

*Pterois volitans/miles*  
(pez león)



Foto: Archivo del Proyecto EEI

## *Pterois volitans/miles* (pez león)

**Pedro Pablo Chevalier Monteagudo<sup>1\*</sup>, Hansel Caballero Aragón<sup>1</sup>, Ramón Alexis Fernández Osoria<sup>1</sup>, Raúl Igor Corrada Wong<sup>1</sup>, Erlán Cabrera Sansón<sup>1</sup>, Dorka Cobián Rojas<sup>2</sup> & Yoendris Paz Rodríguez<sup>3</sup>.**

<sup>1</sup>Acuario Nacional de Cuba, CITMA, La Habana. <sup>2</sup>Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales, CITMA, Pinar del Río. <sup>3</sup>Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad, CITMA, Santiago de Cuba. \*Contacto: [pedroc@acuaronacional.cu](mailto:pedroc@acuaronacional.cu)

### INTRODUCCIÓN

El pez león –se incluyen dos especies de la familia Scorpaenidae, difíciles de distinguir a simple vista: *Pterois volitans* (Linnaeus, 1758) y *P. miles* (J.W. Bennett, 1828) (Figura 1)– ha protagonizado una extensa y rápida invasión biológica en el Atlántico Occidental. Por sus características, puede producir importantes afectaciones a las comunidades marinas, ya sea mediante la depredación directa de peces e invertebrados nativos, o compitiendo con sus posibles depredadores (Albins & Hixon, 2008). Por estas razones, ha sido objeto de estudio en nuestra área geográfica desde su aparición.



Fig. 1. Pez león. Foto: P.P. Chevalier.

En aguas cubanas se registra oficialmente a partir del año 2007 (Chevalier & *al.*, 2008) y logra colonizar las costas de la isla de forma vertiginosa, considerándose una especie exótica invasora, establecida en todo el archipiélago (Chevalier & *al.*, 2013). La comunidad científica cubana igualmente ha iniciado su estudio. Con vistas a integrar los esfuerzos científicos, estandarizar la metodología y extender las investigaciones alrededor de Cuba, se crea el presente protocolo. Su aplicación permitirá obtener resultados que avalen medidas de control y manejo del pez león, dirigidas básicamente a disminuir su impacto.

### Objetivo general del protocolo

Estandarizar la metodología para el estudio del pez león en aguas cubanas que permita integrar los esfuerzos científicos a nivel nacional.

### Objetivos específicos

- Monitorear la abundancia y distribución del pez león dentro de sus hábitats.
- Monitorear las asociaciones de peces con las cuales cohabita.
- Realizar estudios biológicos de la especie: contenido estomacal, desarrollo gonadal y parasitología.

## **DETECCIÓN Y MONITOREO**

### **Selección del área de estudio**

El protocolo es válido para el estudio de la especie dentro de sus hábitats conocidos: arrecifes de coral, seibadales y manglares.

Para seleccionar el área de estudio deben priorizarse aquellos biotopos que puedan ofrecer mayor cantidad de refugios a la especie (fondos rocosos, estructuras artificiales, pastizal con cabezos y escarpes erosivos, raíces de mangle, entre otros). Es importante recurrir a las mejores fuentes de información disponibles localmente para aminorar esfuerzos.

Dentro de un biotopo se pueden seleccionar uno o varios sitios, en dependencia de la complejidad topográfica del mismo.

Debe hacerse una descripción de cada sitio bajo estudio con la siguiente información:

- Biotopo al que pertenece.
- Localización (coordenadas con GPS).
- Rasgos topográficos.
- Profundidad.

### Censos visuales de pez león

Como método de censo se proponen recorridos lineales típicos para conteos de peces, será necesario buscar con detenimiento en grietas, oquedades y solapas donde pueda refugiarse esta especie (Figura 2).

#### Materiales necesarios

- Equipo básico para buceo libre (apnea) y/o buceo autónomo (SCUBA)
- Tablillas para anotar los datos bajo el agua (con el margen superior graduado en centímetros para ser usada como referencia para estimar tallas)
- Cuerda o cinta métrica de 50 m de largo.



Fig. 2. Censo visual de peces utilizando transectos. Foto: V. Isla.

#### Metodología

En cada sitio se realizarán entre seis (tamaño de muestra mínimo) y 10 transectos (tamaño de muestra ideal) de 50 m de largo por 2 m de ancho, cubriéndose un área de  $600 \text{ m}^2$  a  $1\,000 \text{ m}^2$ . Se contarán todos los peces león que se observen dentro del recorrido, estimando y anotando la talla de cada ejemplar (modificado de Brock, 1954). Los datos se introducirán en la Planilla "Abundancia pez león" diseñada en Microsoft Excel para este fin (Anexo 1).

### CAPTURA PARA LOS ESTUDIOS BIOLÓGICOS

#### Materiales necesarios

La colecta se puede realizar con dos redes de mano (jamos), método menos agresivo para los peces que permitir atrapar ejemplares de



cualquier talla (Figura 3), aunque, se torna algo engorroso en oquedades pequeñas o complejas.



**Fig. 3.** Captura de pez león empleando dos jamos. Foto: V. Isla.

Se pueden utilizar igualmente otros medios de captura: fusiles de pesca submarina, arpones hawaianos, fijas, bicheros (Figuras 4 y 5). Con estos se pueden capturar ejemplares de tallas medianas y grandes (15 – 40 cm) a mayor velocidad que con los jamos, y a su vez su utilización es más práctica en fondos de relieve complejo. Sin embargo, los juveniles de pez león son casi imposibles de apresar por esta vía.



**Fig. 4.** Captura de pez león empleando fusil de pesca submarina. Foto: V. Isla.



Fig. 5. Captura de pez león empleando arpón hawaiano. Foto: V. Isla.

Otros materiales necesarios:

- Equipo básico para buceo libre (apnea) y/o buceo autónomo (SCUBA)
- Cuerda de 5 m de largo
- Boya o flotador pequeño
- Bolsas de nylon transparente (u otro material)
- Guantes.

### **Metodología**

Los peces una vez capturados mediante redes de mano serán introducidos en bolsas de nylon o de otro tipo de material. Los peces pueden pasarse directamente del jamo a la bolsa de nylon o pueden ser extraídos con la mano usando un guante grueso. Para mayor seguridad se recomienda mantener el recipiente colector con los ejemplares capturados a cierta distancia del buzo, mediante el uso de la cuerda de 5 m de largo y la boya (Figura 6).

Los fusiles de pesca, arpones hawaianos y fijas dañan la integridad física del espécimen. Es necesario disparar cercano a la cabeza de los peces (Figura 7) para evitar destruir sus órganos internos o parte de su cuerpo, incluyéndose la pérdida del contenido estomacal. La manipulación también debe ser muy cuidadosa y tener en cuenta las mismas precauciones de seguridad que al capturarlos con redes de mano.



Fig. 6. Traslado de peces león vivos en bolsas de nylon. Foto: V. Isla.



Fig. 7. Zona de disparo ideal para capturar pez león con hawaiana o fusil de pesca submarina. Foto: V. Isla.

### Observaciones

Los peces deben trasladarse en bolsas cerradas para evitar que se pierda parte de su contenido estomacal en el caso que vomiten (muy común por el estrés).

La captura puede realizarse de forma independiente o combinada con los censos. Para la combinación de ambos métodos se recomienda la participación de al menos 2 buzos, uno censando y otro capturando (capturando pueden ir dos buzos para mayor comodidad y seguridad). El buzo que captura no debe interferir con los conteos de



Los peces, debe nadar con cierto retraso con respecto al que va censando.

## **TOMA Y PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS BIOLÓGICAS**

El tiempo entre la captura y la disección de los individuos debe reducirse al máximo en dependencia de las posibilidades de cada especialista. La digestión no se interrumpe con la muerte del pez por lo que el contenido estomacal se sigue degradando y una tardanza en su análisis limita la posterior identificación de las entidades. El estómago se fijará de inmediato en una solución de formalina al 10 %, para detener el proceso digestivo y evitar la degradación de las entidades alimentarias. Los parásitos comienzan a morir también luego de la muerte del hospedero lo que también dificulta su detección, aislamiento y clasificación. Durante la disección debe mantenerse el siguiente algoritmo de trabajo: contenido estomacal, parasitología y gónadas.

### **Materiales necesarios**

- Frascos de vidrio (con tapa)
- Etanol 70 %
- Formalina 10 %
- Formalina neutra 10 %
- Tijeras
- Pinzas de laboratorio
- Aguja enmangada
- Placas Petri
- Portaobjetos
- Bisturí
- Hilo (resistente)
- Microscopio estereoscópico
- Microscopio biológico
- Bibliografía para la identificación de parásitos y entidades alimentarias.

### **Metodología**

La manipulación de los peces debe hacerse utilizando guantes gruesos. Se sacrificará el ejemplar mediante un corte de la columna vertebral en la región cervical con ayuda de tijeras. Se recomienda cortar las puntas de las espinas dorsales, ventrales y anales. Una vez realizado este procedimiento se puede manipular el ejemplar sin ningún tipo de riesgo.



A cada individuo se le asignará un número a partir del cual se introducirá la información del ejemplar en una planilla digital.



**Fig. 8.** Corte recomendado para realizar la disección de un pez león. Foto: V. Isla.

Antes de diseccionar el pez tome de la medidas morfométricas longitud total (LT) y peso total (PT), para ello coloque el pez con la cabeza hacia el lado izquierdo sobre una superficie plana y preferentemente graduada para la lectura de la LT (cm) medida desde el hocico hasta la punta de la aleta caudal, está medición la puede hacer con una regla milimetrada, cinta métrica o ictiómetro de error de 1 mm. Para la toma del PT (g) puede utilizar una balanza técnica de

0,5 g de precisión o una pesola de acuerdo al tamaño del pez, siempre buscando la mayor precisión.

Una vez tomadas estas medidas proceda a la disección del pez, para ello hágalo practicando un corte poco profundo desde el orificio urogenital (anal) hasta la base de las aletas pélvicas (cintura pélvica), al llegar a esta zona haga mayor fuerza hasta romper la cintura pélvica, a partir de la base de la aleta pélvica realice un corte a lo largo del borde posterior del arco branquial en dirección a la aleta dorsal (hacia arriba), finalizado el corte puede levantar la carne para dejar expuestos los órganos internos (Figura 8). Con los órganos internos expuestos identifique el estómago, el intestino, el hígado, la grasa y las gónadas (Figura 9).

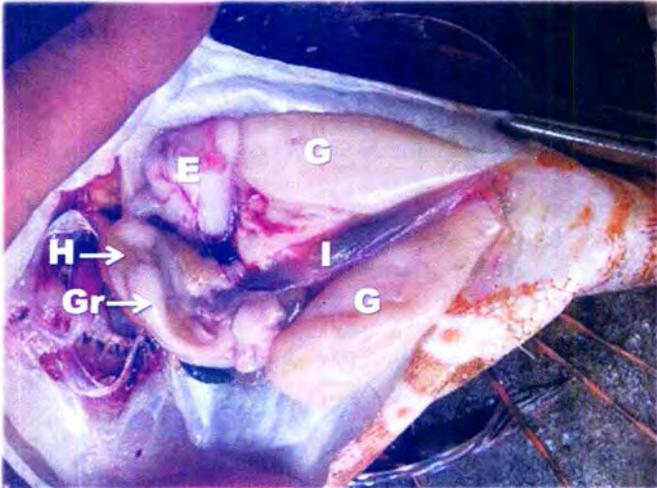
### **Contenido estomacal**

El estómago se cortará en ambos extremos, que deben atarse para evitar la pérdida del material (Figura 10). De ser posible el estómago se analizará de forma inmediata a la disección. De no ser posible, se fijará en una solución de formalina al 10 %. El contenido estomacal se analizará en el laboratorio con la ayuda de un microscopio estereoscópico y, cuando sea necesario, un microscopio biológico. Las entidades alimentarias se clasificarán hasta el taxón más bajo posible. Para la identificación de los peces se recomienda emplear los textos de Bohlke & Chaplin (1968), Guitart (1985a, 1985b) y Claro (2001). En el caso de los crustáceos decápodos pueden emplearse Gómez (1980) y Martínez-Iglesias & Gómez (1986); en el de los braquiuros, Chace (1972) y Martínez-Iglesias (1986), y para los camarones, Ortiz & *al.* (2010). Los datos se introducirán en la Planilla "Contenido estomacal" diseñada en Microsoft Excel para este fin (Anexo 3).

### **Análisis parasitológico**

Se debe hacer una observación externa de todo el ejemplar para determinar la presencia de parásitos. Luego se realiza un frotis de piel, aletas y branquias que serán extendidos en portaobjetos. Se extraen los ciegos pilóricos, hígado e intestino y se colocan entre dos placas Petri con solución salina al 0,07 % (Figura 11), para luego ser analizadas bajo el microscopio estereoscópico y biológico (Moravec & *al.* 1992). Todos los parásitos que se colecten serán contados y fijados en alcohol al 70 % para su posterior identificación hasta el mínimo taxón posible según la literatura especializada: Yamaguti (1963) para monogéneos; Overstreet (1969) y Vidal-Martínez & *al.* (2001) para tremátodos; Anderson & *al.* (1974), Noronha & *al.* (1986) y Vidal-Martínez & *al.* (2001) para nematodos; Schmidt (2000) para turbelarios; Kensley & Schotte (1989) y Khalil & *al.* (1994) para cestodos; y Williams & Bunkley-Williams (1996) para crustáceos. Se

determi-naran los índices cuantitativos del parasitismo (Margolis & al. 1982) y toda la información obtenida será incluida en la planilla digital. Los datos se introducirán en la Planilla “Parasitología” diseñada en Microsoft Excel para este fin (Anexo 4).



**Fig. 9.** Órganos internos del pez león. Siglas: E-estómago, G-gónadas, I-intestino, Gr-grasa, H- hígado. Foto: Y. Paz.



**Fig. 10.** Extracción del estómago y de su contenido. Fotos: V. Isla.

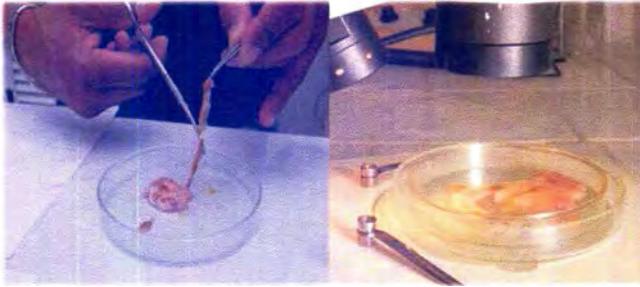


Fig. 11. Análisis parasitológico del intestino de un pez león. Fotos: V. Isla.

### Desarrollo gonadal

Las gónadas se encuentran localizadas adyacentes a la vejiga natatoria del pez, según su grado de desarrollo pueden aparecer en forma de un hilo delgado o bien desarrolladas pudiéndose observar en las hembras los huevos a simple vista. Haga una descripción de las gónadas destacando su coloración, vascularización y turgencia, así como la coloración del hígado y de la cobertura de la grasa en la cavidad abdominal (I = 0-25 %; II = 25-50 %; III = 50-75 %; IV = 75-100 %).

Luego proceda a tomar longitud y el ancho de la gónada izquierda *in situ* (regla de 0,1 cm de precisión), para luego proceder a la extracción de ambas gónadas para determinar su peso con una balanza analítica (0,001 g de precisión), igualmente se toma el peso del hígado y la grasa. Las muestras para el análisis histológico (gónada izquierda completa) se fijarán en formol neutro al 10 % (Claramunt & *al.*, 2009) o en formol al 10 % con agua de mar durante 72 horas para después pasarlas por un proceso de deshidratación en concentraciones ascendente de alcohol (1 h al 50 %, 1 h al 75 % y 1 h al 97 % o puro) para luego conservar en alcohol al 75 %. En el caso de que las gónadas sean muy grandes como por ejemplo en una hembra madura, es recomendable que se desechen los extremos y que solo se conserve el centro de la gónada. En la Tabla 1 se presenta la proporción de los reactivos que componen la solución de formol neutro al 10 %.

Tabla 1. Formol neutro al 10 % según Claramunt & *al.* (2009).

Reactivos	Cantidad
Formol 37-40 %	100 ml
Agua destilada	900 ml
Fosfato monobásico de sodio	4 g
Fosfato dibásico de sodio	6,5 g



Los datos se introducirán en la Planilla “Desarrollo gonadal” diseñada en Microsoft Excel para este fin (Anexo 2).

## **MONITOREO DE ASOCIACIONES DE PECES**

El monitoreo de las asociaciones de peces de forma simultánea al monitoreo de las poblaciones de pez león permitirán realizar análisis de impacto a largo plazo. Los resultados de este tipo de censos podrían sumarse a análisis integrales para explorar las interacciones ecológicas del pez león en las áreas invadidas. El monitoreo de asociaciones de peces se propone como opcional en dependencia de la disponibilidad de personal capacitado para ello.

### **Materiales necesarios**

- Equipo básico para buceo libre (apnea) y/o buceo autónomo (SCUBA)
- Tablillas para anotar los datos bajo el agua (con el margen superior graduado en centímetros para ser usada como referencia para estimar tallas)
- Cuerda o cinta métrica de 50 m de largo.

### **Metodología**

En cada sitio se realizarán entre seis (tamaño de muestra mínimo) y 10 transectos (tamaño de muestra ideal) de 50 m de largo por 2 m de ancho, cubriéndose un área de 600 m<sup>2</sup> a 1000 m<sup>2</sup>. Se anotará el número de individuos y la talla estimada de todas las especies de peces observadas (Brock, 1954). Después del censo, se digitaliza la información en la “Censos” diseñada en Microsoft Excel para este fin (Anexo 5).

### **Observaciones**

Este tipo de muestreo debe ser ejecutado por personal previamente entrenado tanto en la identificación visual de las especies como en la estimación de sus tallas. Es aconsejable realizar los recorridos de 2 en 2, o sea con dos buzos trabajando en paralelo. Esto evitará perder ejemplares grandes y se obtendrá mayor precisión en los conteos.

La metodología propuesta en el presente documento para censar los peces león es una adecuación de la metodología propuesta en este acápite. Lo anterior permite que con esta última opción se pueda censar el pez león y el resto de los peces al unísono sin tener que realizar dos censos por separado.

Se recomienda establecer, al menos, un sitio de monitoreo sin colectas y uno con colectas. Así podrán compararse los sitios impactados y no impactados por la captura.

## AGRADECIMIENTOS

Este documento es también resultado del Proyecto Ramal “Estudio preliminar de la presencia del pez león (Teleostei: Scorpaenidae: *Pterois* sp.) en aguas cubanas”. Se agradece la colaboración de los siguientes colegas: Dra. C. Dalia Salabarría, Dr. C. Rodolfo Claro, Dr. C. Pedro M. Alcolado, Dr. C. Fabián Pina, M. Sc. Guillermo García Montero, Lic. Maida Montolio y Lic. José Alberto Álvarez Lemus.

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

- . Albins, M.A. & Hixon, M.A. 2008. **Invasive Indo-Pacific lionfish (*Pterois volitans*) reduce recruitment of Atlantic coral-reef fishes**. Marine Ecology Progress Series. 367: 233-238.
- . Anderson, R.C.; Chabaud, A.G. & Willmott, S. 1974. **CIH keys to the nematode parasites of vertebrates**. Nos. 1-6. Headley Brothers Ltd., England.
- . Bohlke, J.E. & Chaplin, Ch.C.G. 1968. **Fishes of the Bahamas and adjacent tropical waters**. Academy Natural Sciences of Philadelphia, U.S.A.
- . Brock, V.E. 1954. **A preliminary report on a method of estimating reef fishes populations**. J. Wildl. Manage. 18(3): 297-308.
- . Chace, F.A.Jr. 1972. **The shrimps of the Smithsonian-Bredin Caribbean Expeditions with a summary of the West Indian shallow water species (Crustacea: decapada: Natantia)**. Smithsonian Contributions to zoology. 98: 1-179.
- . Chevalier, P.P.; Gutiérrez, E.; Ibarzabal, D.; Romero, S.; Isla, V.; Calderín, J. & Hernández, E. 2008. **Primer registro de *Pterois volitans* (Pisces: Scorpaenidae) para aguas cubanas**. Solenodon. 7: 37-40.
- . Chevalier, P.P.; Corrada, R.I.; Fernández, A.; Cabrera, E.; Caballero, H.; Montes, M.E.; Guinoris, M.; Rodríguez, L.M.; Serrano, M.; Isla, V.; Gutiérrez, E.; Cobian, D.; Lara, A. & García, A. 2013. **Informe Final de Proyecto “Estudio preliminar de la presencia del pez león (Teleostei: Scorpaenidae: *Pterois* sp.) en aguas cubanas”**. AMA-GITMA. 84 pp.

. Claramunt, G.; Herrera, G.; Donoso, M. & Acuña, E. 2009. **Periodo de desove y fecundidad del pez espada (*Xiphias gladius*) capturado en el Pacífico suroriental**. Lat. Am. J. Aquat. Res. 37(1): 29-41.

. Claro, R. 2001. **Características generales de la ictiofauna**. p 55-70. En: Claro, R. (ed.) Ecología de los peces marinos de Cuba. Inst. Oceanol. y CIQRO, México.

. Gómez, O. 1980. **Sistemática de los brachiuros (Crustacea, Decapoda, Brachiura) de Cuba**. Tesis para optar por el grado de Candidato a Doctor en Ciencias, La Habana, Cuba.

. Guitart, D. 1985a. **Sinopsis de los peces marinos de Cuba. (1)**, 2da edición, Editorial Científico-Técnica, Ciudad de la Habana, Cuba.

. Guitart, D. 1985b. **Sinopsis de los peces marinos de Cuba. (2)**, 2da edición, Editorial Científico-Técnica, Ciudad de la Habana, Cuba.

. Kensley, B. & Schotte, M. 1989. **Guide to the marine isopod crustaceans of the Caribbean**. Smithsonian Institution Press.

. Khalil, L.F.; Jones, A. & Bray, R.A. 1994. **Keys to the cestode parasites of vertebrates**. CAB International, UK.

. Margolis, L.; Esch, G.W.; Holmes, J.C.; Kuris, A.M. & Schad, G.A. 1982. **The use of ecological terms in parasitology (report of an ad hoc committee of American Society of Parasitologists)**. The Journal of Parasitology. 68: 131-133.

Martínez-Iglesias, J.C. 1986. **Los crustáceos decápodos del Golfo de Batabanó. Caridea y Penaeidea**. Poeyana. 321: 1-37.

. Martínez-Iglesias, J.C. & Gómez, O. 1986. **Los crustáceos decápodos del Golfo de Batabanó. Brachyura**. Poeyana. 332: 1-91

. Moravec, F.; Nasincová, V. & Scholz, T. 1992. **Methods of investigating metazoan parasites**. Training course of fish parasites. Institute of Parasitology. Czechoslovak Academy of Science.

. Noronha, D.; Vicente, J.J.; Magalhaes, P.R. & Fabio, S.P. 1986. ***Gorgorhynchus trachinotus* n. sp. and new host records for *Dollfusentis chandleri* Golvan, 1969 (Paleacanthocephala,**



**Echinorhynchoidea**). Memorias do Instituto Oswaldo Cruz. 81: 145-148

. Ortiz, M.; Lalana, R. & Varela, C. 2010. **Guía ilustrada para la identificación de los camarones comerciales (Decapoda, Dendrobranchiata, Penaeoidea) de Cuba**. Revista Biología. 22(1-2): 53-66.

. Overstreet, R.M. 1969. **Digenetic trematodes of marine teleost fishes from Biscayne bay, Florida**. Tulane Stu. Zool. Botany. 15: 1-119.

. Schmidt, D.G. 2000. **Handbook of tapeworm identification**. CRC Press. Inc., United States.

. Vidal-Martínez, V.M.; Aguirre-Macedo, M.L.; Tomás, S.; David, G.S. & Edgar, M.F. 2001. **Atlas de Helmintos de peces ciclidos de México**. Conabio. Cinvestav.

. Williams, E.H.Jr. & Bunkley-Williams, L. 1996. **Parasites of offshore big game fishes of Puerto Rico and the Western Atlantic**. Puerto Rico Department of Natural and Environmental Recourses, San Juan, PR, and the University of Puerto Rico, Mayagüez, PR.

. Yamaguti, S. 1963. **Systema Helminthum, Vol IV. Monogenea and Aspidocotylea**. InterScience Publishers, New York, 699 pp.



## ANEXOS

**Anexo 1. Abundancia pez león.** Los datos se introducen en las celdas sombreadas.

Localidad:		Profundidad:					
Ecosistema:		Rasgos topográficos:					
Sitio:							
Latitud	Longitud						
Coordenadas:							
Nombre común	Nombre científico	U.M. 1					
Pez León	<i>Pterois volitans/miles</i>	0-5	5.1-10	10.1-20	20.1-30	30.1-40	>40

\*Nota: El número de peces león censados se dividirán por clases de tallas al introducirlos en la planilla.

**Anexo 2. Desarrollo gonadal.** Los datos se introducen en las celdas sombreadas.

Datos del Pez									
				Coordenadas					
Numero	Localidad	Ecosistema	Sitio	Latitud	Longitud	Profundidad (m)	Fecha	LT (cm)	Peso (g)

Nota: La talla de la gónada es largo por ancho. El peso gonadal es el total de ambas gónadas. Histología se aplica si se conservó la muestra.

En Histología y Foto se marca con una cruz.

Datos de las Gónadas							
Peso Gónada Izquierda (g)	Talla Gónada (cm)	Peso Gonadal (g)	Sexo	Descripción	Histología	Foto	

Nota: En la hoja de Excel, los datos de las gónadas se ubican a continuación de las filas de los datos del pez.

**Anexo 3. Contenido estomacal.** Los datos se introducen en las celdas sombreadas.

				Coordenadas					
Numero	Localidad	Ecosistema	Sitio	Latitud	Longitud	Profundidad (m)	Fecha	Peso (g)	LT (cm)
Entidades									
Peces			Carnívoros		Stomatopoda		Carnívoros	Cephalopoda	
Restos de peces	de	Pez	Restos crustáceos	de	Reñidos	Carideos	Esquilas	Braquiuros	Pulpos

Nota: En la hoja de Excel los datos de las entidades se ubican a continuación de las mismas filas de los datos del pez.



**Anexo 4. Parasitología.** Los datos se introducen en las celdas sombreadas.

Siglas de Localización						
Pes y dietas	PA					
Branquias	B					
Organos internos	O					
7						
	Localidad					
	Ecosistema					
	Sitio					
Coordenadas	Latitud					
	Longitud					
	Profundidad (m)					
	Fecha					
	Peso (g)					
	LT (cm)					
Especie de parásito	Localización	1	2	3	4	5

Nota: Los números en los cuadros amarillos representan los peces león. Encima de los cuadros se ubican los datos de los peces y debajo el número de parásitos de cada especie presente.

**Anexo 5. Censos** (Es un esquema, en el que solo aparece el principio de la lista de especies).

Los datos se introducen en las celdas sombreadas.

Localidad:				Profundidad:				
Ecosistema:				Rasgos topográficos:				
Sitio:								
Coordenadas:		Latitud	Longitud					
				U.M. 1				
	Nombre común	Nombre científico	0-5	5.1-10	10.1-20	20.1-30	30.1-40	>40
	Isabelitas	Pomacanthidae						
	Chivina francesa	Pomacanthus paru						
	Chivina gris	Pomacanthus aculeatus						
	Vaqueta de dos colores	Holacanthus bicolor						
	Angelote pigmeo	Centropyge arg.						
	Isabella reina	Holacanthus ciliaris						