



SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA
SUBSECRETARÍA DE EDUCACIÓN SUPERIOR
DIRECCIÓN GENERAL DE EDUCACIÓN SUPERIOR
TECNOLÓGICA
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CHETUMAL

TEMA

DESCRIPCIÓN DE LA LARVA *Eucinostomus jonesii* (PISCES GERREIDAE) MEDIANTE MÉTODOS MORFOLÓGICOS Y GENÉTICOS (CÓDIGO DE BARRAS)

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

LICENCIADA EN BIOLOGÍA

P R E S E N T A

DALIA ESTELA CÁZAREZ CARRILLO

Chetumal, Quintana Roo Mayo 2011

“2011, Año del Turismo en México”

SUBSECRETARÍA DE EDUCACIÓN SUPERIOR
DIRECCIÓN GENERAL DE EDUCACIÓN SUPERIOR TECNOLÓGICA
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CHETUMAL



SECRETARÍA DE
EDUCACIÓN PÚBLICA



DEPENDENCIA: DIRECCION
SECCION: ING. QUIM. Y BIOQ.
OFICIO No. 159-DT/2011

Chetumal Q. Roo., 09/05/2011

ASUNTO: Aprobación de impresión.

C. DALIA ESTELA CAZAREZ CARRILLO
PASANTE DE LA CARRERA DE LA
LICENCIATURA EN BIOLOGIA
PRESENTE.

De acuerdo con el fallo emitido por La Comisión Revisora integrada por los C. **DR. ALBERTO DE JESUS NAVARRETE, DR. LEOPOLDO QUERUBIN CUTZ POOL E ING. SAMUEL ROSADO MARTIN**, considerando que reúne los requisitos establecidos en el Reglamento de los Institutos Tecnológicos, le autorizamos la impresión de su trabajo profesional titulado:

“DESCRIPCIÓN DE LA LARVA *Eucinostomus jonesii* (PISCES GERREIDAE) MEDIANTE MÉTODOS MORFOLÓGICOS Y GENÉTICOS (CÓDIGO DE BARRAS)”.

ATENTAMENTE.

M en C. **ALEJANDRO MEDINA QUEJ**
JEFE DEL DEPTO. DE ING. QUIM. Y BIOQ.



SECRETARIA DE EDUCACION PUBLICA
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CHETUMA
DEPARTAMENTO DE INGENIERIA
QUIMICA Y BIOQUIMICA



Av. Insurgentes No. 330, Esq. Andrés Quintana Roo, Colonia David Gustavo
Gutiérrez, Apdo. Postal 267, C.P. 77013, Chetumal Quintana Roo México,
Tel. (983) 8322330 y 8321019, Fax: Ext. 202.
www.itchetumal.edu.mx



DEDICATORIA

A Dios

Por que día a día me ha dado la fuerza para salir adelante.

A mis padres

Papá, porque todo tu esfuerzo y sacrificio valió la pena, por todo lo que me has dado y por tu cariño y protección.

Mamá, por tus consejos, regaños tus desvelos por tu inmensa comprensión, por tus oraciones, por nunca perder la confianza en mi....

Por su infinito amor, los quiero con todo mi corazón y este trabajo que me llevo tanto tiempo es para ustedes.

A mi hijo

Emilianito, el más grande amor de mi vida, la luz y la alegría, mi inspiración y mi mayor motor para salir y luchar por ser mejor... para ti mi amor...

AGRADECIMIENTOS

A mis padres por todo su apoyo incondicional.

A mi directora de tesis y amiga Dra. Martha Valdez Moreno por su gran paciencia, sus consejos, su amistad, gracias por creer en mí.

A la Maestra Lourdes Vásquez Yeomans por su apoyo, sus consejos y material prestado para la realización de esta tesis, a José Ángel por su apoyo en los muestreos y sus consejos.

Al Dr. Uriel, M.C. Víctor García, de CINVESTAV Mérida, por su apoyo en las colectas realizadas en Celestún.

Caro, gracias por tu apoyo porque sino hubiera sido por ti no estuviera hoy aquí, a Roberto por todas tus enseñanzas, por haberme enseñado a pescar. A Cristóbal por todo tu apoyo al inicio del camino.

A la Universidad of Guelph, en Ontario, Canadá por su apoyo en análisis genético, especialmente a Paul Hebert.

A la Red de Códigos de Barras de la Vida en México (MEXBOLD) y al nodo Chetumal Laboratorio Nacional de Códigos de Barras.

A ECOSUR por la prestarme el equipo, material e instalaciones para la realización de este trabajo.

Al COQCYT por otorgarme una beca para la realización de este trabajo.

Este trabajo fue finalizado gracias al apoyo de la beca de CONACYT otorgada a través de la Red de Códigos de Barras de la Vida en Mexico.

Y a todos aquellos que directa o indirectamente fueron parte de todo esto, gracias... y ahora, a seguir adelante...

*“El tiempo es el mejor autor:
siempre encuentra un final perfecto”*

Charles Chaplin

CONTENIDO

	PÁG.
RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN.....	2
ANTECEDENTES.....	4
OBJETIVO.....	11
Objetivo general.....	11
Objetivos particulares.....	11
MATERIALES Y MÉTODOS.....	12
Recolecta de los especímenes.....	12
Toma de muestras.....	13
Identificación de los organismos.....	14
Análisis morfológico.....	14
Análisis genético.....	16
Análisis osteológico.....	17
RESULTADOS.....	19
Análisis genético.....	19
Identificación de las especies.....	19
Secuencias de Código de barras de las especies de gerreidos con las que se trabajaron en este estudio.....	21
Análisis morfológico.....	26
Análisis osteológico.....	27
Neurocráneo.....	27

Branquiocráneo.....	29
Esqueleto axial.....	37
Aletas impares.....	40
Aleta dorsal.....	40
Aleta anal.....	41
Aletas pares.....	42
Aleta pectoral.....	42
Aleta pélvica.....	43
DISCUSION.....	44
Análisis osteológico.....	44
Análisis morfológico.....	44
Análisis osteológico.....	46
CONCLUSIONES.....	51
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	53

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación del área de estudio.....	12
Figura 2. Métodos de captura utilizados para la colecta de larvas de peces. a) Red de canal, y b) Trampa de luz.....	13
Figura 3. Medidas morfométricas utilizadas para la identificación de especies adultas de <i>Eucinostomus jonesii</i>	15
Figura 4. Medidas morfométricas tomadas a las larvas de <i>Eucinostomus jonesii</i>	15
Figura 5. Árbol genético donde se presentan la separación de las especies de gerreidos (MFL – Larvas y MX – Adultos).....	20
Figura 6. Representación grafica del Código de Barra de <i>Eucinostomus jonesii</i> (Adenina – Verde, Guanina – Negro, Citocina – Azul, Timina – Rojo).....	25
Figura 7. Neurocráneo de la larva de <i>Eucinostomus jonesii</i>	27
Figura 8. Serie mandibular de la larva de <i>Eucinostomos jonesii</i>	29
Figura 9. Región opercular de la larva de <i>Eucinostomus jonesii</i>	31
Figura 10. Aparato hioideo de la larva de <i>Eucinostomus jonesii</i>	32
Figura 11. Vista dorsal del aparato branquial de la larva <i>Eucinostomus jonesii</i>	34
Figura 12. Vista dorsal de las placas faríngeas de las larvas de <i>Eucinostomus jonesii</i>	36
Figura 13. Esqueleto axial de la larva de <i>Eucinostomus jonesii</i>	37
Figura 14. Vista lateral de la aleta caudal de <i>Eucinostomus jonesii</i> en larvas de 11.6 mm.....	38

Figura 15. Vista lateral de la aleta caudal de <i>Eucinostomus jonesii</i> en larvas de 9.6 mm.....	40
Figura 16. Aleta dorsal de la larva de <i>Eucinostomus jonesii</i>	40
Figura 17. Aleta anal de <i>Eucinostomus jonesii</i>	41
Figura 18. Aleta pectoral de la larva de <i>Eucinostomus jonesii</i>	42
Figura 19. Aleta pélvica de la larva de <i>Eucinostomus jonesii</i>	43

RESUMEN

Eucinostomus jonesii, es un gerreido que se distribuye desde las costas de Florida hasta las costas de Brasil. El estatus taxonómico de esta especie es complicado debido al parecido morfológico que tienen los adultos con *E. argenteus* y *E. gula*, lo que dificulta su identificación. A nivel larval este problema es mayor, los caracteres merísticos y morfométricos se traslapan. Por ello la necesidad de buscar nuevas alternativas para su identificación. El Código de Barra (barcode), es una técnica molecular que sirve para el reconocimiento de las especies utilizando una parte del gen COI como biomarcador específico, sin importar la etapa de vida en la que se encuentren. Así, el objetivo principal de este trabajo es identificar las larvas de *E. jonesii* por medio de la comparación adulto - larva así como realizar la descripción morfológica y osteológica del estadio larval. Después de haber aplicado el código de barra, se identificaron un total de 11 adultos y 33 larvas de *E. jonesii*, de las cuales 22 larvas fueron transparentadas con hidróxido de potasio al 4% y rojo de alizarina para realizar el estudio osteológico. Los resultados del análisis genético fueron: la secuencia del código de barra está constituido por 652 nucleótidos, integrado a su vez por 149 adeninas, 118 guaninas, 180 citocinas y 204 timinas. En el análisis morfológico encontramos que las larvas están en la etapa de postflexión, en tallas de 9.6 mm y 11.6 mm. Presentó 24 miómeros, 11 precaudales y 13 caudales, y 24 vértebras, 10 precaudales y 13 caudales más el centro pleural+urostilo. El neurocráneo se encontró en proceso de formación y de osificación, por lo que los huesos exoccipitales, basisfenóticos y basioccipital aun no se distinguen en esta etapa. El branquiocráneo, formado por la serie mandibular se encuentra más desarrollado que el neurocráneo. La mandíbula ya presenta dientes; la región opercular esta constituida por cuatro huesos. El aparato hioideo ya se distingue los cuatro elementos que lo forman, sin embargo aun se encuentra en proceso de osificación. El aparato branquial es una de las regiones mejor desarrolladas y formadas. La aleta caudal en las larvas con tallas de 9.6 mm los hipurales 1 y 2 se encuentran unidos así como los hipurales 3 y 4 a diferencia de las larvas de tallas 11.6 mm donde estos no se encuentran fusionados.

INTRODUCCION

Los gerreidos o mojarra, son una de las familias de peces más abundante de ambientes marino costeros, estuarino lagunares, se encuentran distribuidos en la mayoría de los mares tropicales y subtropicales, e incluso algunas especies son de agua dulce (Cervigón 1993; Nelson 1994; Greenfield y Thomerson 1997).

Estos peces son muy apreciados debido a que son una fuente importante de alimento para las áreas en donde son comunes encontrarlos. Son pequeños peces plateados caracterizados por tener la mandíbula superior muy protractil, ojos grandes, cuerpo comprimido, omnívoros, de talla pequeña a mediana, que va de 15 a 20 cm, rara vez sobrepasa 40 cm. Ovíparos, con huevos y larvas planctónicas (Arenas-Granados y Acero 1992; National Audubon Society y Smith 1997).

Dentro de esta familia encontramos ocho géneros que son: *Diapterus*, *Eucinostomus*, *Eugerres*, *Gerres*, *Parequula*, *Pentaprion*, *Ulaema* y *Xystaema*, en cuanto al número total de especies registradas en el mundo varía entre 40 a 50 (Castro-Aguirre *et al.* 1999; Schmitter-Soto *et al.* 2000; Froese y Pauly 2010).

En México se reconocen 16 especies y para el Caribe Mexicano se han registrado nueve siendo el género *Eucinostomus* el mejor representado, con siete taxones: *Eucinostomus harengulus*, *E. havana*, *E. lefroyi*, *E. melanopterus*, *E. argenteus*, *E. gula* y *E. jonesii*.

Estas tres últimas especies se encuentran en una problemática taxonómica debido a la dificultad para identificarlas por el parecido morfológico que hay entre ellas en estado adulto por lo que son consideradas como el complejo *Eucinostomus* (Matheson 1983).

El problema de determinación de estas especies es aún más complejo para los estadios larvales debido a su tamaño que va de 2.00 mm a 15.00 mm

aproximadamente, al gran parecido morfológico y que todos los caracteres merísticos son similares por lo que no son suficientes para distinguirlas, además, la pigmentación no es un carácter determinante entre estas especies ya que en la etapa de preflexión todos presentan de 18 a 20 melanóforos en la línea media ventral y decrece en la etapa de flexión a 12-13 (Matheson 1983). Esto aunado a que cuando son recolectadas y fijadas se maltratan mucho haciendo todavía más compleja su identificación.

Para tratar de resolver este tipo de problemas, en los últimos años se ha venido aplicando la técnica molecular denominada código de barra (barcode), que sirve para el reconocimiento de las especies utilizando el primer segmento del gen mitocondrial del citocromo C oxidasa subunidad 1, como un biomarcador especie específico (Hebert *et al.* 2003b).

Una de las principales ventajas de la aplicación de esta técnica es que puede ser utilizada en cualquier etapa de vida en que se encuentre la especie es decir, una vez que ya se tiene la secuencia de este gen en los estadio de adulto, por comparación se puede saber a que especie pertenece un juvenil, una larva o un huevo (Valdez-Moreno *et al.* 2009; Pegg *et al.* 2006)

En México ya se ha aplicado esta técnica con peces marinos del Caribe con diferentes estadios de desarrollo (Valdez-Moreno *et al.* 2010). Los resultados de este trabajo fueron muy buenos ya que además de discriminar bien a las especies, mostró la presencia de nuevas taxa y determino claramente a que especie pertenecían las larvas y los huevos, tal fue el caso de la familia gerreidae donde se secuenciaron siete de las nueve especies y en cuatro de ellas (*E. jonesii*, *E. argenteus*, *E. gula* y *Gerres cinereus*) se identificaron sus estadios larvales que hasta este momento no había forma de distinguirlas.

Por lo anterior, el presente trabajo describe la morfología externa y la osteología de la larva de *Eucinostomus jonesii* la cual fue identificada a partir de el código de barra además de mostrar como es la constitución de este marcador genético en esta especie.

ANTECEDENTES

El complejo *Eucinostomus* presenta un gran problema taxonómico, algunos estudios han tratado de resolverlo, así tenemos que:

Curran en 1942, realizó un diagnóstico del complejo *E. argenteus*, a partir de un estudio morfológico y comparativo entre *E. harengulus*, *E. argenteus*, *E. gula* y *E. jonesii*, encontrando las siguientes diferencias: *E. gula* presenta el surco premaxilar cubierto por escamas además de un cuerpo profundo (38.5 a 45.5%); *E. argenteus* no presenta escamas cruzadas en el surco y la profundidad del cuerpo oscila entre 32.3% y 38.5%, mientras que *E. jonesii* no presenta escamas en el surco premaxilar y difiere de los dos anteriores por tener una menor profundidad en su cuerpo que va de 29.4% a 32.3%.

Otro estudio de relevancia es el de Matheson y McEachran (1984) que estudiaron cuatro especies de gerreidos utilizando caracteres morfológicos y un análisis multivariado de componentes principales. En sus resultados encontraron que se formaban dos grupos *E. argenteus* - *E. gula* y *E. harengulus* - *E. jonesii*, las diferencias encontradas fueron las escamas que cruzan en el surco premaxilar y medidas morfométricas como son el cuerpo profundo, el conteo de escamas en la línea lateral, la base de la aleta anal, longitud de la cabeza, longitud pectoral y pélvica .

Así mismo, De la Cruz-Agüero y Galván – Magaña en 1993 examinaron el estatus taxonómico de cuatro especies de *Eucinostomus*, (*E. dowii*, *E. currani*, *E. gracilis* y *E. entomelas*) del Pacífico Mexicano, usando un análisis discriminario de 19 caracteres morfológicos, de las cuales 11 mostraron una diferencia significativa de sus valores medios, mayores o iguales de 3 mm, siendo la profundidad del cuerpo, la longitud de la segunda espina anal y el ancho interocular, las mejores variables discriminatorias.

Por otra parte tenemos que los estudios osteológicos en gerreidos son muy escasos, por ejemplo:

Gregory (1933) realizó una descripción osteológica de varias especies de peces, entre ellos el del esqueleto cefálico de *Gerres lineatus*.

Kobelkowsky (2004) que analizó el esqueleto de *Diapterus auratus* donde describió las modificaciones óseas que permiten la gran protusibilidad de la mandíbula superior, la notable longitud de los procesos ascendentes de los premaxilares, la formación del surco maxilar y la amplia fosa anterior del neurocráneo.

En cuanto a los estudios realizados con los primeros estadios de desarrollo de estos organismos también son pocos, entre los que podemos mencionar a:

Mito (1963), que fue el primero en describir el desarrollo embrionario y larval de *Gerres japonicus* Bleeker, en aguas del Japón.

Leis y Rennis en 1983 realizaron una recolección de larvas en aguas del Indo-Pacífico e hicieron descripciones de gerreidos durante sus fases iniciales de vida e ilustraron la pigmentación y morfología larvaria.

En la misma zona, pero en 1988, Kinoshita, describió la morfología externa de larvas de *Gerres abbreviatus*, *G. oyena*, *G. japonicus*, y larvas y juveniles de *G. filamentus*.

En las costas de Australia, Miskiewicz y Bruce (1998), discriminaron las larvas de *G. subfasciatus* y *Parequula melbournensis*, en sus fases de preflexión, flexión y postflexión, con base en su morfología y pigmentación.

Con respecto al género *Eugerres* encontramos que solo se ha descrito el huevo y el embrión de *E. brasiliensis* por Eiras – Stofella y Fanta (1991), a partir de la fertilización artificial de esta especie. Registraron los caracteres morfológicos y merísticos (diámetro medio de los huevos, longitud total de larvas recién eclosionadas, el vitelo y los pigmentos) con el fin de crear una base de datos para la identificación de huevos y larvas.

Así mismo, Ortíz-Galindo *et al.* (2008) describieron por primera vez ontogénica y osteológicamente los primeros estadios de *E. lineatus*, desde huevo hasta juvenil, basándose en la morfometría, el patrón de pigmentación, la secuencia de escamación y el desarrollo osteológico. Ellos determinaron que las principales características que define a este especie de otras en estadio juvenil (24.1 mm) son el número de radios y espinas en la aleta anal (II, 9 – III – 8), los dientes papiliformes y la presencia de 15- 20 branquiespinas en la rama inferior del primer arco branquial.

Del género *Diapterus*, solo esta descrito el estadio de larva, prejuvenil y el juvenil de *D. peruvianus*, (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2003) en base a la pigmentación, caracteres morfológicos y merísticos. Estos autores reportaron la presencia de melanóforos en la cabeza presentes desde la postflexión, y un preopérculo aserrado. Los prejuveniles y juveniles se distinguieron por presentar un cuerpo profundo, una aleta anal con 3 espinas y 7 radios y la base de la aleta dorsal y la anal pigmentadas.

Otro estudio, es el de Álvarez-Pliego que en 2004 que describió de manera detallada los caracteres merísticos y el desarrollo osteológico de *Diapterus peruvianus* desde larva hasta juvenil. En sus resultados no encuentra caracteres osteológicos que distingan la fase de larva de preflexión y flexión, mientras que en la etapa de posflexión ya presentan un amplio proceso en la premaxila y espinas en el preopérculo. En fase juvenil se distingue por el desarrollo de la cresta supraoccipital y la forma del hueso urohial y epural.

Victor en el 2006, publicó en su página web www.coralreeffishes.com, una guía de identificación de larvas de peces del Caribe que incluye una breve descripción de la especie y su fotografía. En ella se menciona la dificultad de la identificación a nivel especie de las larvas de *Eucinostomus spp.*, debido su gran parecido merístico y morfológico.

Con respecto al género *Eucinostomus*, Watson en 1996, da una descripción general de los primeros estadios de desarrollo que presentan estos organismos desde huevo hasta su etapa de postflexión.

Existen otras descripciones generales de larvas de *Eucinostomus spp.* en el Atlántico realizada por Powell y Greene en el 2000 y Powell y Greene en el 2006. En ambos trabajos reportan que este género presenta un total de 24 vértebras, 9 espinas y 10 radios en la aleta dorsal, 3 espinas y 7 radios en aleta anal, una espina y cinco radios en la aleta pélvica y de 14 a 16 radios en la aleta pectoral. La pigmentación en la etapa de preflexión es de 18 a 20 melanóforos sobre la línea media ventral que va disminuyéndose de 13 a 12 al llegar a la etapa de flexión, además la vejiga natatoria y el intestino anterior y posterior presentan un melanóforo.

Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006, describen la larva y juvenil de *E. currani*, basándose en la pigmentación y los caracteres merísticos y morfométricos de 198 especímenes recolectados en Bahía de La Paz y La Paz Ensenada, Baja California Sur, México. Estos organismos se caracterizaron por la presencia melanóforos en la cabeza y algunos dispersos en la superficie lateral del intestino en las primeras etapas de vida. Un pigmento patrón tricolor en la aleta dorsal en la etapa de postflexión y rayas negras en los costados en prejuveniles y juveniles.

Con estos antecedentes queda claro que el conocimiento de este género, en particular, a lo que larva se refiere, es muy poco, de ahí la importancia de la búsqueda de nuevas técnicas que nos ayuden a la identificación de especies como el código de barra, que es una técnica molecular que utiliza el gen mitocondrial denominado COI, el cual funciona como identificador para todas las especies vivas, ya que se encuentra presente en todas las células de los organismos vivientes, (Herbert *et al.* 2003a, Herbert *et al.* 2003b, Ivanova *et al.* 2005, Ivanova *et al.* 2006, Ivanova *et al.* 2007).

Esta técnica ha sido aplicada en diversos organismos como las aves, Kerr *et al.* 2007; Stoekle y Winker 2009; Campagna *et al.* 2010. Anfibios Vences *et al.* 2002; Litvinchuk *et al.* 2005; Smith, 2008. Reptiles Pook y McEwing 2005; Powell *et al.* 2006; Corbett *et al.* 2010. Insectos Greenstone *et al.* 2005; Robinsons *et al.* 2009; Foottit *et al.* 2008. Crustáceos Lefébure *et al.* 2006; Costa *et al.* 2007; Radulovici *et al.* 2009. Plantas Kress *et al.* 2005; Newmaster

et al. 2006; Pang *et al.* 2010. Mamíferos Clare *et al.* 2007; Borisenko *et al.* 2009; Francis *et al.* 2010. Mariposas Janzen *et al.* 2005; Whinnett *et al.* 2005; Dinca *et al.* 2010, en donde el resultado de todos estos trabajos han sido altamente confiables en la determinación de especies ya conocidas así como de nuevas especies.

En cuanto a estudios de código de barra con peces existen varios trabajos, como son:

Ward *et al.* en 2005, reportaron que el código de barra fueron capaces de identificar a 207 especies de peces marinos de Australia, generando 754 secuencias.

Años más adelante, Ward y Holmes (2007), realizaron un análisis de la secuencias del COI de 388 especies diferentes de peces, obteniendo que este marcador molecular es bueno para distinguir a este grupo de animales, con algunas excepciones como lo fueron los géneros *Urolophus* y *Johnius*.

En 2007, Triantafyllidis *et al.* realizaron el primer estudio con peces dulceacuícolas analizando un total de 141 individuos, con esto lograron proponer nuevos enfoques sobre la protección y la gestión sostenible en 18 especies de peces de los lagos de Doirani y Volvi, en Grecia.

Otro estudio en donde el código muestran una vez más su eficacia es el de Hubert *et al.* (2008), quienes aplicaron esta técnica a 194 especies de peces de Canadá. Sus resultados mostraron que el 98% de ellos pudieron ser identificados adecuadamente y lo cual tuvo repercusiones en la sistemática de estos taxones.

Ward *et al.* en 2008a, secuenciaron 149 especímenes de 50 especies de peces, del Atlántico Norte y Australasia. Los resultados mostraron que 13 especies no mostraron diferenciación genética significativa, sin embargo, encontraron que dos de ellas si la tienen, *Lepidopus caudatus* y *Zeus faber*,

por lo que los autores sugieren una investigación taxonómica y genética más profunda.

Siguiendo con su línea de investigación, Ward *et al.* 2008b, compararon el código de barra de la perca gigante (*Lates calcarifer*) que se encuentra en Indo-Pacífico Occidental, desde el Golfo Pérsico al sur de China y desde el sur hasta el norte de Australia contra las nueve especies de perca gigante de aguas de Australia y encontraron una divergencia del 9.5% entre las especies asiáticas y australianas lo que sugiere que se trata de dos especies distintas.

Rock *et al.* en el año 2008, analizaron el COI en peces del mar de Escocia, y compararon los resultados moleculares con los morfológicos. Estos autores encontraron una alta congruencia entre ambos caracteres, además corroboraron que COI fue eficaz para la discriminación a nivel de especies en casi todas las especies putativas, sin embargo las familias Liparidae y Zoarcidae no se pudo resolver su taxonomía. Así mismo, los géneros *Bathyraco* y *Artedidraco* no los logro discernir adecuadamente.

Victor en 2008, realizó la redescrición de *Coryphopterus tortugae* mediante la reexaminación del holotipo y el código de barra que confirmaron la separación de *C. tortufae* de *C. glaucofraenum*, además de que ayudo a la separación y posterior descripción de una nueva especie de góbido *C. bol*.

Así mismo, Steinke *et al.* (2009), realizaron un estudio para la identificación de peces ornamentales, con un 98% de efectividad. El COI resultó ser una herramienta fiable para la identificación de peces de ornato de una manera rápida y económica.

Pegg *et al.* en 2006, analizaron dos genes mitocondriales HVR1 y COX1 para la identificación de peces adultos y larvas, siendo así este el primer trabajo que menciona el uso de esta técnica para la identificación de los primeros estadios de desarrollo de peces, sin embargo, no da resultados sobre ello.

La primera descripción de una larva usando el código de barra (barcode) fue realizada por Victor en el 2007. Este autor diferencio a *Coryphopterus kuna* de otras especies al compararla con el código de barra del adulto, ya que no se había podido identificar mediante su morfología externa.

Connell, en el 2007, identificó 215 huevos y larvas de peces marinos en la costa este de Sudáfrica, producto de 19 años de investigación, sus resultados arrojaron que pertenecen a 65 especies diferentes de peces mediante la comparación de adulto.

Finalmente, Valdez-Moreno *et al.* (2009) realizaron el primer estudio de peces marinos en estadios de huevo, larva y adulto en México con esta técnica. Secuenciaron 610 adultos, 757 larvas y 25 huevos, representado 181 especies de peces, así como tres especies simpátricas de *Albula* (solo se tenía descrita una) y un nuevo taxón de *Floridichthys*. Seis especies de peces en estadio de huevo y 34 especies en estadio larval se lograron identificar mediante la comparación del adulto.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

1. Describir la larva de *Eucinostomus jonesii*, desde el punto de vista de su morfología externa, osteología y genética a partir del código de barra (COI o barcode).

OBJETIVOS PARTICULARES

- Realizar el análisis genético (código de barras) de *E. jonesii*.
- Relacionar las larvas de *E. jonesii* por medio del gen mitocondrial, subunidad 1 del citocromo C oxidasa, COI o código de barra (barcode), con el adulto de la misma especie.
- Realizar el análisis morfológico externo de la larva de *E. jonesii*.
- Realizar la descripción osteológica de la larva de *E. jonesii*.
- Esquematizar el esqueleto de la larva *E. jonesii*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para poder cumplir con los objetivos planteados, el desarrollo de la investigación se dividió en varias fases:

1) RECOLECTA DE LOS ESPECÍMENES.

Los peces adultos de *E. jonesii*, fueron recolectados en las costas de Xcalak, Yalahau, la bahía de Chetumal en Quintana Roo y Celestún en Yucatán, (esto con el fin de obtener un mayor numero de adultos para comparar con las larvas) mediante chinchorro playero (de 10 metros de largo con una luz malla de 3 cm) y atarraya durante los meses de agosto, noviembre y diciembre de 2005, febrero, abril, mayo, junio y julio de 2006 (Figura 1).

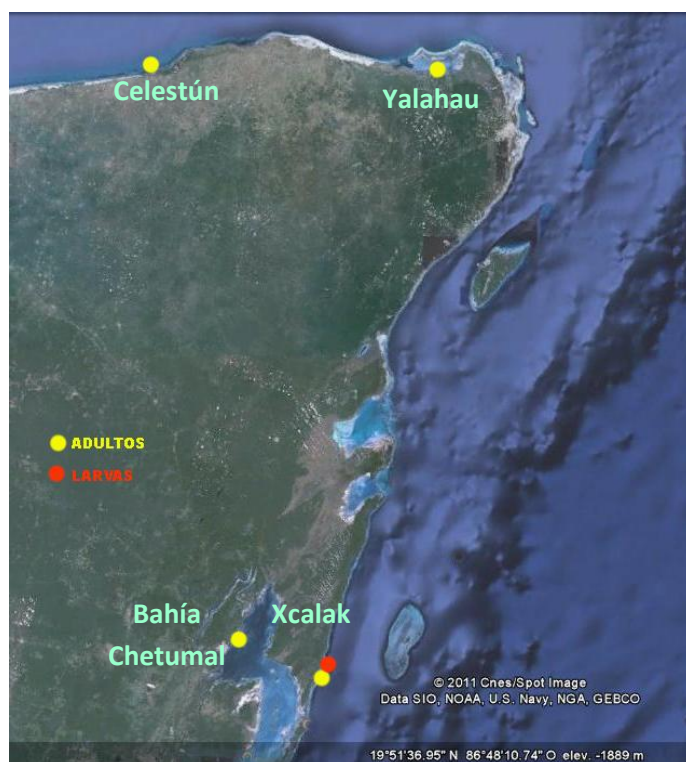


Figura 1. Ubicación del área de estudio.

Las larvas fueron recolectadas en la laguna arrecifal de Xcalak, Q. Roo, en los meses de Noviembre y Diciembre 2005 y Enero, Febrero y Marzo 2006, utilizando dos redes de canal (Shenker *et al.* 1993) (Figura 1 y 2) colocadas en sitios en donde las corrientes son continuas antes de anochecer (18:00 hrs) y

retiradas a la mañana siguiente (7:00 hrs), y cinco trampas de luz superficiales (Jones 2006) (Figura 2), puestas en un punto donde las corrientes no fueran fuertes, estas fueron colocadas en la tarde (18:00 hrs) y se retiraban en la mañana (7:00 hrs).

Las muestras obtenidas de estas trampas se depositaron en frascos con alcohol al 70% para su conservación y posterior análisis.

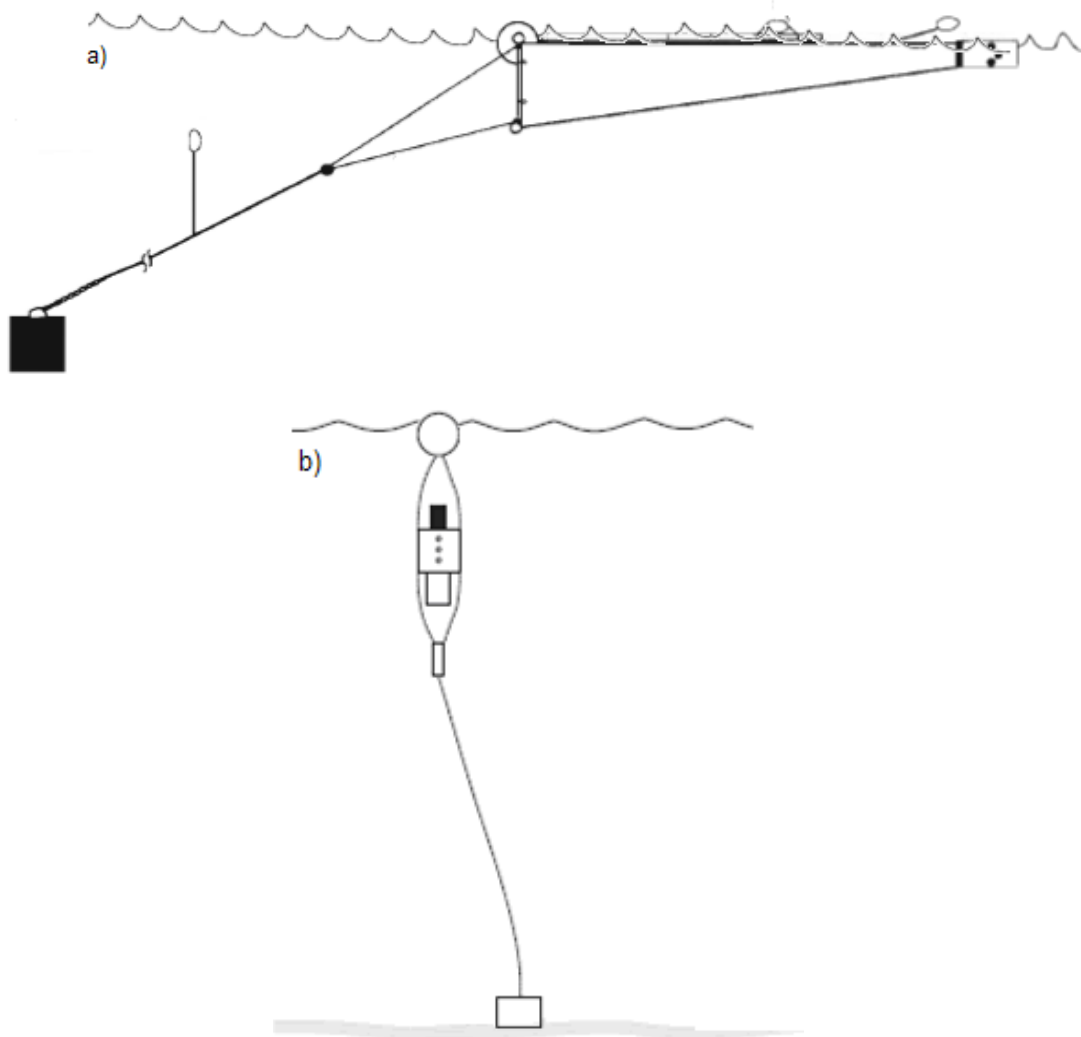


Figura 2. Métodos de captura utilizados para la colecta de larvas de peces.

a) Red de canal, y b) Trampa de luz

2) TOMA DE FOTOGRAFÍAS Y MUESTRAS DE TEJIDO.

Una vez recolectados los ejemplares (adultos y larvas), a cada uno se les tomó una fotografía de alta resolución y se tomaron los datos de colecta de rutina

como las coordenadas geográficas, localidad, fecha, hora, colectores del muestro, método de captura, entre otros.

Posteriormente se realizó la extracción de un pequeño trozo de tejido muscular (de 1 mm a 3 mm) del lado derecho de cada organismo adulto, y fue colocado en tubos con alcohol al 96% y depositados en cajas tipo Matrix con su correspondiente etiqueta, para realizar posteriormente el análisis genético.

Una vez que se obtuvo el tejido, los peces adultos fueron fijados con formol al 4% y preservados posteriormente en alcohol al 70%.

Para las larvas, el procedimiento fue diferente, debido al tamaño de los organismos. Se procedió a colocar una larva en un tubo con alcohol al 100%, la extracción del músculo fue realizada bajo microscopio y se tomó 0.5 mm de tejido de lado derecho.

Estas larvas una vez procesadas, fueron preservadas en sus tubos correspondientes en alcohol al 100%.

3) IDENTIFICACIÓN DE LOS ORGANISMOS.

Para los adultos se utilizaron claves especializadas de Tapia-García y Ayala-Pérez 1997, National Audubon Society y Smith 1997, Greenfield y Thomerson 1997, Smith-Vaniz *et al.* 1999, Castro-Aguirre *et al.* 1999 y Gilmore Jr. 2002.

Para la identificación de las larvas a nivel género, se usaron las guías de identificación de (Watson 1996) y (Powell y Greene 2006).

4) ANÁLISIS MORFOLÓGICO

Los caracteres que se tomaron en cuenta para la determinación de los adultos de *E. jonesii* fueron: longitud total (LT), longitud estándar (LE), altura del cuerpo (A), longitud preorbital (LP), diámetro del ojo (DO), longitud de la aleta dorsal y

anal (LAD Y LAA), longitud de cabeza (LC), ancho de cabeza (AC), longitud de hocico (LH), número de escamas (NE) (Figura 3.)

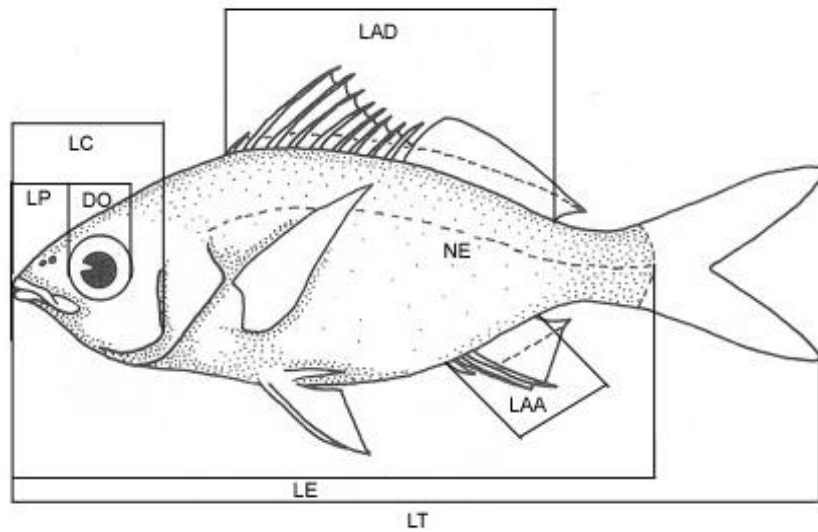


Figura 3. Medidas morfométricas utilizadas para la identificación de especies adultas de *Eucinostomus jonesii*.

Mientras que para las larvas se tomó en cuenta la longitud total (LT), longitud estándar (LE), altura del cuerpo (A), longitud preorbital (LP), diámetro del ojo (DO), longitud de la aleta dorsal y anal (LAD Y LAA), longitud de cabeza (LC), ancho de cabeza (AC), longitud de hocico (LH), número de miómeros (M), pigmentación y etapa en la que se encuentra: preflexión, flexión, postflexión, prejuveniles o/y juveniles (Figura 4).

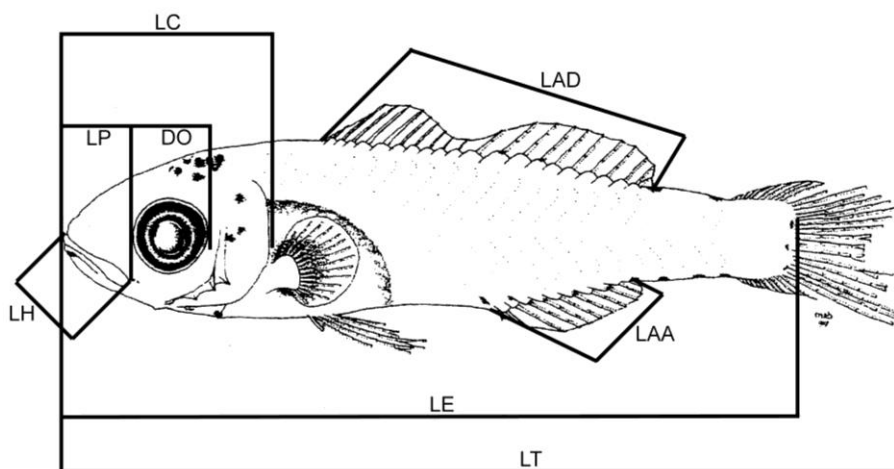


Figura 4. Medidas morfométricas tomadas a las larvas de *Eucinostomus jonesii*.

Es importante mencionar que estos conteos y medidas solo fueron para la determinación de las especies y solo son de referencia ya que se pierden durante el proceso de transparentación.

Los peces adultos fueron depositados en la Colección de peces del Museo de Zoología (ECOCH P) y las larvas en de la Colección de larvas de peces (ECOCH LP) del El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Chetumal.

Cabe mencionar que las bases de datos y las fotografías fueron sometidas al sistema Bold System, y actualmente están incluidos en la base de datos "Marine Fishes of Mexico", y en "Mexican Fish Larvae" (ver www.boldsystem.org)

5) ANÁLISIS GENÉTICO

El análisis genético se llevó a cabo en la Universidad of Guelph, en Ontario, Canadá. Utilizando el método establecido por (Herbert *et al.* 2003b, Ivanova *et al.* 2005) e (Ivanova *et al.* 2006), se tomaron 35 larvas tomadas al azar para realizar el estudio, que de manera resumida consiste en los siguientes pasos:

Aislamiento-purificación del ADN

Se tomó una submuestra del tejido de cada pez y se mezcló con un buffer de lisis y proteinasa K para su degradación. En seguida se incubó por una noche a 56°C. Al día siguiente se lavó con un buffer de proteínas y etanol para así obtener el ADN purificado.

Amplificación del ADN

Para el protocolo de amplificación se siguió el propuesto por (Ward *et al.* 2005) por medio de la técnica de PCR o Reacción en cadena de la polimerasa, donde se usó un termociclador programado para 35 ciclos de cambios de temperatura. Para la evaluación de los productos del PCR se utilizó geles de agarosa sometidos a electrofóresis por 6 minutos. La visualización se realizó con luz ultravioleta. El primer utilizado de reversa fue C_FishF1t1/C_FishR1t1 y de ida fue C_FishF1t1/C_FishR1t1.

Secuenciación

Para la secuenciación se utilizó el BigDye® Terminator v3.1. Sequencing Kit (Applied Biosystems, Inc.) tal como lo describe (Hajibabaei *et al.* 2005). Las secuencias fueron obtenidas con un secuenciador de capilares y posteriormente alineadas en el editor de secuencia SEQSCAPE v.2.1.1 software (Applied Biosystems, Inc.).

Finalmente, el análisis de la divergencia de las secuencias se utilizó el modelo de dos parámetros de Kimura (K2P).

La construcción del árbol de identificación al algoritmo del se usó el vecino más cercano (Neighbour-joining, NJ) y de esta manera se relaciono las larvas de peces con los adultos.

Este trabajo forma parte del proyecto de investigación de Identificación de Peces de México a través del Código de Barras (Barcode).

6) ANÁLISIS OSTEOLÓGICO

Del total de las larvas ya identificadas como *E. jonesii*, se seleccionaron 22 de ellas al azar para el análisis osteológico el cual consistió, primeramente, en transparentar las larvas mediante la técnica propuesta por Dingerkus y Uhler (1977), en la cual se utilizó Rojo de Alizarina, Azul de Alcian para pigmentar huesos y cartílagos de la larva.

Una vez transparentados los ejemplares se continuó con el análisis osteológico, para lo cual se observó el número de vértebras, número de radios de las aletas dorsal, anal, pectoral, pélvica y caudal, número de espinas de las aletas dorsal, anal y pélvica, la dentición y los huesos que conforman el cráneo.

Se realizaron esquemas de cada elemento óseo con ayuda de un microscopio estereoscópico con cámara clara.

El orden de descripción y terminología osteológica que se utilizó se basó en (Kobelkowsky 2004), (Valdez-Moreno y Contreras-Balderas 2009) y (Ortíz-Galindo *et al.* 2008).

Una vez realizado lo anterior, se procedió a la comparación osteológica de cada uno de las larvas de *E. jonesii* en donde se anotaron las diferencias y similitudes de cada uno mediante un análisis cualitativo de similitud morfológica.

RESULTADOS

ANÁLISIS GENÉTICO

Identificación de las larvas

Se recolectaron un total de 66 ejemplares adultos, de los cuales solo 11 fueron *Eucinostomus jonesii*, todos ellos encontrados en las costas Xcalak, Quintana Roo.

En cuanto a las larvas de *Eucinostomus spp.* se recolectaron un total de 205 ejemplares, 35 de ellas (escogidas al azar) fueron analizadas por la técnica del código de barra, obteniendo que 33 se identificaron como *Eucinostomus jonesii*, mientras que las dos larvas faltantes no se lograron identificar. Con este resultado se puede decir que se tuvo un 98% de efectividad en la identificación de especies de gerreidos, debido que aun no se cuenta con los adultos de las dos larvas que faltaron.

La identificación de las larvas se logro mediante la comparación de la secuenciación del código de barras de las 6 especies de adultos recolectados en estudio, *Eucinostomus jonesii*, *E. gula*, *E. argenteus*, *E. melanopterus*, *Gerres cinereus* y *Euguerres plumieri*, con las 35 larvas, las cuales se lograron separar como se muestra en el árbol de identificación, el cual presenta de manera gráfica la separación de las especies sin importar el estadio de vida en el que se encuentren (huevo, larva, prejuvenil, juvenil, adulto), tomando en cuenta un 3% de divergencia genética para determinar que se trata de especies diferentes, tal y como se presenta en la Figura 5.



Figura 5. Árbol genético donde se presentan la separación de las especies de gerreidos (MFL – Larvas y MX – Adultos).

Secuencias de Código de barras de las especies de gerreidos con las que se trabajaron en este estudio.

La secuencia genética de las larvas y adultos de *Eucinostomus jonesii* esta compuesta de 652 nucleótidos de la primera sección del gen COI. Esta secuencia está constituida por 149 Adeninas, 118 Guaninas, 180 Citocinas, 204 Timinas, como se muestra a continuación:

```
CCTTACCTCATCTTTGGTGCCGTGAGCTGGGATGGTAGGGACAGCCCTTAGCCTCCTTATCCGTGCCGAGCTAAGCCAACCCGGTTCT
CTCCTAGGTGATGACCAGATCTATAATGTTATTGTTACAGCTCACGCCATTGTAAATTTTTTTATAGTAATACCTATCATAATTGGAG
GCTTCGGGAAGCTGACTGATCCCCCTAATGATTGGGGCACCTGACATAGCATTCCCTCGAATAAATAACATGAGCTTCTGGCTTCTCCC
CCCTCTTTTATTCTTCTCCTAGCCTCTTCAGGGGTAGAAGCAGGGGCCGGTACCGGGTGAACAGTTTACCCCTCCCTGCGAGGTAATTT
AGCAGATGCGGGGGCATCCGTAGACTTAACATCTTTCTCTCCACCTTGGCTGGGATCTCATCAATCCTAGGGGCAATTAACTTTATTA
CAACCATTATTAACATAAAACCCCTGCCATTTGCCAGTACCAAACACCCTTATTCGTTTGAGCTGTTTTAATCAGGGCTGTCTGTCTTC
TTCTTCCCTCCCGTTCTAGCAGCCGGTATTACTATACTTCTAACAGACCGAAACTTAAATACTACATTTTTTGACCCCTGCAGGGGGA
GGTGACCCTATCCTCTATCAACATCT
```

Eucinostomus gula, presentó una secuencia de 652 nucleótidos de los cuales 153 fueron adeninas, 117 guaninas, 184 fueron citocinas y 198 timinas:

```
CCTCTACCTCATCTTTGGTGCCGTGAGCTGGGATAGTAGGAAACGGCCCTTAGCCTTCTTATCCGTGCTGAACTAAGCCAACCAGGCTCT
CTCTTAGGAGATGACCAGATTTACAATGTTATCGTCACAGCCCATGCAATTTGTAAATTTTTTTATGGTTATGCCATTATGATTGGAG
GCTTCGGAAAGCTGGCTAATCCCCCTAATAATTGGGGCTCCTGACATAGCATTCCCTCGAATGAATAATAAGCTTCTGGCTTCTCCC
CCCTCTTTTCATTCTTCTAGCTTCTTCAGGGGTAGAAGCAGGGGCCGGAAACGGGATGAACAGTTTACCCCTCTATCAGGCAACCT
AGCAGATGCGGGGGCATCCGTAGACTTAACATCTTCTCTCTCCACCTTGGCTGGTGTCTCATCCATCCTAGGAGCAATCAATTTTATTAC
AACTATTATTAACATAAAACCCCGGCCATCTCCAGTACCAAACACCCTGTTCTGTTTGAGCTGTCTAATTAAGCAGTCTGTCTAC
TTCTCTCTCCTCCGTCTAGCAGCTGGTATTACTATGCTTCTGACAGATCGAAACTTAAACACCACATTTTTCGATCCTGCGGGAGGA
GGAGACCCTATCCTCTATCAGCACCTC
```

Eucinostomus argenteus, tuvo una secuencia de 652 nucleótidos presentando 145 adeninas, 126 guaninas, 180 citocinas y 204 timinas:

CCTTACCTCATCTTCGGTGTGAGCTGGTATAGTAGGAACGGCCCTTAGTCTTCTTATTCTGTCGGAGCTCAGCCAAACCCGGGTCTC
TTTTAGGGATGACCAAATCTATAACGTTATCGTAACAGCCCATGCA TTTGTAATAATCTTTTTTATGGTTATGCCATCATGATCGGAGG
CTTTGGGAATTGACTCATTCCTCTAATGATTGGGGCACCCGATATGGCATTCCCCGAATAACAACATGAGTTTCTGACTCTTCCCC
CTTCTTTCATTCTTCTCTGGCTTCTCCGGAGTAGAAGCAGGGCTGGAACAGGATGAACAGTCTACCCCTCCCCGGCAGGCAACTT
AGCCCATGCGGGGGCATCTGTGACTTAACCATCTTCTCCCTCCACCTTGTGGGATTTCTGCAATCTTAGGGGCAATTAATTTTATTA
CAACTATTATAACATAAAACCCCTGCCATCTCGCAGTACCAGACACCCCTGTCTGTCTGAGCTGTCTTATTACAGCAGTCTCTCTC
CTTCTCTCCCTCCCCGTCTTAGCGGCAGGTATTACAATGCTTTAACAGATCGAAATCTTAACACCACATTCTTCGACCTGCAAGGAGG
GGGAGACCCAATCTCTTACCAGCACCTT

Eucinostomus melanopterus, presentó una secuencia de 632 nucleótidos con un total de 142 adeninas, 123 guaninas, 185 fueron citocinas y 182 timinas:

CCTCTACCTCATCTTTGGTGCCTGGGCAGGTATAGTGGGAACAGCCCTTAGCCTACTAATTCGGGGCGAACTAAGCCAGCCCGGGTCT
CTTCTAGGGACGATCAGATCTATAATGTATCGTCACGGCCCATGCGTTCTGTAATGATTTCTTTATAGTAATACCAATCATGATTGGG
GGCTTTGGAAACTGACTTATCCCCTTGATAATTGGAGCACCAGACATAGCATTCTCTCGTATAAACAAATAGAGCTTCTGACTCTCTCC
CCCTTCTTTTATCTTCTCTCTGGCTTCTCAGGGCTAGAGGGGGGGGGGGACCGGGTGAACCGTCTACCCCTCCCCAGCAGGCAA
CTTAGCACA TGGGGAGCATCCGTAGACTTAACATACTTTTCCCTCCACCTTGTGGGATTTCTCAATTTTAGGGGCAATCAACTTCA
TTACCACTATTATAACATAAAACCTCCAGCCATCTCTCAATATCAAAACACCTCTCTTCTGCTGAGCTGTCTTAATTACAGCAGTCTAC
TCTTCTCTCCCTCCCCGTCTGGCTGTGGCATTACAATGCTTCTAACAGATCGAAATTTAACACCACATTCTTTGACCCCGCSGGA
GGTGGGGGGCCC

Gerres cinereus, presentó una secuencia de 652 nucleótidos de los cuales 148 fueron adeninas, 121 guaninas, 184 fueron citocinas y 199 timinas:

CCTCTACCTCGTCTTTGGTGTGAGCTGGTATAGTAGGTACAGCCCTAAGCCTGCTCATCCGAGCTGAACCTAAGCCAACTGGCTCT
CTTTTAGGAGACGACCAGATCTACAATGTTATTGTTAGGGCTCACGCA TTTGTAATAATTTTTTTCATAGTAATACCAATCATGATCGGA
GGGTTTGGAAACTGACTCATCCCCCTTAGATCGGGCCCCCTGACATGGCATTCTCTGCAATGAAATAAGAGCTTCTGACTCTCTCC
CCCCCTTTCTCTCTCTCTCTGGCTTCTCAGGGGTAGAGGGGGGAGCTGGAACGGGGTGAACAGTTTACCCCTCTCTAGCCGGAAA
CTTAGCACACGCTGGGGCATCCGTAGACTTAACATACTTTTCCCTTCAATTTAGCTGGTATTCTCAATTCAGGTGCTATTAATTTATC
ACAACAATTATAACATAAAACCCCGACTATCTCACAATACCAAAACCCCGCTCTTTGTTGAGCTGTTTTAATTACGGCAGTGTCTTT
CTCTCTCACTTCTGTCTAGCCGGTGGTATTACCATGCTGTCTGACAGATCGAAATCTTAACACCACCTTCTTTGACCCCTGCAAGGAGG
GGGAGACCCAATCTTTACCAACACCTG

Eugerres plumieri, tuvo una secuencia de 652 nucleótidos presentando 144 adeninas, 128 guaninas, 201 citocinas y 179 timinas:

CCTCTATAAATCTTTGGTGTGAGCAGGTAAGTAGGGACGGCCCTCAGCCTGCTGATCCGGGGCGGAAGTAAAGCCAGCCCGGATCC
 TTAAGTCGGAGACGACCAAAATTAATGATGATCGTACCGCCACGGCCTTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGT
 GGCTTCGGCAACTGGCTGATCCGGCTAATGATCGGGGGCCCTGACATGGCATTCCCTCGAATGAACAACATGAGCTTCGACTCCTTC
 CTCCTCATTCTTCTTCTCCTAGCCTCTTCAGGAGTCGAAGCGGGGGCCGGAACAGGGTGAACCGTCTATCCCCCTCTGGCAGGCA
 ACCTAGCCCATGCGGAGCTTCGGTTGACCTAACCATCTTCTCCCTTCACTTAGCAGGGATCTCCTCCATCCTTGAGCAATCAACTTT
 ATTACAACAATTATAAGATGAACCTCCAGCAATTAAGTACCAAAACCCCACTGTTTGTCTGAGCTGTGCTTATTACTGCTGTGCTT
 CTGCTTCTATCTTCTGTTCTGGCCGGCCGGTATCACTATGCTCTTAACCGATCGTAACCTAAACACCACCTTCTTTGACCCCTGCAGG
 AGGAGGAGACCCAATTCCTACCGACCTC

A continuación se presenta las similitudes y diferencias entre cada secuencia de las especies de adultos con que se compararon las larvas:

DNA Sequences	Translated Protein Sequences	1	64
Species/Abbrv			
1. MEFM026-05 GU225281 ECO-CH-P5480A Gerres cinereus COI-5P		CCTCTATAAATCTTTGGTGTGAGCAGGTAAGTAGGGACGGCCCTCAGCCTGCTGATCCGGGGCGGAAGTAAAGCCAGCCCGGATCC	
2. MEFM137-05 GU225261 ECO-CH-P5509D Eugerres plumieri COI-5P		CCTCTATAAATCTTTGGTGTGAGCAGGTAAGTAGGGACGGCCCTCAGCCTGCTGATCCGGGGCGGAAGTAAAGCCAGCCCGGATCC	
3. MEFM793-06 GU225226 MX741 Eucinostomus gula COI-5P		-----TTTGGTGTGAGCAGGTAAGTAGGGACGGCCCTCAGCCTGCTGATCCGGGGCGGAAGTAAAGCCAGCCCGGATCC	
4. MEFM272-06 GU225245 MX041 Eucinostomus jonesii COI-5P		CCTCTATAAATCTTTGGTGTGAGCAGGTAAGTAGGGACGGCCCTCAGCCTGCTGATCCGGGGCGGAAGTAAAGCCAGCCCGGATCC	
5. MEFM808-06 GU225212 MX756 Eucinostomus argenteus COI-5P		CCTCTATAAATCTTTGGTGTGAGCAGGTAAGTAGGGACGGCCCTCAGCCTGCTGATCCGGGGCGGAAGTAAAGCCAGCCCGGATCC	
6. MEFM395-06 GU225249 MX164 Eucinostomus melanopterus COI-5P		CCTCTATAAATCTTTGGTGTGAGCAGGTAAGTAGGGACGGCCCTCAGCCTGCTGATCCGGGGCGGAAGTAAAGCCAGCCCGGATCC	

DNA Sequences	Translated Protein Sequences	65	128
Species/Abbrv			
1. MEFM026-05 GU225281 ECO-CH-P5480A Gerres cinereus COI-5P		CTGAACTAAGCCAAATTAATGATGATCGTACCGCCACGGCCTTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGT	
2. MEFM137-05 GU225261 ECO-CH-P5509D Eugerres plumieri COI-5P		CTGAACTAAGCCAAATTAATGATGATCGTACCGCCACGGCCTTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGT	
3. MEFM793-06 GU225226 MX741 Eucinostomus gula COI-5P		CTGAACTAAGCCAAATTAATGATGATCGTACCGCCACGGCCTTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGT	
4. MEFM272-06 GU225245 MX041 Eucinostomus jonesii COI-5P		CTGAACTAAGCCAAATTAATGATGATCGTACCGCCACGGCCTTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGT	
5. MEFM808-06 GU225212 MX756 Eucinostomus argenteus COI-5P		CTGAACTAAGCCAAATTAATGATGATCGTACCGCCACGGCCTTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGT	
6. MEFM395-06 GU225249 MX164 Eucinostomus melanopterus COI-5P		CTGAACTAAGCCAAATTAATGATGATCGTACCGCCACGGCCTTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGT	

DNA Sequences	Translated Protein Sequences	129	192
Species/Abbrv			
1. MEFM026-05 GU225281 ECO-CH-P5480A Gerres cinereus COI-5P		CTCAAGCAATTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGTGGCTTCGACTCCTTCCTCAGGAGTCGAAGCGGGGGCCGGAACAGGGTGAACCGTCTATCCCCCTCTGGCAGGCA	
2. MEFM137-05 GU225261 ECO-CH-P5509D Eugerres plumieri COI-5P		CTCAAGCAATTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGTGGCTTCGACTCCTTCCTCAGGAGTCGAAGCGGGGGCCGGAACAGGGTGAACCGTCTATCCCCCTCTGGCAGGCA	
3. MEFM793-06 GU225226 MX741 Eucinostomus gula COI-5P		CTCAAGCAATTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGTGGCTTCGACTCCTTCCTCAGGAGTCGAAGCGGGGGCCGGAACAGGGTGAACCGTCTATCCCCCTCTGGCAGGCA	
4. MEFM272-06 GU225245 MX041 Eucinostomus jonesii COI-5P		CTCAAGCAATTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGTGGCTTCGACTCCTTCCTCAGGAGTCGAAGCGGGGGCCGGAACAGGGTGAACCGTCTATCCCCCTCTGGCAGGCA	
5. MEFM808-06 GU225212 MX756 Eucinostomus argenteus COI-5P		CTCAAGCAATTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGTGGCTTCGACTCCTTCCTCAGGAGTCGAAGCGGGGGCCGGAACAGGGTGAACCGTCTATCCCCCTCTGGCAGGCA	
6. MEFM395-06 GU225249 MX164 Eucinostomus melanopterus COI-5P		CTCAAGCAATTTGTAATACTTCTTTATAGTTATACCAATTAATGATCGGTGGCTTCGACTCCTTCCTCAGGAGTCGAAGCGGGGGCCGGAACAGGGTGAACCGTCTATCCCCCTCTGGCAGGCA	

DNA Sequences	Translated Protein Sequences	584	637
Species/Abbrv			
1. MEFM026-05 GU225281 ECO-CH-P5480A Gerres cinereus COI-5P			
2. MEFM137-05 GU225261 ECO-CH-P5509D Eugerres plumieri COI-5P			
3. MEFM793-06 GU225226 MX741 Eucinostomus gula COI-5P			
4. MEFM272-06 GU225245 MX041 Eucinostomus jonesii COI-5P			
5. MEFM808-06 GU225212 MX756 Eucinostomus argenteus COI-5P			
6. MEFM395-06 GU225249 MX164 Eucinostomus melanopterus COI-5P			

DNA Sequences	Translated Protein Sequences	638	652
Species/Abbrv			
1. MEFM026-05 GU225281 ECO-CH-P5480A Gerres cinereus COI-5P			
2. MEFM137-05 GU225261 ECO-CH-P5509D Eugerres plumieri COI-5P			
3. MEFM793-06 GU225226 MX741 Eucinostomus gula COI-5P			
4. MEFM272-06 GU225245 MX041 Eucinostomus jonesii COI-5P			
5. MEFM808-06 GU225212 MX756 Eucinostomus argenteus COI-5P			
6. MEFM395-06 GU225249 MX164 Eucinostomus melanopterus COI-5P			

Finalmente la representación grafica del Código de Barra de *Eucinostomus jonesii*, se encuentra representada en la Figura 6, en donde cada raya representa un nucleótido lo cual le da la semejanza de un código de barra, así tenemos que la adenina esta representada de color verde, la guanina de color negro, la citocina de Azul y la timina de color rojo:

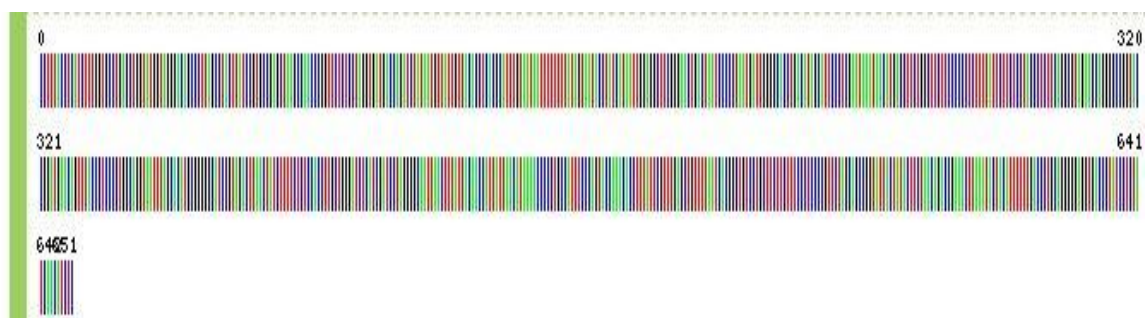


Figura 6. Representación grafica del Código de Barra de *Eucinostomus jonesii* (Adenina – Verde, Guanina – Negro, Citocina – Azul, Timina – Rojo).

De igual manera se obtuvo la secuencia de los aminoácidos los cuales se tradujeron de la secuencia de los nucleótidos de *Eucinostomus jonesii*, representada anteriormente. A continuación se presenta la secuencia de aminoácidos:

XLYLIFGAWAGMVGTAISLLIRAELSQPGSLLGDDQIYNVIVTAHAFVMIFFMVMPIMIGGFNWLIPLMIGAPDMAFPRMNNMSFWLLPP
 SFILLASSGVEAGAGTGWTVYPPLAGNLAHAGASVDLTFISLHLGAISSILGAINFITIINMKPPAISQYQTPLFVWAVLITAVLLLLLSLPLV
 AAGITMLLTDRNLNTTFFDPAGGGDPILYQH

ANÁLISIS MORFOLÓGICO.

El análisis morfológico se realizó con las 33 larvas de *Eucinostomus jonesii* se determinó que estas se encuentran en etapa de postflexión. Son pequeñas y comprimidas, con una longitud estándar de 9.6 mm a 11.6 mm. La aleta dorsal está constituida por 9 espinas y 10 radios, mientras que en la aleta anal 3 espinas y 7 radios. Las aletas pélvicas presentaron 1 espina y 5 radios mientras que las aletas pectorales solo mostraron 15 radios. La aleta caudal mostró 17 radios, y de 9 a 11 radios procurrentes. A lo largo del cuerpo se contaron un total de 24 miómeros, 11 precaudales y 13 caudales, y 24 vértebras, 10 precaudales y 13 caudales más el centro pleural+urostilo, en cuanto a conteos merísticos se refiere no se encontraron diferencias entre las 33 larvas analizadas es decir fueron iguales.

Los valores de la profundidad del cuerpo variaron entre 4.4 mm – 4.8 mm en longitud estándar. El diámetro de ojo fue de 34 al 38% de longitud de la cabeza y el estómago presentó una coloración plateada.

En cuanto a la disposición de los melanóforos, se observó que en la cabeza 29 de los 33 ejemplares, presentaban de cuatro a seis pares, el resto de ellos, mostraron de cuatro a diez melanóforos; a manera de medias lunas dispuestos en dos pequeñas bandas y en medio de ellas se encontraba un solo pigmento. En el margen dorsal del intestino se observó una banda de dos a cuatro pigmentos alineados. En la base de la aleta dorsal se encontró por lo general tres melanóforos, sin embargo 5 ejemplares presentaron de uno o cinco melanóforos. La base de la aleta anal se observó un pigmento en el nacimiento de cada uno de los radios y uno solo para las tres espinas sumándose un total de siete a ocho en esta área. En la base de la aleta caudal, los pigmentos se presentaron principalmente de dos maneras: cuatro puntos dispersos o dos pigmentos alargados, sin embargo, cabe mencionar que un ejemplar presentó estas dos barras y un pequeño pigmento en medio de ambas, otros dos presentaron tres melanóforos en la cola.

ANÁLISIS OSTEOLÓGICO

Se transparentaron un total de 22 larvas para realizar el análisis osteológico, con una longitud estándar que va desde los 9.6 mm a los 11.6 mm. Todas ellas se encuentran en la etapa de postflexión.

El esqueleto en esta etapa se encuentra en proceso de desarrollo y osificación, por lo que muchas de las estructuras que la constituyen aun no se distinguen o están inconclusas. Cabe mencionar que las descripciones de cada elemento óseo se hicieron en posición lateral.

Neurocráneo.

En la Figura 7 se presentan los huesos encontrados en esta región del cráneo, el cual esta constituido por los siguientes elementos óseos.

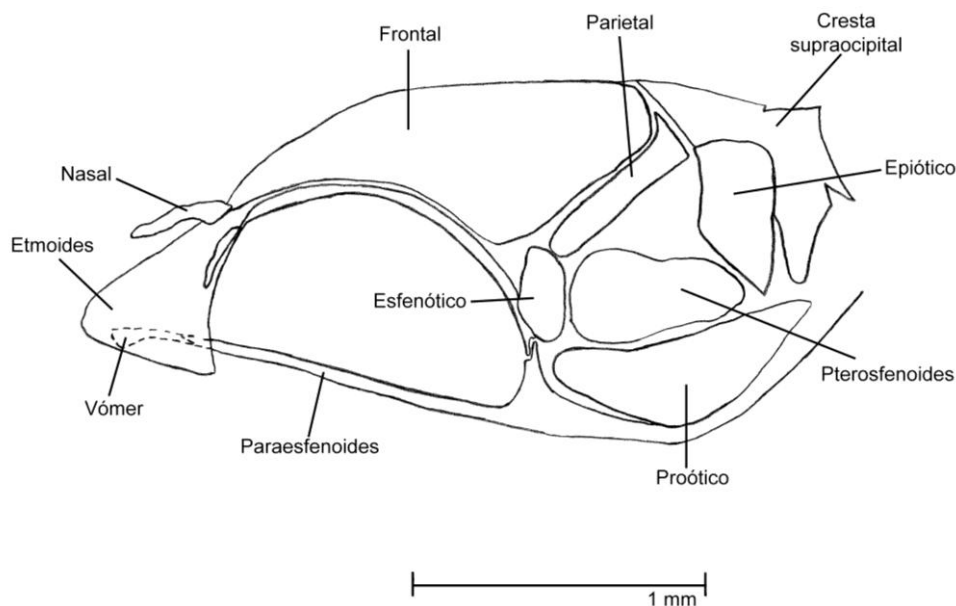


Figura 7. Neurocráneo de la larva de *Eucinostomus jonesii*.

El etmoides es una estructura laminar no osificada de forma triangular, donde su margen anterior esta redondeado. Se ubica en la parte anterior del neurocráneo, delante de la cavidad óptica, dorsalmente se articula con los frontales y posteriormente con los premaxilares.

Los frontales son los huesos más grandes del neurocráneo y presentan una forma triangular con sus márgenes curvados. Están articulados anteriormente con los nasales y el etmoides y posteriormente con los parietales.

Los parietales se observan en forma rectangular con una pequeña prolongación en su parte superior, la parte ventral esta redondeada. Se encuentran anteriormente conectados a los frontales y posteriormente con la cresta supraoccipital.

El supraoccipital es el hueso más posterior del cráneo, tiene una forma irregular, presenta dos pequeñas proyecciones en la parte dorsal, y dos grandes proyecciones en la parte ventral. Se encuentra unido anteriormente con los parietales y ventralmente con los epióticos.

Los esfenóticos, presenta una forma oval y se encuentran en posición posterior a la cavidad óptica. Se articula dorsalmente con los parietales y posteriormente con los pterosfenoides.

Los huesos epióticos, dorsalmente tienen una forma casi cuadrada mientras que ventralmente es triangular. Se encuentran sobre el supraoccipital y articulándose ventralmente con los pterosfenoides.

Los huesos pterosfenoides son casi ovalados, con una pequeña muesca en el margen medio dorsal, se encuentran articulados anteriormente con los esfenóticos, posterodorsalmente con los epióticos y ventralmente con los proóticos.

Los proóticos que dan origen a la base de la parte ventral del cráneo, tienen forma arriñonada con su margen ventral redondeado y el margen posterior terminando en punta. Están articulados dorsalmente con el pterosfenoides y anteriormente con los paraesfenoides.

El paraesfenoides es el hueso más largo del neurocráneo, está en posición horizontal y se ubica en el eje medio de la cavidad orbital. En esta etapa del

desarrollo solo se observa la parte anterior a manera de triangulo, mientras que la parte posterior aún no se ha osificado. Se une anteriormente con el vómer y posteriormente con el proótico.

El vómer es un pequeño hueso que se encuentra en la parte anterior del neurocráneo, se asemeja a la forma de un embudo. Este se articula en su parte anterior con el etmoides y posterior con el paraesfenoides.

Los nasales son dos huesos de forma tubular de márgenes irregulares se encuentran encima del etmoides y conectados posteriormente a los frontales y al etmoides.

Los exoccipitales, basisfenóticos y basioccipitales aun no son distinguibles en esta etapa del desarrollo de esta especie

Branquiocráneo (Esqueleto visceral).

Serie Mandibular. Se conecta de manera directa al neurocráneo por medio de los huesos palatinos y los hiomandibulares, (Figura 8.)

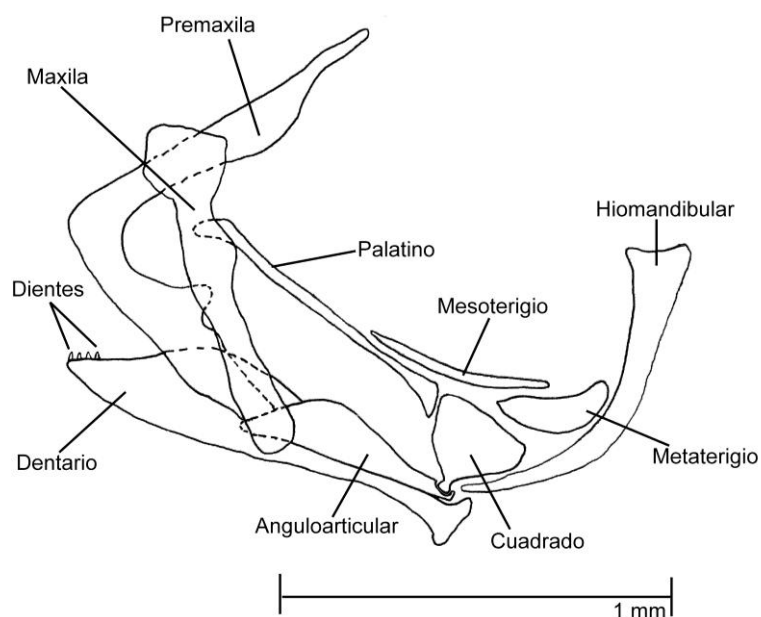


Figura 8. Serie mandibular de la larva de *Eucinostomos jonesii*.

Los premaxilares son los huesos más anteriores del branquiocráneo y ya se encuentran bien desarrollados. Son estructuras en forma de un bumerang, con su margen anterior liso mientras que el posterior es ondulado. Cabe mencionar la presencia de una pequeña proyección en el margen inferoposterior que se une por debajo de la maxila. Estos huesos se encuentran articulados posterodorsalmente con el etmoides y los nasales, lateralmente con los maxilares y ventralmente con los anguloarticulares. En esta etapa los premaxilares carecen de dientes.

Los maxilares en general tienen forma alargada en forma de barra, su parte dorsal es cuadrada y la parte ventral es redondeada, con márgenes irregulares. Se encuentran articulados lateralmente con los premaxilares y posteriormente se ubican sobre los dentarios y los anguloarticulares.

Los dentarios son estructuras de forma irregular, con el margen anterior terminado en punta y en la parte posterior se observan dos pequeñas proyecciones. En esta etapa del crecimiento, esta estructura presenta de cuatro a cinco dientes unicúspides en cada lado de la mandíbula. Estos huesos se encuentran lateralmente articulados a los anguloarticulares y posteriormente con los hiomandibulares.

Los anguloarticulares son elementos óseos que tienen una forma de un triangulo escaleno con bordes lisos. En su parte posterior presenta una pequeña concavidad en donde se articula con los cuadrados. Se encuentran unidos anteriormente con las premaxilas y maxilas, posteriormente con los cuadrados y ventralmente con los dentarios.

Los huesos cuadrados son de forma irregular, en su parte ventral presentan un cóndilo con el que se articulan a los anguloarticulares, anteriormente se articulan con los palatinos, posteriormente con los metapterigoides y dorsalmente con los mesopterigoides.

Los palatinos son huesos alargados, donde su parte anterior esta doblada y se proyectan hacia adelante, mientras que la parte posterior es de forma triangular

que se proyectan hacia abajo. Se articulan anteriormente con los maxilares, posteriormente con los cuadrados y dorsoposteriormente con los mesopterigoides.

Los mesopterigoides se observan como estructuras óseas en forma de una barra delgada y alargada, están conectados dorsalmente con la región orbital, y ventralmente con los palatinos, cuadrados y metapterigoides.

Los metapterigoides son huesos de forma arriñonada, se unen posteriormente a los hiomandibulares, dorsalmente con los mesopterigoides y ventralmente con los cuadrados.

En esta etapa no se observaron los ectopterigoides.

Los huesos hiomandibulares tienen una forma que asemeja una "J", siendo su parte dorsal más ancha que su parte anterior, se articula dorsalmente con el neurocráneo (paraesfenoides y esfenóticos) y anteriormente con los metapterigoides y los cuadrados.

La región opercular. Está constituida por cuatro pares de huesos laminares, el preopérculo, opérculo, subopérculo y interopérculo, (Figura 9).

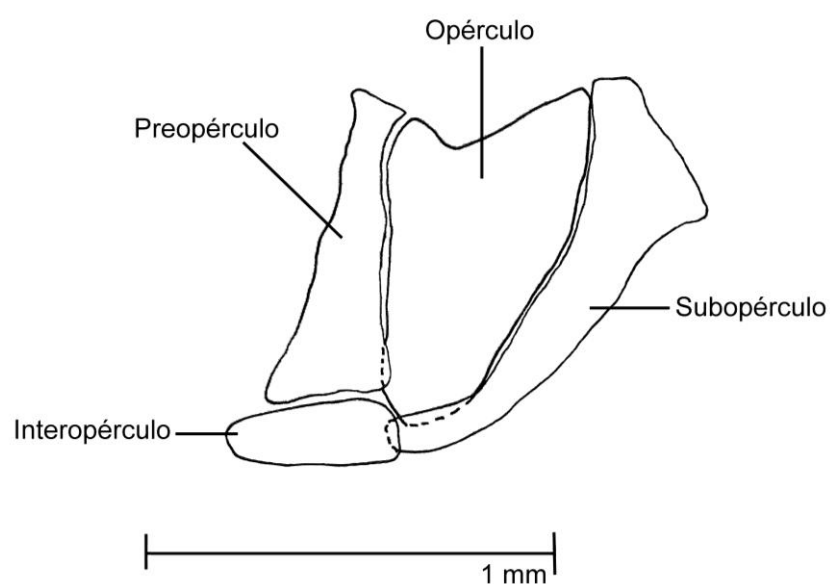


Figura 9. Región opercular de la larva de *Eucinostomus jonesii*.

Los preopérculos son huesos que asemejan a un trapecoide alargado más angosto en su parte dorsal que su parte ventral, con márgenes irregulares. Se unen anteriormente con los hiomandibulares, ventralmente con los subopérculos y posteriormente con los opérculos.

Los opérculos son los huesos más grandes de esta región. Son de forma irregular con ángulos redondeados dorsalmente presentan una escotadura. Se articulan dorsalmente con el neurocráneo, anteriormente con los preopérculos, posteriormente con los subopérculos y anteroventralmente con los interopérculares.

La forma de los huesos suboperculares asemeja a una “J”, siendo la parte dorsal más ancha. Se encuentran en la parte más posterior del cráneo y se articulan anteriormente con los opérculos.

Los interoperculares son los huesos más pequeños de esta región, se encuentran en la parte más ventral del cráneo y son de forma rectangular con ángulos redondeados. Se articulan dorsalmente con los preopérculos y posteriormente con los subopérculos.

Aparato hioideo. Está constituido por un par de hipohiales, ceratohiales anteriores y posteriores, interhiales y 6 radios branquióstegos de cada lado, como se puede apreciar en la figura 10.

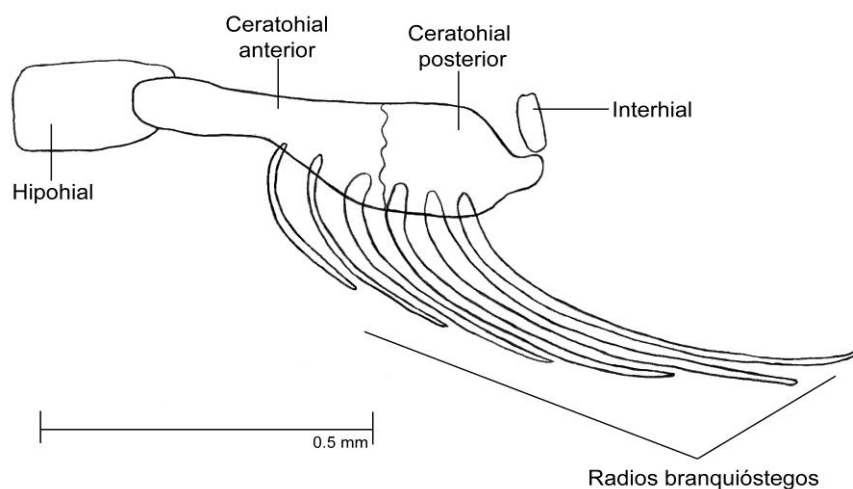


Figura 10. Aparato hioideo de la larva de *Eucinostomus jonesii*.

En esta etapa del desarrollo aun no se distingue una diferenciación clara de los huesos hipohiales dorsales y ventrales, solo se observa una estructura de forma rectangular con ángulos redondeados que se articula posteriormente con los ceratohiales.

Los ceratohiales, anteriores y posteriores apenas comienzan a diferenciarse. Sin embargo ya se observan las dos estructuras. Los ceratohiales anteriores tienen una forma alargada con su parte anterior redondeada, se une anteriormente con los hipohiales, posteriormente con los ceratohiales posteriores y ventralmente sostiene a los 3 primeros radios branquióstegos.

Los ceratohiales posteriores se observan de forma casi cuadrada con una proyección redondeada en su parte posterior. Están articulados anteriormente con los ceratohiales anteriores y posterodorsalmente con los interhiales y ventralmente sostiene a los tres últimos radios branquióstegos

Los radios branquióstegos son seis estructuras en forma alargada ligeramente curvos, que se encuentran unidos a los hipohiales, siendo el primer branquióstego el más corto y el último el más largo.

Los interhiales, son las estructuras más pequeñas de esta región, tienen una forma rectangular con bordes redondeados y se articulan ventralmente con los ceratohiales posteriores y dorsalmente con el aparato branquial.

Aparato branquial. Esta región esta conformada por un basal, cuatro basibranquiales, tres hipobranquiales, cuatro ceratobranquiales y cuatro epibranquiales (Figura 11).

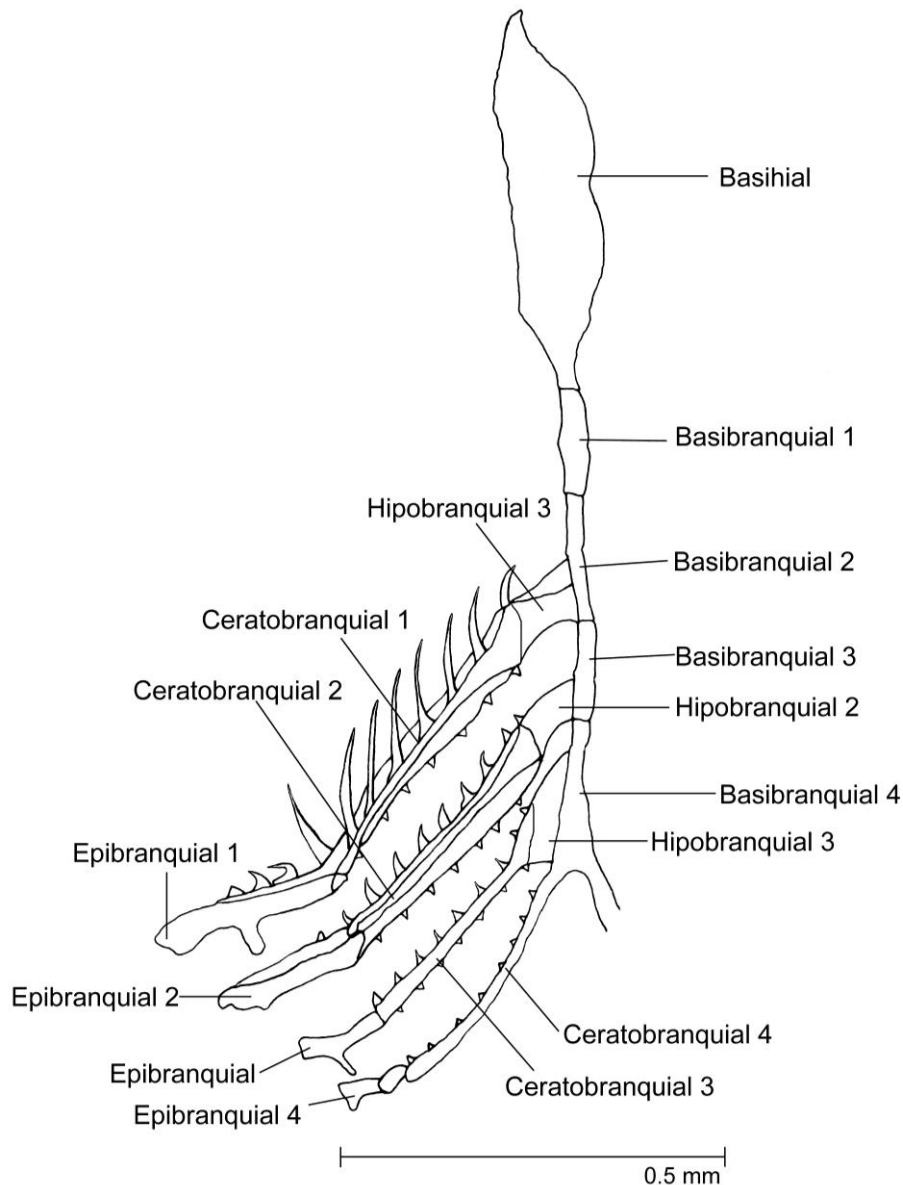


Figura 11. Vista dorsal del aparato branquial de la larva *Eucinostomus jonesii*.

El elemento óseo más anterior y grande del esqueleto branquial es el basihial que es una estructura que tiene forma a manera de una hoja con márgenes irregulares. Posteriormente se encuentra unido al primer basibranquial.

Los basibranquiales son cuatro huesos tubulares no pareados, que junto con el basal forman el eje medio del esqueleto del aparato branquial. El segundo basibranquial, sostiene lateralmente al primer par de hipobranquiales. El tercer basibranquial sostiene al segundo par de hipobranquiales y el cuarto basibranquial se articula con el tercer par de hipobranquiales y el último par de

ceratobranquias. Cabe mencionar que este último hueso en su parte posterior es más ancho en la parte posterior.

Los hipobranquiales son tres pares de huesos.

El primer par hipobranquial tiene forma rectangular, están articulados con el segundo basibranquial y el primer par de ceratobranquias.

El segundo par hipobranquial tiene la forma de un rectángulo curvo con su margen anterior cóncavo y posterior convexo, están articulados con el tercer basibranquial y al segundo par de ceratobranquias.

El tercer par hipobranquial tiene una forma rectangular alargada, están unidos al cuarto basibranquial y al tercer par de ceratobranquiales.

Las ceratobranquias son cuatro huesos pareados, de forma tubular. Las dos primeras son más anchas que las otras dos. Como ya se mencionó las tres primeras ceratobranquias están unidas las hipobranquiales pero la cuarta se une al último basibranquial.

Los tres primeros pares de ceratobranquias presentan branquiespinas en ambos lados siendo las que se encuentran anteriormente más largas que las posteriores. En el caso de la cuarta solo presenta branquiespinas en su margen anterior. Todas las branquiespinas son unicúspides.

En cuanto al número de branquiespinas, tenemos que el primer par de ceratobranquias presenta ocho anteriores y siete posteriores; en el segundo y tercer par de ceratobranquias se contabilizaron nueve anteriores y siete posteriores y en el último par de ceratobranquias solo se presentaron ocho branquiespinas.

Los epibranquiales son cuatro huesos pareados, unidos con las ceratobranquias.

El primer par de epibranchiales son los más grandes y presentan una forma irregular a manera de abrelatas. En sus márgenes dorsales se articulan tres branquiespinas unicúspides.

El segundo es de forma rectangular con su parte distal termina en punta y sostiene dorsalmente una branquiespina.

El tercer epibranchial es muy similar en su forma al primero y no presenta branquiespinas.

El cuarto es el más pequeño de forma casi rectangular con una pequeña proyección en su parte ventral y no presentan branquiespinas.

Las placas faríngeas superiores son casi ovaladas con muchos dientes unicúspides con la punta curva, distribuidos en toda la superficie de estas, (figura 12).

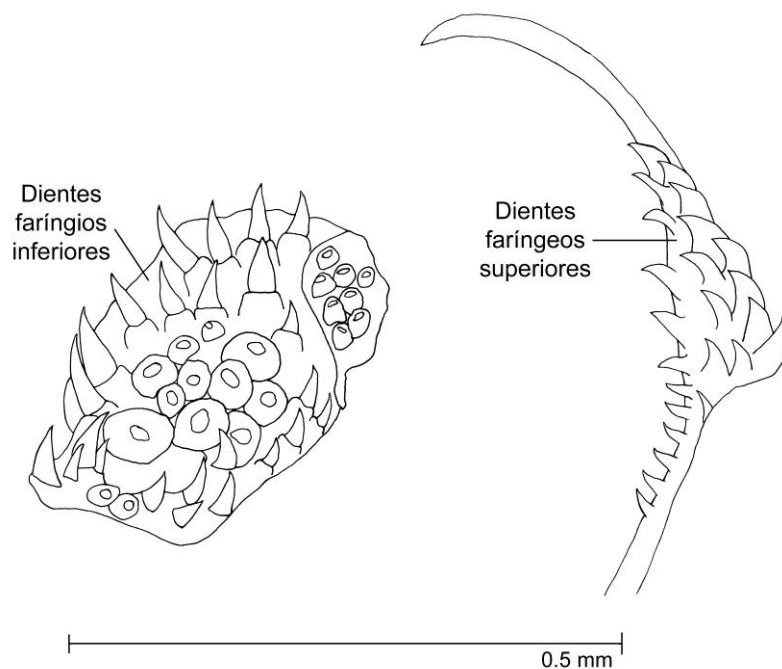
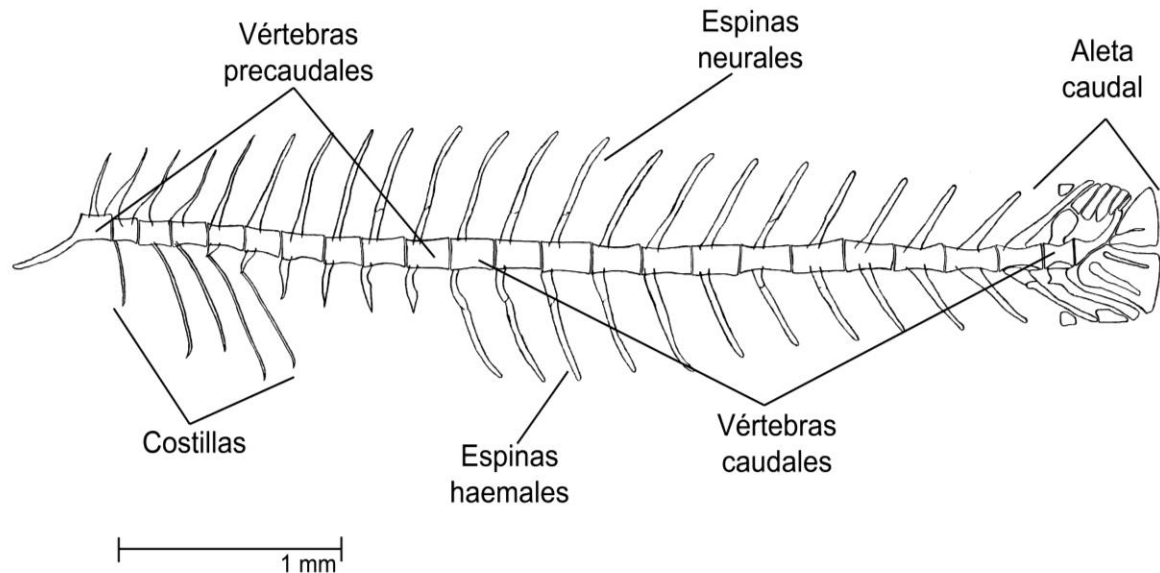


Figura 12. Vista dorsal de las placas faríngeas de las larvas de *Eucinostomus jonesii*.

Las placas faríngeas inferiores presentan una forma irregular alargada, con dientes unicúspides.

Esqueleto axial.

En esta región del esqueleto encontramos a la columna vertebral constituida por vértebras precaudales y caudales; costillas y el esqueleto caudal, (figura 13).



Figuras 13. Esqueleto axial de la larva de *Eucinostomus jonesii*.

Esta especie presenta 10 vértebras precaudales, 10 espinas neurales y 6 haemales las cuales se presentan a partir de la quinta vértebra.

Las tres primeras costillas están unidas a las tres primeras vertebras y las dos siguientes a las dos primeras espinas haemales.

Esta especie presenta 13 vértebras caudales, de la primera a la decimosegunda tiene una espina neural y una haemal, por lo que en total tienen 12 espinas neurales y 12 haemales. La última vértebra caudal soporta al arco neural especializado y una espina haemal.

El esqueleto caudal está conformado por un parhipural, cinco hipurales, tres epurales, un uronural, un urostilo, un arco especializado, 17 radios y 9-11 radios procurrentes (figura 14 y 15).

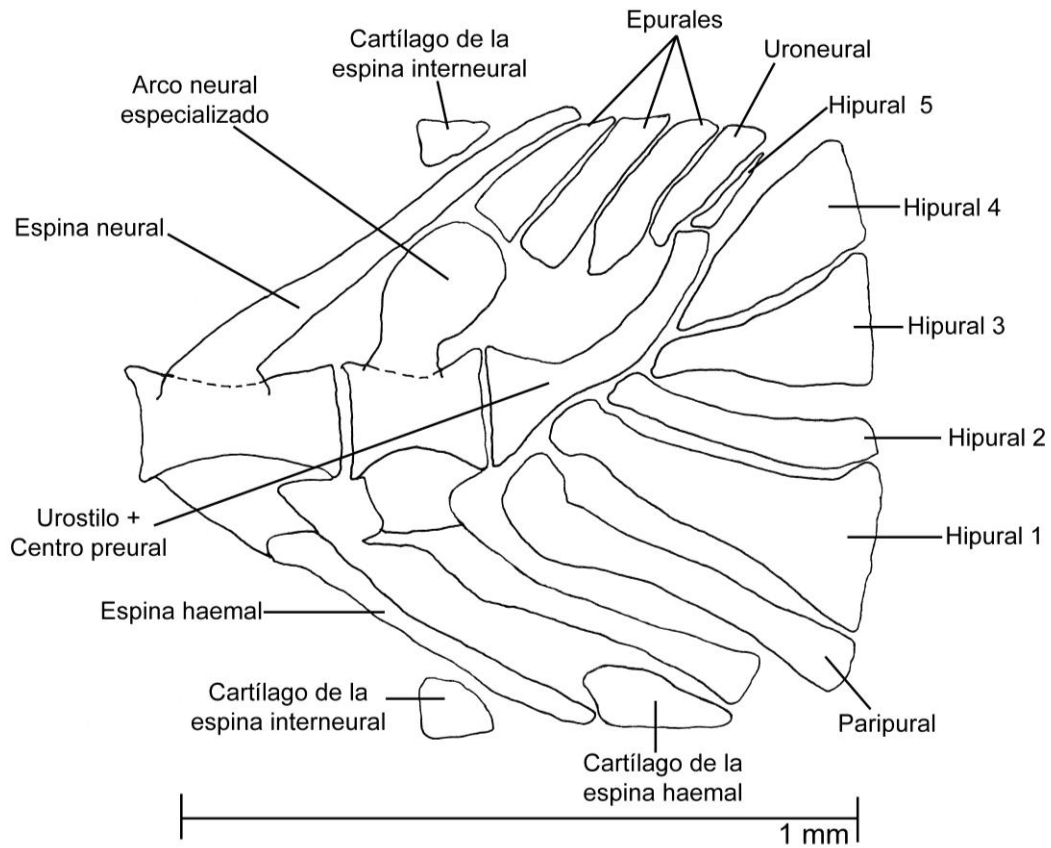


Figura 14. Vista lateral de la aleta caudal de *Eucinostomus jonesii* en larvas de 11.6 mm.

El hipural 1 tiene una forma de abanico y se encuentra arriba del paripurales. El hipural 2 tiene una forma de una barra alargada y es más pequeño que el hipural 1. Los hipurales 3, 4 y 5 son de forma triangular con los márgenes redondeados. El hipural 5 se articula anteriormente con el uroneural y ventralmente con el urostilo, (Figura 14).

El parhipural es un hueso de forma rectangular alargado, donde su parte anterodorsal está ensancha. Anteriormente se encuentra unido con el urostilo, ventralmente con la espina haemal y dorsalmente con el hipural 1.

El uroneural es un hueso de forma rectangular con ángulos redondeados, se encuentra entre el hipural 5 y epural 3.

Los epurales son 3 estructuras bien delimitadas y formadas, el primer epural asemeja la forma triangular y se encuentra encima del arco neural especializado, el segundo tiene forma de un rectángulo y el tercero de forma irregular donde la parte ventral termina en punta y la dorsal esta redondeada.

El centro pleural y el urostilo se encuentran unidos formando un solo hueso a manera de un embudo, están en la parte media de la cola caudal, se articula anteriormente con la ultima vertebra y posteriormente con los hipurales.

Arco neural especializado es un hueso de forma ovalada que se encuentra articulado ventralmente a la última vertebra y dorsalmente los epurales.

La espina neural se encuentra unida a la penúltima vertebra, su borde dorsal llega hasta el borde de los epurales.

Las espinas haemales son dos y se encuentran unidas a la penúltima y última vértebras en la parte ventral de la aleta caudal, ambas estructuras se encuentran ligeramente aplanadas y la segunda su base presenta una pequeña proyección.

El Cartílago de la espina haemal es una estructura impar de forma irregular que se encuentra en medio de las espinas haemales.

Los dos cartílagos de la espina interneural, son estructuras que se localizan anteriormente a las espinas neurales y haemal, ambos tienen forma triangular pero el segundo es más ancho.

Cabe hacer mención que en las larvas con tallas de 9.6 mm los hipurales 1 y 2 se encuentran unidos así como los hipurales 3 y 4 (figura 15.), a diferencia de lo ya descrito para las talla 11.6 mm donde estos se no encuentran unidos.

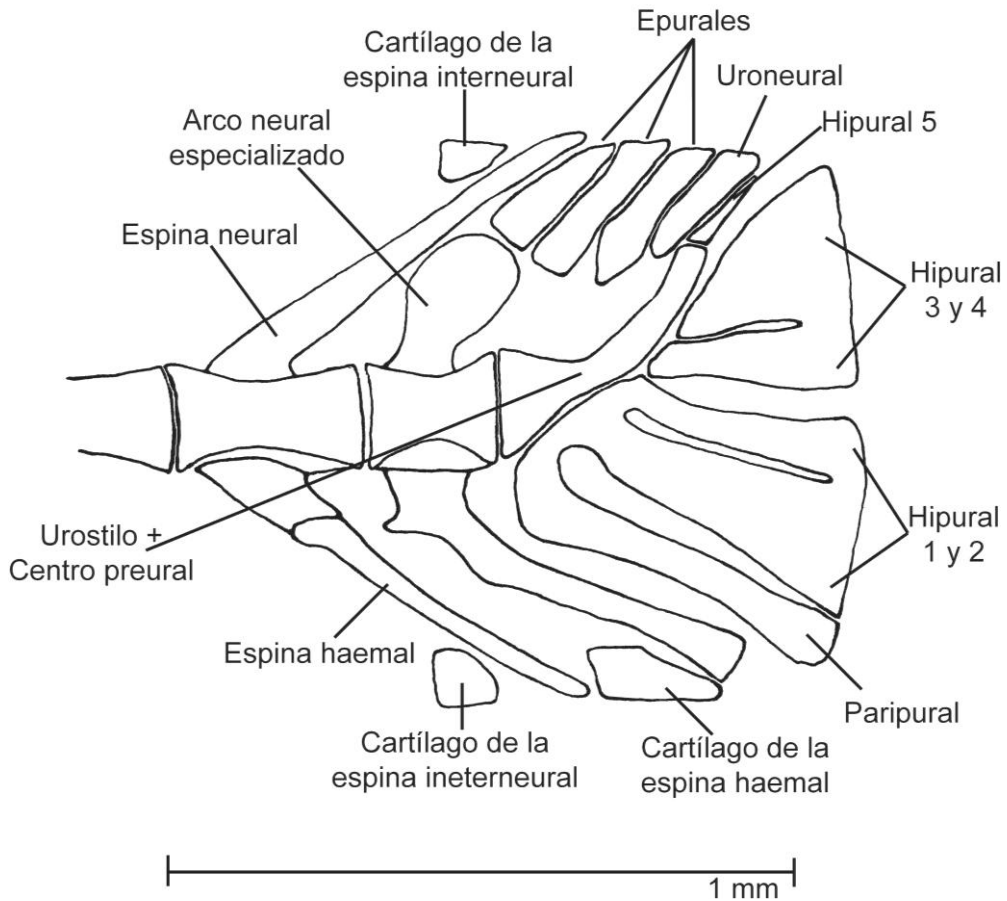


Figura 15. Vista lateral de la aleta caudal de *Eucinostomus jonesii* en larvas de 9.6 mm.

Aletas impares.

Aleta dorsal. La aleta dorsal está constituida por 17 pterigióforos proximales y 17 distales, en donde los primeros 7 pterigióforos soportan las 9 espinas y los 10 restantes sostiene a los 10 radios, Figura 16.

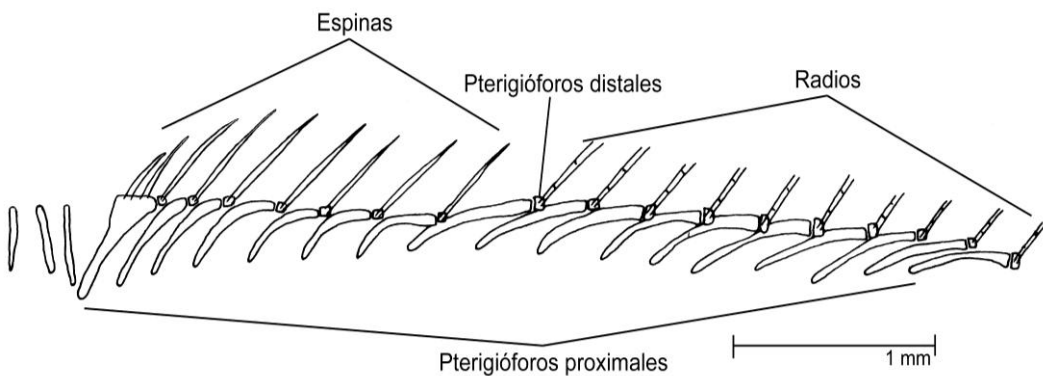


Figura 16. Aleta dorsal de la larva de *Eucinostomus jonesii*.

El primer pterigióforo proximal es el más grande de todos y es de forma triangular, dorsalmente soporta las primeras tres espinas y ventralmente se intercala entre las espinas neurales 2 y 3.

Los pterigióforos proximales restantes tienen una forma espiniforme ligeramente curva. Mientras que los pterigióforos distales tienen una forma casi cuadrada y sostienen a los radios y espinas de la aleta.

Aleta anal.

La aleta anal está constituida por 3 espinas y 7 radios, los cuales se encuentran articulados con los 8 pterigióforos anales distales y proximales (figura 17).

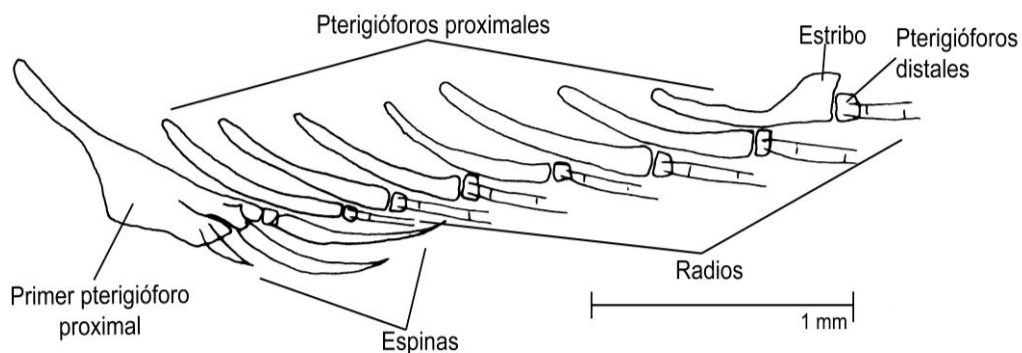


Figura 17. Aleta anal de *Eucinostomus jonesii*.

El primer pterigióforo proximal de la aleta anal es visiblemente más grande y largo en relación a los otros, de forma irregular, ventralmente se observa una pequeña proyección en forma de pico y se encuentra dividido en tres partes donde se articulan las tres espinas.

Los siguientes pterigióforos proximales (del segundo al séptimo) son de forma espiniforme ligeramente curvos, en el caso del último, además sostiene en su parte posterior al estribo, que es un pequeño hueso que se encuentra fusionado a este pterigióforo. Todos ellos están articulados con los pterigióforos distales.

Los 7 pterigióforos distales presentan una forma cuadrada y sostienen a los 7 radios de la aleta anal.

Aletas pares.

Aleta pectoral. Esta aleta esta constituida por seis elementos óseos que en esta etapa están en proceso de osificación, Figura 18.

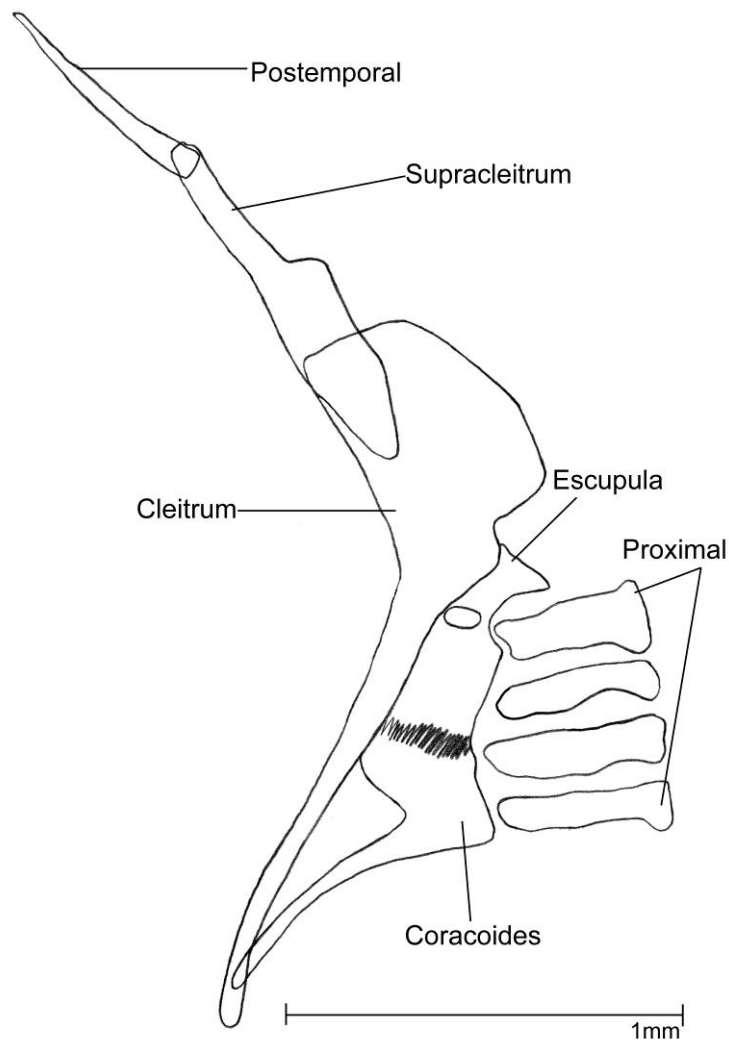


Figura 18. Aleta pectoral de la larva de *Eucinostomus jonesii*.

Los posttemporales tienen la forma de una espina alargada con los bordes lisos. Se encuentran articulados posteroventralmente con los supracleitrum y lateralmente con el neurocráneo.

Los supracleitrum son estructuras de forma a manera de cuchillo más ancho en su parte ventral que la dorsal, se articulan dorsalmente con los postemporales y ventralmente con los cleitrum.

Los cleitrum son huesos alargados de forma irregular donde su parte dorsal es ancha mientras que la parte ventral es alargada. Se encuentran articulados ventrodorsalmente a los coracoides y dorsalmente a los supracleitrum.

Los coracoides tienen una forma irregular, con un pequeño orificio en la parte superior del mismo. Dorsalmente presenta una proyección que se presume sea la escápula. Están articulados anterodorsalmente con el cleitrum y posteriormente con los huesos proximales

La escápula en esta etapa todavía no se encuentra bien diferenciada.

Esta aleta presenta cuatro huesos proximales rectangulares con márgenes irregulares que son los que sostienen a los 14 radios de la aleta pectoral.

Aleta pélvica.

La cintura pélvica, está constituida por los basipterigios que tienen la forma de un triángulo alargado, los cuales sostienen a la espina y los 5 radios de la aleta. Estos huesos se encuentran en proceso de osificación.

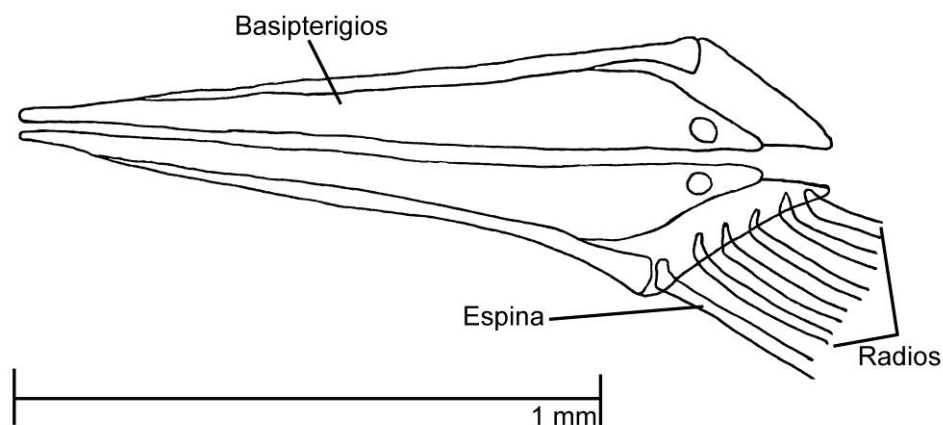


Figura 19. Aleta pélvica de la larva de *Eucinostomus jonesii*.

DISCUSION

ANÁLISIS GENÉTICO

Mediante el uso del Código de barras se logro identificar un 98% las especies de gerreidos que se obtuvieron en el estudio de larvas y adultos, como confirma este estudio Ward *et al.* (2005), Pegg *et al.* (2006), Connell (2007), Hubert *et al.* (2008), Valdez-Moreno *et al.* (2009), quienes obtuvieron entre un 95% a 98% de éxito en la identificación de los peces. Con lo que se confirma una vez más el éxito de dicha técnica.

En cuanto a la secuencia de nucleótidos tenemos que *Eucinostomus jonesii* tuvo un total de 652 pares de bases, al igual que las otras especies trabajadas sin embargo el numero de timinas, citocinas, adeninas y guaninas fue diferente entre si (ver resultados). Estas diferencias están dentro del rango de 3% de divergencia (Ward, 2005; Victor, 2007; Victor, 2008; Valdez-Moreno, 2010) para definir que son especies diferentes.

ANÁLISIS MORFOLÓGICO

Eucinostomus jonesii se puede distinguir morfológicamente de *Eugerres lineatus*, y *Diapterus peruvianus* por el número de elementos presentes en la aleta anal y pectoral. Así, *E. lineatus* presenta 2 espinas y 8 radios en la aleta anal y 15 radios en la aleta pectoral (tallas de 7.3 mm a 11.5 mm) (Ortíz-Galindo *et al.* 2008) en tanto que *D. peruvianus*, 3 espinas, 8 radios en la aleta anal y 17 radios en la aleta pectoral (tallas de 8.82 mm a 11.62 mm) (Álvarez-Pliego 2004; Jiménez-Rosenberg *et al.* 2003) mientras que con *Eucinostomus currani*, las larvas en etapa de postflexión los conteos merísticos III-7 aleta anal y 15 radios aleta pectoral se traslapan con los de *E. jonesii* (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006).

En lo referente a la pigmentación, en el margen dorsal del intestino, *E. jonesii* y *E. currani* son similares (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006) mientras que en *E.*

lineatus, *E. brailianus* y *D. peruvianus* no se presenta esta característica (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2003; Álvarez-Pliego 2004; Eiras – Stofella y Fanta 1991; Ortiz-Galindo *et al.* 2008).

En la región cefálica la pigmentación en *E. jonesii* consiste en cuatro a seis pares de melanóforos, similar a los encontrados en *E. currani* donde se registraron de tres a seis pares en la etapa de posflexión (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006).

La base de la aleta dorsal de *E. jonesii* se presentaron generalmente tres melanóforos, sin embargo, también puede llegar a presentar hasta cinco, similar a lo reportado para *E. currani* (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006). En el caso de otras especies como *E. lineatus* y *D. peruvianus* la pigmentación se presentan en la membrana de la aleta dorsal (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2003; Ortiz-Galindo *et al.* 2008).

E. jonesii presentó de siete a ocho melanóforos en la aleta anal, igual que en *E. currani* (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006), y *D. peruvianus* que presentan siete (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2003) mientras que en *E. lineatus* se presenta pigmentada a lo largo de la base (Ortiz-Galindo *et al.* 2008).

Como se mencionó en los resultados *E. jonesii* presenta la base de la aleta caudal de dos formas: cuatro melanóforos dispersos en la cola o dos pigmentos alargados, esto es algo similar a lo que se presenta en *E. currani* (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006), mientras que *D. peruvianus* se presentan cuatro melanóforos que tienden a fusionarse (Jiménez-Rosenberg *et al.* 2003; Jiménez-Rosenberg *et al.* 2006).

Las características morfológicas y merísticas observadas en las 33 larvas estudiadas, corresponden a lo ya reportado para el género *Eucinostomus spp.* (Watson 1996; Powell y Greene 2000; Powell y Greene 2006).

ANÁLISIS OSTEOLÓGICO

Como se mencionó en los antecedentes, estudios osteológicos a nivel larval solo se tiene el de *Eugerres lineatus* (Ortíz-Galindo *et al.* 2008) y el de *Diapterus peruvianus* (Álvarez-Pliego 2004) quienes describen el desarrollo osteológico de estas especies de larva hasta juvenil.

Los resultados de *Eugerres lineatus* (Ortíz-Galindo *et al.* 2008) solo pudieron ser cotejados con las tallas de 7.3 mm a 13.9 mm, reportados por estos autores, y en el caso específico del neurocráneo y la región mandibular, se utilizaron las descripciones de tallas 7.3 mm y 17.3 mm ya que no había tallas intermedias debido a como se señala en la publicación las larvas de *E. lineatus* se encontraban dañadas, mientras que *Diapterus peruvianus* (Álvarez-Pliego 2004) se hizo la comparación con organismo de 9.2 mm.

En general se puede decir que el desarrollo de *E. jonesii* en comparación de *Eugerres lineatus* y con *D. peruvianus* es más avanzado considerando más o menos las mismas tallas debido a que el esqueleto se observa más desarrollado.

Las diferencias óseas más importantes considerando estas especies son:

Los huesos frontales en *E. lineatus* presentan una proyección hacia su parte ventral y *D. peruvianus* en su margen ventral medio tiene una forma de triángulo mientras que *E. jonesii* no la presenta ninguna de estas características.

Los parietales en *E. jonesii* son rectangulares alargados con una pequeña proyección similar a *D. peruvianus* mientras que en *E. lineatus* aunque tienen una forma similar, los márgenes son redondeados y no se observa la proyección.

Los supraoccipitales en *E. jonesii* y *E. lineatus* son triangulares pequeños al igual que *D. peruvianus* sin embargo en este se distingue más grande en comparación de los anteriores.

Los esfenóticos se presenta en forma ovoides en *E. jonesii* similares a *D. peruvianus* mientras que en *E. lineatus* tiene forma de media luna.

Los epióticos en las larvas de *E. jonesii* dorsalmente tiene una forma casi cuadrada y ventralmente forma de triangulo, similares a los que presenta *D. peruvianus* mientras que las larvas de 7.3 mm de *E. lineatus* son totalmente ovoides.

Los basioccipitales en *E. jonesii* aun no se distinguen en comparación de *E. lineatus* y *D. peruvianus* en donde ya se observan.

El vómer aun no es distinguible en *E. lineatus*, en tanto que en *E. jonesii* y *D. peruvianus* se encuentra bien diferenciado, en el primero asemeja la forma de un embudo, mientras que en *D. peruvianus* se presenta rectangular con los bordes redondeados.

Los nasales ya son distinguibles en *E. jonesii* y *D. peruvianus* en cambio en *E. lineatus* aun no es visible.

En *E. lineatus* la maxila se presenta en un ángulo más reducido en comparación con la de *E. jonesii* y *D. peruvianus*. Otra diferencia a este nivel es que en *D. peruvianus* y *E. lineatus* presentan una proyección en su margen anterodorsal, mientras que en *E. jonesii* son redondeados.

El palatino en esta etapa del desarrollo en *E. jonesii* se encuentra articulado con la maxila, a diferencia de *E. lineatus* que en talla de 7.3 mm aun no se encuentra.

Los dentarios en *E. jonesii* ya presentan dientes, en cambio en *E. lineatus* y *D. peruvianus* aun no.

Los anguloarticulares tienen una forma triangular en *E. jonesii*, en contraste con *E. lineatus* y *D. peruvianus* que son de forma irregular.

Los hiomandibulares tienen la forma de una J, en las tres especies, sin embargo en *E. lineatus* y *D. peruvianus* presenta la parte dorsal más grande y ancha que en *E. jonesii*.

Los metatergios en *E. jonesii* presentan de forma arriñonada a diferencia de *E. lineatus* se presenta de forma irregular, al igual que en *D. peruvianus*.

La región opercular en *E. jonesii* y en *D. peruvianus* ya están diferenciadas desde la talla de 9.6 mm en tanto que en *E. lineatus* es hasta la talla de 13.9 mm que se encuentra completa.

Los preopérculos en *E. jonesii* son de forma de un trapecioide alargado, en contraste a *E. lineatus* que se asemeja un triángulo mientras que *D. peruvianus* tiene una forma de una J con el margen posterior aserrado.

Los opérculos en *E. jonesii* son triangulares con una escotadura dorsal mientras que en *E. lineatus* de tallas 7.3 mm son irregulares y pequeños y en la talla 13.9 mm son semejantes a un trapecio, en tanto que *D. peruvianus* a la talla de 9.2 mm se asemejan a un rombo.

Los interopérculos, son huesos rectangulares en *E. jonesii*, en contraste con *E. lineatus* que se presenta a manera de punta de flecha, mientras que *D. peruvianus* son irregulares.

Los subopérculos en *E. lineatus*, se observan hasta la talla de 13.9 mm, en tanto que en *E. jonesii* y *D. peruvianus* se distingue desde tallas más pequeñas, tiene una forma que asemeja a una J, pero que en *D. peruvianus* y *E. lineatus* se presenta más ancho en comparación con *E. jonesii*.

La región branquial se comparo con organismos de 7.3 mm, 10.0 mm y 13.9 mm para *E. lineatus*, mientras que para *D. peruvianus* fueron de 6.1 mm, así tenemos que:

El basial que es un hueso que se encuentra de forma de una hoja alargada en *E. jonesii*, en *E. lineatus* se presenta en forma de un bate de béisbol, similar a *D. peruvianus*.

Los basibranquiales son similares en todas especies, excepto el último, que en *E. jonesii* es el más grande que todos mientras que *E. lineatus* y *D. peruvianus* este hueso es el más pequeño.

E. jonesii y *D. peruvianus* presentaron en las ceratobranquias 2, 3 y 4 branquiespinas a diferencia de *E. lineatus* que no las presentan.

En cuanto al número de costilla tenemos que *E. jonesii* presentó 5 en comparación con *E. lineatus* que tiene 8 y *D. peruvianus* que presenta 7.

Los hipurales de la aleta caudal de *E. jonesii* en talla de 11.6 mm se encuentran separados en tanto que *E. lineatus* y *D. peruvianus* estos huesos están unidos.

El urostilo en de tallas de 10.0mm a 17.3 mm en *E. lineatus*, se articula con el uroneural, mientras que *E. jonesii* y *D. peruvianus* con el hipural 5.

En *E. jonesii* se observó un uroneural en las tallas que se estudiaron, pero en *E. lineatus* y *D. peruvianus* se presentaron dos uroneurales a partir de tallas mayores a 10.0 mm para *E. lineatus* y 9.2 mm para *D. peruvianus*, cabe hacer mención que en la talla de 7.3 mm en *E. lineatus* y 6.1 mm en *D. peruvianus* solo se observa uno.

El arco neural especializado es oval *E. jonesii* a diferencia con *E. lineatus* y *D. peruvianus* que en tallas mayores a 9.2 mm es un hueso de forma irregular.

Las diferencias que se encontraron al comparar la aleta anal en todas las especies fueron: *E. jonesii* y *D. peruvianus* tiene 3 espinas en vez de 2 como en *E. lineatus*, así como también el primer pterigioforo de *E. jonesii* se encuentra seccionado en el nacimiento de cada espina que presenta, en tanto que en *E. lineatus* y *D. peruvianus* esto no se observa; de igual manera el estribo se muestra más grande en *E. lineatus* que en *E. jonesii* y *D. peruvianus*, siendo estas características muy importantes para la separación de especies.

E. jonesii la aleta pectoral de presenta diferencia muy importantes en comparación con *E. lineatus* y *D. peruvianus*; el posttemporal se observa en forma de una espina en *E. jonesii* mientras que en *E. lineatus* se presenta en forma de una gota con una espina en medio y en *D. peruvianus* se muestra en forma de un L invertida, y el supracleitrum de *E. jonesii* tiene una forma irregular más ancho en su parte ventral que la dorsal, en tanto que *E. lineatus* y *D. peruvianus* presenta una forma de hoja.

CONCLUSIONES

1. Mediante la secuenciación del código de barras y la posterior comparación de este gen entre los 66 gerreidos adultos y las 205 larvas, se logró identificar 33 larvas y 11 adultos como *Eucinostomus jonesii*. Por lo que se corrobora que ésta técnica es útil para este fin.
2. El código de barra para *E. jonesii* esta constituido por 652 nucleótidos, de los cuales tenemos 149 Adeninas, 118 Guaninas, 180 Citocinas, 204 Timinas
3. A partir del análisis morfológico se determinó que las larvas de esta especie se encuentran en la fase de postflexion, con tallas entre 9.6 mm y 11.6 mm. La cuales presentaron 9 espinas y 10 radios en su aleta dorsal, 3 espinas y 7 radios en la aleta anal, 1 espina y 5 radios en la aleta pélvica y 15 radios en la aleta pectoral, siendo estos caracteres constantes para el género y especies de *Eucinostomus*, coincidiendo con lo descrito por otros autores. Estas características no fueron determinantes para la identificación de esta especie.
4. La pigmentación tampoco fue un carácter importante para la identificación de *E. jonesii* ya que son muy similares en relación con las otras especies de *Eucinostomus spp.*, como ya ha sido mencionado en este trabajo y en la literatura.
5. Con este trabajo se reporta por primera vez la descripción osteológica de la larva en estadio de postflexión de la especie *E. jonesii* y la primera del género *Eucinostomus*. Las características más sobresalientes son: el branquiocráneo esta más desarrollado que el neurocráneo, la mandíbula presenta dientes, los hipurales 1 y 2, y 3 y 4 en tallas de 9.6 mm se encuentran unidos a diferencia de las talla 11.6 mm donde estos se no encuentran unidos.

6. Así mismo se constató que la larva de *E. jonesii* esta más desarrollado en tallas pequeñas que las larvas de *E. lineatus*.
7. Se encontraron diferencias entre en el desarrollo osteológico con respecto a las larvas de *Eugerres lineatus* y *D. peruvianus*, las más relevantes fueron que en *E. jonesii* los basioccipitales aun no se distinguen; el vómer es perfectamente distinguible; la maxila forma un ángulo más inclinado en *E. lineatus* y *D. peruvianus* que en comparación con *E. jonesii*; los dentarios presentan dientes desde tallas de 9.6 mm, en *E. lineatus* y *D. peruvianus* no se distinguen; la región opercular se encuentra formado completamente desde tallas de 9.3 mm, pero en *E. lineatus* esto se observa en tallas de 13.9 mm; y en la aleta caudal tenemos que los hipurales 1 y 2, y 3 y 4 de *E. jonesii* se encuentran unidos en tallas de 9.6 mientras que en tallas mayores de 11.6 mm estos se encuentran completamente separados, en tanto que en *E. lineatus* y *D. peruvianus* estos no se separan.
8. El estudio osteológico que se presento en el este estudio, puede ser útil para la identificación de las especies de *Eucinostomus spp.*
9. La descripción de la larva de *E. jonesii*, espera contribuir al conocimiento de las larvas de *Eucinostomus spp.* y ser un patrón de comparación para futuros estudios de biología comparada.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Álvarez-Pliego, N. 2004. Desarrollo osteológico de *Diapterus peruvianus* (Cuvier, 1830) (Percoide:Gerreidae). Instituto Politécnico Nacional.
- Arenas-Granados, P., y A. Acero. 1992. Organización trófica de las mojarras (Pisces:Gerreidae) de la Ciénega Grande de Santa Marta (Caribe Colombiano). *Revista de Biología Tropical*. 40: 287-302.
- Borisenko, A. V., S. V. Kruskop, y N. V. Ivanova. 2009. A new mouse-eared bat (Mammalia: Chiroptera: Vespertilionidae) from Vietnam. *Russian Journal of Theriology*. 7: 57-69.
- Campagna, L., D. A. Lijtmaer, K. C. R. Kerr, A. S. Barreira, P. D. N. Herbert, S. C. Loughheed, y P. L. Tubaro. 2010. DNA barcodes provide new evidence of a recent radiation in the genus *Sporophila* (Aves: Passeriformes). *Mol.Ecol.Resour.* 10: 449-458.
- Castro-Aguirre J. L., H. Espinosa-Pérez, y J. J. Schmitter-Soto. 1999. Ictiofauna Estuario-Lagunar y vicaria de Mexico., Primera edición. LIMUSA,S.A.DE C.V.,GRUPO NORIEGA Editores.
- Cervigón F. 1993. Los peces marinos de Venezuela. Fundación Científica Los Roques, Caracas.
- Clare, E. L., B. K. Lim, M. D. Engstrom, J. L. Eger, y P. D. N. Herbert. 2007. DNA barcoding of Neotropical bats: species identification and discovery within Guyana. *Mol.Ecol.Notes*. 7: 184-190.
- Corbett A.M., Truong T. y McGowin A.E. 2010. Identification of Sea Turtle Leeches Using DNA Barcoding. Poster. Ref Type: Report.
- Connell, A. 2007. Marine fish eggs and larvae from the east coast of South Africa.<http://www.theselectgroup.co.za/fisheggs/Introductory%20notes.htm>
- Costa, F. O., J. R. deWaard, J. Boutillier, S. Ratnasingham, R. Dooh, M. Hajibabaei, y P. D. N. Herbert. 2007. Biological identifications through DNA barcodes: the case of the Crustacea. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 64: 272-295.
- Curran, H. W. 1942. A systematic revision of the gerrid fishes referred to the genus *Eucinostomus*, with a discussion of their distribution and speciation. *Copeia*. Vol. 1984, No. 4: 893-902.
- De la Cruz-Agüero, J., y F. Galván-Magaña. 1993. Morphological discrimination of *Eucinostomus spp.* from the Pacific coast of Mexico. *Bulletin of Marine Science*. 52: 819-824.

- Dinca, V., E. V. Zakharov, P. D. N. Herbert, y R. Vila. 2010. Complete DNA barcode reference library for a country's butterfly fauna reveals high performance for temperate Europe. *Proc.R.Soc.B Online*: 1-9.
- Dingerkus, G., y L. D. Uhler. 1977. Enzyme clearing of alcian blue stained whole small vertebrates for demonstration of cartilage. *Stain Technology*. 52: 229-232.
- Eiras-Stofella, D. R., y E. Fanta. 1991. Ontogenesis of *Eugerres brasiliensis* (Cuvier, 1830) (Pisces-Gerreidae) obtained by fertilization "in vitro". *Revista de Biología Marina*. 26: 21-36.
- Footitt, R. G., H. E. L. Maw, C. D. Von Dohlen, y P. D. N. Herbert. 2008. Species identification of aphids (Insecta: Hemiptera: Aphididae) through DNA barcodes. *Mol.Ecol.Resour.* 8: 1189-1201.
- Francis, C. M., A. V. Borisenko, N. V. Ivanova, J. L. Eger, B. K. Lim, A. Guillén-Servent, S. V. Kruskop, I. Mackie, y P. D. N. Herbert. 2010. The Role of DNA Barcodes in Understanding and Conservation of Mammal Diversity in Southeast Asia. *PLoS ONE* 5: e12575.
- Froese R. y Pauly D. FishBase. Froese, R. and Pauly, D. 2010. www.fishbase.org (09/2010). Ref Type: Electronic Citation.
- Gilmore R.G., Jr. 2002. Key to the species of mojarras (Gerreidae) occurring in the Western Central Atlantic. <http://filaman.ifm-geomar.de/keys/question.cfm>. Ref Type: Electronic Citation.
- Greenfield D. W., y J. E. Thomerson. 1997. *Fishes of the Continental Waters of Belize*. Univ. Florida Press, Florida, pp. 1-311.
- Greenstone, M. H., D. L. Rowly, U. Heimbach, J. G. Lundgren, R. S. Pfannenstiel, y S. A. Rehner. 2005. Barcoding generalist predators by polymerase chain reaction: carabids and spiders. *Molecular Ecology*. 14: 3247-3266.
- Gregory, W. K. 1933. *Fish Skulls: A study of the evolution of natural mechanisms*. Transactions of the American Philosophical Society. 23: i-481.
- Hajibabaei, M., J. R. deWaard, N. V. Ivanova, S. Ratnasingham, R. Dooh, S. L. Kirk, P. M. Mackie, y P. D. N. Herbert. 2005. Critical factors for assembling a high volume of DNA barcodes. *Phil.Trans.R.Soc.B FirstCite e-publishing*.
- Herbert, P. D. N., A. Cywinska, S. L. Ball, y J. R. deWaard. 2003a. Biological identifications through DNA barcodes. *Proc.R.Soc.Lond.* 270: 313-321.
- Herbert, P. D. N., S. Ratnasingham, y J. R. deWaard. 2003b. Barcoding animal life: cytochrome c oxidase subunit 1 divergences among closely related species. *Proc.R.Soc.Lond.B* 270: S96-S99.

- Hubert, N., R. Hanner, E. Holm, N. E. Mandrak, E. Taylor, M. Burrige, D. Watkinson, P. Dumont, A. Curry, P. Bentzen, J. Zhang, J. April, y L. Bernatchez. 2008. Identifying Canadian Freshwater Fishes through DNA Barcodes. PLoS ONE 3: e2490.
- Ivanova N.V., deWaard J.R., Hajibabaei M. y Herbert P.D.N. 2005. Protocols for high-volume DNA barcode analysis. Consortium for the Barcode of Life. Ref Type: Report.
- Ivanova, N. V., J. R. deWaard, y P. D. N. Herbert. 2006. An inexpensive, automation-friendly protocol for recovering high-quality DNA. Molecular Ecology Notes.
- Ivanova, N. V., T. S. Zemlak, R. Hanner, y P. D. N. Herbert. 2007. Universal primer cocktails for fish DNA barcoding. Mol.Ecol.Notes 1-5.
- Janzen, D. H., M. Hajibabaei, J. M. Burns, W. Hallwachs, E. Remigio, y P. D. N. Herbert. 2005. Wedding biodiversity inventory of a large y complex Lepidoptera fauna with DNA barcoding. Phil.Trans.R.Soc.B: Biological Sciences. 360: 1835-1845.
- Jiménez-Rosenberg, S. P. A., E. González-Navarro, y R. J. Saldierna-Martínez. 2003. Larval, pre-juvenile y juvenile development of *Diapterus peruvianus* (Perciformes: Gerreidae). Revista de Biología Tropical 51.
- Jiménez-Rosenberg, S. P. A., E. González-Navarro, y R. J. Saldierna-Martínez. 2006. Larval, prejuvenile and juvenile development of *Eucinostomus currani*. Journal of Fish Biology. 69: 28-37.
- Jones D.L. 2006. Desing, construction, and use of a new light trap for sampling larval coral reef fishes. NOAA Fisheries NMFS-SEFSC-544.Ref Type: Report
- Kerr, K. C. R., M. Stoekle, L. A. Dove, C. M. Francis, y P. D. N. Herbert. 2007. Comprehensive DNA barcode coverage of North American birds. Mol.Ecol.Notes OnlineEarly Articles.
- Kinoshita I. 1988. An Atlas of the Early Stage Fishes in Japan. Tokio University Press, Tokio.
- Kobelkowsky, A. 2004. Osteología de la mojarra de mar, *Diapterus auratus* Ranzani (Teleostei: Gerreidae). Hidrobiologica. 14: 1-10.
- Kress, W. J., K. J. Wurdack, E. A. Zimmer, L. A. Weigt, y D. H. Janzen. 2005. Use of DNA barcodes to identify flowering plants. PNAS. 102: 8369-8374.
- Lara, A., J. L. Ponce de León, R. Rodríguez, D. Casane, G. Cote, L. Bernatchez, y E. García-Machado. 2009. DNABarcoding of Cuban freshwater fishes: evidence for cryptic species and taxonomic conflicts. Mol.Ecol.Resour. 10: 421-430.

- Lefébure, T., C. J. Douady, M. Gouy, y J. Gibert. 2006. Relationship between morphological taxonomy and molecular divergence within Crustacea: proposal of a molecular threshold to help species delimitation. *Mol.Phyl.Evol.* 40: 435-447.
- Leis, J. M., y D. S. Rennis. 1983. Gerreidae- Mojarras, Silver biddies. Pages 108-111 *in* The larvae of Indo-Pacific coral reef fishes. University of Hawaii Press.
- Litvinchuk, S. N., A. Zuiderwijk, L. J. Borkin, y J. M. Rosanov. 2005. Taxonomic status of *Triturus vittatus* (Amphibia: Salamandridae) in western Turkey: trunk vertebrae count, genome size and allozyme data. *Amphibia-Reptilia.* 26: 305-323.
- Matheson, R. E. JR. 1983. Taxonomic studies of the *Eucinostomus argenteus* complex (Pisces:Gerreidae). Texas A. y M. University, College Station.
- Matheson, R. E. JR., y J. D. McEachran. 1984. Taxonomic studies of the *Eucinostomus argenteus* Complex (Pisces:Gerreidae): Preliminary studies of external morphology. *Copeia.* 1984: 893-902.
- Miskiewicz, A. G., y B. D. Bruce. 1998. Gerreidae: Silver Biddies. Pages 226-231 *in* F. J. Neira, A. G. Miskiewicz, y T. Trnski editors. Larvae of Temperate Australian Fishes: Laboratory Guide for Larval Fish Identification. University of Western Australia, Nedlands.
- Mito, S. 1963. Pelagic fish eggs from Japanese waters- III Percina.Japanese. *Journal of Ichthyology.* 11: 39-64.
- National Audubon Society, y C. L. Smith. 1997. National Audubon Society Field Guide to Tropical Marine Fishes, of the Caribbean, the Golf of Mexico, Florida, the Bahamas and Bermuda. Alfred A. Knopf.
- Nelson J. S. 1994. Fishes of the world., 3erd. edition. John Wiley and Sons, Inc., New York.
- Newmaster, S. G., A. J. Fazekas, y S. Ragupathy. 2006. DNA barcoding in land plants: evaluation of rbcL in a multigene tiered approach. *Can.J.Bot.* 84: 335-341.
- Ortíz-Galindo, J. L., J. L. Castro-Aguirre, E. F. Balart, y N. Álvarez-Pliego. 2008. Description of early ontogeny and osteological development of streaked mojarra *Eugerres lineatus* (Teleostei: Percoidei: Gerreidae). *Zootaxa.* 1911: 1-30.
- Pang, X., J. Song, Y. Zhu, H. Xu, L. Huang, y S. Chen. 2010. Applying plant DNA barcodes for Rosaceae species identification. *Cladistics.* 26: 1-6.
- Pegg, G. G., B. Sinclair, L. Briskey, y W. Aspden. 2006. MtDNA barcode identification of fish larvae in the southern Great Barrier Reef, Australia. *Scientia Marina.* 70S2: 7-12.

- Pook, C. E., y R. McEwing. 2005. Mitochondrial DNA sequences from dried snake venom: a DNA barcoding approach to the identification of venom samples. *Toxicon*. 46: 711-715.
- Powell A. B., y M. Greene. 2000. Preliminary guide to the early life history stages of gerreid fishes of the western central Atlantic. NOAA Technical Memorandum.
- Powell, A. B., y M. Greene. 2006. GERREIDAE: Mojarras. Pages 1591-1595 in W. J. Richards editor. Early stages of Atlantic fishes: An identification guide for the western central north Atlantic. Taylor y Francis Group, Boca Raton, Florida.
- Powell, R. L., S. R. Reyes, y D. I. Lannutti. 2006. Molecular barcoding, DNA from snake venom, and toxinological research: Considerations and concerns. *Toxicon*. 48: 1095-1097.
- Radulovici, A. E., B. Sainte-Marie, y F. Dufresne. 2009. DNA barcoding of marine crustaceans from the Estuary and Gulf of St Lawrence: a regional-scale approach. *Mol.Ecol.Resour.* 9: 181-187.
- Robinsons, E. A., G. A. Blagoev, P. D. N. Herbert, y S. J. Adamowicz. 2009. Prospects for using DNA barcoding to identify spiders in species-rich genera. *ZooKeys*. 27-46.
- Rock J., Costa F.O., Walker D.I., North A.W., Hutchinson W.F. y Carvalho G.R. 2008. DNA barcodes of fish of the Scotia Sea, Antarctica indicate priority groups for taxonomic and systematics focus. *Antarctic Science*. 20[03], 253-262. Ref Type: Abstract.
- Schmitter-Soto, J. J., L. Vásquez-Yeomans, A. Aguilar-Perera, C. Curiel-Mondragón, y J. A. Caballero-Vázquez. 2000. Lista de peces marinos del Caribe Mexicano. *Anales del Instituto de Biología*. 71: 143-177.
- Shenker, J. M., E. D. Maddox, E. Wishinski, A. Pearl, S. R. Thorrold, y N. Smith. 1993. Onshore transport of settlement-stage Nassau grouper *Epinephelus striatus* and other fishes in Exuma Sound, Bahamas. *Marine Ecology Progress Series*. 98: 31-43.
- Smith, M. A. 2008. Using DNA barcodes to assess identity and diversity of *Dendropsophus minutus*: Failure? *Zootaxa*. 1691: 67-68.
- Smith-Vaniz W. F., B. B. Collette, y B. E. Luckhurst. 1999. Fishes of Bermuda: History, zoogeography, annotated checklist and identification keys. American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publication No. 4.
- Steinke, D., T. S. Zemplak, y P. D. N. Herbert. 2009. Barcoding nemo: DNA-based identifications for the ornamental fish trade. *PLoS ONE*. 4: e6300.
- Stoekle, M., y K. Winker. 2009. A global snapshot of avian tissue collections: state of the enterprise. *The Auk*. 126: 684-687.

- Tapia-García, M., y G. Ayala-Pérez. 1997. Clave para la determinación de las especies de mojarra de México (Pisces:Gerreidae). *Revista de Biología Tropical*. 44-45: 519-526.
- Triantafyllidis A., Bobori D.C. y Koliimitra C. 2007. DNA barcoding in Greek freshwater fish: the cases of Doirani and Volvi lakes. ESEB XI Congress Uppsala Sweden. Ref Type: Abstract.
- Valdez-Moreno, M. E., y S. Contreras-Balderas. 2009. Descripción del cráneo de *Bramocharax caballeroi* Contreras y Rivera 1985 (Pisces, Characidae), pez endemico del Lago de Catemaco, Veracruz, México. *Hidrobiologica*. 19: 1-13.
- Valdez-Moreno, M. E., N. V. Ivanova, M. Elías-Gutiérrez, S. Contreras-Balderas, y P. D. N. Herbert. 2009. Probing diversity in freshwater fishes from Mexico and Guatemala with DNA barcodes. *Journal of Fish Biology*. 74: 377-402.
- Valdez-Moreno, M. E., L. Vásquez-Yeomans, M. Elías-Gutiérrez, N. V. Ivanova, y P. D. N. Herbert. 2010. Using DNA barcodes to connect adults and early life stages of marine fishes from the Yucatan Peninsula, Mexico: potential in fisheries management. *Marine and Freshwater Research*. 61: 665-671.
- Vences, M., F. Andreone, F. Glaw, J. Kosuch, A. Meyer, H. C. Schaefer, y M. Veith. 2002. Exploring the potential of life-history key innovation: brook breeding in the radiation of the Malagasy treefrog genus *Boophis*. *Molecular Ecology*. 11: 1453-1463.
- Victor B.C. 2006. A photographic guide to the larvae of coral reef fishes. <http://www.coralreeffish.com/larvae.html> . Ref Type: Electronic Citation.
- Victor, B. C. 2007. *Coryphopterus kuna*, a new goby (Perciformes: Gobiidae: Gobiinae) from the western Caribbean, with the identification of the late larval stage and an estimate of the pelagic larval duration. *Zootaxa*. 1526: 51-61.
- Victor, B. C. 2008. Redescription of *Coryphopterus tortugae* (Jordan) and a new allied species *Coryphopterus bol* (Perciformes: Gobiidae: Gobiinae) from the tropical western Atlantic Ocean. *Journal of the Ocean Science Foundation*. 1: 1-19.
- Ward R.D., Zemlak T.S., Innes B.H., Last P.R. y Herbert P.D.N. 2005. DNA barcoding. Australia's fish species. *Phil.Trans.R.Soc.* 1-11. Ref Type: Electronic Citation
- Ward, R. D., y B. H. Holmes. 2007. An analysis of nucleotide and amino acid variability in the barcode region of cytochrome c oxidase I (cox1) in fishes. *Mol.Ecol.Notes*. 7: 899-907.
- Ward, R. D., F. O. Costa, B. H. Holmes, y D. Steinke. 2008a. DNA barcoding of shared fish species from the North Atlantic and Australasia: minimal

divergence for most taxa, but *Zeus faber* and *Lepidopus caudatus* each probably constitute two species. *Aquatic Biology*. 3: 78.

Ward, R. D., B. H. Holmes, y G. K. Yearsley. 2008b. DNA barcoding reveals a likely second species of Asian sea bass (barramundi) (*Lates calcarifer*). *Journal of Fish Biology*. 72: 458-463.

Watson, W. 1996. GERREIDAE: Mojarras. Pages 998-1001 *in* H. G. Moser editor. The early stages of fishes in the California current region. National Marine Fisheries Service, y Southwest Fisheries Science Center, La Jolla, Cal.

Whinnett, A., M. Zimmermann, K. R. Willmott, N. Herrera, R. Mallarino, F. Simpson, M. Joron, G. Lamas, y J. Mallet. 2005. Strikingly variable divergence times inferred across an Amazonian butterfly 'suture zone'. *Proc.Royal Soc.B: Biological Sciences*. 272: 2525-2533.

Zemlak, T. S., R. D. Ward, A. Connell, B. H. Holmes, y P. D. N. Herbert. 2009. DNA barcoding reveals overlooked marine fishes. *Mol.Ecol.Resour*. 9: 237-242.