

Protocolo para el estudio del pez león (*Pterois sp.*) en Cuba.

Acuario Nacional de Cuba Enero 2011

INTRODUCCIÓN

El pez león (*Pterois volitans/miles*) ha protagonizado, durante los últimos 20 años, la invasión biológica más espectacular que se conozca en las aguas del Atlántico Occidental. En Cuba se registró a partir del año 2007 (Chevalier *et al*, 2008) y ha colonizado las costas del país de forma vertiginosa. Con vistas a integrar los esfuerzos científicos y estandarizar la metodología para el estudio de esta especie se diseñó el presente protocolo. Con la aplicación del mismo será posible extender el estudio a todo el país e involucrar un mayor número de instituciones científicas. Lo anterior permitirá obtener resultados que avalen medidas de control y manejo dirigidas a disminuir el impacto que podría provocar el pez león en los ecosistemas marinos del archipiélago cubano.

Este documento se divide en cuatro partes fundamentales o metodologías: CENSOS, CAPTURA, TOMA Y PROCESAMIENTO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS y MONITOREO DE ASOCIACIONES DE PECES.

OBJETIVO GENERAL:

Evaluar las variaciones temporales de los aspectos biológicos y ecológicos fundamentales del pez león en localidades cubanas.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

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

- Desarrollar una base de datos con la información obtenida.

SELECCIÓN DEL ÁREA DE ESTUDIO

Para el estudio, se define **LOCALIDAD** (escala de 10 km) como la categoría más amplia, seguida por un **BIOTOPO** (escala de 1 km) y un **SITIO** (escala de 0,1 km).

La selección de los **BIOTOPOS** dentro de una **LOCALIDAD** dependerá de la abundancia y distribución del pez león en la misma. Entre los ecosistemas deben priorizarse aquellos que puedan ofrecer mayor cantidad de refugios (arrecifes, estructuras artificiales, fondos rocosos, seibadales con cabezos y zorrijos, manglares). Es importante recurrir a las mejores fuentes de

información disponibles localmente (mapas béticos, fotos aéreas, cartas náuticas, conocimiento vernáculo).

Dentro de un **BIOTOPO** se pueden seleccionar uno o varios **SITIOS**, en dependencia de la complejidad topográfica.

Debe prepararse una descripción de cada **SITIO** bajo estudio con la siguiente información:

- **BIOTOPO** al que pertenece.
- Localización (coordenadas GPS)
- Rasgos topográficos.
- Profundidad.

1. CENSOS VISUALES DE PEZ LEÓN:

Para su estudio se proponen los recorridos lineales como método de censo. Atendiendo a los hábitos conductuales de esta especie, los recorridos lineales deberán realizarse sobre la zona con relieve más irregular dentro del sitio; y en la misma, es necesario buscar con detenimiento en grietas, oquedades y solapas donde pueda refugiarse.

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 en la estimación de tallas).
- Cuerda o cinta métrica de 50 m de largo.

Metodología:

En cada **SITIO** se realizarán preferentemente 10 recorridos lineales, como mínimo seis, de 50 m de largo por 2 m de ancho cubriendo un área total de 600 m². Se contarán todos los peces león que se observen dentro del recorrido, estimando y anotando la talla de cada ejemplar. Los datos se introducirán en la "Planilla para el monitoreo del pez león" diseñada en Microsoft Excel para este fin.

2. CAPTURA PARA ESTUDIOS BIOLÓGICOS:

Para la captura de ejemplares medianos y adultos (15 – 40 cm) se pueden emplear fusiles de pesca submarina, fijas, bicheros, etc. Sin embargo en el caso de los juveniles, no se recomiendan estos medios porque pueden dañar la integridad física del espécimen llegando a destruir sus órganos internos o parte de su cuerpo, incluyéndose la pérdida del contenido estomacal. Lo más recomendable es el uso de redes de mano (jamos) por ser el método menos agresivo para los peces y permitir atrapar ejemplares de cualquier talla.

Materiales necesarios:

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

Metodología:

Para la captura se emplearán redes de mano (jamos) que permiten atrapar los peces con relativa facilidad. Una vez capturados los ejemplares serán introducidos en bolsas de nylon u otro material. Los peces pueden pasarse directamente del jamo al nylon o pueden ser extraídos con la mano. En tal caso se deben usar guantes gruesos durante la manipulación. Para mayor seguridad se recomienda mantener el recipiente colector con los peces capturados a cierta distancia del buzo, mediante el uso de la cuerda de 5m de largo y la boya.

La captura puede realizarse de forma independiente o combinada con los censos. Para la combinación de ambos métodos deben participar al menos dos buzos, uno censando y otro capturando (se recomienda la participación de tres: dos capturando y uno censando para mayor comodidad y seguridad). El buzo que captura no debe interferir con los conteos de peces, debe nadar con cierto retraso en relación al que va censando.

3. TOMA Y PROCESAMIENTO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS:

Los ejemplares capturados deben ser sacrificados y diseccionados lo antes posible. Es necesario que el estómago se fije de inmediato con el objetivo de detener el proceso digestivo y evitar la degradación de las entidades alimentarias. Además dicha inmediatez permite observar los parásitos vivos lo que facilita su detección. Por tanto debe mantenerse un algoritmo, en cuanto a la disección, como se presenta a continuación: contenido estomacal, parasitología y gónadas.

Materiales necesarios:

- Frascos de vidrio (con tapa).
- Etanol 70%.
- Formalina 10%.
- Formalina neutra 10%.
- Tijeras.
- Pinzas de laboratorio.
- Agujas enmangadas.
- 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. La disección de cada individuo será según las normas establecidas por Moravec *et al.* (1992) para la extracción de órganos internos. Inicialmente se mide el largo total (centímetros) y se determina el peso (gramos). Luego se practica un corte longitudinal en la región ventral y se retira parte de la pared abdominal del lado izquierdo, para que queden expuestos los órganos internos.

Contenido estomacal

El estómago se cortará en ambos extremos, que deben atarse para evitar la pérdida del material. Se fijará en una solución de formalina al 10%. El contenido del estómago se analizará en el laboratorio con la ayuda de un microscopio estereoscópico y un microscopio biológico cuando sea necesario. Las entidades alimentarias que se encuentren se clasificarán hasta el taxón más bajo posible, con este fin se consultarán tanto a especialistas como a la literatura especializada. Para la identificación de los peces se pueden emplear los libros de Bohlke y Chaplin, (1968) así como también a Guitart (1985 a, 1985 b). En el caso de los crustáceos decápodos puede emplearse a Gómez (1980) y Martínez-Iglesias y Gómez (1986) en el caso de los braquiuros a Chace (1972), Martínez-Iglesias (1986) y Ortiz *et al.*, (2010) para los camarones.

Análisis parasitológico

Se debe realizar un frotis de piel, aletas y branquias para extenderlos en un portaobjetos. Se extraerán los ciegos pilóricos, hígado e intestino y se colocarán entre dos placas petri con solución salina al 0.07%, para luego ser analizadas bajo el microscopio estereoscópico. Todos los parásitos que se colecten serán fijados en etanol al 70 % para su posterior identificación hasta el mínimo taxón posible según la literatura especializada: Yamaguti, (1963a y 1963b) para monogéneos; Overstreet, (1969) y Vidal-Martínez *et al.*, (2001) para tremátodos; Anderson *et al.*, (1974), Vidal-Martínez *et al.*, (2001) y Noronha *et al.*, (1986) para nemátodos; Schmidt, (2000) para turbelarios; Khalil *et al.*, (1994) para cestodos y Kensley y Schotte, (1989), Williams y Williams, (1996) para crustáceos.

Gónadas

Se debe anotar una descripción de las gónadas destacando su coloración, vascularización y turgencia. Para el análisis se tendrá en cuenta siempre la gónada del lado izquierdo. Se llevará a cabo la medición *in situ* del largo y el ancho, y una vez extraída se determinará el peso con una balanza analítica. Las muestras para el análisis histológico (gónada completa) se fijarán en formol neutro al 10% (Claramunt *et al.*, 2009).

Formol Neutro al 10%	
Reactivos	Cantidad
Formol 37-40%	100ml
Agua destilada	900ml
Fosfato monobásico de sodio	4g
Fosfato dibásico de sodio	6,5g

Los datos se introducirán en la “Planilla para el monitoreo del pez león” diseñada en Microsoft Excel para este fin.

4. MONITOREO DE ASOCIACIONES DE PECES:

Se propone como *opcional* atendiendo al personal capacitado disponible para el mismo. En cada recorrido de conteo de peces león, también se anotará el número de individuos y la talla estimada de todas las especies de peces presentes, de forma similar a la metodología de censos mediante recorridos lineales descrita por Brock (1954). Este tipo de muestreo debe ser realizado por personal previamente entrenado. Es recomendable realizar los recorridos de dos en dos, o sea con dos buzos que realicen el trabajo en paralelo. Esto permitirá no perder los ejemplares grandes y tener una mejor precisión en los conteos.

Después del censo, digitalice la información en la “Planilla para el monitoreo del pez león” diseñada en Microsoft Excel para este fin.

NOTA:

Es recomendable establecer al menos un sitio de monitoreo donde no se realicen colectas y otros donde se realicen. Así se podrán hacer comparaciones entre los sitios impactados por la captura y los no impactados por la captura.

Bibliografía:

Anderson, R.C., A.G. Chabaud y S. Willmott (1974): CIH keys to the nematode parasites of vertebrates. Nos. 1-6. Headley Brothers Ltd, England.

Bohlke, J. E. y Ch. C. G. Chaplin (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: decapoda: Natantia). Smithsonian Contributions to zoology 98: 1-179.

Chevalier, P., Gutiérrez, E., Ibarzabal, D., Romero, S., Isla, V., Calderín, J. y Hernández, E. (2008): Primer registro de *Pterois volitans* (Pisces: Scorpaenidae) para aguas cubanas. SOLENODON 7: 37-40.

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

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, 115pp.

Guitart, D (1985 a): Sinopsis de los peces marinos de Cuba. (1), 2da edición, Editorial Científico-Técnica, Ciudad de la Habana, Cuba. :308 pp

Guitart, D (1985 b): Sinopsis de los peces marinos de Cuba. (2), 2da edición, Editorial Científico-Técnica, Ciudad de la Habana, Cuba. :502 pp

Kensley, B. y M. Schotte (1989): Guide to the marine isopod crustaceans of the Caribbean. Smithsonian Institution Press. 308pp.

Khalil, L.F., A. Jones y R.A. Bray (1994): Keys to the cestode parasites of vertebrates. CAB International, UK. 751pp.

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

Martinez-Iglesias, J. C. y O. Gómez (1986). Los crustáceos decápodos del Golfo de Batabanó. Brachyura. Poeyana 332: 1-91.

Moravec, F, Nasincová, V. y Scholz, T. (1992). Methods of investigating metazoan parasites. Training course of fish parasites. Institute of Parasitology. Czechoslovak Academy of Science. 54p.

Noronha, D., J.J. Vicente, P. R. Magalhaes y S.P. Fabio (1986): *Gorgorhynchus trachinotus* n. sp. and new host records for *Dollfusentis chandleri* Golvan, 1969 (Paleacanthocephala, Echinorhynchoidea). Memorias do Instituto Oswaldo Cruz 81: 145-148.

Oliva J.N., J.W. Carbajal y A. Tresierra (1986): Reproducción e histología de gónadas de peces. Univ. Nacional de Trujillo, Depto. Ciencias Biológicas, Sección de Recursos Acuáticos, Trujillo, Perú, 93 pp.

Ortiz, M.; R. Lalana y C. Varela (2010). Guía ilustrada para la identificación de los camarones comerciales (Decapoda, Dendrobranchiata, Penaeoidea) de Cuba. (En prensa).

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. 675 pp.

Vidal-Martínez, V. M., M.L. Aguirre-Macedo, S.Tomás, G. S David y F. M. Edgar (2001): Atlas de Helmintos de peces ciclidos de México. Conabio. Cinvestav. 165 pp.

Williams, E.H., Jr. y L. Bunkley -Williams (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, 382 p.

Yamaguti, S. (1963a): Systema Helminthum, Vol IV. Monogenea and Aspidocotylea. Interscience. New York and London.

Yamaguti, S. (1963b): Systema Helminthum, Vol iV. Monogenea and Aspidocotylea. Interscience. New York and London.

ANEXO 1:

La distribución amplia y el alto número caracterizan las colonias de pez león en la mayor parte del Caribe, Cuba no escapa de este fenómeno. En el **Taller Regional para la búsqueda de una estrategia común para el control del Pez León** realizado en México durante el mes de agosto del 2010, existió consenso en la necesidad de concentrar los esfuerzos de control y manejo en los **“puntos calientes”** (sitios con altas densidades) de las poblaciones de estos peces.

Debido a lo difícil que resulta abarcar todo el territorio nacional en cuanto al estudio de las densidades de las poblaciones de pez león, se propone la utilización de voluntarios para recopilar información. Aunque la precisión de los datos obtenidos por esta vía no sea la óptima, permitirá tener una idea general de la ubicación de dichos “puntos calientes”, lo cuál podrá ser confirmado posteriormente con expediciones científicas.

Se propone la siguiente serie de datos para que sea tributada por los voluntarios:

Persona que observó los peces

Persona que envía el reporte

Fecha

Hora

Provincia

Localidad

Tipo de fondo

Profundidad

Área aproximada

Número de peces león

Talla promedio

ANEXO 2:

REGISTRO DE INFORMACIÓN SOBRE DEPREDACIÓN DE PEZ LEÓN

Datos de la persona que brinda la información:

Nombre: _____

Profesión u oficio _____

Dirección _____

Edad _____

Datos de la especie depredadora:

Especie _____

Capturada en la localidad _____

Provincia _____

Talla Largo: _____ cm. y peso _____ libras __ kg__ (señalar con x la unidad de medida)

Datos del pez (peces) león depredado(s)

Total de peces león depredados encontrados en el estómago del depredador:

Talla de cada pez león que pueda medirse

Largo: _____ cm.

Largo: _____ cm.

Largo: _____ cm.

Largo: _____ cm.