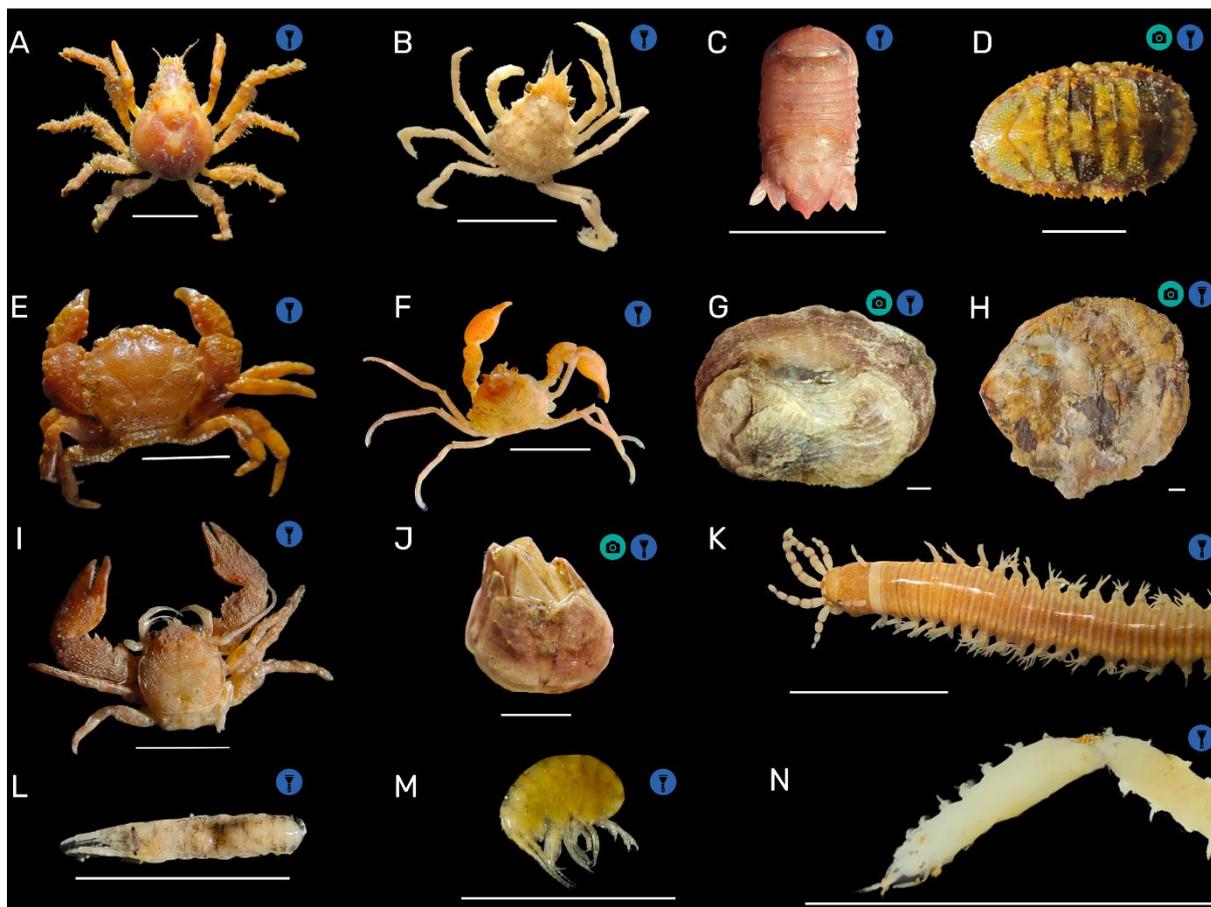


Figura 15. Invertebrados que contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos de muestreo ($p < 0,05$) en el Arrecife Artificial Vertical (AAV). Los taxones registrados en el método fotográfico fueron en su mayoría a niveles de taxonomía altos (clase, orden, familia). **A:** *Pelia rotunda* A. Milne-Edwards, 1875. **B:** *Rochinia gracilipes* A. Milne-Edwards, 1875. **C:** *Sphaeroma serratum* (J. C. Fabricius, 1787). **D:** *Chaetopleura isabellei* (d'Orbigny, 1841). **E:** *Pilumnoides hassleri* A. Milne-Edwards, 1880. **F:** *Halicarcinus planatus*. **G:** *Pododesmus rudis* (Broderip, 1834). **H:** *Ostrea puelchana* d'Orbigny, 1842. **I:** *Pachycheles chubutensis* Boschi, 1963. **J:** *Amphibalanus improvisus* (Darwin, 1854). **K:** Familia Eunicidae. **L-M:** Orden Amphipoda. **N:** *Syllis* sp. Círculo azul: Método destructivo. Círculo verde: Método fotográfico. Escala: 5 mm.

En el caso del AAH, los taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias fueron 21 ($p < 0,05$, **Tabla 7**), registrándose a los taxones Familia Mytilidae y Columbelloidea en el Método fotográfico. El resto de los taxones sólo se registraron en el Método destructivo (**Figura 16-17**).

Tabla 7. Taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos de muestreo al registrar el ensamblaje epibentónico del Arrecife Artificial Horizontal ($p < 0,05$).

Orden Amphipoda	<i>Fargoa bushiana</i> (Bartsch, 1909)
Orden Leptostraca	<i>Bostrycapulus odites</i> Collin, 2005
<i>Amphibalanus improvisus</i> (Darwin, 1854)	<i>Crepidula onyx</i> G. B. Sowerby I, 1824
<i>Calyptraeotheres garthi</i> (Fenucci, 1975)	<i>Musculus viator</i> (d'Orbigny, 1842)
<i>Rochinia gracilipes</i> A. Milne-Edwards, 1875	<i>Chaetopleura isabellei</i> (d'Orbigny, 1841)
<i>Sphaeroma serratum</i> (J. C. Fabricius, 1787)	<i>Amphipholis squamata</i> (Delle Chiaje, 1828)
Familia Mytilidae	<i>Ophioplocus januarii</i> (Lütken, 1856)
Familia Columbelloidea	Familia Terebellidae
<i>Anachis isabellei</i> (d'Orbigny, 1839)	Familia Polynoidae
<i>Costoanachis sertularium</i> (d'Orbigny, 1839)	Familia Eunicidae
<i>Parvanachis paessleri</i> (Strebel, 1905)	

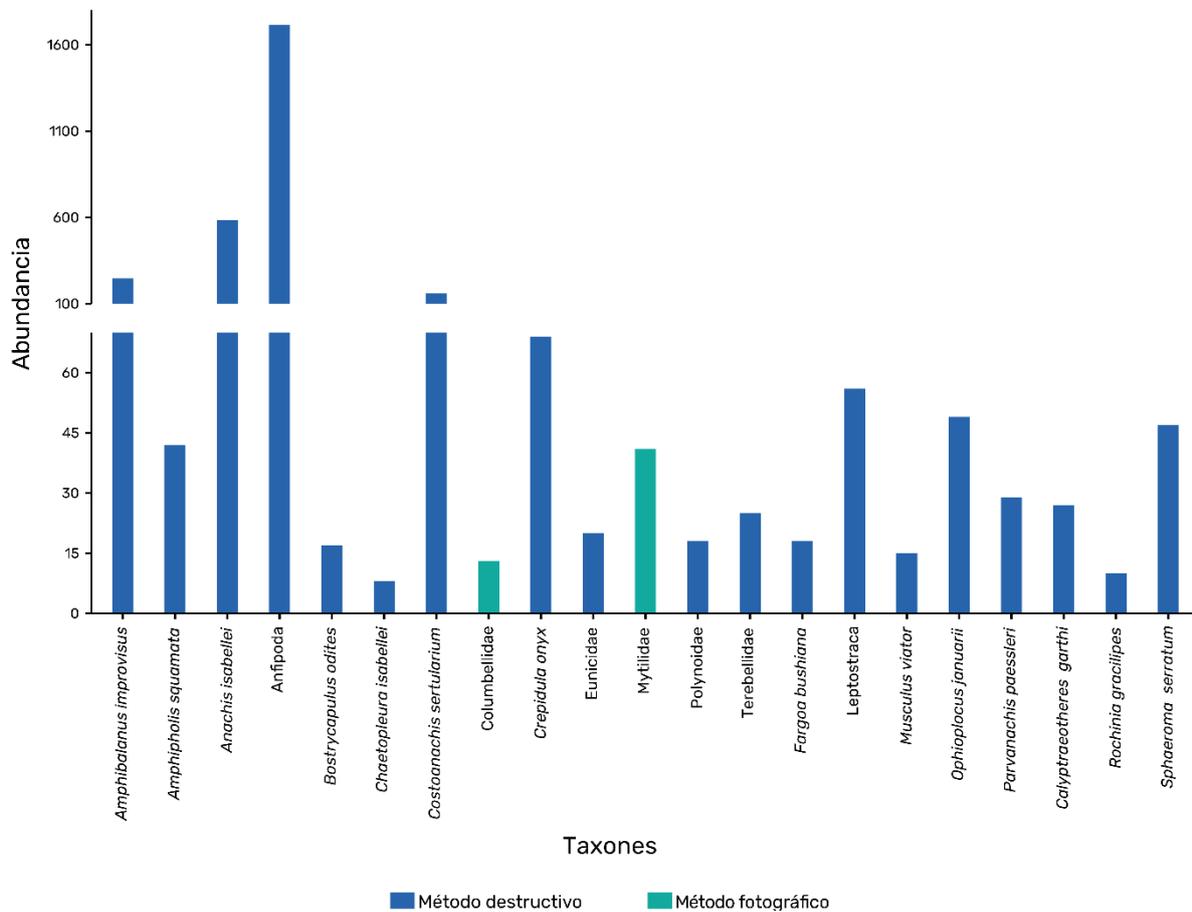


Figura 16. Abundancia de los taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias entre los métodos de muestreo al registrar el ensamble epibentónico del Arrecife Artificial Horizontal ($p < 0,05$).

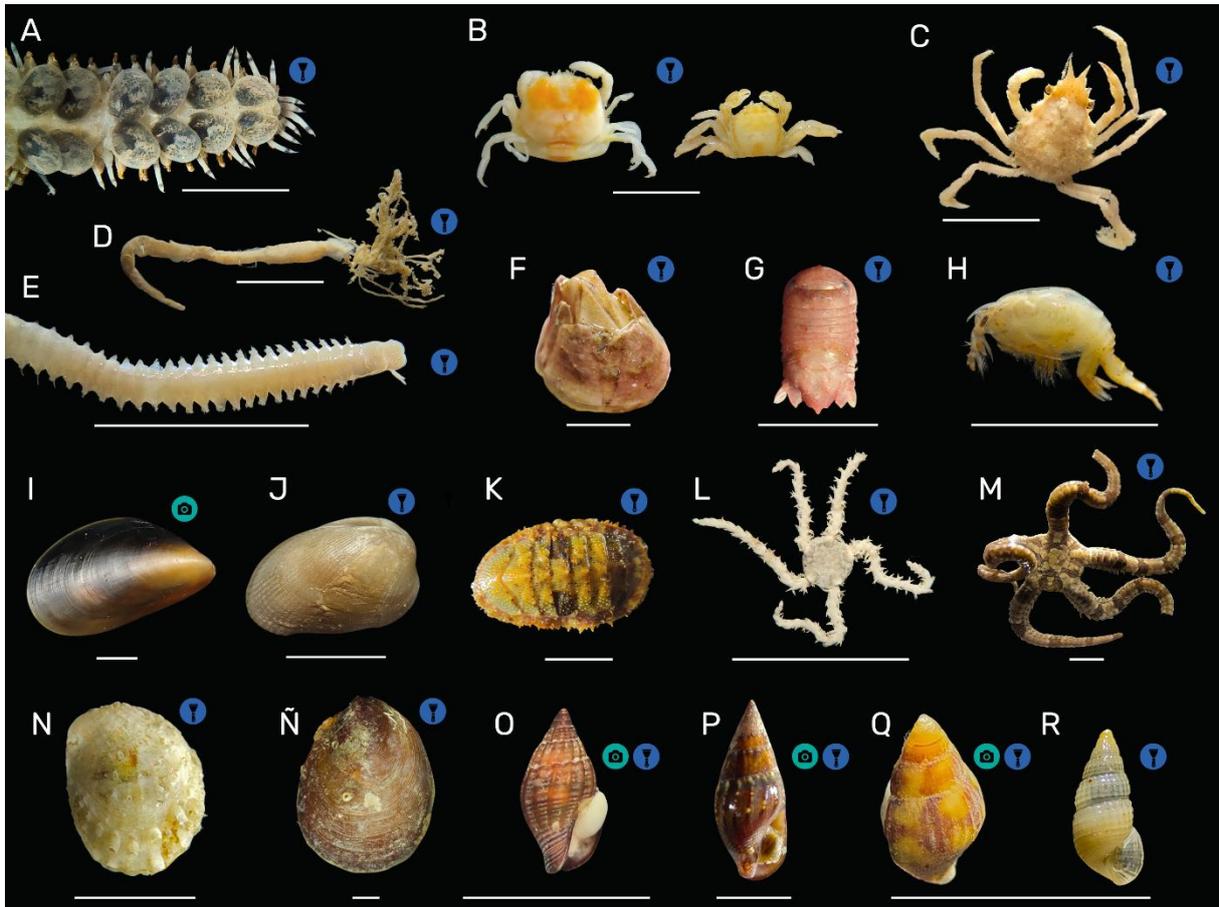


Figura 17. Invertebrados que contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos de muestreo ($p < 0,05$) en el Arrecife Artificial Horizontal (AAH). Los taxones registrados en el método fotográfico fueron en su mayoría a niveles taxonómicos altos (clase, orden, familia). **A:** Familia Polynoidae. **B:** *Calyptraeotheres garthi* (Fenucci, 1975; izquierda: hembra; derecha: macho). **C:** *Rochinia gracilipes* A. Milne-Edwards, 1875. **D:** Familia Terebellidae. **E:** Familia Eunicidae. **F:** *Amphibalanus improvisus* (Darwin, 1854). **G:** *Sphaeroma serratum* (J. C. Fabricius, 1787). **H:** Orden Leptostraca. **I:** Familia Mytilidae. **J:** *Musculus viator* (d'Orbigny, 1842). **K:** *Chaetopleura isabellei* (d'Orbigny, 1841). **L:** *Amphipholis squamata* (Delle Chiaje, 1828). **M:** *Ophioplocus januarii* (Lütken, 1856). **N:** *Bostrycapulus odites* Collin, 2005. **Ñ:** *Crepidula onyx* G. B. Sowerby I, 1824. **O:** *Anachis isabellei* (d'Orbigny, 1839). **P:** *Costoanachis sertularium* (d'Orbigny, 1839). **Q:** *Parvanachis paessleri* (Strebel, 1905). **R:** *Fargoa bushiana* (Bartsch, 1909). Círculo azul: método destructivo. Círculo verde: Método fotográfico. Escala: 5 mm.

Por último, en el AN los taxones que contribuyeron a las diferencias fueron 32 ($p < 0,05$, **Tabla 8**). En este caso, los taxones *Carolesia blakei*, *Calliostoma jucundum*, *Costoanachis sertulariarum* y *Tegula patagonica* se registraron en ambos métodos de muestreo. Además, este sitio presentó un mayor número de taxones que caracterizaron significativamente al Método destructivo (**Figura 18-19**).

Tabla 8. Taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos de muestreo al registrar el ensamblaje epibentónico del Arrecife Natural ($p < 0,05$).

<i>Amphipholis squamata</i> (Delle Chiaje, 1828)	Orden Leptostraca
<i>Ophioplocus januarii</i> (Lütken, 1856)	Orden Amphipoda
<i>Anachis isabellei</i> (d'Orbigny, 1839)	Orden Tanaidacea
<i>Carolesia blakei</i> (Clench & Aguayo, 1938)	Orden Myodocopida sp. no identificado I
<i>Calliostoma jucundum</i> (Gould, 1849)	Familia Cylindroleberididae
<i>Costoanachis sertulariarum</i> (d'Orbigny, 1839)	<i>Halicarcinus planatus</i> (Fabricius, 1775)
<i>Olivella tehuelcha</i> (Duclos, 1835)	<i>Leucippa pentagona</i> H. Milne Edwards, 1833
<i>Parvanachis paessleri</i> (Strebel, 1905)	<i>Pagurus criniticornis</i> (Dana, 1852)
<i>Tegula patagonica</i> (d'Orbigny, 1838)	<i>Pyromaia tuberculata</i> (Lockington, 1877)
<i>Carditamera plata</i> (Ihering, 1907)	<i>Sphaeroma serratum</i> (J. C. Fabricius, 1787)
<i>Crenella divaricata</i> (d'Orbigny, 1853)	Familia Terebellidae
<i>Felaniella vilardeboana</i> (d'Orbigny, 1846)	Familia Maldanidae
<i>Musculus viator</i> (d'Orbigny, 1842)	<i>Golfingia</i> Lankester, 1885
<i>Transenpitar americana</i> (Doello-Jurado in Carcelles, 1951)	Familia Eunicidae
<i>Lyonsia alvarezii</i> d'Orbigny, 1846	Familia Polynoidae
Orden Cumacea	<i>Syllis</i> sp.

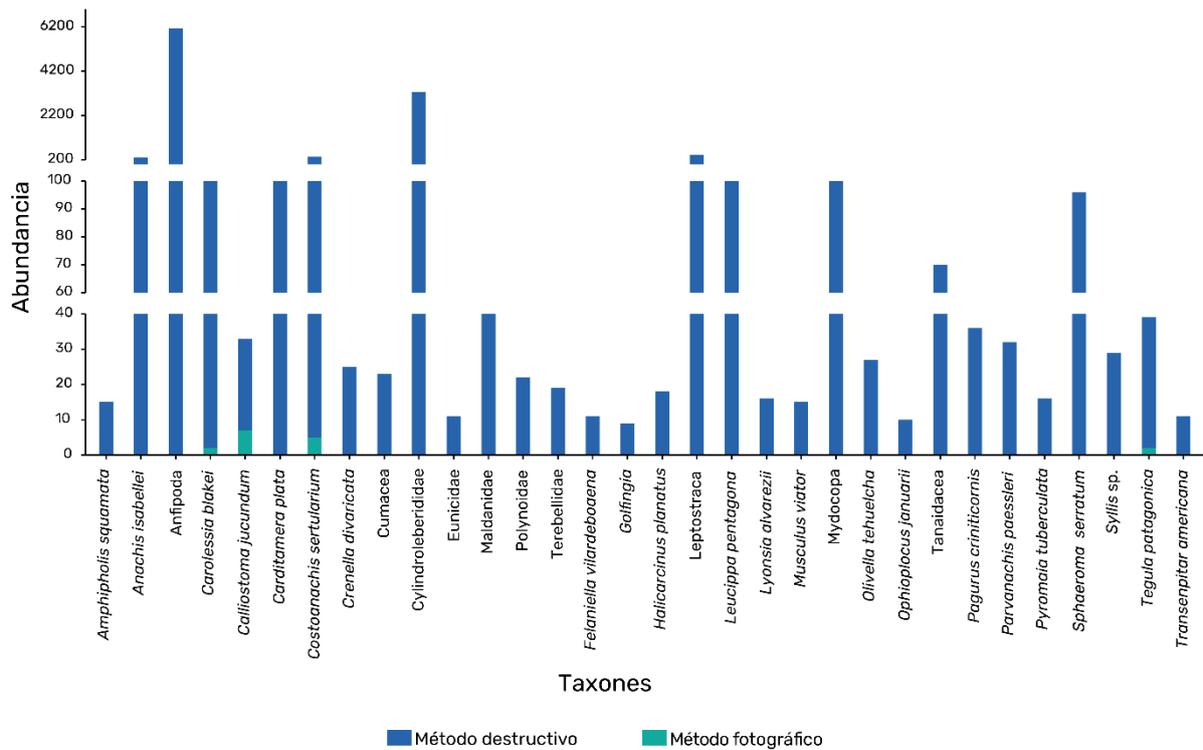


Figura 18. Abundancia de los taxones que contribuyeron significativamente a las diferencias entre los métodos de muestreo al registrar el ensamblaje epibentónico del Arrecife Natural ($p < 0,05$).



Figura 19. Invertebrados que contribuyeron significativamente a las diferencias entre métodos de muestreo ($p < 0,05$) en el Arrecife Natural (AN). Los taxones registrados en el Método fotográfico fueron en su mayoría a niveles taxonómicos altos (clase, orden, familia). **A:** *Parvanachis paessleri* (Strebel, 1905). **B:** *Anachis isabellei* (d'Orbigny, 1839). **C:** *Olivella tehuelcha* (Duclos, 1835). **D:** *Costoanachis sertularium* (d'Orbigny, 1839). **E:** *Calliostoma jucundum* (Gould, 1849). **F:** *Carolesia blakei* (Clench & Aguayo, 1938). **G:** *Tegula patagonica* (d'Orbigny, 1838). **H:** *Transenpitar americana* (Doello-Jurado in Carcelles, 1951). **I:** *Lyonsia alvarezii* (d'Orbigny, 1846). **J:** *Felaniella vilardeboana* (d'Orbigny, 1846). **K:** *Crenella divaricata* Yokoyama, 1922. **L:** *Carditamera plata* (Ihering, 1907). **M:** *Musculus viator* (d'Orbigny, 1842). **N:** Orden Amphipholis squamata (Delle Chiaje, 1828). **Ñ:** *Ophioplocus januarii* (Lütken, 1856). **O:** Orden Tanaidacea. **P:** Orden Leptostraca. **Q:** Familia Maldanidae. **R:** *Halimacrinus planatus* (Fabricius, 1775). **S:** *Leucippa pentagona* H. Milne Edwards, 1833. **T:** Orden Myodocopida (izquierda), Familia Cylindroleberididae (derecha). **U:** Familia Eunicidae. **V:** *Pyromaia tuberculata* (Lockington, 1877). **W:** *Pagurus criniticornis* (Dana, 1852). **X:** Familia Terebellidae. **Y:** *Golfingia* Lankester, 1885. **Z:** Familia Polynoidae. Círculo azul: Método destructivo. Círculo verde: Método fotográfico. Escala: 5 mm.

3.4 Relación Cobertura-Biomasa. Al evaluar la relación cobertura-biomasa de los organismos sésiles más conspicuos identificados a través del Método fotográfico, las regresiones lineales mostraron una correlación positiva entre ambas variables para la clase Anthozoa en el AN ($p < 0,001$, $F=22,52$) y un porcentaje de explicación del 50% ($R^2=0,50$). Lo mismo ocurrió para la clase Bivalvia del AAV ($p < 0,001$; $F=26,95$; $R^2=0,55$) y el AAH ($p < 0,001$, $F=53,56$, $R^2=0,70$) y para la clase Hydrozoa del AAV ($p < 0,001$, $F=23,25$, $R^2=0,51$). Para el resto de las clases no se registraron relaciones lineales ($R^2 < 0,50$), observándose una relación negativa ($p=0,08$, $F=3,16$) en las Algas del AAH (**Figura 20**).

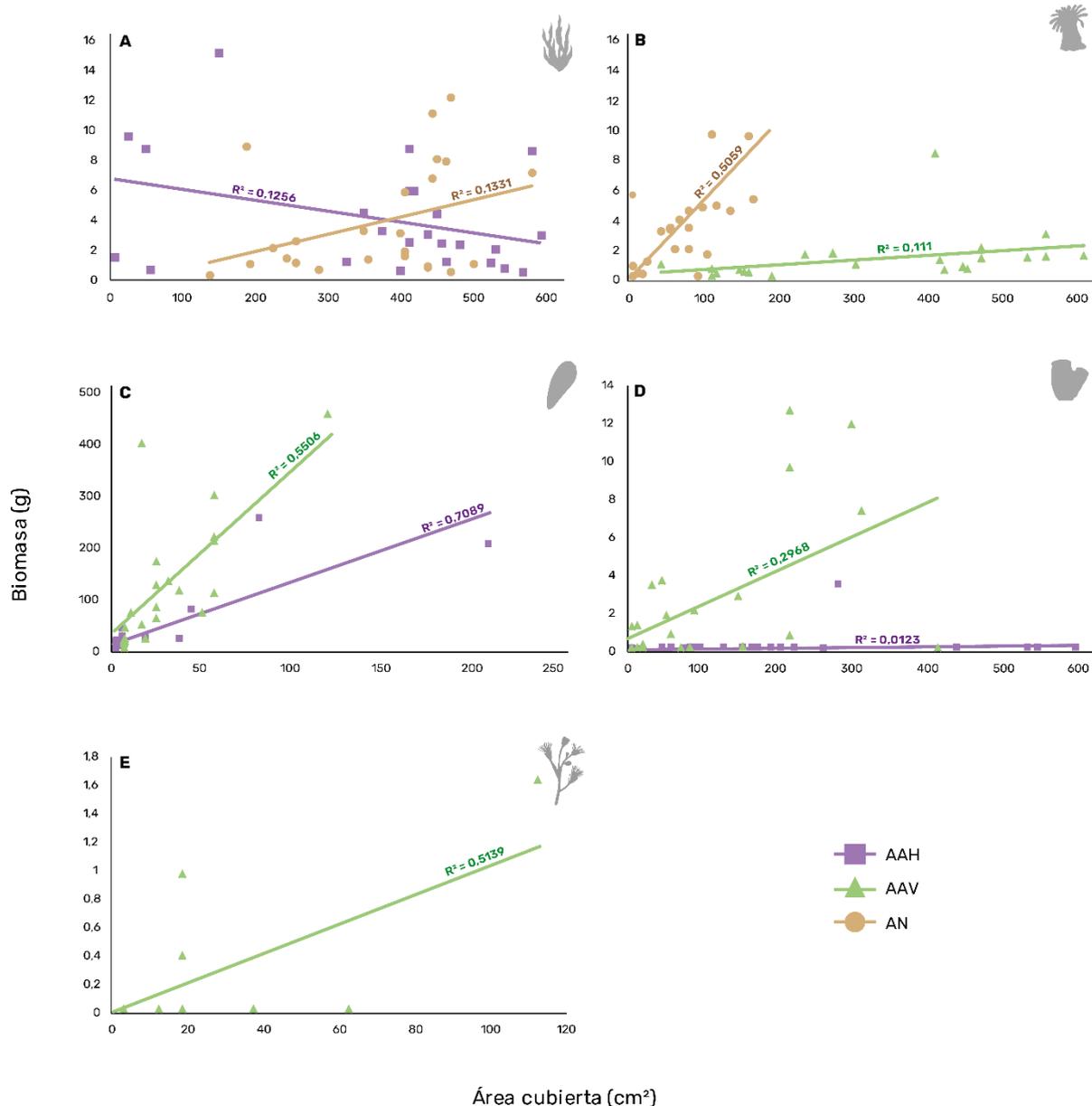


Figura 20. Regresiones lineales entre la biomasa expresada en gramos (peso seco) y la cobertura en cm^2 de los organismos sésiles más conspicuos identificados en el Método fotográfico en cada sitio de estudio. A) *Algas**, B) Clase Anthozoa, C) Clase Bivalvia, D) Clase Ascidiacea y E) Clase Hydrozoa. Arrecife Artificial Vertical (AAV), Arrecife Artificial Horizontal (AAH) y Arrecife Natural (AN). Los dibujos son meramente ilustrativos. *No corresponde a una categoría taxonómica. Los ejemplares se agruparon bajo este término.

4. DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

En el ámbito de la ecología marina, la elección del método de muestreo más adecuado para los objetivos de una investigación representa un desafío para los investigadores. En el caso

de la ecología bentónica, la variedad de métodos disponibles (e.g. Bergman et al. 2009, Jamieson et al. 2013) para llevar a cabo esta tarea ha requerido la necesidad de evaluar críticamente estas metodologías, impulsando el desarrollo de estudios fundamentales en este campo (e.g. Jørgensen y Gulliksen 2001, Parravicini et al. 2010, Van Rein et al. 2011, Piraino et al. 2013, Mantelatto et al. 2013, Beisegel et al. 2017). A su vez, dado que los ecosistemas marinos varían ampliamente en términos de composición, hábitat y factores ambientales, resulta fundamental comparar estas metodologías -y sus ventajas y desempeños relativos- en las diferentes comunidades marinas. En este contexto, en esta tesina se evaluaron dos metodologías de muestreo en ambientes y condiciones diferentes en el Parque Submarino Las Grutas. Los resultados demuestran que, al estimar las diversidades taxonómicas y funcionales de la comunidad epibentónica, la precisión y efectividad de un método no destructivo basado en fotocuadrantes, difiere del método destructivo tradicional. Así, este estudio resulta precursor al comparar metodologías de muestreo en nuestra región, enriqueciendo nuestra comprensión acerca de las ventajas metodológicas y la solidez de los relevamientos comunitarios de los arrecifes. Por otra parte, este trabajo proporciona el primer registro de la abundancia y diversidad de especies epibentónicas en el pecio BP Chiarpesca 59, tres años después de su hundimiento.

Varios estudios han evaluado la precisión de métodos de muestreo (e.g. Benedetti-Cecchi et al. 1996, Brown et al. 2004, Leujak y Ormond 2007, Dumas et al. 2009, Meyer et al. 2011, Piraino et al. 2013). En el presente trabajo, la precisión del Método fotográfico (MF) respecto del Método destructivo (MD) se evaluó comparando los Coeficientes de Variación (CV) y los valores de abundancia, de parámetros comunitarios e índices de diversidad funcional, es decir, el MD se eligió como referencia para estimar cuán alejados estaban las estimaciones obtenidas con el MF. Así, los CV obtenidos variaron entre el 10% y el 33% en el

MD, mientras que, los del MF oscilaron entre el 20% y el 38%. Si bien no existe un consenso único de valores de CV recomendados para un muestreo bentónico, según la literatura disponible, puede considerarse que un CV entre el 10% y 20% es estadísticamente aceptable (e.g. Thresher y Gunn 1986, Piraino et al. 2013). Al considerar entonces, la relación entre la centralidad de los datos de Riqueza específica y su dispersión (CV), puede concluirse que el MD resulta más preciso que el MF.

En términos generales, los valores de abundancia, Riqueza e Índices comunitarios estimados a través del MD fueron mayores. Como menciona Beisiegel et al. (2017), la disimilitud en los valores obtenidos por los métodos de muestreo se debe principalmente a que, en el muestreo destructivo, la recolección de organismos permite su identificación y conteo en un laboratorio, lo que posibilita el registro de un mayor número de taxones, incluso hasta el nivel de especie. Por el contrario, en una fotografía, solo es posible visualizar y contar los organismos de una comunidad en un plano bidimensional (Sant et al. 2017) y aquellos de tamaño considerable. Además, el buceo científico en aguas templadas con bajas temperaturas, fuertes corrientes y alta turbidez, condiciones características de nuestra zona de estudio, presenta desafíos que influyen no sólo en las condiciones de buceo para el desarrollo de los muestreos, sino que también afecta a la calidad de la fotografía para la identificación de los organismos (Shears y Babcock 2007, Beisiegel et al. 2017). A su vez, en el método de fotocadrante suele observarse una subestimación de variables comunitarias como el número de individuos o la diversidad de especies debido a la incorrecta identificación de los taxones (Pech et al. 2004). En este contexto, los presentes resultados, confirman la predicción acerca de que, en los arrecifes del Parque Submarino Las Grutas, la mayor resolución taxonómica de la comunidad obtenida a partir del MD redundaba en mayores valores de abundancias, riqueza y de índices comunitarios comparado con el MF (**P1**).

La capacidad de los métodos para estimar los parámetros de la comunidad epibentónica difirió entre los tipos de sustratos (arrecife artificial vs natural) de orientación horizontal. Es de amplio conocimiento que estos sustratos duros presentan una alta complejidad estructural (Danovaro y Fraschetti 2002, Hunter y Sayer 2009, Van Rein et al. 2011, Goñi et al. 2017, Sedano Vera et al. 2019) donde el asentamiento de los organismos es influenciado por diversos factores entre los que se puede resaltar a la naturaleza del sustrato (Falace y Bressan 2000). Estas diferencias pueden estar relacionadas con la acumulación del sedimento característico de las orientaciones horizontales (Irving y Connell 2002, Bravo et al. 2020) lo que llevó a registrar especies consideradas infaunales a través del MD y difíciles de observar en el MF. Estos resultados coinciden con los reportados por Jørgensen y Gulliksen (2001) quienes evaluaron un método destructivo de succión y un método fotográfico en diferentes orientaciones de sustratos. En el presente estudio, se observó una mayor cantidad de sedimento mezclado con restos de conchillas en el arrecife natural en comparación con el arrecife artificial. Esto puede deberse a factores como las corrientes y/o la edad del arrecife que afectan a la acumulación de los sedimentos (Perkol-Finkel et al. 2006, Ponti et al. 2015). No obstante, al comparar los parámetros comunitarios entre los arrecifes de este estudio, se registraron valores de diversidad y equitatividad similares. En base a estos resultados, se rechaza la predicción que afirmaba que la comunidad epibentónica del arrecife natural sería más diversa y equitativa que la del arrecife artificial (**P2**).

Se ha documentado que la utilización de métodos no destructivos conlleva una pérdida significativa en el nivel de resolución taxonómico (e.g Beisiegel et al. 2017, Bravo et al. 2021). De este modo, surge la oportunidad de caracterizar la diversidad de una comunidad en base a los rasgos funcionales de los organismos (Córdova-Tapia y Zambrano 2015). En este sentido, se observó que el MF fue moderadamente preciso al estimar los índices de diversidad funcional.

El método de muestreo que mejor capturó la Riqueza funcional (FRic, i.e. la mayor cantidad de funciones en la comunidad, Villéger et al. 2008) fue el MD. A su vez, este método también reportó mayores valores de Equitatividad funcional (FEve), describiendo mejor la regularidad de las distancias entre las familias en el espacio funcional y la equitatividad de sus abundancias (Mouillot et al. 2013). En cambio, la Divergencia funcional (FDiv) mostró valores más altos a través del MF en el AAH y AN, lo que señala diferencias en las características funcionales de las especies dominantes y por lo tanto una menor competencia por los recursos (Mason et al. 2005). Finalmente, la Dispersión funcional (FDis), que permite estimar cuánta variedad de funciones están presentes en la comunidad, registró mayores valores en el MD en todos los sitios de estudio. Estos resultados contrastan parcialmente con la predicción realizada acerca de que, se obtendrían mayores valores en los índices de diversidad funcional a partir del MD (**P3**). De este modo, en futuros estudios se sugiere realizar comparaciones de los índices a niveles taxonómicos altos (filos o clases), debido a que, el MF fue capaz de captar sólo una parte de la riqueza al nivel de familia, lo que influyó en el cálculo de los índices funcionales.

La identificación de organismos hasta el nivel de especie y el procesamiento de una muestra en el laboratorio requirieron un mayor esfuerzo logístico y costos relacionados con la recolección, transporte y procesamiento de las muestras al compararlo con el muestreo y análisis de la fotografía submarina. Así, el tiempo se convierte en un factor crucial en los estudios de monitoreo ya que afecta la cantidad de datos que se recopilan y analizan, así como también los costos monetarios (Mantelatto et al. 2013). En este estudio, el tiempo requerido para tomar una muestra fotográfica y procesarla se mantuvo constante a lo largo de todo el muestreo y el número de muestras, contabilizando tiempos menores a una hora/muestra, mientras que, en el MD el tiempo fue altamente variable, registrándose máximos de hasta 18 horas/muestra. Sin embargo, la reducción del tiempo en el MF contrasta con la precisión para

detectar la Riqueza de especies. Estos resultados concuerdan con otros estudios que han comparado metodologías de muestreo destructivas y no destructivas (e.g. Elías et al. 2009, Mantelatto et al. 2013, Sant et al. 2017, Beisiegel et al. 2017). Sin embargo, al realizar un análisis de beneficio-costo, el MF presentó una relación más alta que el MD, es decir, resultó más efectivo para registrar especies en términos de costos (tiempo empleado). A partir de estos resultados, se confirma la predicción acerca de los menores costos y mayor efectividad del MF respecto del MD (**P4**). No obstante, estos resultados deben ponerse en perspectiva respecto de la gran diferencia en cuanto a la capacidad para detectar especies entre los dos métodos.

En la superficie vertical del arrecife artificial (AAV), el MF detectó el 41% de los taxones respecto a los detectados con el MD, el 37% en la superficie horizontal (AAH) y el 9% en el arrecife natural (AN). En particular, el MF fue incapaz de registrar a las clases Cephalopoda, Ophiuroidea, Holothuroidea, Malacostraca, Pycnogonida, Ostracoda, Rhynchonellata y el orden Sipuncula. Es decir, ningún ejemplar de estas clases pudo observarse en los fotocuadrantes. Entre estos organismos se destacan los Decápodos pertenecientes a la clase Malacostraca, de los cuales se registraron 12 especies en el MD y ninguna pudo ser visualizada a través de la fotografía (Ver Tabla A del anexo). Estos resultados concuerdan con Beisiegel y colaboradores (2017) quienes reportan una incapacidad de las imágenes bentónicas para registrar a la mayoría de los invertebrados móviles y de hábitos crípticos. Por otra parte, el MF fue más eficiente para registrar las clases Gastropoda, Bivalvia, Polyplacophora, Polychaeta, Echinoidea, Ascidiacea, Ulvophyceae y Florideophyceae. Pero, aunque fue posible registrar ejemplares de estas clases, este método no logró capturar la misma proporción de especies registradas en el MD (ver Tabla A del anexo). Además, la identificación confiable de estos organismos estuvo sujeta a la cantidad de epibiontes adheridos a sus superficies y posición en el sustrato al momento de la fotografía, por lo que, en la mayoría de los casos debieron ser

agrupados a niveles taxonómicos bajos (clase-orden-familia). Por último, el MF resultó eficiente y preciso para registrar a las clases Hydrozoa, Anthozoa, Thecostraca, Calcarea, Demospongiae y Phaeophyceae. Sin embargo, no fue posible la identificación de todos los organismos a niveles taxonómicos altos (familia, género o especie). Este resultado explica la variación en el registro de los taxones en el análisis realizado para comparar los ensamblajes epibentónicos a través de los métodos de muestreo, evidenciando la presencia de taxones que contribuyeron a las diferencias a niveles taxonómicos bajos. Entre los ejemplares registrados a nivel taxonómico específico de manera confiable a través del MF, se destacan *Anthothoe chilensis*, *Metridium senile*, *Corynactis carnea*, *Tripalea clavaria*, *Amphibalanus improvisus*, *Sycon*, *Undaria pinnatifida* y *Dictyota dichotoma*. Además, las abundancias de estos ejemplares fueron, en algunos casos, mayores en el MF. Esto puede deberse a que, a través del MD, el raspado afecta a los organismos frágiles provocando la pérdida total o parcial de los ejemplares. La identificación confiable de organismos de las clases Anthozoa y Phaeophyceae (anémonas, coralimorfarios, octocorales y algas pardas) mediante métodos visuales, se ha demostrado coherente con otras investigaciones bentónicas (e.g. Preskitt et al. 2004, Tabugo et al. 2016, Chimienti et al. 2018, Bravo et al. 2020, Barrera-Falcon et al. 2021, Urbina-Barreto et al. 2021, Bull et al. 2023).

Finalmente, a pesar de las limitaciones inherentes del MF, es esencial destacar su utilidad en la recopilación de datos en estudios de diversidad epibentónica y programas de monitoreo ambiental de largo plazo (Van Donguen 2017). Esto se debe, en gran medida, a su eficiencia en términos de tiempo y costos, y a su capacidad para proporcionar estimaciones confiables de abundancias y registros de taxones en categorías taxonómicas superiores (clases/filos), de manera consistente en diferentes sitios y tipos de ambientes. Además, cabe destacar la ventaja de constituirse en un método de muestreo poco invasivo y *amigable* dado a

que no produce ningún daño en la comunidad. Esto tiene un valor significativo en lugares turísticos de buceo y áreas de conservación, donde la protección de los ecosistemas es fundamental. De esta manera, el MF se convierte en una herramienta valiosa en aplicaciones específicas, como la participación en proyectos de Ciencia Ciudadana (CC) en colaboración con buzos recreativos. La inclusión de voluntarios ciudadanos en la recopilación de datos en el contexto de la CC ha demostrado ser una estrategia efectiva para reducir costos de monitoreo y promover la conservación de los recursos naturales (Cigliano et al. 2015). Así, los programas de ciencia ciudadana marina han experimentado un incremento notable en años recientes (Kelly et al. 2020), logrando resultados positivos en las áreas donde fueron implementados (e.g. Delaney et al. 2008, Changeux et al. 2020, Kasten et al. 2021). No obstante, en nuestro país, estos programas son escasos e incipientes, por lo tanto, es de suma importancia adquirir experiencia en estos campos de creciente interés. En este sentido, se elaboró un listado de recomendaciones para establecer un protocolo de muestreo fotográfico para estudiar las comunidades epibentónicas en el marco de proyectos de Ciencia Ciudadana, junto a buzos recreativos que visitan el Parque Submarino Las Grutas (ver ANEXO: Recomendaciones para el diseño de muestreos fotográficos).

En conclusión, los resultados de este estudio ponen en evidencia que los métodos de muestreo evaluados no lograron equipararse en términos de precisión y efectividad en la estimación de los índices de diversidad epibentónica (ver **Figura 21**). Mientras que el MD permitió la identificación detallada de los taxones, el MF presentó limitaciones en términos de detalles taxonómicos y la capacidad de registrar organismos de pequeño tamaño, en particular invertebrados móviles o sedentarios, así como aquellos con hábitos crípticos. No obstante, el MF fue más eficiente en términos de tiempo invertido en la recopilación de los datos. Por lo tanto, la elección entre estos métodos debe basarse en objetivos específicos de la investigación,

taxones de interés y restricciones logísticas. De este modo, las diferencias observadas subrayan la importancia de la elección de un método de muestreo, ya que puede tener un impacto significativo en la evaluación de la diversidad epibentónica en los arrecifes del Parque Submarino Las Grutas.

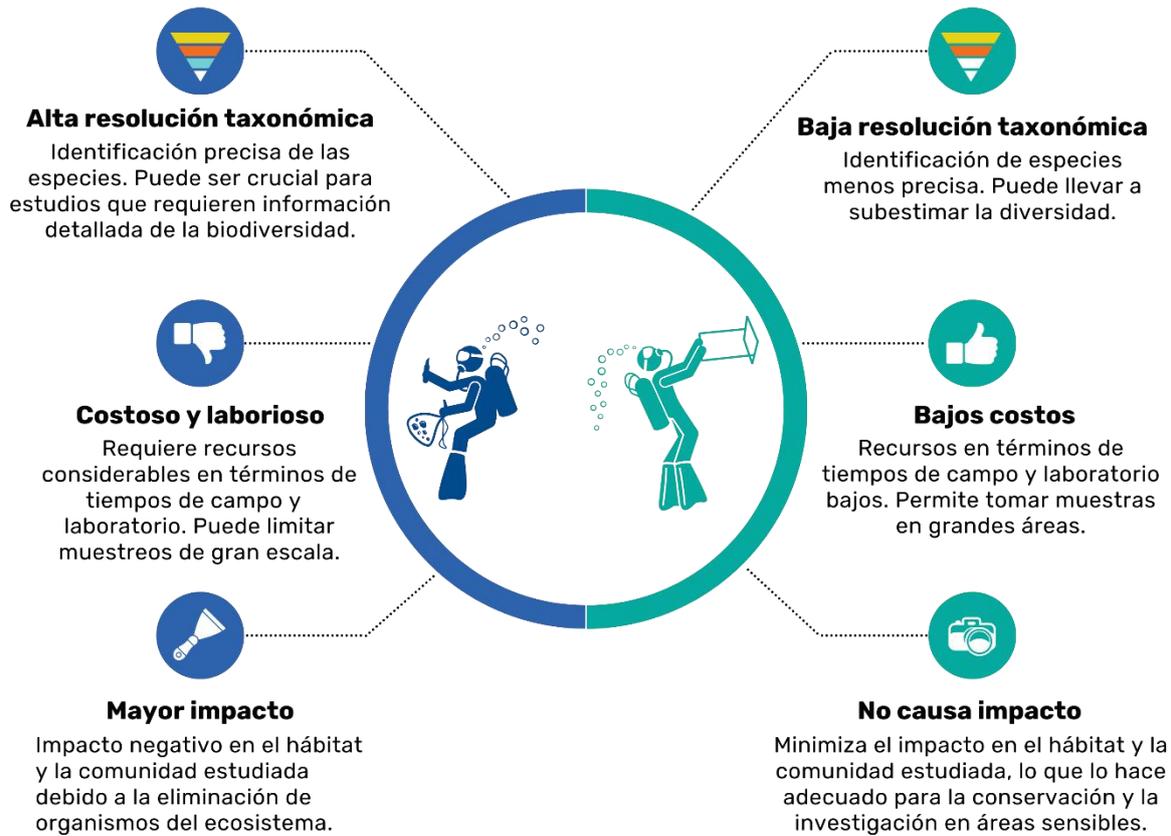


Figura 21. Ventajas y desventajas principales de dos métodos de muestreo para estimar diversidad epibentónica en sustratos duros. Izquierda: Método destructivo. Derecha: Método fotográfico.

BIBLIOGRAFÍA

Alcolado PM (1998) Conceptos e índices relacionados con la diversidad. Instituto de Oceanología 8/9: 7-21.

Andrefouet S, Zubia M, Payri C (2004) Mapping and biomass estimation of the invasive brown algae *Turbinaria ornata* (Turner) J. Agardh and *Sargassum mangarevense* (Grunow) Setchell on heterogeneous Tahitian coral reefs using 4-meter resolution IKONOS satellite data. *Coral Reefs* 23(1): 26-38.

Barrera Falcon E, Rioja-Nieto R, Hernández-Landa RC, Torres-Irineo E (2021) Comparison of Standard Caribbean Coral Reef Monitoring Protocols and Underwater Digital Photogrammetry to Characterize Hard Coral Species Composition, Abundance and Cover. *Frontiers in Marine Science* 8: 722569.

Beisiegel K, Darr A, Gogina M, Zettler ML (2017) Benefits and shortcomings of non-destructive benthic imagery for monitoring hard-bottom habitats. *Marine Pollution Bulletin* 121(1-2): 5-15.

Benedetti Cecchi L, Airoidi L, Abbiati M, Cinelli F (1996) Estimating the abundance of benthic invertebrates: a comparison of procedures and variability between observers. *Marine Ecology Progress Series* 138: 93-101.

Bennett K, Wilson SK, Shedrawi G, McLean DL, Langlois TJ (2016) Can diver operated stereo-video surveys for fish be used to collect meaningful data on benthic coral reef communities? *Limnology and Oceanography: Methods* 14(12): 874-885.

Bergman MJN, Birchenough SNR, Borja A, Boyd SE, Brown CJ et al. (2009) Guidelines for the study of the epibenthos of subtidal environments. *ICES Techniques in Marine Environmental Sciences* 42.

Berov D, Hiebaum G, Vasilev V, Karamfilov V (2016) An optimised method for scuba digital photography surveys of infralittoral benthic habitats: a case study from the SW Black Sea *Cystoseira*-dominated macroalgal communities. *Underwater Technology* 34(1): 11-20.

Bijleveld AI, van Gils JA, van der Meer J, Dekinga A, Kraan C et al. (2012) Designing a benthic monitoring programme with multiple conflicting objectives. *Methods in Ecology and Evolution* 3(3): 526-536.

Bravo G, Livore JP, Bigatti G (2020) The importance of surface orientation in biodiversity monitoring protocols: The case of Patagonian rocky reefs. *Frontiers in Marine Science* 7: 578595.

Bravo G, Livore JP, Bigatti G (2021) Monitoring rocky reef biodiversity by underwater geo-referenced photoquadrats. *Underwater Technology* 38(1): 17–24.

Brown EK, Cox E, Jokiel PL, Rodgers SKU, Smith WR et al. (2004) Development of benthic sampling methods for the Coral Reef Assessment and Monitoring Program (CRAMP) in Hawai'i. *Pacific Science* 58(2): 145-158.

Bull AS, Nishimoto MM, Love MS, Clark S, Seeto K et al. (2023) Comparison of methods (ROV, diver) used to estimate the composition and abundance of biota colonizing an offshore oil platform: A pilot study. *Continental Shelf Research* 252: 104856.

Carvalho S, Moura A, Cúrdia J, da Fonseca LC, Santos MN (2013) How complementary are epibenthic assemblages in artificial and nearby natural rocky reefs? *Marine environmental research* 92: 170-177.

Changeux T, Blazy C, Ruitton S (2020) The use of citizen science for marine biodiversity surveys: from species identification to ecologically relevant observations. *Hydrobiologia* 847: 27-43.

Chimienti G, Angeletti L, Rizzo L, Tursi A, Mastrototaro F (2018) ROV vs trawling approaches in the study of benthic communities: The case of *Pennatula rubra* (Cnidaria: Pennatulacea). *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 98(8): 1859-1869.

Cigliano JA, Meyer R, Ballard HL, Freitag A, Phillips TB, Wasser A (2015) Making marine and coastal citizen science matter. *Ocean & Coastal Management* 115: 77-87.

Cohn JP (2008) Citizen science: Can volunteers do real research? *BioScience* 58(3): 192-197.

Córdova Tapia F, Zambrano L (2015) La diversidad funcional en la ecología de comunidades. *Ecosistemas* 24(3): 78-87.

Cox KD, Black MJ, Filip N, Miller MR, Mohns K et al. (2017) Community assessment techniques and the implications for rarefaction and extrapolation with Hill numbers. *Ecology and Evolution* 7(24): 11213-11226.

Danovaro R, Fraschetti S (2002) Meiofaunal vertical zonation on hard-bottoms: comparison with soft-bottom meiofauna. *Marine Ecology Progress Series* 230: 159-169.

De Vos L (2021) Biodiversity patterns in False Bay: an assessment using underwater cameras [PhD Thesis]. University of Cape Town.

Delaney DG, Sperling CD, Adams CS, Leung B (2008) Marine invasive species: validation of citizen science and implications for national monitoring networks. *Biological Invasions* 10: 117-128.

Drummond SP, Connell SD (2005) Quantifying percentage cover of subtidal organisms on rocky coasts: a comparison of the costs and benefits of standard methods. *Marine and Freshwater Research* 56(6): 865-876.

Dumas P, Bertaud A, Peignon C, Leopold M, Pelletier D (2009) A “quick and clean” photographic method for the description of coral reef habitats. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 368(2): 161-168.

Elías R, Rivero MS, Sanchez MA, Jaubet L, Vallarino EA (2009) Do treatments of sewage plants really work?: The intertidal mussels' community of the southwestern Atlantic shore (38°S, 57°W) as a case study. *Revista de biología marina y oceanografía* 44(2): 357-368.

Falace A, Bressan G (2000) ‘Periphyton’ Colonization: principles, criteria and study methods. In *Artificial Reefs in European Seas*. Dordrecht: Springer Netherlands 2000: 435-449.

Field SA, Tyre AJ, Possingham HP (2005) Optimizing allocation of monitoring effort under economic and observational constraints. *The Journal of Wildlife Management* 69(2): 473-482.

Galván DE, Venerus LA, Irigoyen AJ (2009) The reef-fish fauna of the Northern Patagonian gulfs, Argentina, Southwestern Atlantic. *The Open Fish Science Journal* 2: 90-98.

Genzano G, Giberto D, Bremec C (2011) Benthic survey of natural and artificial reefs off Mar del Plata, Argentina, southwestern Atlantic. *Latin American Journal of Aquatic Research* 39(3): 553-566.

Genzano GN, Giberto DA, Madirolas A, Bremec CS (2017) Ecosistema costero de plataforma bonaerense: arrecifes naturales y pecios. Comunidades bentónicas en ecosistemas costeros de Argentina. INIDEP, Mar del Plata, pp 27-37.

González Duarte MM, Fernández-Montblanc T, Bethencourt M, Izquierdo A (2018) Effects of substrata and environmental conditions on ecological succession on historic shipwrecks. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 200: 301-310.

González RA, Firstater FN (2016) Estudio de Impacto Ambiental. Parque Submarino Las Grutas. Segunda etapa. Asociación Civil Cota Cero.

González RAC (1991) Variaciones en la abundancia de las especies ícticas durante un ciclo anual, en una restinga del submareal costero norpatagónico. *Actas de las Jornadas. Jornadas Nacionales de Ciencias del Mar* 91.

González RAC (2006) Estudio de Impacto Ambiental para el hundimiento del BP “Don Félix”. Proyecto parque submarino las grutas. Asociación civil Comisión de turismo Las Grutas - San Antonio. Municipalidad de San Antonio Oeste (RN).

Goñi LG, Borja Á, Uyarra MC (2017) Comparación de herramientas de análisis de imagen: eficiencia y uso en ecología bentónica de sustrato duro. *Revista de Investigación Marina, AZTI* 24(1): 1-12.

Gotelli NJ, Colwell RK (2001) Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters* 4(4): 379-391.

Granneman JE, Steele MA (2015) Effects of reef attributes on fish assemblage similarity between artificial and natural reefs. *ICES Journal of Marine Science* 72(8): 2385-2397.

Herrera Perez IM (2019) Variabilidad temporal de la macrofauna epibentónica de la zona costera de La Reserva de la Biosfera Los Petenes, Campeche, México. (Tesis de Licenciatura). Universidad Ricardo Palma. Facultad de Ciencias Biológicas. Escuela Profesional De Biología. Lima, Perú.

Homar Rosselló A (2018) Comparación de diversidad funcional en comunidades de peces de plataforma de dos ecosistemas del Mediterráneo Occidental. (Trabajo de Fin de Máster). Universitat de les Illes Balears. Palma, España.

Hothorn T, Hornik K, Van De Wiel MA, Zeileis A (2008) Implementing a class of permutation tests: the coin package. *Journal of statistical software* 28(8): 1-23.

Hunter WR, Sayer MDJ (2009) The comparative effects of habitat complexity on faunal assemblages of northern temperate artificial and natural reefs. *ICES Journal of Marine Science* 66: 691–698.

Ilarri MI, Amorim L, Souza AT, Sousa R (2018) Physical legacy of freshwater bivalves: effects of habitat complexity on the taxonomical and functional diversity of invertebrates. *Science of the Total Environment* 634: 1398-1405.

Irigoyen AJ, Galván DE, Venerus LA, Parma AM (2013) Variability in abundance of temperate reef fishes estimated by visual census. *PLoS One* 8(4): e61072.

Irving AD, Connell SD (2002) Sedimentation and light penetration interact to maintain heterogeneity of subtidal habitats: algal versus invertebrate dominated assemblages. *Marine Ecology Progress Series* 245: 83-91.

Jamieson AJ, Boorman B, Jones DO (2013) Deep-Sea Benthic Sampling. En: *Methods for the study of marine benthos (Fourth Edition)*. Edited by Anastasios Eleftheriou, pp 285-347.

Jerés P, Romero MA, González R (2018) Evaluación de la estructura del ensamble de peces de un arrecife costero norpatagónico sometido a diversos impactos antrópicos. *Ecología austral* 28(2): 325-338.

Jørgensen LL, Gulliksen B (2001) Rocky bottom fauna in arctic Kongsfjord (Svalbard) studied by means of suction sampling and photography. *Polar Biology* 24(2): 113-121.

Kasten P, Jenkins SR, Christofolletti RA (2021) Participatory monitoring—A citizen science approach for coastal environments. *Frontiers in Marine Science* 8: 681969.

Kelly R, Fleming A, Pecl GT, von Gönner J, Bonn A (2020) Citizen science and marine conservation: a global review. *Philosophical Transactions of the Royal Society B* 375(1814): 20190461.

Kirkbride Smith AE, Wheeler PM, Johnson ML (2013) The relationship between diver experience levels and perceptions of attractiveness of artificial reefs-examination of a potential management tool. *PloS ONE* 8(7): e68899.

Laliberté E, Legendre P (2010) A distance-based framework for measuring functional diversity from multiple traits. *Ecology* 91(1): 299-305.

Leujak W, Ormond RFG (2007) Comparative accuracy and efficiency of six coral community survey methods. *Journal of experimental marine biology and ecology* 351(1-2): 168-187.

Lima JS, Zalmon IR, Love M (2019) Overview and trends of ecological and socioeconomic research on artificial reefs. *Marine Environmental Research* 145: 81-96.

López I, Tinoco H, Aragonés L, Garcia-Barba J (2016) The multifunctional artificial reef and its role in the defence of the Mediterranean coast. *Science of the Total Environment* 550: 910-923.

Magneville C, Loiseau N, Albouy C, Casajus N, Claverie T et al. (2022) mFD: an R package to compute and illustrate the multiple facets of functional diversity. *Ecography* 2022(1).

Mantelatto MC, Fleury BG, Menegola C, Creed JC (2013) Cost–benefit of different methods for monitoring invasive corals on tropical rocky reefs in the southwest Atlantic. *Journal of experimental marine biology and ecology* 449: 129-134.

Mason NW, Mouillot D, Lee WG, Wilson JB (2005) Functional richness, functional evenness and functional divergence: the primary components of functional diversity. *Oikos* 111(1): 112-118.

Mazzei V, Biber P (2015) Autotrophic net productivity patterns at four artificial reef sites in the Mississippi Sound. *Hydrobiologia* 749(1): 135-154.

Meyer CK, Peterson SD, Whiles MR (2011) Quantitative assessment of yield, precision, and cost-effectiveness of three wetland invertebrate sampling techniques. *Wetlands* 31: 101-112.

Moreno CE (2001) Métodos para medir la biodiversidad. M&T–Manuales y Tesis SEA, vol.1. Zaragoza, 84 pp.

Mouillot D, Graham NA, Villéger S, Mason NW, Bellwood DR (2013) A functional approach reveals community responses to disturbances. *Trends in ecology & evolution* 28(3): 167-177.

Mouzo FH (2014) Edad del golfo San Matías, plataforma continental Argentina y la estratigrafía en el gran bajo de San Antonio, Provincia de Río Negro. *Revista de la Asociación Geológica Argentina* 71(1): 125-138.

Parravicini V, Micheli F, Montefalcone M, Villa E, Morri C, Bianchi CN (2010) Rapid assessment of epibenthic communities: A comparison between two visual sampling techniques. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 395(1-2): 21-29.

Pech D, Condal AR, Bourget E, Ardisson PL (2004) Abundance estimation of rocky shore invertebrates at small spatial scale by high-resolution digital photography and digital image analysis. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 299(2): 185-199.

Perkol Finkel S, Shashar N, Benayahu Y (2006) Can artificial reefs mimic natural reef communities? The roles of structural features and age. *Marine environmental research* 61(2): 121-135.

Pielou EC (1969) An introduction to mathematical ecology. No. 574.50151. Wiley-Interscience. New York, USA.

Piraino S, De Vito D, Brodbeck E, Di Camillo CG, Fanelli G, Boero F (2013) Destructive standard squares or low-impact visually driven collection? A comparison of methods for quantitative samplings of benthic hydrozoans. *Italian Journal of Zoology* 80(3): 424-436.

Ponti M, Fava F, Perlini RA, Giovanardi O, Abbiati M (2015) Benthic assemblages on artificial reefs in the northwestern Adriatic Sea: Does structure type and age matter? *Marine environmental research* 104: 10-19.

Preskitt LB, Vroom PS, Smith CM (2004) A rapid ecological assessment (REA) quantitative survey method for benthic algae using photoquadrats with scuba. *Pacific Science* 58(2): 201-209.

R Core Team (2023) R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>

Rollon RN, Samson MS, Roleda MY, Araño KG, Vergara MWB, Licuanan WY (2003) Estimating biomass from the cover of *Gelidiella acerosa* along the coasts of eastern Philippines. *Botanica Marina* 46(6): 497–502.

Salgado Negret B (2015) La ecología funcional como aproximación al estudio, manejo y conservación de la biodiversidad: protocolos y aplicaciones. 1er edn. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, D. C. Colombia.

Sant N, Chappuis E, Rodríguez-Prieto C, Real M, Ballesteros E (2017) Cost-benefit of three different methods for studying Mediterranean rocky benthic assemblages. *Scientia Marina* 81(1): 129-138.

Schneider CA, Rasband WS, Eliceiri KW (2012) NIH Image to ImageJ: 25 years of image analysis. *Nature methods* 9(7): 671-675.

Seaman W (2000) Artificial Reef Evaluation: With Application to Natural Marine Habitats. 1st edn. CRC Press, Boca Raton.

Sedano Vera F, Florido Capilla M, Rallis I, Espinosa Torre F, Gerovasileiou V (2019) Comparing sessile benthos on shallow artificial versus natural hard substrates in the Eastern Mediterranean Sea. *Mediterranean Marine Science* 20(4): 688-702.

Shannon CE, Weaver W (1949) The mathematical theory of communication. University of Illinois Press. Urbana, IL, EEUU.

Shears NT, Babcock RC (2007) Quantitative description of mainland New Zealand's shallow subtidal reef communities. *Science for Conservation* 280. Department of Conservation, Wellington, New Zealand.

Simpson EH (1949) Measurement of diversity. *Nature* 163(4148): 688-688.

Tabugo SRM, Manzanares DL, Malawani AD (2016) Coral reef assessment and monitoring made easy using Coral Point Count with Excel extensions (CPCe) software in Calangahan, Lugait, Misamis Oriental, Philippines. *Computational Ecology and Software* 6(1): 21-30.

Thresher RE, Gunn JS (1986) Comparative analysis of visual census techniques for highly mobile, reef-associated piscivores (Carangidae). *Environmental Biology of Fishes* 17(2): 93–116.

Trygonis V, Sini M (2012) photoQuad: a dedicated seabed image processing software, and a comparative error analysis of four photoquadrat methods. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 424: 99-108.

Urbina Barreto I, Garnier R, Elise S, Pinel R, Dumas P et al. (2021) Which method for which purpose? A comparison of line intercept transect and underwater photogrammetry methods for coral reef surveys. *Frontiers in Marine Science* 8: 636902.

Valiela I (2015) Marine Ecological Processes. 3rd edn. Springer Nature. New York.

van der Linden P, Marchini A, Smith CJ, Dolbeth M, Simone LRL et al. (2017) Functional changes in polychaete and mollusc communities in two tropical estuaries. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* 187: 62-73.

van Dongen WFD, San Martin R, Guay PJ, Weston MA (2017) A comparison of the effectiveness and time efficiency of traditional and photographic environmental monitoring techniques. *Journal of Environmental Management* 193:64-69.

Van Rein H, Schoeman DS, Brown CJ, Quinn R, Breen J (2011) Development of benthic monitoring methods using photoquadrats and scuba on heterogeneous hard-substrata: a boulder-slope community case study. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems* 21(7): 676-689.

Vann Sander S, Clifton J, Harvey E (2016) Can citizen science work? Perceptions of the role and utility of citizen science in a marine policy and management context. *Marine Policy* 72: 82-93.

Villamar F, Cruz M (2007) Poliquetos y moluscos macrobentónicos de la zona intermareal y submareal en la Provincia del Guayas, (Monteverde, Ecuador). *Acta Oceanográfica del Pacífico* 14(1): 147-153.

Villéger S, Mason NW, Mouillot D (2008) New multidimensional functional diversity indices for a multifaceted framework in functional ecology. *Ecology* 89(8): 2290-2301.

Villéger S, Miranda JR, Hernández DF, Mouillot D (2010) Contrasting changes in taxonomic vs. functional diversity of tropical fish communities after habitat degradation. *Ecological Applications* 20: 1512-1522.

Vohland K, Land-Zandstra A, Ceccaroni L, Lemmens R, Perelló J et al. (2021) The science of citizen science. Springer Nature. Cham, Suiza.

Wang YI, Naumann U, Wright ST, Warton DI (2012) mvabund—an R package for model based analysis of multivariate abundance data. *Methods in Ecology and Evolution* 3(3): 471–474. <https://cran.r-project.org/web/packages/mvabund/mvabund.pdf>

Whittaker RH (1972) Evolution and measurement of species diversity. *Taxon* 21(2-3): 213-251.

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
Fam. Serpulidae	✓	✓	✓	✓	✓	
InfraCla. Scolecida						
Fam. Maldanidae			✓		✓	
Ph. Arthropoda						
Cla. Thecostraca						
Ord. Balanomorpha						
Fam. Balanidae						
<i>Amphibalanus</i> Pitombo, 2004		✓		✓		✓
<i>Amphibalanus improvisus</i> (Darwin, 1854)	✓	✓	✓			
<i>Austromegabalanus</i> Newman, 1979						
<i>Austromegabalanus psittacus</i> (Molina, 1788)	✓					
Ord. Decapoda						
Fam. Alpheidae						
<i>Betaeus</i> Dana, 1852						
<i>Betaeus liliana</i> Boschi, 1966	✓		✓		✓	
Fam. Leucosiidae						
<i>Ebalia</i> Leach, 1817						
<i>Ebalia rotundata</i> (A. Milne-Edwards, 1880)			✓			
Fam. Hymenosomatidae						
<i>Halicarcinus</i> White, 1846						
<i>Halicarcinus planatus</i> (Fabricius, 1775)	✓		✓		✓	
Fam. Epiplatidae						
<i>Leucippa</i> H. Milne Edwards, 1833						
<i>Leucippa pentagona</i> H. Milne Edwards, 1833			✓		✓	
<i>Rochinia</i> A. Milne-Edwards, 1875						
<i>Rochinia gracilipes</i> A. Milne-Edwards, 1875	✓		✓		✓	
<i>Pelia</i> Bell, 1836						
<i>Pelia rotunda</i> A. Milne-Edwards, 1875	✓		✓			
Fam. Porcellanidae						

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
<i>Pachycheles</i> Stimpson, 1858						
<i>Pachycheles chubutensis</i> Boschi, 1963	✓					
Fam. Pilumnoididae						
<i>Pilumnoides</i> Lucas, 1844						
<i>Pilumnoides hassleri</i> A. Milne-Edwards, 1880	✓					
Fam. Pinnotheridae						
<i>Calyptraeotheres</i> Campos, 1990						
<i>Calyptraeotheres garthi</i> (Fenucci, 1975)			✓		✓	
Fam. Inachoididae						
<i>Pyromaia</i> Stimpson, 1871						
<i>Pyromaia tuberculata</i> (Lockington, 1877)	✓					
Fam. Paguridae						
<i>Pagurus</i> Fabricius, 1775						
<i>Pagurus criniticornis</i> (Dana, 1852)					✓	
Fam. Hippolytidae						
<i>Nauticaris</i> Spence Bate, 1888						
<i>Nauticaris magellanica</i> (A. Milne-Edwards, 1891)					✓	
Ord. Cumacea						
Cumáceo indet. 1			✓		✓	
Cumáceo indet. 2					✓	
Ord. Leptostraca	✓		✓		✓	
Ord. Amphipoda	✓		✓		✓	
Ord. Tanaidacea					✓	
Ord. Isopoda						
Fam. Sphaeromatidae						
<i>Sphaeroma</i> Bosc, 1801						
<i>Sphaeroma serratum</i> (J. C. Fabricius, 1787)	✓			✓	✓	
Fam. Anthuridae						
Cla. Pycnogonida						
	✓		✓		✓	

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
Cl. Ostracoda						
SubCl. Myodocopa						
Ord. Myodocopida						
Fam. Cyllindroleberididae			✓		✓	
Myodocopa indet. 1					✓	
Myodocopa indet. 2	✓				✓	
SubCl. Podocopa						
Podocopa indet. 1					✓	
Ph. Brachiopoda						
Cl. Rhynchonellata						
Ord. Terebratulida						
Fam. Terebratellidae						
Terebratella d'Orbigny, 1847	✓					
Ph. Bryozoa						
Cl. Gymnolaemata						
Ord. Cheilostomatida	✓		✓		✓	
Ph. Chordata						
Cl. Ascidiacea		✓				
Ord. Phlebobranchia						
Fam. Ascidiidae						
<i>Asciella</i> Roule, 1884						
<i>Asciella aspersa</i> (Müller, 1776)	✓		✓			
<i>Ascidia</i> Linnaeus, 1767	✓					
Ord. Stolidobranchia						
Fam. Styelidae						
<i>Asterocarpa</i> Brewin, 1946						
<i>Asterocarpa humilis</i> (Heller, 1878)	✓					
<i>Styela</i> Fleming, 1822						
<i>Styela clava</i> Herdman, 1881	✓	✓	✓	✓		

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
<i>Polyzoa</i> Lesson, 1831						
<i>Polyzoa opuntia</i> Lesson, 1830			✓			
Fam. Molgulidae						
<i>Paramolgula</i> Traustedt, 1885						
<i>Paramolgula gregaria</i> (Lesson, 1830)	✓	✓				
Ord. Phlebobranchia						
Fam. Cionidae						
<i>Ciona</i> Fleming, 1822		✓				
<i>Ciona intestinalis</i> (Linnaeus, 1767)	✓		✓		✓	
Fam. Corellidae						
<i>Corella</i> Alder & Hancock, 1870						
<i>Corella eumyota</i> Traustedt, 1882	✓					
Ord. Aplousobranchia						
Fam. Polyclinidae						
<i>Aplidium</i> Savigny, 1816		✓				
<i>Aplidium variabile</i> (Herdman, 1886)	✓					
Fam. Didemnidae						
<i>Trididemnum</i> Della Valle, 1881	✓	✓				
<i>Lissoclinum</i> Verrill, 1871		✓				
Ph. Cnidaria						
Cla. Hydrozoa	✓	✓	✓	✓		
Cla. Anthozoa						
Ord. Actiniaria						
Fam. Sagartiidae						
<i>Anthothoe</i> Carlgren, 1938						
<i>Anthothoe chilensis</i> (Lesson, 1830)	✓	✓				
Fam. Metridiidae						
<i>Metridium</i> de Blainville, 1824						
<i>Metridium senile</i> (Linnaeus, 1761)		✓				

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
Ord. Corallimorpharia						
Fam. Corallimorphidae						
<i>Corynactis</i> Allman, 1846						
<i>Corynactis carnea</i> Studer, 1879	✓	✓	✓	✓		
Ord. Scleralcyonacea						
Fam. Spongiodermidae						
<i>Tripalea</i> Bayer, 1955						
<i>Tripalea clavaria</i> (Studer, 1878)			✓	✓	✓	✓
Ph. Echinodermata						
Cla. Asteroidea						
Ord. Forcipulatida						
Fam. Stichasteridae						
<i>Allostichaster</i> Verrill, 1914						
<i>Allostichaster capensis</i> (Perrier, 1875)		✓				
Cla. Ophiuroidea						
Ord. Amphilepidida						
Fam. Amphiuridae						
<i>Amphipholis</i> Ljungman, 1866						
<i>Amphipholis squamata</i> (Delle Chiaje, 1828)	✓		✓		✓	
Fam. Hemieuryalidae						
<i>Ophioplocus</i> Lyman, 1861						
<i>Ophioplocus januarii</i> (Lütken, 1856)	✓		✓		✓	
Cla. Echinoidea						
Ord. Arbacioida						
Fam. Arbaciidae						
<i>Arbacia</i> Gray, 1835						
<i>Arbacia dufresnii</i> (Blainville, 1825)	✓	✓				
Cla. Holothuroidea						
Ord. Dendrochirotida						

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
Fam. Cucumariidae						
<i>Hemioedema</i> Hérouard, 1929						
<i>Hemioedema spectabilis</i> (Ludwig, 1883)						✓
Ph. Mollusca						
Cla. Gastropoda						
Fam. Mathildidae						
<i>Mathilda</i> O. Semper, 1865						
<i>Mathilda magellanica</i> P. Fischer, 1873						✓
Ord. Cephalaspidea						
Fam. Tornatinidae						
<i>Acteocina</i> J. E. Gray, 1847						
<i>Acteocina candei</i> (d'Orbigny, 1841)						✓
Ord. Neogastropoda						
Fam. Columbellidae						
<i>Anachis</i> H. Adams & A. Adams, 1853						
<i>Anachis isabellei</i> (d'Orbigny, 1839)	✓		✓			✓
<i>Costoanachis</i> Sacco, 1890		✓				
<i>Costoanachis sertulariarum</i> (d'Orbigny, 1839)	✓	✓	✓			✓
<i>Parvanachis</i> Radwin, 1968			✓			✓
<i>Parvanachis paessleri</i> (Strebel, 1905)			✓			✓
Fam. Olividae						
<i>Olivella</i> Swainson, 1831						
<i>Olivella tehuelcha</i> (Duclos, 1835)						✓
Ord. Littorinimorpha						
Fam. Calyptraeidae		✓				
<i>Bostrycapulus</i> Olsson & Harbison, 1953						
<i>Bostrycapulus odites</i> Collin, 2005	✓		✓			
<i>Crepidula</i> Lamarck, 1799						
<i>Crepidula onyx</i> G. B. Sowerby I, 1824	✓		✓			✓

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
Fam. Eulimidae						
<i>Fusceulima</i> Laseron, 1955						
						✓
						✓
Ord. Trochida						
Fam. Calliostomatidae						
<i>Calliostoma</i> Swainson, 1840						
		✓				✓
	✓					
					✓	
	✓	✓	✓		✓	✓
Fam. Tegulidae						
<i>Carolesia</i> Güller & Zelaya, 2014						
	✓		✓		✓	✓
		✓		✓		✓
	✓	✓	✓	✓	✓	✓
Ord. Lepetellida						
Fam. Fissurellidae						
<i>Diodora</i> Gray, 1821						
			✓			
<i>Lucapinella</i> Pilsbry, 1890						
	✓					
Sup.Ord. Pylopulmonata						
Fam. Pyramidellidae						
<i>Fargoa</i> Bartsch, 1955						
			✓		✓	
<i>Turbonilla</i> Risso, 1826						
			✓		✓	
					✓	
Ord. [unassigned] Caenogastropoda						
Fam. Epitoniidae						

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
<i>Epitonium</i> Röding, 1798						
<i>Epitonium fabrizioi</i> Pastorino & Penchaszadeh, 1998					✓	
Ord. Nudibranchia						
Fam. Discodorididae						
<i>Diaulula</i> Bergh, 1878						
<i>Diaulula punctuolata</i> (d'Orbigny, 1836)	✓	✓				
Ord. Pleurobranchida						
Fam. Pleurobranchaeidae						
<i>Pleurobranchaea</i> Leue, 1813						
<i>Pleurobranchaea maculata</i> (Quoy & Gaimard, 1832)					✓	
Cla. Bivalvia		✓		✓		
Ord. Pectinida						
Fam. Pectinidae		✓		✓		
<i>Aequipecten</i> P. Fischer, 1886						
<i>Aequipecten tehuelchus</i> (d'Orbigny, 1842)	✓	✓	✓	✓	✓	
Fam. Anomiidae						
<i>Pododesmus</i> R. A. Philippi, 1837						
<i>Pododesmus rudis</i> (Broderip, 1834)	✓		✓			
Ord. Carditida						
Fam. Carditidae						
<i>Carditamera</i> Conrad, 1838						
<i>Carditamera plata</i> (Ihering, 1907)					✓	
Ord. Mytilida						
Fam. Mytilidae		✓		✓		
<i>Crenella</i> T. Brown, 1827						
<i>Crenella divaricata</i> (d'Orbigny, 1853)					✓	
<i>Leiosolenus</i> P. P. Carpenter, 1857						
<i>Leiosolenus patagonicus</i> (d'Orbigny, 1846)	✓				✓	
<i>Musculus</i> Röding, 1798						

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
<i>Musculus viator</i> (d'Orbigny, 1842)	✓		✓		✓	
<i>Mytilus</i> Linnaeus, 1758						
<i>Mytilus platensis</i> d'Orbigny, 1842	✓	✓	✓	✓		
<i>Aulacomya</i> Mörch, 1853						
<i>Aulacomya atra atra</i> (Molina, 1782)	✓	✓	✓	✓		
Ord. Venerida						
Fam. Mactridae						
<i>Darina</i> Gray, 1853						
<i>Darina solenoides</i> (P. P. King, 1832)			✓		✓	
Fam. Ungulinidae						
<i>Diplodonta</i> Bronn, 1831						
<i>Diplodonta patagonica</i> (d'Orbigny, 1842)	✓					
<i>Felaniella</i> Dall, 1899						
<i>Felaniella vilardeboana</i> (d'Orbigny, 1846)					✓	
Fam. Veneridae						
<i>Transenpitar</i> Fischer-Piette & Testud, 1967						
<i>Transenpitar americana</i> (Doello-Jurado in Carcelles, 1951)					✓	
Sup.Ord. Anomalodesmata						
Fam. Lyonsiidae						
<i>Entodesma</i> R. A. Philippi, 1845						
<i>Entodesma cuneatum</i> (Gray, 1828)	✓	✓		✓		
<i>Entodesma patagonicum</i> (d'Orbigny, 1846)	✓					
<i>Lyonsia</i> W. Turton, 1822						
<i>Lyonsia alvarezii</i> d'Orbigny, 1846			✓		✓	
Fam. Pandoridae						
<i>Pandora</i> Bruguière, 1797						
<i>Pandora brevirostris</i> Güller & Zelaya, 2016					✓	
Ord. Galeommatida						
Fam. Lasaeidae						

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
<i>Kellia</i> W. Turton, 1822						
<i>Kellia suborbicularis</i> (Montagu, 1803)			✓			
Ord. Cardiida						
Fam. Semelidae						
<i>Semele</i> Schumacher, 1817						
<i>Semele proficua</i> (Pulteney, 1799)					✓	
Ord. Myida						
Fam. Myidae						
<i>Sphenia</i> W. Turton, 1822						
<i>Sphenia fragilis</i> (H. Adams & A. Adams, 1854)					✓	
Ord. Ostreida						
Fam. Ostreidae						
<i>Ostrea</i> Linnaeus, 1758		✓				
<i>Ostrea puelchana</i> d'Orbigny, 1842	✓	✓	✓			
Cla. Polyplacophora						
Ord. Chitonida						
Fam. Chaetopleuridae						
<i>Chaetopleura</i> Shuttleworth, 1853		✓				
<i>Chaetopleura angulata</i> (Spengler, 1797)	✓					
<i>Chaetopleura isabellei</i> (d'Orbigny, 1841)	✓	✓	✓		✓	
Cla. Cephalopoda						
Ord. Octopoda						
Fam. Octopodidae						
<i>Octopus</i> Cuvier, 1798						
<i>Octopus tehuelchus</i> d'Orbigny [in Férussac & d'Orbigny], 1834					✓	
Ph. Nemertea	✓		✓		✓	
Ph. Porifera						
Cla. Calcarea						

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
Ord. Leucosolenida						
Fam. Syconidae						
<i>Sycon</i> Risso, 1827	✓	✓	✓	✓		
Ord. Clathrinida	✓					
Cla. Demospongiae						
Ord. Dendroceratida						
Fam. Darwinellidae						
<i>Chelonaplysilla</i> de Laubenfels, 1948	✓					
Ord. Poecilosclerida						
Fam. Chondropsidae						
<i>Psammoclema</i> Marshall, 1880	✓					
Fam. Dysideidae	✓					
Fam. Dictyodendrillidae			✓	✓		
Ord. Haplosclerida						
Fam. Niphatidae					✓	
Reino Chromista						
Ph. Ochrophyta						
Cla. Phaeophyceae						
Fam. Alariaceae						
<i>Undaria</i> Suringar, 1873						
<i>Undaria pinnatifida</i> (Harvey) Suringar, 1873			✓	✓	✓	✓
Ord. Dictyotales						
Fam. Dictyotaceae						
<i>Dictyota</i> J.V.Lamouroux, 1809		✓		✓		✓
<i>Dictyota dichotoma</i> (Hudson) J.V.Lamouroux, 1809	✓	✓	✓	✓	✓	✓
Ord. Ralfsiales						
Fam. Ralfsiaceae						
<i>Ralfsia</i> Berkeley, 1843	✓	✓	✓	✓		
Reino Plantae						

TAXA	AAV		AAH		AN	
	MD	MF	MD	MF	MD	MF
Ph. Chlorophyta						
Cla. Ulvophyceae						
Ord. Cladophorales						
Fam. Cladophoraceae						
<i>Chaetomorpha</i> Kützing, 1845						
			✓		✓	
Ph. Rhodophyta						
Cla. Florideophyceae						
Ord. Corallinales						
Fam. Corallinaceae						
			✓	✓		
Ord. Ceramiales						
Fam. Rhodomelaceae						
<i>Polysiphonia</i> Greville, 1823						
	✓		✓		✓	
Fam. Ceramiaceae						
<i>Ceramium</i> Roth, 1797						
	✓		✓		✓	
Fam. Wrangeliaceae						
<i>Anotrichium</i> Nägeli, 1862						
	✓		✓		✓	
Ord. Rhodymeniales						
Fam. Lomentariaceae						
<i>Lomentaria</i> Lyngbye, 1819						
	✓		✓		✓	
Fam. Rhodymeniaceae						
<i>Rhodymenia</i> Greville, 1830						
			✓		✓	
Ord. Gracilariales						
Fam. Gracilariaceae						
<i>Gracilaria</i> Greville, 1830						
	✓		✓		✓	

ANEXO: Recomendaciones para el diseño de muestreos fotográficos. Realizados en base a la experiencia en el desarrollo del presente estudio:



Recomendaciones para el diseño de **Muestreos fotográficos**

Definir objetivos claros de la campaña

Es fundamental establecer objetivos precisos para el proyecto de Ciencia Ciudadana y explicar cómo las fotografías submarinas contribuirán al mismo. Esto garantiza que todos los participantes comprendan la importancia de su colaboración.



Capacitación a los participantes

Proporcionar una capacitación básica a los participantes. Puede incluir información sobre los objetivos de la investigación, el tipo de fotografías requeridas y las especies de interés (si las hubiera).

Protocolo de muestreo

Los buzos podrán utilizar su propia cámara submarina para el estudio, sin embargo, los investigadores deben estar a cargo del armado de fotocuadrantes universales de uso común.

Se recomienda utilizar fotocuadrantes de 25 x 25 cm realizados con tubos de PVC de color oscuro, como negro o marrón, para evitar áreas difusas en las imágenes debido al uso de flash o linterna.



Equipamiento

Se pueden utilizar cámaras fotográficas de bajo costo (por ejemplo, Nikon Coolpix o GoPro) a una distancia estándar de 40 cm como máximo. Este último punto dependerá en gran medida de la distancia focal de cada cámara.

Toma de fotografías

Capturar entre 2 y 4 fotografías de la misma área, evitando el uso de filtros y minimizando cualquier movimiento. En el caso de cámaras deportivas (como GoPro), es importante corregir la distorsión de imagen, conocida como "ojo de pez". Si no es posible realizar esta corrección, las imágenes aún pueden utilizarse para registrar especies, aunque no serán adecuadas para mediciones relativas de tamaños.

Si las condiciones de visibilidad se encuentran reducidas es recomendable utilizar luz artificial. Si se fotografían superficies horizontales, se debe tener cuidado para evitar el movimiento del sedimento acumulado, ya que esto puede generar una nube de partículas que afecta la claridad de la fotografía.



Difusión

Difundir los resultados obtenidos con los participantes involucrados y la sociedad en general. Esto contribuirá positivamente a incentivar la participación de otros buceadores recreativos.