Estructuras Autónomas de Monitoreo Arrecifal (ARMS)

Manual de procesamiento de fauna marina bentónica

¿Qué son las ARMS?

Las estructuras autónomas de monitoreo arrecifal (ARMS) son recolectores 3D estandarizados de vida marina. Consisten placas apiladas que imitan la complejidad de la estructura del fondo marino, especialmente los arrecifes de coral, que son difíciles de muestrear sin destruir el hábitat natural.

¿Para qué sirven las ARMS?

Estas estructuras tienen como objetivo estandarizar la evaluación y el monitoreo de la biodiversidad marina para documentar comunidades marinas en todo el mundo.

"Las ARMS actúan como estaciones meteorológicas biológicas que se despliegan por un período de tiempo, luego, un equipo de expertos las recupera y desarma para observar el reclutamiento de especies locales y analizar la diversidad y así permitir a los investigadores comparar un lugar con otro o cómo un lugar cambia con el tiempo".

¿Por qué son importantes las colecciones científicas?

AMERICAN MUSEUM OF NATURAL HISTORY

Las colecciones proporcionan la evidencia de la que los científicos obtienen el conocimiento científico, incluido el conocimiento que se aplica directamente a los problemas críticos que enfrenta nuestra sociedad, como:

1. Documentar la diversidad biológica y cultural en una época de destrucción ambiental sin precedentes
2. Desarrollar un conocimiento básico de los efectos del cambio climático y otras amenazas ambientales.
3. Monitorear los cambios en los recursos marinos

Además, fungen como bibliotecas de **biodiversidad** ya que ayudan a establecer la identidad de las especies.

¿En qué consiste este manual?

Con el objetivo de analizar la biodiversidad de los arrecifes de coral, específicamente de la fauna marina bentónica, este manual fue realizado por un grupo de expertos taxónomos para guiar el adecuado tratamiento y preservación de organismos asociados a estructuras autónomas de monitoreo arrecifal (ARMS) y así para su inclusión en colecciones científicas.

Contenido

¿Qué son las ARMS? 2
¿Por qué son importantes las colecciones científicas? 2
Material 6
Catálogo de material 9
Catálogo de solventes 10
Preparación y toma de fotografías 11
Separación de fauna sésil y móvil 12
Toma de fotografías de placas (fauna sésil) 13
Procesamiento de fauna marina bentónica 14
- Phylum Artrópoda 14
  - Superorden Eucarida 14
  - Superorden Peracarida 16
- Phylum Mollusca 17
- Phylum Echinodermata 19
- Phylum Annelida 21
  - Clase Polychaeta 21
- Phylum Platyhelminthes 22
- Phylum Bryozoa 23
- Phylum Cnidaria 25
  - Clase Hidrozoa 25
  - Clase Anthozoa 26
- Phylum Porifera 28
- Phylum Chordata 29

BITACORA FAUNA MARINA ASOCIADA A ARMS 31
Especialistas 32

Material

	• 15 a 20 bandejas blancas rectangulares por ARMS de 5 litros de capacidad 43,5 cm x 28,5 cm x 8 cm (por cada ARMS)
	• 1 desatornillador de tuercas de ¼ de pulgada
	• 1 llave española de ¼ de pulgada
	• Cámara fotográfica, de preferencia cámara réflex para una buena calidad de fotografía
	• Lente estándar para cámara réflex (18-55mm)
	• Lente macro para cámara réflex (opcional)
	• Tripié
	• Flash (opcional)
	• Etiquetas para placas* de papel piedra y/o papel vegetal con codificación que indique la localidad (lugar de donde proviene la estructura), número de ARMS (si hay más de una estructura por procesar), número de placa (1-9) y la orientación (cara y contracara). Ejemplo: Yuc_ARMS1_P1_CA
	• Etiquetas de muestras de papel piedra (con numeración 01 al 50, dependiendo la cantidad de muestras por ARMS) con los siguientes códigos de cada estructura y por muestra: LUGAR-AÑO_#ARMS_001 (Ejemplo: Yuc2020_ARMS2_001)
	• Bitácoras (Anexas)
	• Guantes de nitrilo
	• 4-5 Lámparas de luz blanca
	• Piseta con formaldehído al 4% con agua marina
	• Piseta con formaldehído al 7-10% con agua marina
	• Piseta con etanol 96%

- Piseta con etanol 70%
- 50 ml de solución saturada de mentol en cristales y etanol al 96°
- 100 g de cloruro de sodio disuelto en 1 litro de agua marina
- 100 g de cloruro o sulfato de magnesio disuelto en 1 litro de agua marina
- 40 litros de agua marina
- 2 Aguja de disección
- Gurbias INOX
- Tamiz con apertura de malla de 500 µm (Se recomienda el uso de tamiz para pruebas físicas INOX)
- 4 plomos de pesca de 4 oz / 113 g o cualquier material suficientemente pesado para sumergir las placas para la tomade fotografías y evitar reflejos
- Contendedores de almacenamiento para muestras (es preferible utilizar contenedores de vidrio de 1 a 8 onzas para el almacenamiento de los especímenes en colecciones, aproximadamente 200 unidades)
- 100 viales para muestras moleculares
- 10 ml de aceite de clavo o eugenol diluido en 100 ml de agua marina
- 10 pinzas de relojero
- 3-4 pinceles de punta fina y cerda suave
- 30 cajas Petri de 60 90 y 100 mm
- 21.5 x 28 cm de papel filtro (sin grosor específico)
- 2 bisturíes
- Dispositivo de respaldo de datos (disco duro, memorias)
- 1 Martillo

	• **1 litro Hipoclorito de sodio al 10% (Cloro comercial) y/o 1 litro de ácido bórico al 0.5%**
	• **Solución Bouin (Ver procedimiento de obtención: https://mmegias.webs.uvigo.es/6-tecnicas/protocolos/s-fijador-bouin.php**
	• **10 abatelenguas**
	• **10 ligas**
	• **1 gotero**
	• **2 tijeras**
	• **Parrilla de calentamiento**

Catálogo de material

Bandejas blancas (15-20)

Desatornillador de tuercas ¼ (1)

Llave española ¼ (1)

Cámara réflex (1)

Lente estándar y macro (1c/u))

Lámpara de luz blanca (4-5)

Tripié (1)

Pinceles punta fina (3-4)

Agujas de disección (2)

Gurbias (2)

Tamiz (1)

Plomo de pesca (4)

Contendedores de almacenamiento (100)

Viales para muestras molecular (100)

Pinzas de relojero

Cajas Petri (30)

Papel filtro

Bisturí (2)

Martillo (1)

Gotero (1)

Tijeras (2)

Picetas (5)

Abatelenguas (10)

Ligas (10)

Parrilla de calentamiento (1)

Catálogo de solventes

Solución saturada de mentol

mentol en cristales

+

50 ml etanol 96°

+

gotero

10 ml eugenol

+

Agua marina

100 g sulfato de magnesio

+

Agua marina (1 litro)

100 g cloruro de sodio

+

Agua marina (1 litro)

Solución Bouin

Hipoclorito de sodio 10%

Preparación y toma de fotografías

Una vez recolectadas las estructuras y trasladadas al laboratorio con bombas de aireación, es necesario trasladar al menos 40 litros de agua marina filtrada o del sitio de recolecta por separado para cada ARMS a procesar. El resguardo de las estructuras deberá ser en lugares templados y con bombas de aireación en todo momento (se recomienda el proceso inmediato y/o hasta 24 horas como máximo después de la recuperación de las estructuras del medio natural).

Se colocarán nueve bandejas consecutivamente con las etiquetas de cada placa (Cara y Contracara) y con dos a tres litros de agua marina suficiente para cubrir cada una de las placas. Se preparan dos bandejas extras para procesamiento de fauna móvil Cloruro de sodio (equinodermos y moluscos) y aceite de clavo (crustáceos). Una vez que los tensores y la canasta fueron removidos (se recomienda examinar la canasta en busca de fauna móvil), las ARMS serán desarmadas y las placas colocadas en cada bandeja correspondientes a cada etiqueta con suficiente agua marina para cubrirla (**Fig. 1**).

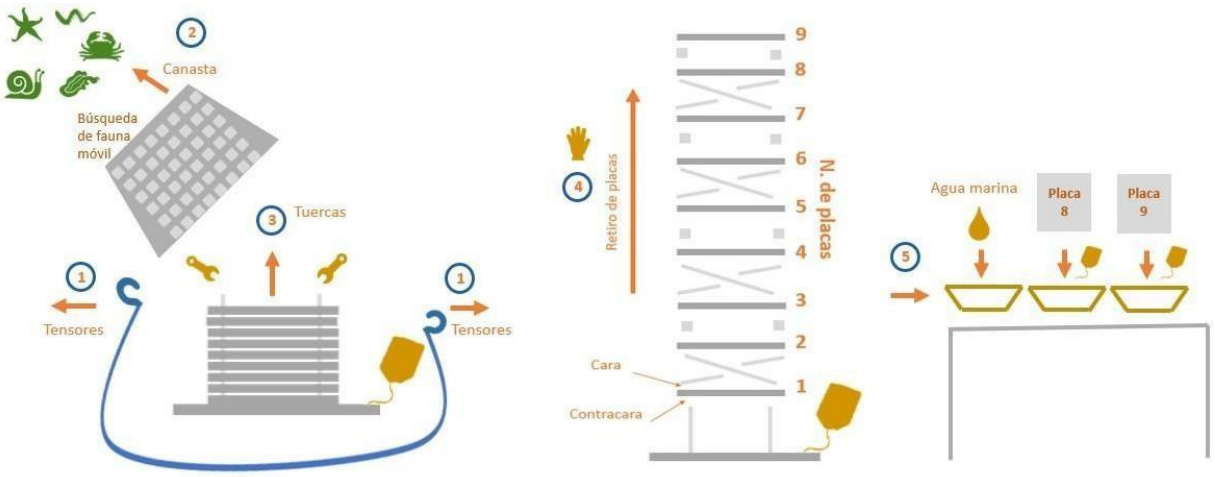


Fig. 1 Procedimiento para la preparación de placas y separación de fauna. 1) Retiro de tensores, 2) Retiro de canasta protectora y recolecta de fauna móvil 3) Remoción de tuercas con llave española, 4) Retiro de placas con numeración y orientación (se recomienda el uso de guantes) 5) Colocación de placas en bandejas con agua marina.

Separación de fauna sésil y móvil

Inmediatamente después de la colocación ordenada de cada una de las placas se procede con la separación cuidadosa de la fauna móvil tanto de cada bandeja como del contenedor y canasta (Se recomienda el uso de lámparas de luz blanca para su fácil observación). Una vez finalizado la toma de fotografías se procede con la separación de la fauna sésil e inmediatamente después se procede con la filtración con el tamiz del agua marina de cada una de las bandejas, así como del contenedor transportador de la ARMS y se preserva en etanol al 70% (**Fig. 2**).

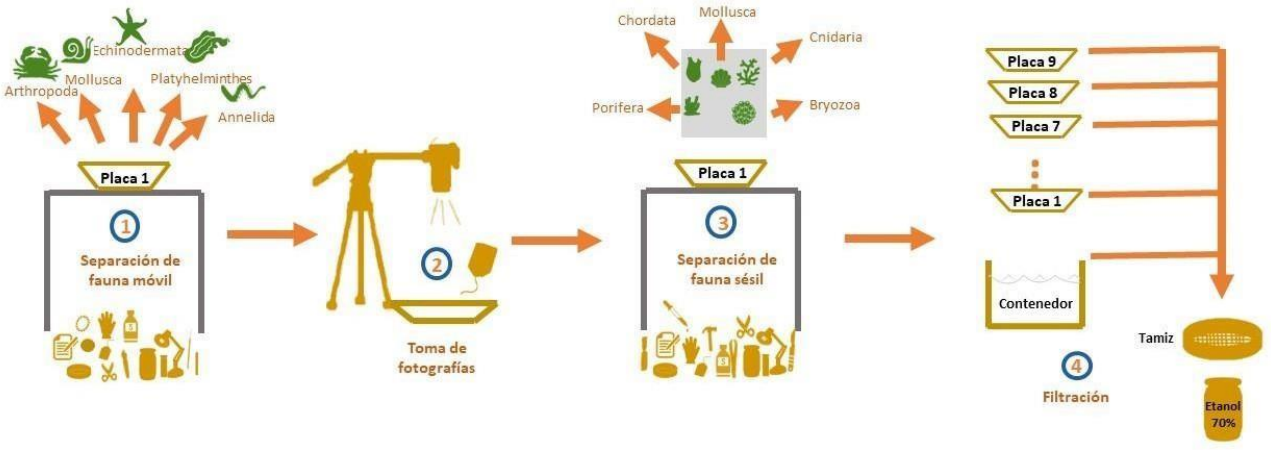


Fig. 2 Seguimiento de actividades para el procesamiento de placas de reclutamiento y fauna marina. 1) Separación de organismos móviles con ayuda de lámparas, 2) Toma de fotografía de placas por ambos lados para organismos sésiles 3) Separación de fauna sésil con ayuda de lámparas.

Toma de fotografías de placas (fauna sésil)

En una superficie plana se colocará cada una de las bandejas con las placas debajo de la cámara con lente 18-55 mm colocada en el tripié con temporizador (para disminuir la sensibilidad de movimiento) y debido a que las cada placa tiene flotabilidad positiva, se colocarán los plomos de pesca en cada extremo de la placa para evitar reflejos, y a su vez, favorecer la tensión natural de los organismos sobre la placa (Se recomienda usar flash vinculados a la cámara en cada lado de la placa para disminuir las sombras y aumentar la nitidez, así como el modo manual de la cámara para ajustar el tamaño de grano y la apertura). Se tomarán de dos a tres fotografías por placa de cada lado, asegurando que la primera fotografía contenga la etiqueta al centro (**Fig. 3**). Una vez realizado el registro fotográfico de todas las placas se deberá hacer el respaldo de las fotografías originales en dispositivos de almacenamiento (se sugiere realizar el etiquetado por fotografía de la correspondencia de cada placa, orientación y ARMS) y se procede con la separación de la fauna sésil en las placas por lado (es importante anotar el número de placa y orientación de donde provienen los especímenes sésiles).

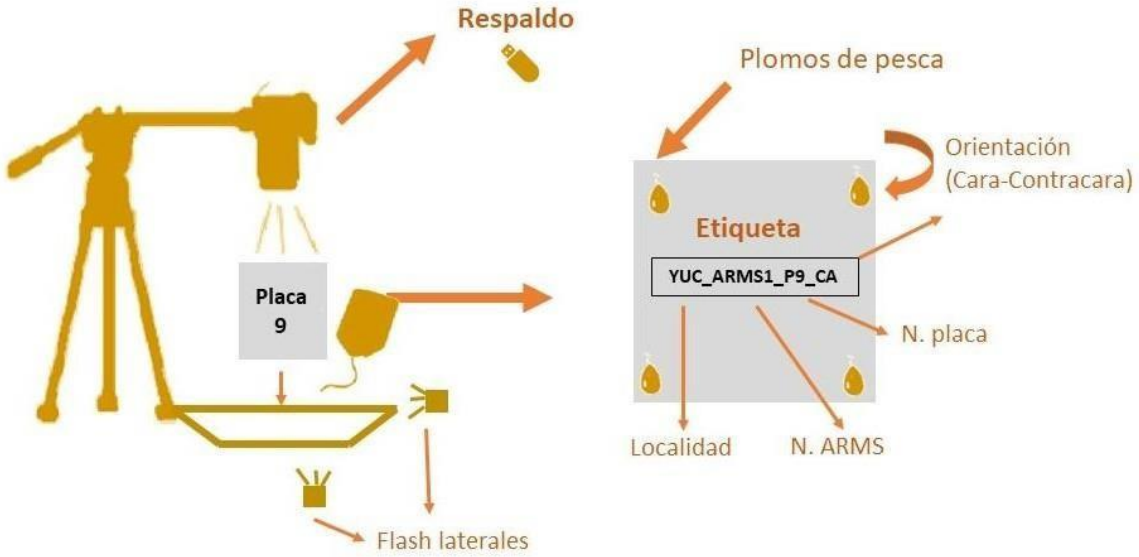


Fig. 3 Arreglo de las herramientas para la toma de fotografías de las placas de ARMS. Posición del tripié respecto a las placas y posición en los extremos de los plomos de pesca para el hundimiento de las placas y orientación del etiquetado para identificación de las fotografías.

Procesamiento de fauna marina bentónica

Phylum Arthropoda

Superorden Eucarida

Es necesario separar entre cangrejos, camarones y estomatópodos cuidadosamente con pinzas de relojero para evitar el desprendimiento de estructuras. Cada individuo será sumergido en aceite de clavo diluido en agua marina hasta lograr su adormecimiento (20 min).

En el caso de los cangrejos ermitaños, una vez anestesiados es necesario sostener cuidadosamente por los pereiópodos (pinzas y patas) con las pinzas finas y jalar lentamente en el sentido del crecimiento de la concha hasta extraer el cefalotórax y volver a sostener por el medio de cuerpo (evitando dañar los pereiópodos) hasta sacar por completo el abdomen del cangrejo (para facilitar el proceso, los organismos pueden ser congelados después de la anestesia). Se recomienda fotografiar cada ejemplar en fresco para preservar color natural y con su respectiva etiqueta.

En el caso de los cangrejos se deben fotografiar en posición dorsal y ventral; para los camarones y estomatópodos en posición dorsal y lateral. Todos los especímenes deberán ser preservados en contenedores con etanol al 70% y tomar un periópodo para estudios moleculares en etanol al 96% (**Fig. 4**).

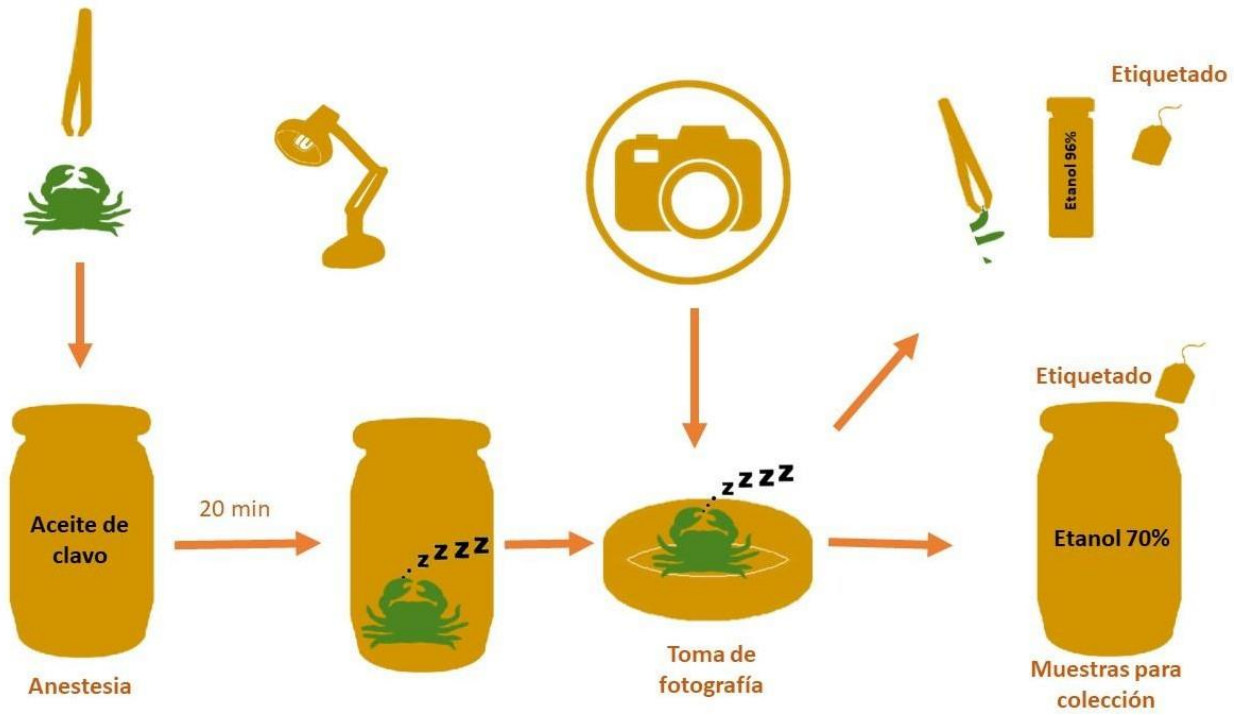


Fig. 4 Secuencia de procesamiento para la incorporación de ejemplares a colecciones científicas y toma de muestra para estudios moleculares de cangrejos, camarones y estomatópodos.

Superorden Peracarida

Durante el proceso de filtrado con el tamiz de apertura de malla de 500 µm, tanto del contenedor de la estructura como de las bandejas de cada placa se recuperan organismos de mayor tamaño del tamiz con ayuda de una piseta con etanol al 70% y pinzas de relojero (con cuidado para no dañar los organismos ya que pierden artejos con facilidad)para finalmente almacenar en contenedores en etanol al 70% (Los organismos de menor tamaño se obtendrán de la separación del filtrado general) (**Fig. 5**).

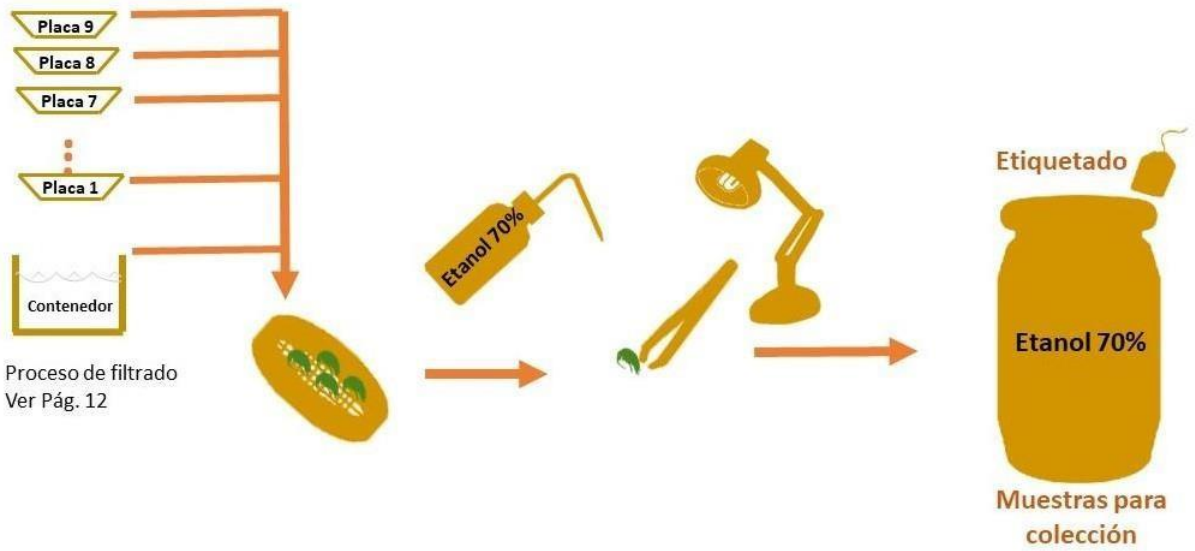


Fig. 5 Proceso de separación de muestras de peracáridos mediante la filtración de agua de las bandejas y del contenedor de ARMS.

Phylum Mollusca

Antes de ser relajados para su preservación, las babosas marinas, la parte blanda de los gasterópodos (cabeza y pie), el manto de los bivalvos (para las especies que lo tengan), las placas y el cinturón de los quitones deben de ser fotografiados con macro o cámara fotográfica adaptada a una lupa de disección para registrar los colores originales que serán importantes para su identificación.

La relajación para todos estos grupos consiste en sumergirlos por completo en agua de mar con cloruro de magnesio al 10% durante mínimo 40 min. Los gasterópodos con opérculo o los bivalvos que estén cerrados requerirán de más tiempo, ya que al principio estarán tan cerrados que no permitirán el contacto con el cloruro de magnesio. El tiempo dependerá del tamaño del organismo, animales más grandes requerirán más tiempo. Para confirmar la relajación, se puede tocar cuidadosamente la parte blanda de los animales hasta que no haya reacción al estímulo táctil.

Posterior al proceso de relajación, todos los individuos se preservan en contenedores con etanol al 70% y se agrupan por especies o morfotipos. En el caso de quitones de más de 10 mm, es necesario fijarlos cuidadosamente sobre abate lenguas sostenidos con ligas delgadas para su correcto estiramiento. Los quitones de menos de 10 mm se colocan en contenedores pequeños como tapas, se les ejerce presión mientras se les coloca etanol (70%) (10-15 segundos) para asegurar que se preserve “estirado” y, finalmente, se trasladan al contenedor. Las babosas marinas se “deslizan" cuidadosamente por una de las paredes del contenedor. Para estudios moleculares se sugiere preservar a organismos enteros en etanol al 96%. (**Fig. 6**).

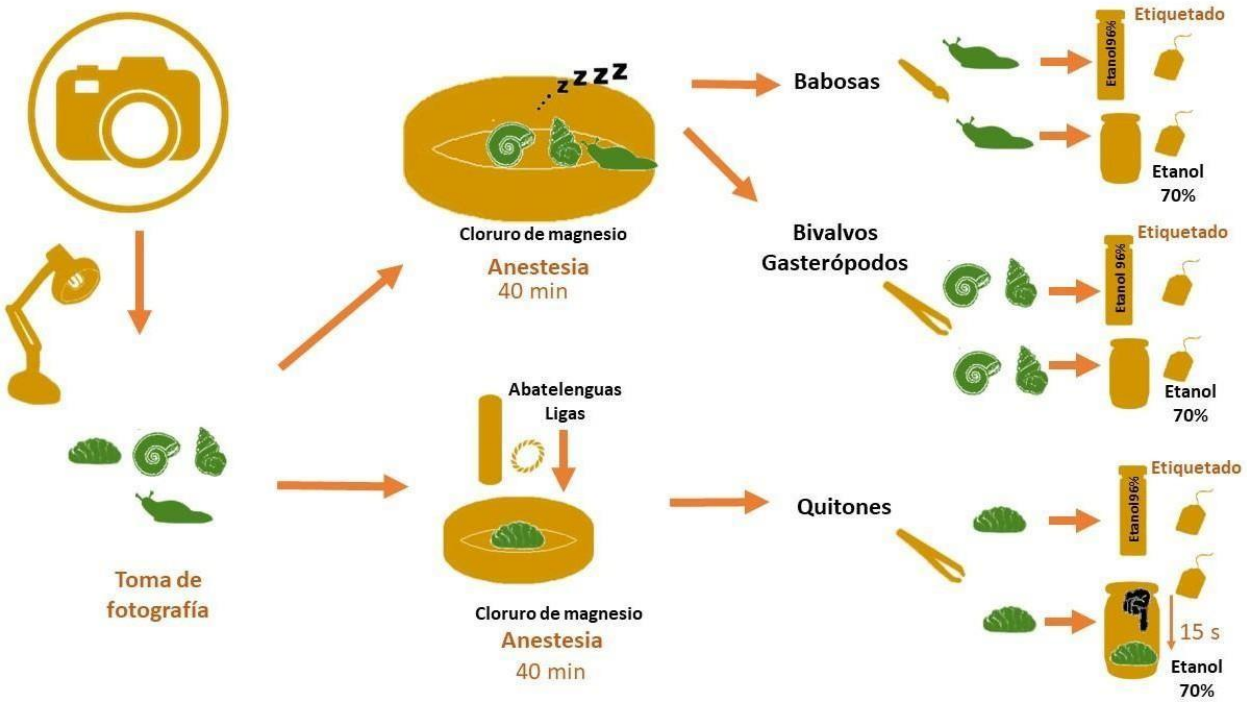


Fig. 6 Secuencia de procesamiento de moluscos por clase para obtención de muestras para estudios moleculares y preservación de especímenes para colecciones científicas.

Phylum Echinodermata

La mayoría de los equinodermos pueden manipularse en contacto directo y los individuos pequeños con pinzas finas. Para la manipulación de los erizos se requiere precaución al manipular erizos de mar con espinas afiladas, ya que las espinas y los pedicelarios de algunas especies son tóxicas. Los ofiuros y crinoides delicados deben manipularse con cautela para evitar la autotomía (fragmentación, pérdida de brazos, evisceración) y siempre el manejo deberá ser cerca del centro del cuerpo (no manipular desde las puntas de los brazos o los autotomizarán).

Es necesario relajar a los organismos para evitar la autotomía, la contracción de los tentáculos (pepinos de mar) y pies ambulacrales (ofiuros, estrellas de mar) con cloruro o sulfato de magnesio o con agua fría (con hielo). Se colocan los ejemplares en una concentración isotónica de agua de mar y cloruro o sulfato de magnesio y se cubren para evitar cualquier entrada de luz durante el periodo de anestesia durante 15 a 45 minutos y cuando los especímenes no presenten movimiento. Es recomendable la toma de fotografías macro o al microscopio con coloraciones in vivo (antes de la preservación), lo cual facilitará la identificación taxonómica. Una vez anestesiados, es necesario que los ofiuros sean colocados en una posición que les permita un adecuado almacenamiento y posterior observación de estructuras de importancia taxonómica, de tal forma se acomodan en una posición "cometa" (se sujeta el disco con gentileza y deslízalo sobre una cama delgada de etanol al 70% y con la ayuda de una aguja de disección se acomodan los brazos hacia la dirección opuesta, en un solo sentido). Es importante considerar que estos ejemplares quedarán rígidos y no será posible modificar su posición.

Para los pepinos de mar, es necesario sumergirlos en etanol al 70% sujetándolos de la boca para evitar que contraigan sus tentáculos al contacto con el líquido de preservación. En cuanto a los erizos y las estrellas de mar después de su anestesia se colocan directamente en etanol al 70%. Para estudios moleculares se sugiere preservar a organismos enteros en etanol al 96% (**Fig. 7**).

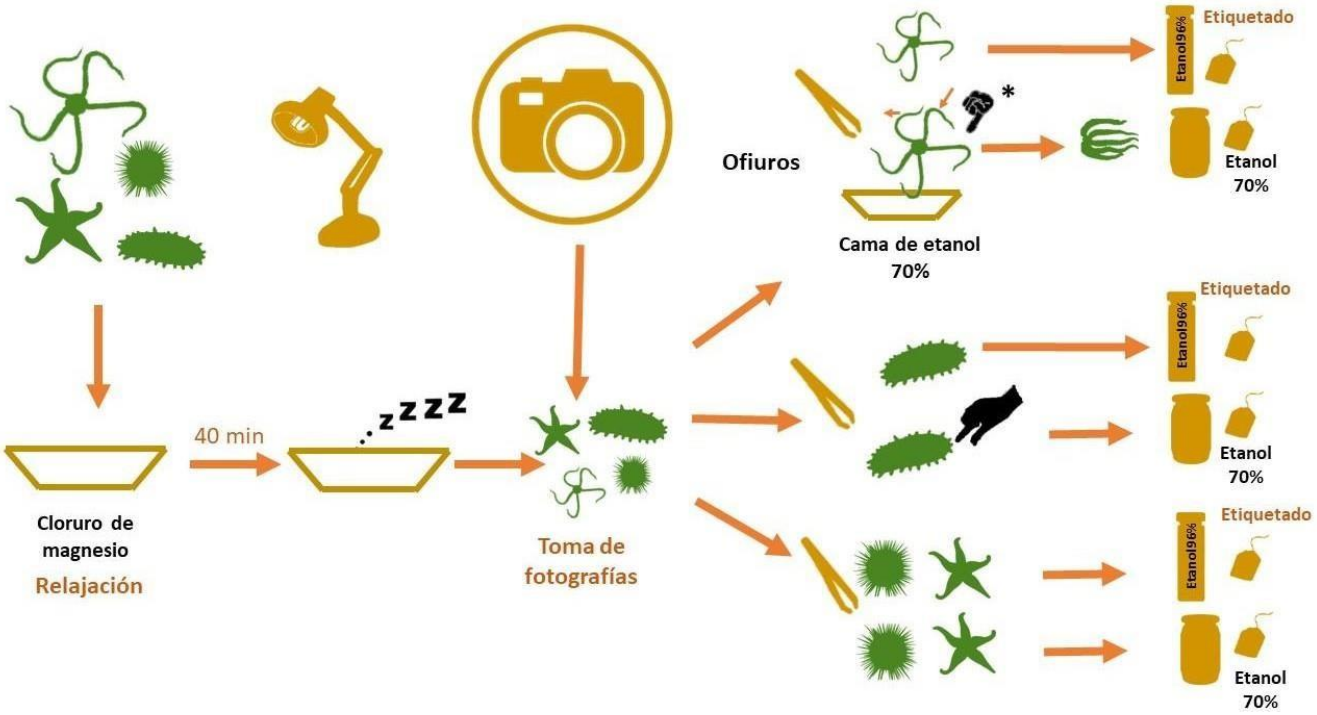


*Fig. 7 Procesamiento para la relajación y preservación de equinodermos por clase. *Nótese la posición adecuada de "cometa" de un ofiuro para su preservación y almacenamiento.*

Phylum Annelida

Clase Polychaeta

Separar los organismos y colocarlos cuidadosamente en contenedores con agua marina a baja temperatura (16°C al menos 30 minutos para favorecer la relajación de los ejemplares y con ello la eversión de su probóscide, la extensión de parápodos y estructuras anteriores. Se recomienda la observación y toma de fotografías de los organismos vivos anotando datos de su coloración. Una vez relajados (los organismos presentarán movimientos ralentizados) y con la ayuda de pinzas finas (sin apretarlos, evitando que se dañen o desprendan fragmentos como palpos, cirros o quetas) se coloca cada espécimen o especímenes de la misma especie con su respectiva etiqueta en formaldehído al 4% para fijar los tejidos. A partir de 24 horas de fijación se sustituirá el preservante por etanol al 70%. El material que se requiera para análisis molecular (Se recomienda preservar un organismo entero o una pequeña parte de la porción final del individuo) se preservará directamente en etanol al 96%, sin fijación en formol (**Fig. 8**).

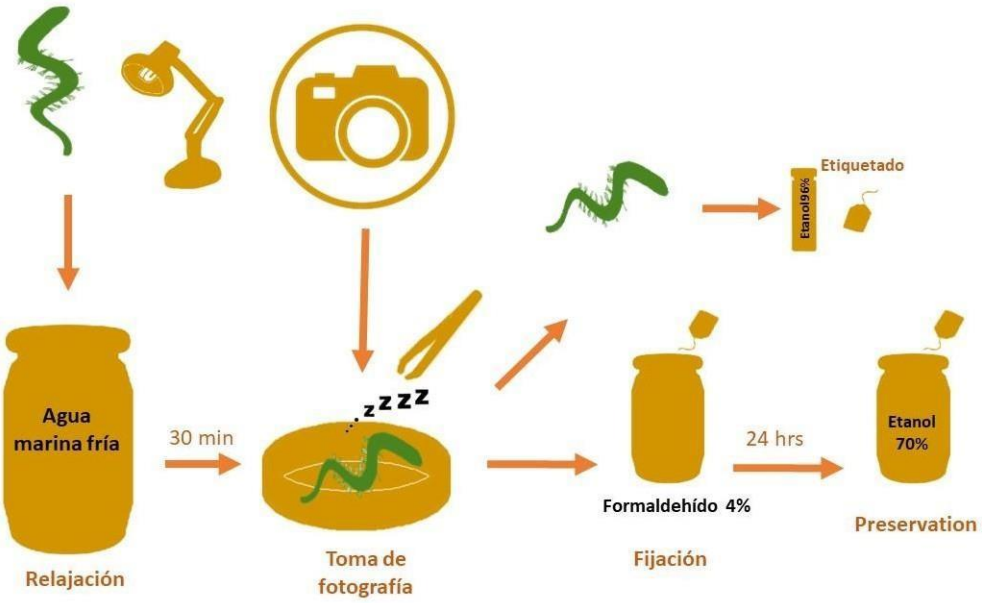


Fig. 8 Secuencia de procesamiento de poliquetos marinos para su preservación e incorporación a colecciones científicas y estudios moleculares.

Phylum Platyhelminthes

Posteriormente a la toma de fotografías de los individuos para el registro de su coloración es necesario relajar a los organismos colocándolos en agua marina a 4°C durante al menos 15 minutos y tomar un pequeño fragmento del organismo para su inclusión en etanol al 96%. Al mismo tiempo es necesario congelar formaldehído al 4% con agua marina a la mitad de la capacidad de una caja Petri hasta el punto de solidificación.

Se sumerge un trozo de papel filtro en agua marina y se coloca al organismo cuidadosamente con un pincel (este pincel únicamente deberá ser utilizado para agua marina, ya que se utilizará otro pincel para el siguiente paso). Esperar pacientemente con el papel sumergido hasta que el policlado se arrastré a él y quedé totalmente estirado y se coloca el trozo de papel con el animal sobre la placa de formol congelado y con un pincel diferente extender al organismo cuidadosamente en caso de contracción. Dejar de 3 a 5 horas en formol y finalmente con una pinza de relojero se extrae cuidadosamente en un contenedor con etanol al 70% para su conservación y procesos de histología (**Fig. 9**).

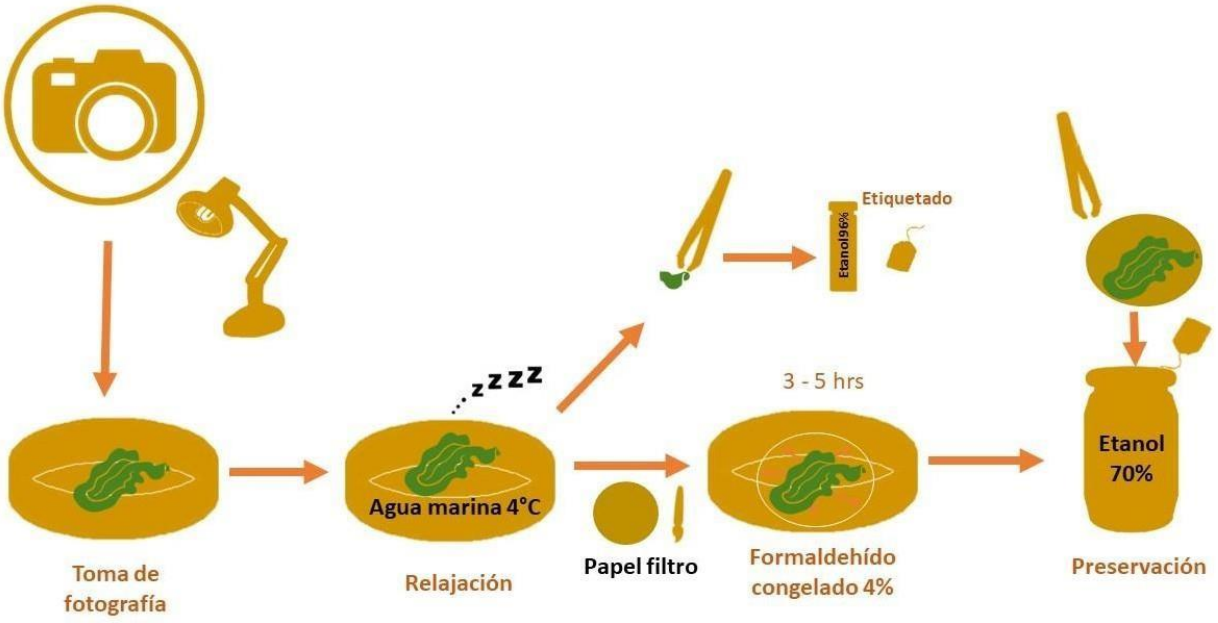


Fig. 9 Secuencia de procesamiento para la preservación de gusanos planos.

Phylum Bryozoa

Para separar las colonias de briozoos es necesario separar dos fracciones de cada colonia con la finalidad de obtener muestras para estudios moleculares mediante la toma del tejido vivo y la otra para la preservación de las estructuras morfológico-anatómicas de las colonias que serán observadas posteriormente con la ayuda de fotografías de Microscopia Electrónica de Barrido (MEB).

Para los briozoos incrustantes las colonias son retiradas con ayuda de gurbias, aplicando presión por debajo de la colonia para obtener una fracción de 5 a 10 centímetros (generalmente las colonias pertenecientes a las mismas especies comparten el mismo color presentando crecimientos radiales) y en el caso de las colonias arborescentes, estás son retiradas con ayuda de unas pinzas finas y preservadas directamente en etanol al 96%.

Para la observación de estructuras morfológico-anatómicas, una de las fracciones separadas por morfotipos de especie se colocará en una bandeja para su secado a temperatura ambiente por 30 minutos. Mientras la colonia pasa por proceso de secado es necesario hervir 1 litro de agua corriente, y una vez que el agua se encuentre en el punto de ebullición se añadirá 200 ml de hipoclorito de sodio al 10% y se dejará hervir por cinco minutos más. Posteriormente se la fracción de la colonia y se dejará hervir por 3 minutos para después ser retirada y enjugada con agua corriente y se dejará secar por 24 horas (**Fig. 10**).

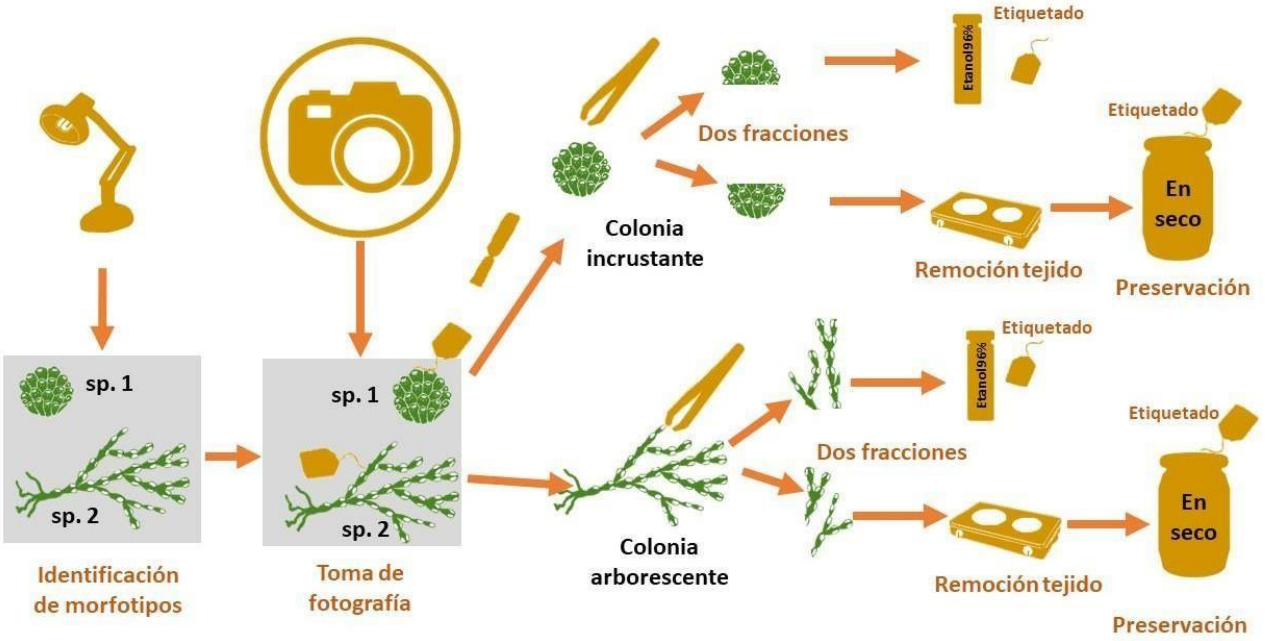


Fig. 10 Secuencia de procedimientos para la preservación de briozoos de colonias incrustantes y arborescentes.

Phylum Cnidaria

Clase Hidrozoa

Es necesaria la relajación de cada espécimen mediante la incorporación progresiva y en lapsos de tiempo de 2 a 3 minutos de gotas de etanol al 70% en un recipiente con agua marina hasta lograr la inmovilidad de los zooides, o bien, almacenar a 4°C cada muestra de 2 a 3 horas. Posterior al proceso de relajación se divide cada colonia en dos fracciones y se preservan directamente en formaldehído al 4% y en etanol al 96% (**Fig. 11**).

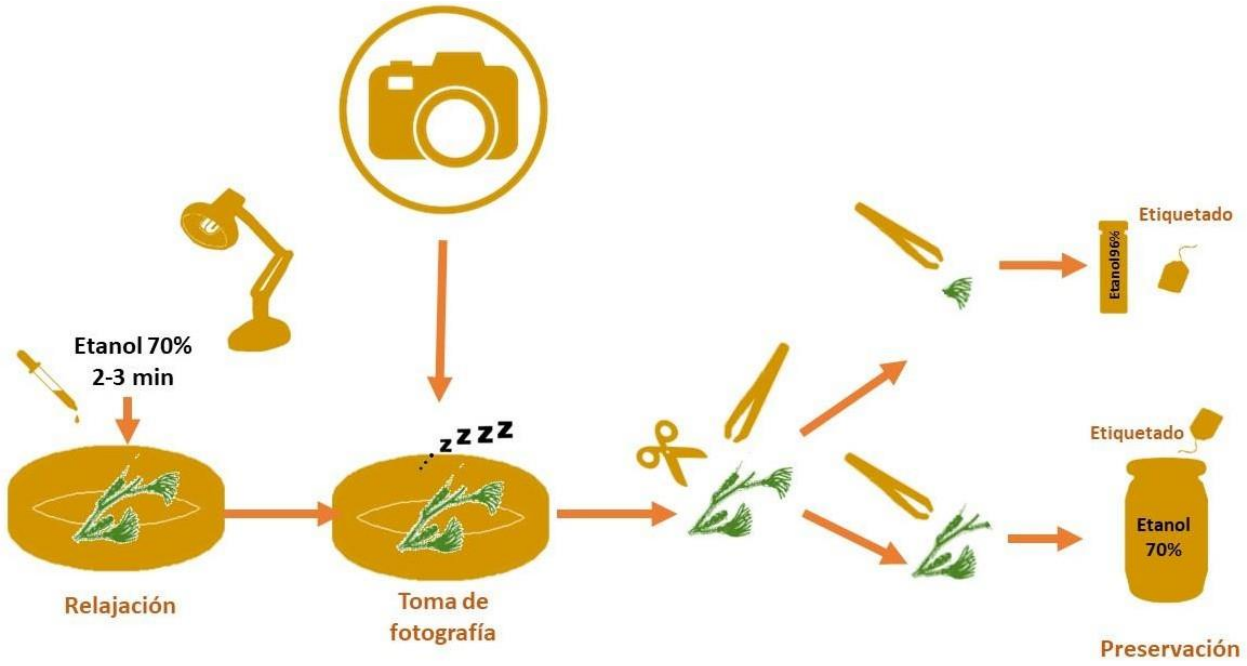


Fig. 11 Procesamiento para la relajación y preservación de hidrozoo. Se recomienda el uso de lámparas para la observación y discriminación entre especies.

Clase Anthozoa

Para los corales, se separan los organismos de las placas cuidadosamente con gurbias, y de requerir presión extra se utiliza cuidadosamente un martillo y gurbias evitando dañar el esqueleto. Para realizar análisis moleculares e histología se toman muestras de tejido y una parte se enjuaga con agua corriente y se almacena en contenedores con etanol al 96% y la otra parte se descalcifica con recambios diarios de solución Bouin por 3 días y finalmente se fijan en formaldehido al 4%. Para la observación de estructuras duras, es necesario la remoción del tejido, para ello, se coloca cada muestra en hipoclorito de sodio al 10% (cloro comercial) y/o ácido bórico al 0.5% de 7 a 8 horas. Posteriormente se realiza un secado de cada muestra en horno a 120ºC durante dos días (**Fig. 12**).

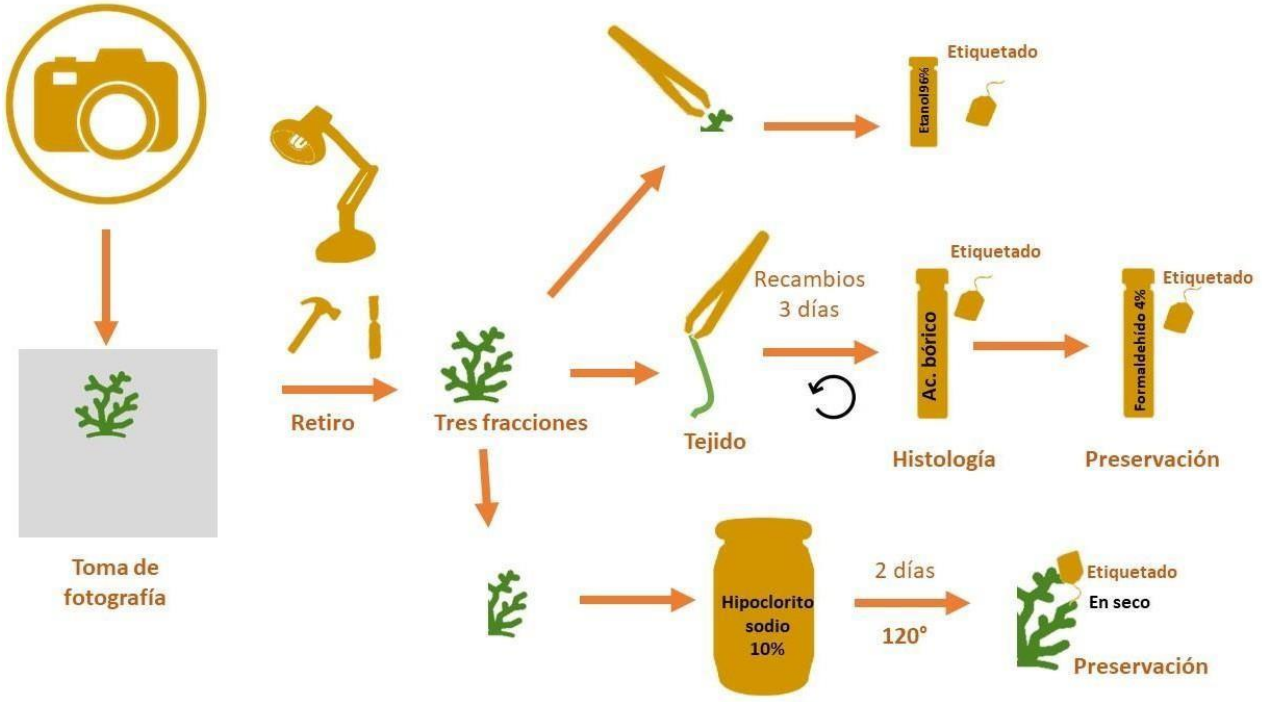


Fig. 12 Secuencia de procesamiento para la obtención de muestras y tejido para la identificación de corales.

En el caso de anémonas es importante tomar fotografías macro in vivo de la anatomía externa de los especímenes, poniendo énfasis en el registro de su coloración, medidas, tamaño aproximado, forma de la columna, disco oral, tentáculos, disco pedal, boca, y cualquier otra estructura adicional que pueda observarse a simple vista (puntos, verrugas o vesículas en la columna, etc.). Posteriormente se separan de las placas cuidadosamente con la ayuda de gurbias para desprender a las anémonas desde su base o disco pedal y los especímenes se relajan con cloruro de magnesio o 3-4 gotas de mentol en agua de mar hasta que el organismo no responda al estímulo táctil.

Antes de fijar a los especímenes deben tomarse dos muestras de tejido (3 mm aproximadamente) preferentemente de disco pedal o tentáculos, e incluirse en pequeños contenedores con etanol 96%, y preservarse a 4°C. El resto del espécimen debe fijarse con formaldehído al 7-10% por al menos durante 2 meses, antes de ser cambiados a etanol al 70% para su preservación (**Fig. 13**).

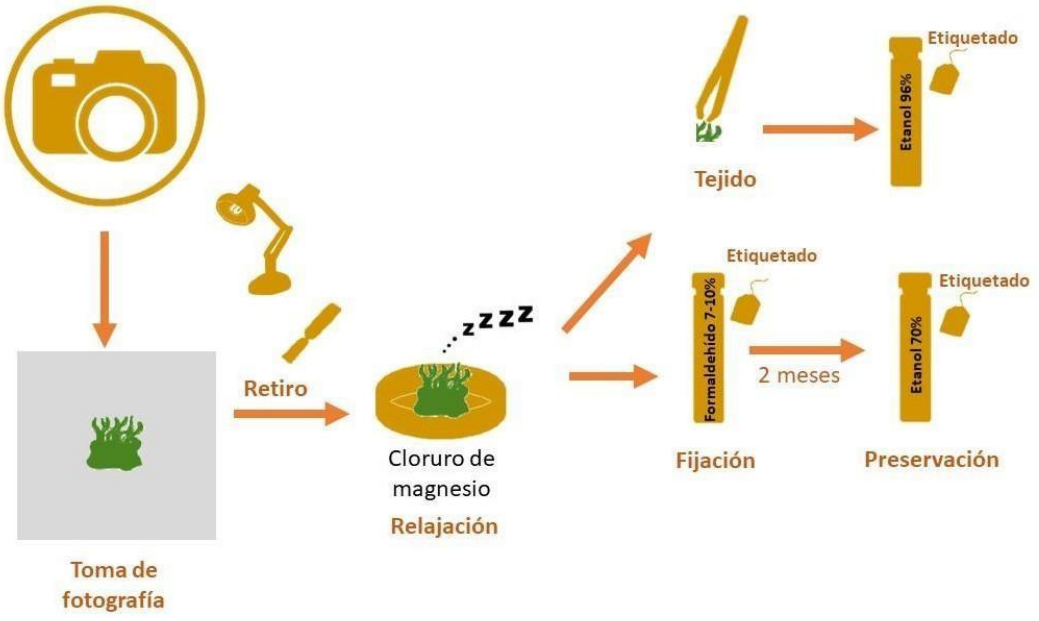


Fig. 13 Secuencia de procesamiento para la preservación de anemonas marinas.

Phylum Porifera

Para los especímenes de esponjas es necesario identificar morfotipos por placa y realizar la toma de fotografías (ejemplar con el número de etiqueta) de cada uno, donde se aprecien mejor sus características como color y tipo de superficie las cuales son importantes para su identificación taxonómica. Para la extracción de los ejemplares es necesaria una gurbia o bisturí y preservar directamente en contenedores con etanol al 96% (**Fig. 14**).

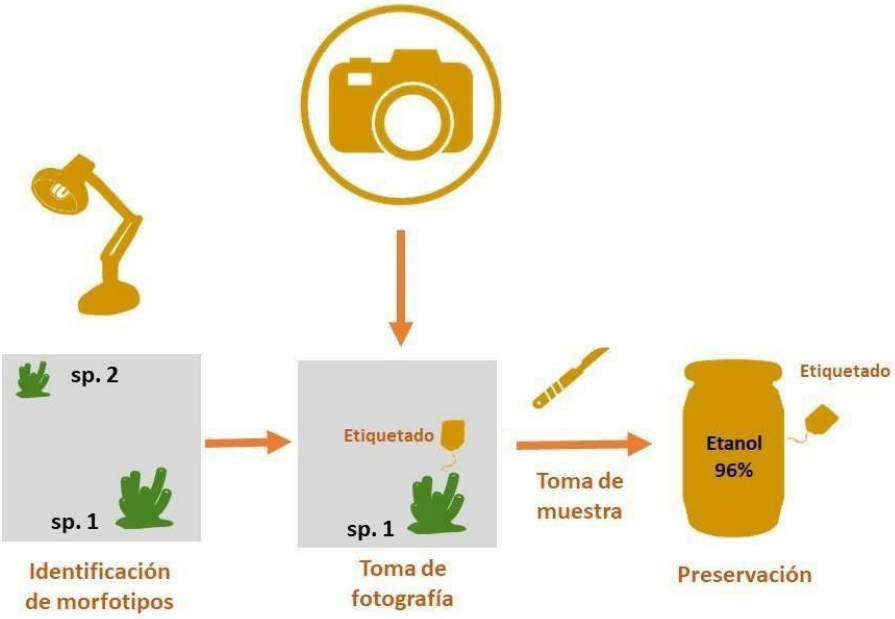


Fig. 14 Procesamiento de esponjas en placas de reclutamiento.

Phylum Chordata

SubPhylum Tunicata

Clase Ascidiacea

Es necesario identificar todos los morfotipos diferentes de ascidias, así como las variaciones en la coloración para realizar la toma de fotografías macro para la ayuda en la identificación taxonómica (en el caso de las colonias prestar especial atención a la organización de los zooides y patrones de color en la colonia y anotar la proveniencia de cada ejemplar: número de placa y orientación, así como la coloración) y colocar gotas de una solución saturada de mentol directamente en cada espécimen (dejar reposar 15 a 20 minutos). Cuando los organismos se encuentren completamente anestesiados (esto se comprueba al tener contacto directo con los organismos y no se observa la retracción de los sifones) se procede con la separación ayudada con gubias de las colonias y de organismos solitarios, una parte se preserva en contenedores con formaldehido al 4% y una fracción pequeña (pocos zooides de la colonia y un pequeño trozo de sifón de organismos individuales) en viales con alcohol al 96% (**Fig. 15**).

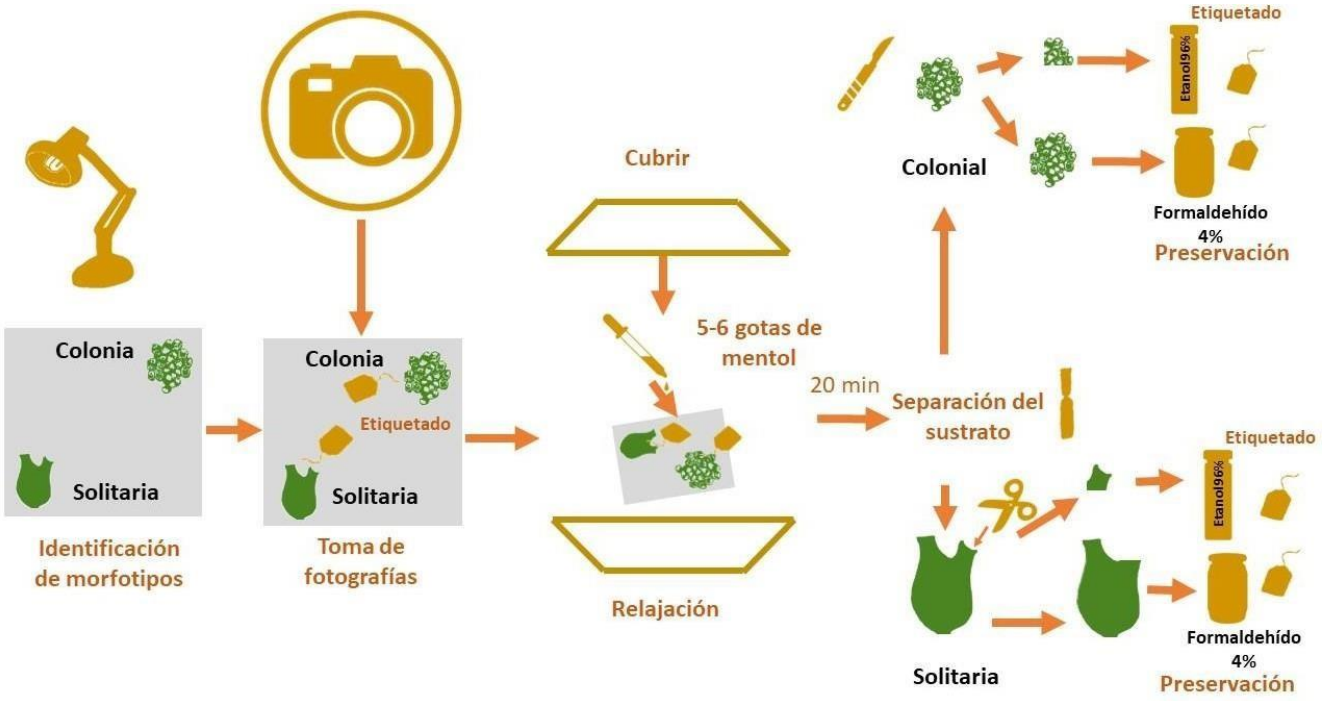


Fig. 15 Secuencia de procesamiento para la relajación y preservación de ascidias coloniales y solitarias.

SubPhylum Vertebrata

En el caso de peces, es necesaria la relajación de los ejemplares mediante la adición paulatina y continua de aceite de clavo al 10% diluido en etanol al 70%. La toma de fotografía debe realizarse con la cabeza apuntando al lado izquierdo para la fácil observación de estructuras taxonómicas que faciliten su identificación. La obtención de muestras para análisis moleculares se realiza mediante la extracción de tejido muscular proveniente del costado derecho del cuerpo e incorporación con etanol al 96%. Finalmente, los ejemplares deberán ser etiquetados y preservados en etanol al 70% (**Fig. 16**).

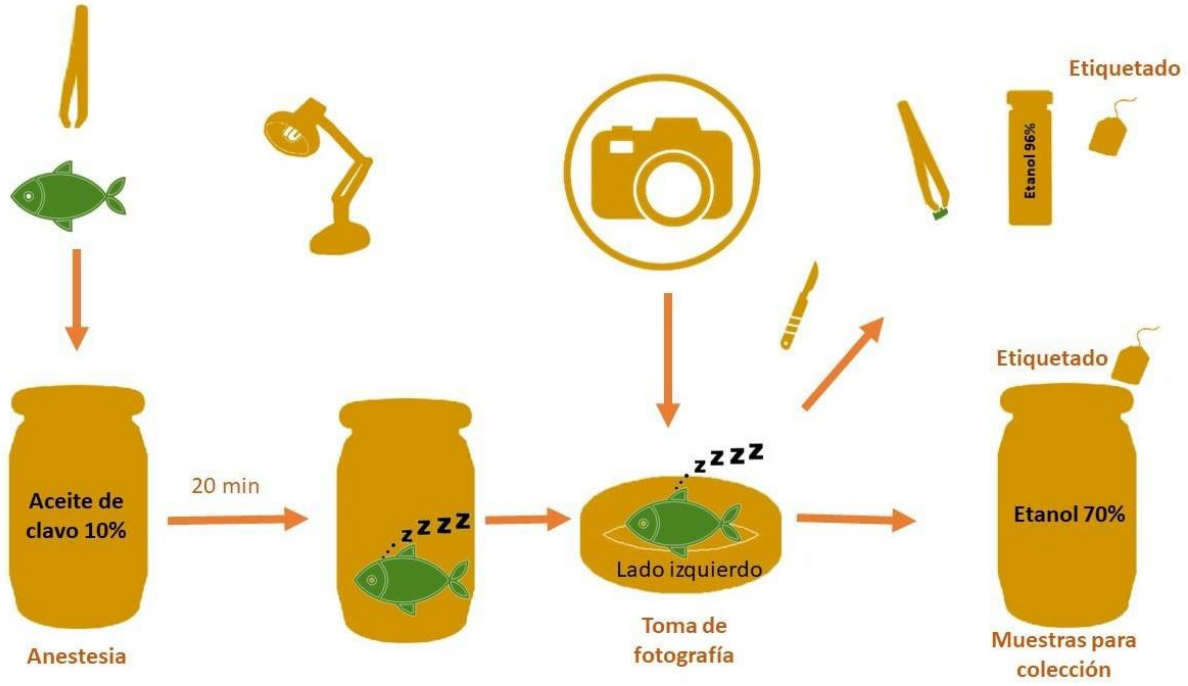


Fig. 16 Secuencia de procesamiento para la relajación y preservación de peces.

Bitácora de fauna marina bentónica asociada a ARMS

Fecha:_____Localidad: _____

Código	Orientación de la placa	Phylum	Preservación	Color	# de ind. o colonias	Observaciones generales

Coordinación

- **M. en C. Lilian Abigaid Palomino Álvarez**
  lily.drgalvar91@gmail.com
- **Dr. F. Nuno Días Marqués Simoes**
  ns@ciencias.unam.mx
- **Dra. María Patricia Guadarrama Chávez**
  pguadarrama@ciencias.unam.mx
- **Dr. Edlín J. Guerra Castro**
  edlin.guerra@enesmerida.unam.mx
- **Biol. Raúl E. Castillo Cupul**
  rulocastillo33@gmail.com

Especialistas

Phylum Artrópoda

-Dr. Carlos Paz Ríos

Anfípodos

cepaz@ecosur.edu.mx

-M. en C. Gabriel Cervantes

Crustáceos

gabriel.cervantes.c@gmail.com

-M. en C. María del Refugio Muciño Reyes

Anfípodos

biolmucino@gmail.com

-Biól. Pedro Homa Canche

Crustáceos

pedrohoma28@gmail.com

Phylum Mollusca

-Biól. Raúl E. Castillo Cupul

Moluscos

rulocastillo33@gmail.com

-M. en C. Xóchitl Vital

Moluscos

vital@ciencias.unam.mx

- Dra. Jazmín Deneb Ortigosa

Moluscos

deneb.ortigosa@ciencias.unam.mx

- M. en C. Nancy Y. Suárez Mozo

Moluscos

nancyyolimarbio@gmail.com

Phylum Echinodermata

-M. en C. Quetzalli Hernández

Equinodermos

quetzalli.hernandez@ciencias.unam.mx

-Dra. Rosa Carmen Sotelo

Equinodermos

rosacarmensotelocasas@gmail.com

Phylum Annelida

-M. en C. Yasmín Dávila

Poliquetos

yasg@ciencias.unam.mx

-Dra. Gema Hidalgo

Poliquetos

gema.hidalgo@ccgs.mx

Phylum Bryozoa

Biól. MaryJose García

Briozoos

maryjosegarciaglez@gmail.com

Phylum Platyhelminthes

-Biól. Alejandro Hernández

Policlados

arka-9999@hotmail.com

Phylum Cnidaria

-Biól. José Luis Tello

Cnidarios

jltm66@hotmail.com

-Dr. Ricardo González-Muñoz

Anémonas

rgonzalez@mdp.edu.ar

Phylum Porifera

-M. en C. Diana Ugalde

Esponjas

diana.ugalde@ciencias.unam.mx

Phylum Chordata

M. en C. Lilian Palomino Álvarez

Ascidias

lily.drgalvar91@gmail.com

Anémonas

Dra. Rosana Rocha

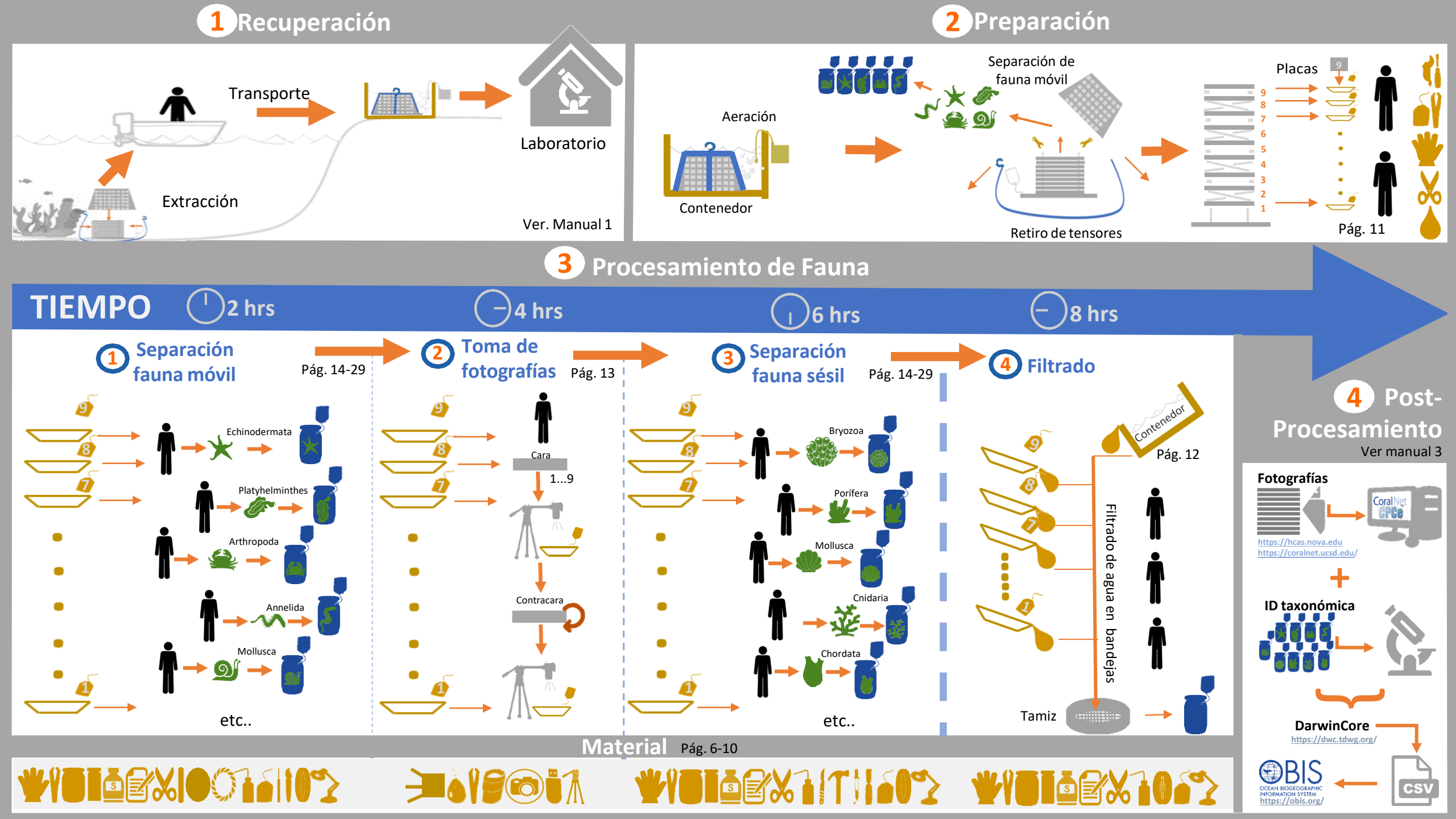
Ascidias

rmrocha@ufpr.br

M. en C. Rigoberto Moreno Mendoza

Peces

rmoreno@doctorado.ucsc.c


1 Recuperación
Transporte
Extracción
Laboratorio
Ver. Manual 1
2 Preparación
Aeración
Contenedor
Separación de fauna móvil
Retiro de tensores
Placas
Pág. 11
3 Procesamiento de Fauna
TIEMPO
2 hrs
4 hrs
6 hrs
8 hrs
1 Separación fauna móvil
Pág. 14-29
Echinodermata
Platyhelminthes
Arthropoda
Annelida
Mollusca
etc..
2 Toma de fotografías
Pág. 13
Cara
1...9
Contracara
3 Separación fauna sésil
Pág. 14-29
Bryozoa
Porífera
Mollusca
Cnidaria
Chordata
etc..
4 Filtrado
Contenedor
Pág. 12
Filtrado de agua en bandejas
Tamiz
Material
Pág. 6-10
4 Post-Procesamiento
Ver manual 3
Fotografías
https://hcas.nova.edu
https://coralnet.ucsd.edu/
ID taxonómica
DarwinCore
https://dwc.tdwg.org/
OBIS
OCEAN BIOGEOGRAPHIC INFORMATION SYSTEM
https://obis.org/
CSV