

# **ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL**

## **Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar**

"Estandarización de un protocolo práctico para la deshabitación del alimento vivo en el cultivo de larvas de *Centropomus nigrescens* y *Seriola rivoliana*"

### **PROYECTO INTEGRADOR**

Previo la obtención del Título de:

#### **Ingeniero en Acuicultura**

Presentado por:

Viviam Elayne Rugel García

Samantha Tatiana Ruiz Cevallos

GUAYAQUIL - ECUADOR

Año: 2020

**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL**

**College of Maritime Engineering and Sea Science**

Standarization of a practical protocol for weaning in  
*Centropomus nigrescens* and *Seriola rivoliana* culture

**CAPSTONE COURSE**

A project submitted in partial fulfillment of the requirements for  
the degree of:

**Aquaculture Engineer**

By:

Viviam Elayne Rugel García  
Samantha Tatiana Ruiz Cevallos

GUAYAQUIL - ECUADOR

2020

## DEDICATORIA

Este proyecto final de mi carrera universitaria, se lo dedico a mis pilares fundamentales, a Dios y a mi mamá Leonor por ser mi ejemplo de amor, entrega y sacrificio.

A mis hermanas Jennifer y Estefania porque tanto ellas como mi mamá han estado junto a mi en cada derrota y han celebrado conmigo cada triunfo, sus consejos siempre me han alentado a ser más y mejor en cada aspecto de mi vida y porque estoy segura que con la ayuda de Dios siempre me van a apoyar en cada uno de mis propósitos. ¡Lo hicimos!.

***Viviam Rugel García***

# DEDICATORIA

A mi bisabuela Panchita, por ser el ejemplo y motivo durante toda mi vida para llegar a ser profesional.

A mis bisabuelos Raúl, Diómedes y Amalia.

A mis abuelos Walter e Itsmenia por ser mi apoyo incondicional en cada etapa de vida, sus enseñanzas, historias y consejos han sido la base fundamental de mi formación humana.

A mi abuela Blanca, por enseñarme a ver siempre el lado positivo de toda situación.

A mis padres Xavier y Magaly mi tesoro más sagrado, sin ellos esta meta no sería posible; por no dejarme sola, por secarme las lágrimas, levantarme ante cada tropiezo y enseñarme con amor y paciencia el camino correcto.

A mis hermanos Xavier, Lukas, Samuel y Bruno.

A mi amado sobrino Kyle.

***Samantha Ruiz Cevallos***

## AGRADECIMIENTOS

Agradezco infinitamente a Dios, porque aunque Él sabe lo que quiero, siempre me da lo que necesito. También agradezco a mi Mami Noy porque jamás deja de creer en mi y orar por mi.

A mis hermanos Luis, Jenny, Fania, Carlos, Gabriel, y a mis cuñados Ale y Dishy por enseñarme a jamás darme por vencida.

A mis sobrinos Axel, Amy, Issac, Joao, Neymar, Ariel, Maite y Naomi por ser parte de inspirarme a cada día ser mejor y ser un gran ejemplo para ellos.

A mi enamorado Paterson, por enseñarme a ver lo positivo de cada situación y ayudarme a ejecutar mis ideas.

A mis docentes por ayudarme a crecer profesionalmente, en especial al Dr Arguello que con su paciencia y conocimientos ha sido partícipe en el desarrollo del proyecto.

Y a todos mis amigos que son parte de mi motivación para seguir luchando hasta lograr mis propósitos.

***Viviam Rugel García***

# AGRADECIMIENTOS

A Dios, por que es la base de todo.

Al Ph.D Wilfrido Arguello por su gran soporte durante el desarrollo del siguiente proyecto.

A Dulis, que me apoya siempre como si fuera su hija.

A José que con su amor y paciencia, me cuidó estando lejos de casa.

A mi compañera Vivi, por su paciencia y apoyo durante el proyecto.

A Paula y Nathaly por su amistad sincera a lo largo de la carrera.

A todos los docentes, que con pasión me compartieron su conocimiento para formarme profesionalmente.

A mis tíos por brindarme su apoyo cuando lo requería.

***Samantha Ruiz Cevallos***

## DECLARACIÓN EXPRESA

“Los derechos de titularidad y explotación, nos corresponde conforme al reglamento de propiedad intelectual de la institución; Viviam Rugel y Samantha Ruiz y damos nuestro consentimiento para que la ESPOL realice la comunicación pública de la obra por cualquier medio con el fin de promover la consulta, difusión y uso público de la producción intelectual”



Viviam Elayne Rugel  
García



Samantha Tatiana Ruiz  
Cevallos

# EVALUADORES



Firmado electrónicamente por:  
WILFRIDO ERNESTO  
ARGUELLO GUEVARA

---

**Wilfrido Argüello Guevara, Ph.D.**  
PROFESOR DE LA MATERIA  
PROFESOR TUTOR

## RESUMEN

La deshabitación del alimento vivo es el proceso de adaptación de larvas, especialmente de peces marinos, a la alimentación basada en dietas secas. Este proceso si es mal ejecutado, puede generar 100% de mortalidad, juveniles con baja condición sanitaria, reducción de tallas y altas tasas de deformidades en los cultivos. En el presente trabajo se realizó un metaanálisis de la información reportada para especies semejantes a *Centropomus nigrescens* (Robalo) y *Seriola rivoliana* (Huayaípe), tomando en cuenta la aparición de eventos importantes involucrados en la digestión, los cuales se usaron como indicadores para el inicio de la deshabitación progresiva (co-alimentación de alimento vivo más balanceado). El protocolo final de Huayaípe y Robalo está presentado en unidades térmicas acumuladas (CTU), que resulta del producto de los días post eclosión (DPE) y la temperatura promedio que se maneja en los cultivos durante una etapa determinada, con el fin de que el presente protocolo se pueda extrapolar a otros cultivos de peces marinos. Los resultados sugieren que, para cultivos de Huayaípe se puede iniciar la deshabitación progresiva a 504 CTU y dejar de prescindir del alimento vivo a 696 CTU, mientras que para el cultivo de robalo a 780 CTU hasta 1040 CTU, respectivamente.

**Palabras Claves:** deshabitación, co-alimentación, mortalidad, deformidad, digestión.

## **ABSTRACT**

The weaning is the transition in the feeding of larvae from live food to inert dry artificial diets. If this process is poorly executed, it can generate 100% mortality, juvenile fish with low sanitary conditions, size reduction and high rates of deformities in crops. In the present work, a meta-analysis of the information reported for species similar to *Centropomus nigrescens* (Robalo) and *Seriola rivoliana* (Huayaibe) was carried out, taking into account the appearance of important events involved in digestion, which were used as indicators for the initiation of progressive cessation (co-feeding of more balanced live food). The final protocol for Huayaibe and Robalo is presented in cumulative thermal units (CTU), which results from the product of days after hatching (DPE) and the average temperature that is managed in the crops during a given stage, so that the This protocol can be extrapolated to other marine fish cultures. The results suggested that, for Huayaibe cultures, progressive cessation can be started at 504 CTU and stop dispensing with live food at 696 CTU, while for snook cultivation at 780 CTU to 1040 CTU, respectively.

**Key Words:** *weaning, co-feeding, mortality, deformity, digestion.*

# INDICE GENERAL

RESUMEN .....	I
ABSTRACT.....	II
INDICE GENERAL.....	III
ABREVIATURAS .....	V
SIMBOLOGÍA.....	VI
INDICE DE ILUSTRACIONES .....	VII
INDICE DE TABLAS .....	VIII
CAPÍTULO 1 .....	1
1. Introducción.....	1
1.1 Descripción del problema.....	2
1.1.1 Justificación del problema.....	2
1.2 Objetivos .....	3
1.2.1 Objetivo General.....	3
1.2.2 Objetivos Específicos.....	3
1.3 Marco teórico .....	4
1.3.1 Ontogenia de los peces marinos.....	4
1.3.2 Rol de las enzimas digestiva en peces .....	4
1.3.3 Tipos de deshabitación del alimento vivo en peces .....	5
1.3.4 Presas vivas .....	6
1.3.5 Dietas Microparticuladas.....	6
1.3.6 Peces de interés comercial.....	7
CAPÍTULO 2.....	10
2. METODOLOGÍA.....	10
2.1 Estandarización de edad de las larvas.....	10
2.2 Aparición de los principales órganos y enzimas en el desarrollo de las larvas	10
2.2.1 Estómago .....	11

2.2.2	Intestino .....	11
2.2.3	Glándulas accesorias.....	11
2.2.4	Enzimas involucradas en la digestión. ....	11
2.2.5	Análisis del comportamiento de las larvas .....	11
2.3	Metodología de investigación .....	11
2.4	Desarrollo larvario de peces marinos .....	14
2.5	Especies marinas estrechamente relacionadas a <i>Centropomus nigrescens</i> y <i>Seriola rivoliana</i> .....	16
2.6	Análisis de costos.....	19
2.7	Adaptación del protocolo de deshabitación del alimento vivo .....	19
CAPÍTULO 3.....		20
3.	Resultados Y ANÁLISIS .....	20
3.1	Estandarización del protocolo de deshabitación del alimento vivo para <i>Centropomus nigrescens</i> . ....	20
3.2	Estandarización del protocolo de deshabitación del alimento vivo para <i>Seriola rivoliana</i> .....	23
3.3	Análisis de costos.....	27
CAPÍTULO 4.....		29
4.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	29
4.1	Conclusiones.....	29
4.2	Recomendaciones.....	30
BIBLIOGRAFÍA .....		31
ANEXOS .....		39

## **ABREVIATURAS**

CENAIM	Centro Nacional De Acuicultura E Investigaciones Marinas
CTU	Cumulative Thermal Units
DPE	Días Post-Eclosión
FAO	Food and Agriculture Organization
HUFA	Highly unsaturated fatty acids

## SIMBOLOGÍA

cm	Centímetro
g.L <sup>-1</sup>	Gramos por litro
h	Hora
HCl	Ácido clorhídrico
kg	Kilogramo
LS	Longitud estándar
m	Metro
mL	Mililitro
mm	Milímetro
pH	Potencial de Hidrógeno
ppt	Partes por mil
\$	Dólar
€	Euro
°C	Grado Celsius
%	Por cien

## INDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 2.1 a) Metaanálisis de información sobre la etapa larvaria del género <i>Centropomus</i> .....	17
Ilustración 2.2 b) Principales hitos sobre el desarrollo larvario del género <i>Centropomus</i> .....	17
Ilustración 2.3 a) Metaanálisis de información sobre la etapa larvaria del género <i>Seriola</i> . .....	18
Ilustración 2.4 b) Principales hitos sobre el desarrollo larvario del género <i>Seriola</i> .....	18
Ilustración 3.1 Estandarización de protocolo práctico de deshabitación del alimento vivo para <i>Centropomus nigrescens</i> . Elaborado por autores .....	22
Ilustración 3.2 Estandarización del protocolo práctico de deshabitación del alimento vivo para <i>Seriola rivoliana</i> . .....	25
Ilustración 3.3 Convalidación de resultados al Inicio de la Deshabitación con los datos del protocolo estandarizado y los datos del cultivo de CENAIM. Elaborado por autores .....	26
Ilustración 3.4 Convalidación de resultados de la deshabitación completa con los datos del protocolo estandarizado y los datos del cultivo de CENAIM. Elaborado por autores .....	27

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1.1 Estrategias para la deshabitación del alimento vivo (Lazo, 2000).....	5
Tabla 1.2 Características de las microdietas formuladas (Civera-Cerecedo <i>et al.</i> , 2004). .....	7
Tabla 2.1 Principales comportamientos relacionados con la influencia de luz, densidad de presas y siembra. Elaborada por autores. ....	15
Tabla 3.1 Protocolo práctico de deshabitación del alimento vivo para <i>C. nigrescens</i> .	21
Tabla 3.2 Estandarización del protocolo práctico de deshabitación del alimento vivo para <i>Seriola rivoliana</i> . Elaborado por autores.....	24
Tabla 3.3 Costos de producción total del alimento para 1 tanque de 1 Ton.....	28
Tabla 0.1 Organogénesis de <i>Seriola lalandi</i> (Chen <i>et al.</i> , 2006).....	39
Tabla 0.2 Organogénesis de <i>Sparus aurata</i> (Elbal <i>et al.</i> , 2004). ....	39
Tabla 0.3 Organogénesis de <i>Centropomus parallelus</i> (Teles <i>et al.</i> , 2015). ....	40
Tabla 0.4 Organogénesis de <i>Dentex dentex</i> (Santamaría <i>et al.</i> , 2004). ....	40
Tabla 0.5 Organogénesis de <i>Argyrosomus regius</i> (Papadakis <i>et al.</i> , 2013; Solovyev <i>et al.</i> , 2016). ....	41
Tabla 0.6 Organogénesis de <i>Dicentrarchus labrax</i> (García Hernández <i>et al.</i> , 2001; Giffard-Mena <i>et al.</i> , 2006).....	41
Tabla 0.7 Aparición de las principales enzimas digestivas en larvas de peces marinos. .....	42

# CAPÍTULO 1

## 1. INTRODUCCIÓN

El interés por el cultivo de peces marinos en condiciones de laboratorio se ha intensificado durante la última década, y existen razones para creer que esta tendencia continuará. Puesto que, con la acuicultura se reduce la captura de peces silvestres y por ende, se minimiza el deterioro de los ecosistemas marinos. Además, se generan nuevos empleos y proporciona seguridad alimentaria, ayudando de esta manera a mejorar la economía de los países que producen recursos por acuicultura según lo indicado por Mata Sotres (2010). Sin embargo, como toda actividad productiva, existen dificultades en los cultivos de peces marinos, desde sus etapas tempranas, ya que las larvas presentan un desarrollo altricial, es decir, tienen escasas reservas del saco vitelino y no tienen un sistema digestivo completamente formado y funcional cuando se inicia la alimentación exógena, por lo que requieren de alimentos que proporcionen buena calidad nutricional acorde a sus necesidades, junto con un tamaño adecuado para su boca y de fácil digestión como lo indica el artículo de Mata Sotres (2010), características reunidas en el alimento vivo (fitoplancton y zooplancton). Desde el punto de vista económico, según el artículo de Person (1989), mantener cultivos accesorios (auxiliares para proporcionar alimento vivo a otros cultivos) genera un gasto del 79% del total de los costos de producción, ya que, requieren de infraestructura, tiempo, dinero y esfuerzo. Además, pueden ser vectores de ciertas enfermedades causadas por parásitos, bacterias, virus, u otros organismos patógenos, lo que ocasiona altas mortalidades, debido a que las larvas no tienen un sistema inmune completamente funcional (Civera-Cerecedo, Alvarez-González & Moyano-López, 2004).

En la actualidad se busca acelerar el proceso del weaning, más conocido en su traducción al español como “destete” que es el proceso progresivo de cambio de una alimentación basada en animales del zooplancton (vivos) a una alimentación con alimentos formulados. Debido a que los peces no pertenecen al grupo de mamíferos, para efecto de este proyecto, de aquí en adelante nos referiremos como “deshabitación del alimento vivo” para no utilizar la traducción “destete”. De

manera general, la deshabitación del alimento vivo es el proceso por el cual se realiza una co-alimentación con el suministro de presas vivas y alimento balanceado durante una o varias semanas dependiendo de la especie y las condiciones a las que se está cultivando, este proceso concluye cuando se logra eliminar completamente la dependencia del alimento vivo y se suministra únicamente dieta balanceada. En este punto, la especie ha alcanzado de cierta forma su maduración gastro intestinal adaptándose a la nueva alimentación (Sanz, 2012).

## **1.1 Descripción del problema**

En el Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas (CENAIM) se lidera la investigación sobre el cultivo de peces marinos de interés comercial como; huayaípe, cobia, lenguado, tilapia en condiciones marinas y róbalo. Durante la fase de deshabitación del alimento vivo según reportes del CENAIM se han producido hasta el 100% de mortalidad. Según Alvarez-González *et al*, (2010), la deshabitación es importante porque las larvas no están bien desarrolladas ni cuentan con un sistema digestivo funcional. Además, no tienen las enzimas digestivas para procesar alimento seco que dificulta la digestión. La manera más precisa de determinar el momento exacto para iniciar la deshabitación es realizando análisis histológicos del desarrollo de los órganos que intervienen en la digestión y análisis enzimáticos (procesamiento de muestras, centrífugas, lecturas en espectrofotómetros) para determinar si pueden digerir materia seca, ambos métodos implican el uso de recursos como tiempo y dinero, además del sacrificio de los animales. Por lo tanto, surge la necesidad de generar estrategias prácticas y efectivas para determinar el momento óptimo de la deshabitación del alimento vivo mientras se lleva a cabo la larvicultura.

### **1.1.1 Justificación del problema**

La mortalidad masiva en la etapa de deshabitación del alimento vivo es un problema recurrente en todos los laboratorios de producción de larvas de peces alrededor del mundo, sobre todo en especies marinas potenciales para la acuicultura. Esta deshabitación es dependiente de factores como la especie, el tipo de alimento, la temperatura, el comportamiento, entre otros. En CENAIM la deshabitación se realiza solamente en base a tallas, relaciones de longitud y comportamiento, a través del presente proyecto se pretende validar protocolos

prácticos basados en el desarrollo morfológico y enzimático de las larvas, para asegurar larvas de calidad y mejoras en la supervivencia.

La implementación de estrategias adecuadas de deshabitación implica una producción rentable, ya que, evita el uso de pruebas enzimáticas recurrentes por cada lote de cultivo, reduce mortalidades que se registran durante la deshabitación y la inversión de recursos (espacio, tiempo y dinero) que involucra mantener un cultivo accesorio prolongado para generar alimento. Además, la actividad acuícola aumenta cada año a nivel nacional e internacional. Por ende, los resultados obtenidos se pueden adaptar a cualquier cultivo larvario de peces marinos que tengan parámetros y características similares a las estudiadas en este trabajo.

## **1.2 Objetivos**

### **1.2.1 Objetivo General**

Estandarizar un protocolo práctico y efectivo para la deshabitación del alimento vivo en larvas de *Centropomus nigrescens* y *Seriola rivoliana* en base al desarrollo morfológico y actividad enzimática larval, a través de indicadores reportados en la literatura.

### **1.2.2 Objetivos Específicos**

1. Comparar características ontogénicas morfológicas de peces marinos similares a *Seriola rivoliana* y *Centropomus nigrescens*. para elaborar un protocolo de deshabitación del alimento vivo.
2. Realizar un metaanálisis de las manifestaciones o picos de producción de las principales enzimas que intervienen en los procesos digestivos durante la deshabitación en peces marinos, para conocer el momento adecuado para suministrar la dieta seca.
3. Analizar la factibilidad del proyecto según los costos de producción del cultivo de larvas de *Seriola rivoliana* y *Centropomus nigrescens* durante la etapa de deshabitación.

## **1.3 Marco teórico**

### **1.3.1 Ontogenia de los peces marinos**

Según lo reportado por Civera-Cerecedo *et al.*, (2004), después de absorber el saco vitelino, las larvas de peces inician la alimentación exógena, la característica principal de esta etapa es que la fuente de nutrientes y energía necesaria para continuar con el desarrollo larvario cambia de las reservas y nutrientes del saco vitelino, del alimento ingerido. Para conseguir esta transición con éxito, es necesario que todos los tejidos y órganos relacionados con la absorción, digestión y asimilación de los alimentos estén listos a su debido tiempo y que se disponga de los alimentos adecuados. Cuando los huevos eclosionan, el tracto digestivo se caracteriza por ser un tubo recto cerrado en la boca e histológicamente indiferenciado a lo largo de su longitud.

Según la descripción de Holt (2011), la ontogenia del aparato digestivo empieza con la formación bucofaríngea, sucesivamente el apareamiento del esófago, el intestino, el ciego pilórico en la unión gastrointestinal y finaliza con el estómago completamente funcional, el cual almacena alimentos ingeridos, secreta pepsinógeno y ácido clorhídrico (HCl) y mezcla mecánicamente los alimentos y las secreciones gástricas a través de la acción de los músculos que permiten la distensión y el movimiento del órgano. La forma del estómago es muy diversa, puede doblarse y tomar una forma de Y, V o J. La aparición de las glándulas gástricas, se caracteriza por un pH bajo y proteasas gástricas-

Las glándulas digestivas accesorias: el hígado, el páncreas y la vesícula biliar son de importancia significativa para la nutrición y la homeostasis, en algunas especies se encuentran presentes desde la eclosión (Holt, 2011).

### **1.3.2 Rol de las enzimas digestiva en peces**

El páncreas secreta enzimas digestivas y hormonas mientras que la vesícula biliar secreta la bilis producida por el hígado. Las proteasas alcalinas juegan un papel importante en la digestión durante los primeros días de alimentación, mientras que las proteasas ácidas se vuelven cada vez más importantes hacia el final del período larval. A medida que avanza el proceso de desarrollo, las células

oxinticopépticas en las glándulas gástricas se vuelven funcionales, como lo sugiere la producción de HCl a través de una bomba de protones funcional, la expresión de pepsinógeno y su activación a pepsina. De acuerdo con Palińska-Zarska *et al.*, (2014), la efectividad de la deshabitación con dietas preparadas depende de qué tan avanzado esté el desarrollo del tracto digestivo. Esto depende de la edad y el tamaño de los peces, así como de la disponibilidad temprana de enzimas digestivas, según lo reportado por Conceição *et al.*, 2010; Dabrowski, 1984a, 1984b; Fletcher *et al.*, 2007; Kolkovski (2001). Por lo tanto, la determinación de la edad, el tamaño y el peso más la etapa de desarrollo del tracto digestivo son esenciales para preparar un protocolo de deshabitación estandarizado para las larvas de peces (Bryant & Matty, 1981; Dabrowski, 1984a, 1984b; Palińska-Zarska *et al.*, 2014).

Según el artículo de Łączyńska *et al.* (2016), indica que se han reportado efectos negativos de una incorrecta deshabitación como juveniles con pobre crecimiento, alto porcentaje de deformaciones, longitud total y peso reducido y 100% de mortalidad (Cahu & Infante, 1994; Ma *et al.*, 2014).

### 1.3.3 Tipos de deshabitación del alimento vivo en peces

Existen diferentes estrategias para usar dietas balanceadas en el cultivo larvario de peces marinos (tabla 1.1).

**Tabla 1.1 Estrategias para la deshabitación del alimento vivo (Lazo, 2000).**

<p><b>Uso directo de dieta balanceada.</b></p>	<p>Se utiliza principalmente en cultivos de especies de agua dulce y salmónidos, cuando las larvas tienen un desarrollo avanzado al momento de iniciar la alimentación exógena.</p>
<p><b>Deshabitación del alimento vivo tardío.</b></p>	<p>En el momento en que la larva desarrolla un estómago funcional, las larvas pueden ser alimentadas de manera directa con dieta balanceada, generalmente esto se lleva a cabo en los primeros dos meses de desarrollo.</p>
<p><b>Deshabitación del alimento vivo progresivo.</b></p>	<p>Conocida como co-alimentación, se suministra alimento balanceado en conjunto con el alimento vivo. Se incrementa la alimentación balanceada mientras se disminuye el alimento vivo hasta lograr la deshabitación completa. Siendo la estrategia más funcional para los productores de larvas de peces marinos.</p>

#### **1.3.4 Presas vivas**

Para iniciar la alimentación exógena, las larvas deben desarrollar sus órganos sensoriales; que les permiten localizar, capturar, digerir e ingerir las presas. El inicio varía para cada especie y es afectada por las condiciones ambientales del cultivo. Por otro lado, no todas las larvas del mismo lote comienzan uniformemente a alimentarse, debido a factores como las características físicas de las presas y larvas, densidad de presas y agresividad de las larvas, los cuales determinan las diferencias en el aprendizaje (Yúfera & Darias, 2007).

Las larvas de peces son capaces de ingerir presas con un tamaño similar al de la boca abierta, pero se alimentan de presas más pequeñas, generalmente con relación presa:boqueo del 25 a 50%. Conforme las mandíbulas crecen, las larvas aumentan el interés por un tamaño de presa mayor y a su vez mejora la ingestión. El éxito del ataque y la alimentación aumenta con la longitud y edad de las larvas. La densidad de presas influye en el crecimiento larval, ya que cuando en el medio hay pocas presas, las larvas prolongan el tiempo de nado para conseguir alimento y puede aumentar la longitud larval (Von Herbing & Gallager, 2000).

#### **1.3.5 Dietas Microparticuladas.**

En los cultivos larvarios, existen dos tipos de alimentación exógena; los alimentos vivos (microalgas, rotíferos, artemias) y alimentos formulados o microparticulados. Con un adecuado conocimiento de los requerimientos nutricionales de las larvas, se pueden formular microdietas homogéneas con una composición nutricional uniforme (tabla 1.2).

Han existido problemas de supervivencia al suministrar dieta balanceada a las larvas como su primer alimento exógeno, pero esto se debe al uso inadecuado de este procedimiento, puesto que las larvas no están completamente desarrolladas para procesar el alimento balanceado. Por otro lado, esa baja supervivencia también es ocasionada por las características físicas del alimento, e insuficiencia en sus nutrientes (Holt, 2011).

**Tabla 1.2 Características de las microdietas formuladas (Civera-Cerecedo et al., 2004).**

<b>Balance nutritivo</b>	Se debe conocer que cada especie tiene diferentes necesidades en cuanto a nutrientes, por ende, se debe estudiar y tener conocimientos sobre estos requerimientos nutricionales y adicional sobre el zooplancton del cual ha sido alimento durante sus primeros días, para así poder diseñar el alimento balanceado sustituto.
<b>Tamaño, densidad, y homogeneidad de las partículas</b>	Antes de generar se debe tener en cuenta que el alimento debe ser del tamaño de la boca de la larva para evitar el gasto energético al momento de consumirlo, adicional cada partícula debe contener la misma cantidad de nutrientes para evitar la disparidad de tallas entre larvas.
<b>Envasado</b>	Debe de ser tan bien hecho de tal forma que el alimento no pierda sus propiedades nutricionales durante el tiempo que no se usa, sin que haya oxidación de algún compuesto necesario.
<b>Atractabilidad y palatabilidad</b>	Se han realizado estudios donde indican que un extracto de mejillón o una mezcla de sustancias que imiten al músculo de mejillón atrae a las larvas a consumir el alimento, puesto que este contiene alta cantidad de aminoácidos libres y componentes químicos esenciales
<b>Digestibilidad</b>	Para que la dieta sea digerible hay que tener en cuenta que el alimento debe tener una adecuada composición y estructura, ya que las larvas al no poseer un organismo desarrollado en sus primeras etapas no serían capaces de procesar cualquier alimento balanceado
<b>Contenido de agua</b>	La cantidad de agua que puede contener una microdieta recomendada para que la larva pueda tragar, digerir y absorber nutrientes con facilidad es >20%; pero se debe tener en cuenta que ha mayor humedad la composición y calidad del alimento es difícil de mantener, así que se debe buscar un buen equilibrio para obtener buenos resultados

### **1.3.6 Peces de interés comercial.**

La actividad acuícola en Ecuador se caracteriza por la producción del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. Sin embargo, la producción de peces marinos es incipiente. A pesar de que existe limitada información sobre los protocolos o conocimientos específicos del cultivo, se consideran peces de interés comercial por el alto precio que tienen dentro del mercado acuícola, por su alta demanda, valor nutricional y tamaño (Blacio, Darquea & Rodríguez, 2003).

### **1.3.6.1 Robalo negro (*Centropomus nigrescens*)**

Según lo reportado por Escárcega-Rodríguez & Lazo (2018), esta especie se destaca por lograr la talla más grande entre todos los robalos americanos, con un peso de 26,19 kg y una longitud de 123 cm, se distribuye usualmente desde el Pacífico desde baja California, México hasta el noroeste de Colombia, con esto se puede conocer que es una especie capaz de resistir altos niveles de salinidad y temperatura. Además, el robalo negro destaca dentro de la acuicultura por ser robusto y sedentario, es decir no habrá un gasto energético por actividad física excesiva (Escárcega-Rodríguez & Lazo 2018).

Además, soporta altas densidades de siembra y nada por encima del nivel de fondo. Tienen una eficiente conversión alimenticia, siendo uno de los más bajos entre los peces marinos que se cultivan (0,875:1). Las hembras pueden desovar hasta 615 000 óvulos por kg de peso corporal, esta especie tiene una alta demanda, tamaño y valor culinario. Sin embargo, aunque últimamente hay más avances en los protocolos de reproducción y desove, aún no se logra tener una buena supervivencia en las larvas durante la ontogenia temprana, por lo que sigue siendo un cuello de botella en el desarrollo intensivo de la actividad acuícola (Yanes-Roca *et al.*, 2018).

### **1.3.6.2 Huayaípe (*Seriola rivoliana*)**

La especie *Seriola rivoliana*, comúnmente conocido como Huayaípe o jurel cola amarilla, se distribuye ampliamente por el Indo-Pacífico occidental, Pacífico oriental, occidental y recientemente se ha registrado desde la isla Lampedusa en el Mediterráneo (Froese & D. Pauly., 2019).

Los adultos de huayaípe son bentopelágicos, forman pequeños grupos; los juveniles a menudo son vistos alrededor de objetos flotantes. Se alimentan principalmente de peces, pero también de invertebrados. Los huevos son pelágicos. Se comercializa fresco y salado o seco (Froese & D. Pauly., 2019).

Según lo estudiado por Sinche, Vera & Blacio, (2005) el huayaípe puede alcanzar tallas de hasta 2m de longitud y pesar hasta más de 50 kg, su demanda comercial se debe a su alto valor nutritivo, según la FAO *Seriola rivoliana* se encuentra en la categoría “Peces demersales tipo B” para los pescadores artesanales, los cuales reportan hasta 129 toneladas de captura anual. En países de alto consumo de seriolas, como en Italia, se puede encontrar el precio del filete desde 14,98€/Kg a 59,90 €/Kg (24Fish, 2020).

Ecuador, gracias al CENAIM, es el primer país en reportar el cultivo de huayaípe desde el 2001, gracias a los trabajos de Benetti en 1995. Según lo indicado por Sinche *et al.*, (2005) desde la aparición de la mancha blanca en el camarón blanco, se ha logrado grandes avances para el cultivo de la especie. *Seriola rivoliana* se cultiva en aguas con variaciones de temperatura entre 18 – 29°C, debajo de los 15°C su crecimiento disminuye, por debajo de 9°C y superior a 31°C resultan temperaturas mortales para el cultivo, soportan salinidades mayores a 33 g.L<sup>-1</sup> o ppt, pero no menores a 16 ppt (Burgoin, 2015).

# CAPÍTULO 2

## 2. METODOLOGÍA

El desarrollo del protocolo práctico para la deshabitación del alimento vivo para especies marinas de interés comercial se realizó mediante un metaanálisis de información científica previa, sobre especies ampliamente estudiadas como *Argyrosomus regius*, *Centropomus* spp, *Dentex dentex*, *Dicentrarchus labrax*, *Seriola lalandi* y *Sparus aurata*.

### 2.1 Estandarización de edad de las larvas.

Se utilizó un índice independiente de la temperatura para expresar el tiempo necesario en alcanzar un estado de desarrollo o relacionar el tiempo de formación y/o apareamiento de los principales órganos involucrados en la digestión. Así se convirtió la edad de cultivo de días post-eclosión (DPE) a unidades de edad térmica (CTU por sus siglas en inglés, Cumulative Thermal Units), para realizar las comparaciones entre autores. Además, se relacionó la edad con la longitud promedio estándar de las larvas para fines prácticos de cultivo.

$$CTU = (\text{días después de la eclosión} * \text{temperatura del cultivo})$$

### 2.2 Aparición de los principales órganos y enzimas en el desarrollo de las larvas

Los siguientes eventos del desarrollo de las larvas fueron utilizados para estandarizar el momento de aceptación de alimento balanceado en las especies evaluadas:

### **2.2.1 Estómago**

Para la evaluación de un estómago funcional se estimaron las apariciones de las principales glándulas gástricas, y la completa formación del estómago en forma de Y o J.

### **2.2.2 Intestino**

Se tomó en cuenta el desarrollo del conducto pilórico, vacuolas intestinales, células caliciformes y la válvula ileorectal.

### **2.2.3 Glándulas accesorias**

Se registró el tiempo y el tamaño que las larvas poseen cuando se detectan las glándulas accesorias como el hígado y páncreas excipientes.

### **2.2.4 Enzimas involucradas en la digestión.**

Para el análisis de la capacidad digestiva de los peces se consideró la actividad enzimática de: amilasa, lipasa, tripsina y pepsina producidas por las larvas de peces marinos como indicadores de que el estómago tenía el potencial de hidrógeno ácido requerido para digerir dietas secas.

### **2.2.5 Análisis del comportamiento de las larvas**

Se analizaron los patrones de comportamiento de las larvas reportados frente a la disponibilidad de presas disponibles y la densidad de siembra para analizar el efecto que esto provoca en el proceso de cultivo. Así mismo, se revisó la información existente sobre la influencia de la luz en el cultivo como estímulo alimenticio.

## **2.3 Metodología de investigación**

En la especie *Argyrosomus regius* de 15 artículos científicos leídos, se escogieron los trabajos de Papadakis, Divanach & Mylonas (2013) y Solovyev *et al.*, (2016) para realizar el metaanálisis sobre el desarrollo morfológico y funcional del

sistema digestivo de la especie. En el estudio de Papadakis *et al.* (2013), la ontogénesis se asoció con las funciones de alimentación suministrada desde el cultivo larvario hasta juvenil, siendo sus datos más específicos acerca de la ontogénesis de la especie, por esta razón sus resultados fueron elegidos para tomarlos como referencia final para este proyecto. En cuanto al comportamiento, se utilizaron los artículos de Beaz, Cárdenas & Villaroel, (2009) y Rodríguez-rúa, Salas-leiton, Jiménez-fernández & Zuasti (2012) con el fin de conocer la influencia del fotoperiodo y la densidad de presas dentro del cultivo.

Los estudios que se usaron para realizar el metaanálisis de la actividad enzimática de *A. regius* fueron los de Suzer (2012) y Solovyev (2016), en los cuales se indican los días en los que las enzimas tenían mayor o menor actividad a medida que el alimento iba cambiando durante el cultivo larvario. Se eligieron los valores más altos de actividad dónde las enzimas son más funcionales.

En la especie *Centropomus* spp. (Juvenil a 16,9 mm) de 11 artículos científicos sobre el desarrollo de la etapa larvaria de *Centropomus* spp. se consideró el trabajo de Teles, *et al.* (2015) para el estudio de la organogénesis en *Centropomus parallelus* con una duración de 60 días (desde la eclosión hasta 60 DPE) a una temperatura de 27 °C. Para el análisis del comportamiento larval por efecto de la densidad y disponibilidad de alimento las publicaciones de Alves, Cerqueira & Brown (2006); Correa & Cerqueira (2007); Temple, Ronzani & Brown (2004). Se consideró el trabajo de Alvarez-González, *et al.* (2010), para el estudio de la actividad enzimática de *Centropomus undecimalis*.

En la especie *Dentex dentex* (juvenil a 22,1 mm LS) de 16 artículos y/o publicaciones científicas leídas sobre el desarrollo de la etapa larvaria, se consideró el trabajo de Sala, Santamaría & Crespo (2005), para relacionar la longitud estándar

respecto a la edad de *Dentex dentex*. Para el estudio de la organogénesis de la especie se basó en la publicación de Santamaría *et al.* (2004). Para el comportamiento de acuerdo a la densidad de presas e influencia de la luz se consideró el trabajo de Giménez & Estévez (2008), mientras que para la actividad enzimática se utilizó el estudio de Gisbert, *et al.* (2009).

En la especie *Seriola lalandi* de 12 artículos sobre el cultivo larval se escogieron, para el metaanálisis sobre la ontogénesis de la especie, a los siguientes: Chen *et al.*, (2006); González (2013); aunque en el estudio de González (2013), los datos no fueron específicos, ya que se estudió la ontogénesis de la especie en 4 etapas de desarrollo que fueron; alimentación endógena, preflexión flexión y postflexión. Para conocer sobre el comportamiento de las larvas por efecto de la intensidad de luz y densidad de presas dentro del cultivo, se utilizaron los artículos de Carton (2005); Carton & Vaughan (2010) y Woolley *et al.* (2014).

Se utilizaron los estudios de Chen *et al.*, (2006) y Ma *et al.*, (2014) sobre la actividad enzimática de amilasa, tripsina, lipasa y pepsina; en ambos artículos describieron los momentos en los que aumentaba y disminuía la actividad de la enzima según el alimento ingerido, para este proyecto se ha escogido la mayor actividad en donde la enzima puede ser funcional y puede degradar alimentos balanceados.

En la especie *Dicentrarchus labrax* (Juvenil a 20 mm) se analizaron 22 artículos científicos sobre el desarrollo de la etapa larvaria, se consideraron los trabajos de García Hernández, Lozano, Elbal & Agulleiro (2001) y Giffard-Mena *et al.*, (2006), sobre la organogénesis de la especie. Giffard-Mena *et al.* (2006) realizaron las

pruebas histológicas en los días 0 DPE, 2 DPE, 5 DPE, 6 DPE, 29 DPE, 34 DPE 51 DPE, 72 DPE, mientras que García Hernández *et al.* (2001) dividieron en etapas el desarrollo de la larvicultura: fase I (3–5 mm), fase II (5–8 mm), fase III (8–21 mm), fase IV (21 mm en adelante), por lo que se tomó como referencia final a García Hernández *et al.* (2001) ya que sus resultados explicaban con más exactitud el desarrollo de la etapa larval. Para la interpretación del comportamiento de las larvas bajo los efectos de la luz y ante la densidad de presas, se utilizaron los estudios de Georgalas, Malavasi, Franzoi & Torricelli (2007) y Villamizar, García-mateos & Sánchez-vázquez (2011). La actividad enzimática de la lubina se analizó a través de las publicaciones de Cahu, Zambonino, Péres, Quazuguel & Le Gall (1998); Infante & Cahu (1994) y Morais *et al.* (2004).

En la especie *Sparus Aurata* se analizaron 9 artículos sobre el desarrollo larvario, de ellos se consideraron los trabajos de Elbal, García, Lozano & Agulleiro (2004) (2004) y Moyano (1995), para extraer la información sobre la organogénesis de la especie. Para conocer el comportamiento por influencia del periodo de luz y la densidad de presas, se estudió el artículo Kolkovski, Tandler, Kissil & Gertler (1993). La actividad enzimática de la especie se analizó mediante la publicación de Mata-Sotres, Martínez-Rodríguez & Yúfera (2016).

## **2.4 Desarrollo larvario de peces marinos**

Para la interpretación de los artículos y posterior aplicación en protocolo práctico se dedujo que:

Durante la organogénesis las glándulas gástricas en el estómago de *A. regius*, *C. parallelus*, *D. dentex*, *D. labrax*, *S. lalandi* y *S. aurata* aparecieron en 15 DPE, 30 DPE, 22 DPE, 55 DPE, 15 DPE, 60-69 DPE, respectivamente.

Las principales enzimas involucradas en la digestión alcanzaron los valores más altos para *A. regius*, *C. undecimalis*, *D. dentex*, *D. labrax*, *S.lalandi* y *S. aurata* en: 15 DPE (360 CTU; 5 mm LS); 7 DPE (196 CTU; 3,10 mm LS) y sucesivamente a 12 DPE (336 CTU; 3,54 mm LS); de 35 DPE (700 CTU; 11,5 mm LS) a 50 DPE (1000 CTU; 22,1 mm LS); 12 DPE; 15 DPE (360 CTU; 7,56 mm LS) y 10 DPE, respectivamente para la tripsina. Para la amilasa en 51 DPE (928,2 CTU; 13,26 mm LS); 5 DPE (140 CTU; 2,45 mm LS); de 26 DPE (520 CTU; 8,7 mm LS) a 35 DPE (700 CTU; 11,5 mm LS); 10 DPE; 12 DPE (288 CTU; 6,56 mm LS), 60 DPE respectivamente. Para la lipasa en 20 DPE (380 CTU; 7,36 mm LS); 35 DPE (980 CTU; 10,20 mm LS); 35 DPE (700 CTU; 11,5 mm LS); 52 DPE; 18 DPE, 18 a 30 DPE, respectivamente. Para la pepsina en 31 DPE (564,2 CTU; 8,06 mm LS); 32 DPE (896 CTU; 8 mm LS) y sucesivamente a 36 DPE (1008 CTU; 10,42 mm LS); 35 DPE (700 CTU; 11,5 mm LS) y sucesivamente a 50 DPE (1000 CTU; 22,1 mm LS); 30 DPE; 15 DPE (360 CTU; 7,56 mm LS), 30 DPE, respectivamente.

El Comportamiento larvario con relación a la disponibilidad de alimento, densidad de siembra e iluminación se indica en la tabla 2.1

**Tabla 2.1 Principales comportamientos relacionados con la influencia de luz, densidad de presas y siembra. Elaborada por autores.**

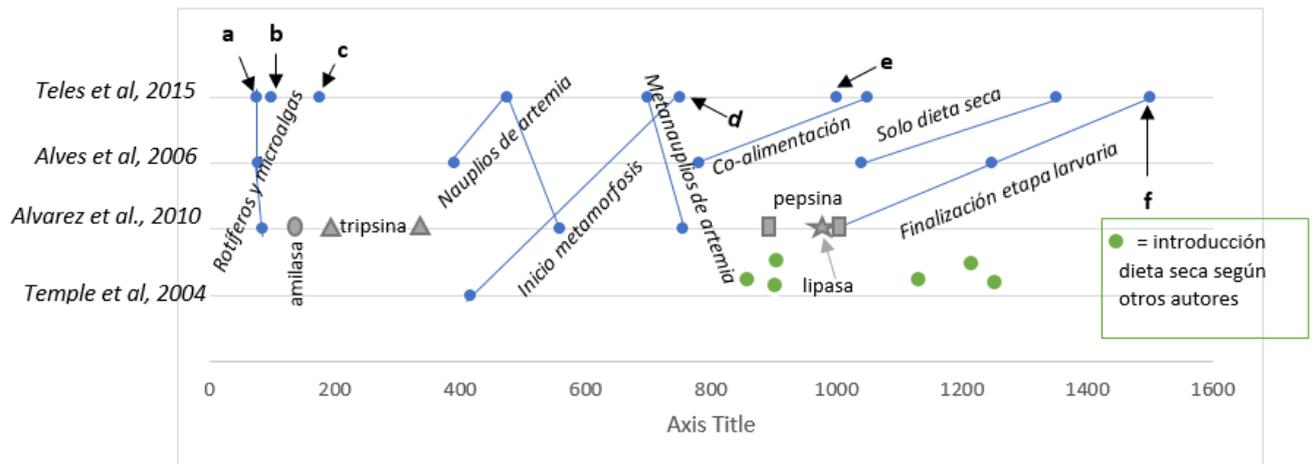
<b>ESPECIES</b>	<b>COMPORTAMIENTO POR INFLUENZA DE LA LUZ</b>	<b>COMPORTAMIENTO POR DENSIDAD DE PRESAS</b>	<b>COMPORTAMIENTO POR DENSIDAD DE SIEMBRA</b>
<i>Argyrosomus regius</i>	Mayor Canibalismo (Rodríguez-rúa <i>et al.</i> , 2012).	Neutral (Beaz <i>et al.</i> , 2009).	Neutral (Valles, 2009).
<i>Dentex dentex</i>	Neutral (Giménez & Estévez, 2008).	Altas densidades causan disparidad de tallas y canibalismo (Giménez & Estévez, 2008).	Neutral (Giménez & Estévez, 2008).

<i>Dicentrarchus labrax</i>	Mayor Alimentación y uniformidad en las larvas. (Villamizar <i>et al.</i> , 2011).	Neutral (Villamizar <i>et al.</i> , 2011).	Neutral (Georgalas <i>et al.</i> , 2007).
<i>Sparus aurata</i>	Buen crecimiento y supervivencia (Ruiz, 1997).	Si las presas no poseen un tamaño adecuado causa mayor canibalismo (Ruiz, 1997).	Mucha densidad de siembra causa canibalismo (Ruiz, 1997).
<i>Seriola lalandi</i>	Mayor supervivencia y crecimiento pero mala inflación inicial de la vejiga (Woolley, 2014).	Si no hay una alimentación exógena de acuerdo con el tamaño de la boca de la larva causa canibalismo (Woolley, 2014).	Mayor canibalismo a causa de disparidad de tallas (Carton, 2010).
<i>Centropomus parallelus</i>	A mayor intensidad de luz, aumenta el canibalismo (Alves <i>et al.</i> , 2006).	Con altas densidades de presas las larvas pasan su tiempo en pausa o en el estado de no natación Temple <i>et al.</i> , 2004).	Densidad de población elevada junto a heterogeneidad de cultivo puede ocasionar canibalismo (Alves <i>et al.</i> , 2006).

## 2.5 Especies marinas estrechamente relacionadas a *Centropomus nigrescens* y *Seriola rivoliana*

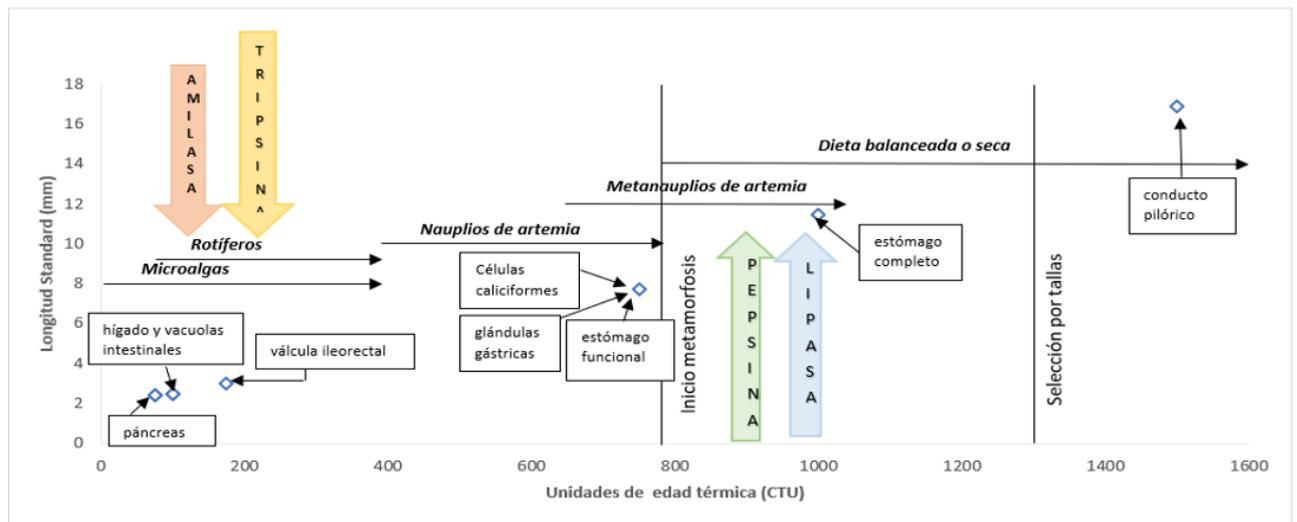
De acuerdo con el metaanálisis realizado sobre las especies antes mencionadas, se consideró las especies *C. parallelus*, *C. undecimalis* y *S. lalandi* ya que sus parámetros de cultivo ideales se asemejan a las especies objetivo (ilustración 2.1 a y b; 2.2 a y b).

**Ilustración 2.1 a) Metaanálisis de información sobre la etapa larvaria del género *Centropomus*.**

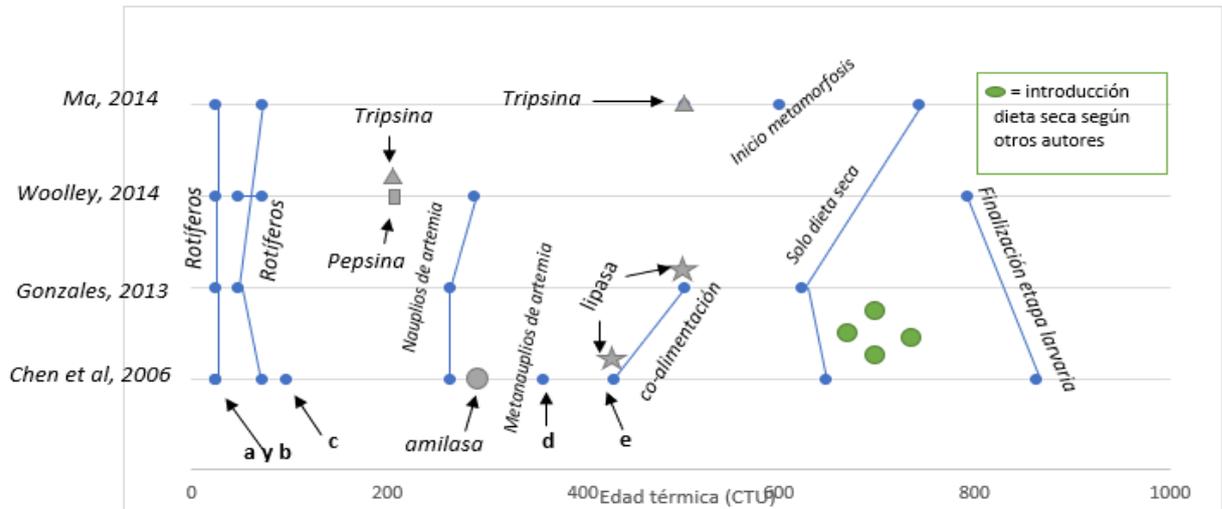


- a) detección del páncreas b) detección del hígado y vacuolas intestinales c) detección válvula ileorectal d) detección de glándulas gástricas y células caliciformes e) estómago completo f) conducto pilórico

**Ilustración 2.2 b) Principales hitos sobre el desarrollo larvario del género *Centropomus***

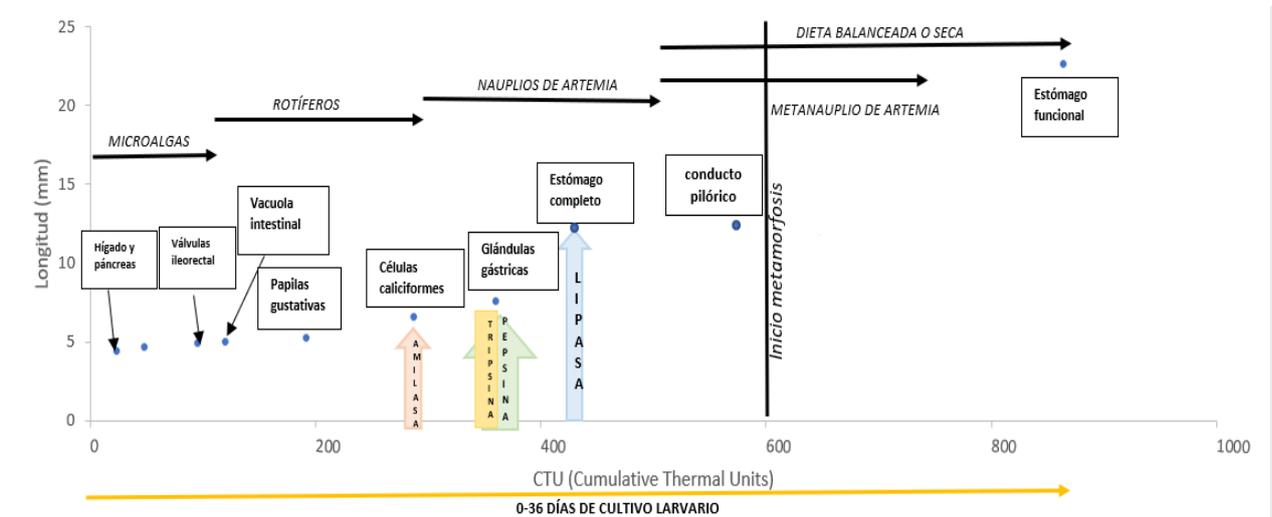


**Ilustración 2.3 a) Metaanálisis de información sobre la etapa larvaria del género *Seriola*.**



- a) detección del páncreas b) detección del hígado y vacuolas intestinales c) detección válvula ileorectal d) detección de glándulas gástricas y células caliciformes e) estómago completo f) ciego pilórico

**Ilustración 2.4 b) Principales hitos sobre el desarrollo larvario del género *Seriola***



## **2.6 Análisis de costos**

Para realizar el análisis del valor total a invertir desde el suministro de artemia hasta proporcionar el alimento balanceado dentro del cultivo de larvas de peces marinos se utilizó la información proporcionada por CENAIM de los precios en base a las presentaciones comerciales de artemia, enriquecedor Algamac® y alimento balanceado con diferentes micrajés importados desde Estados Unidos con impuestos incluidos. Los precios de los reactivos que se utilizan para decapsular los quistes de artemias se cotizaron mediante las páginas webs de empresas de agroquímicos y los materiales plásticos se buscaron en los catálogos de Pycca.

## **2.7 Adaptación del protocolo de deshabitación del alimento vivo**

Se procedió a homologar los resultados obtenidos de las estrategias de deshabitación del alimento vivo del género *Centropomus* sp. y *Seriola lalandi*, con la información del laboratorio en los cultivos de CENAIM y así extrapolar los datos que servirán para el protocolo final de deshabitación del alimento vivo de las especies *Centropomus nigrescens* y *Seriola rivoliana*.

# CAPÍTULO 3

## 3. RESULTADOS Y ANÁLISIS

Al finalizar el metaanálisis se determinó que las principales enzimas directamente relacionadas con un adecuado inicio de la deshabitación del alimento vivo son pepsina y lipasa. A su vez, la evidencia de la completa formación de las glándulas gástricas, células caliciformes y el estómago completo ayudan a identificar el momento indicado en el que la larva puede realizar una buena digestión de la dieta seca.

### 3.1 Estandarización del protocolo de deshabitación del alimento vivo para *Centropomus nigrescens*.

En el trabajo de Teles *et al.* (2015) se determinó que en el robalo negro, *Centropomus nigrescens* las primeras células caliciformes y glándulas gástricas, aparecieron aproximadamente a los 750 CTU. Estas células son indicadoras del inicio de un estómago funcional.

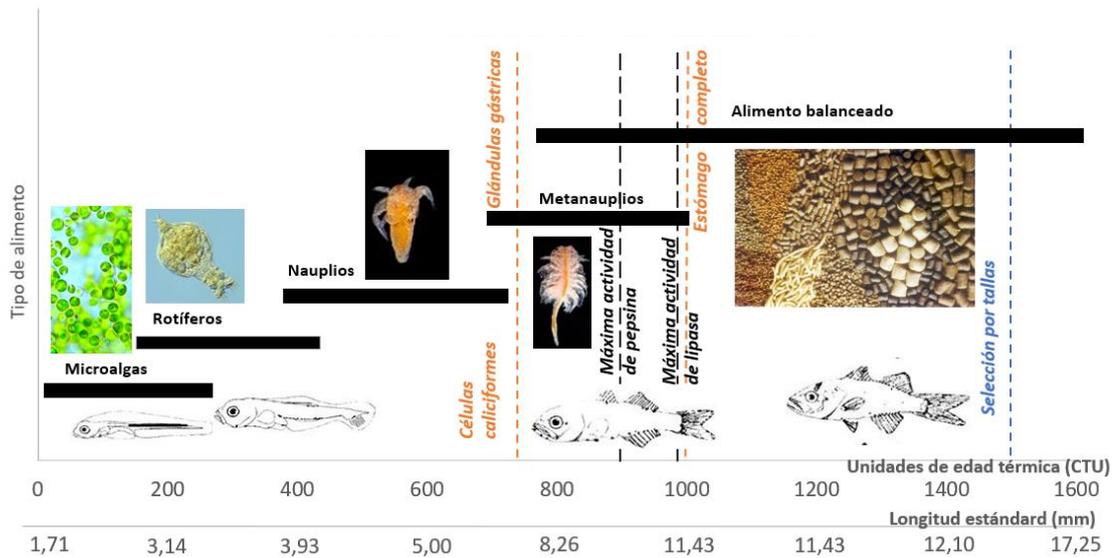
De acuerdo con el resultado del metaanálisis realizado para el género *Centropomus*; el robalo negro, está morfológica y fisiológicamente listo para el inicio de la deshabitación del alimento vivo cuando inicia la metamorfosis; es decir aproximadamente a 780 CTU por un lapso recomendado de 10 días (tabla 3.1) considerando la co-alimentación (alimento balanceado + artemia) como estrategia para reducir el efecto negativo por un cambio brusco de alimento. Se realizó una homologación del protocolo obtenido en el presente trabajo con los datos de las larviculturas realizadas en CENAIM donde se cultiva el robalo a temperatura ambiente entre 21,3 y 29,5 °C. Se determinó que en temporadas consideradas frías (24.3°C) la deshabitación puede iniciar a los 32 DPE, mientras que en temporadas consideradas cálidas (26,9°C) se puede iniciar a 29 DPE.

**Tabla 3.1 Protocolo práctico de deshabitación del alimento vivo para *C. nigrescens***

DPE		Alimentación	
Temporada Fría	Temporada Cálida	metanauplios/ml	balanceado
29	32	2,5	<i>ad libitum</i>
30	33	2,5	<i>ad libitum</i>
31	34	2,5	<i>ad libitum</i>
32	35	2,5	<i>ad libitum</i>
33	36	1	<i>ad libitum</i>
34	37	1	<i>ad libitum</i>
35	38	1	<i>ad libitum</i>
36	39	0,5	<i>ad libitum</i>
37	40	0,5	<i>ad libitum</i>
38	41	0,5	<i>ad libitum</i>

Se determinó que la actividad enzimática máxima de pepsina ocurre aproximadamente en 896 CTU y de lipasa en 980 CTU (ilustración 3.1). Esta máxima actividad permite inferir que el estómago cumple con las características ácidas requeridas para la digestión exclusiva de dietas formuladas y, por ende, se debe finalizar la co-alimentación y alimentar exclusivamente con alimento balanceado aproximadamente a 1040 CTU, como lo reportaron Alves *et al* 2006, donde con el método de deshabitación progresiva obtuvieron supervivencias mayores al 91% para *Centropomus parallelus*.

**Ilustración 3.1 Estandarización de protocolo práctico de deshabituación del alimento vivo para *Centropomus nigrescens*. Elaborado por autores**



Se determinó que *Centropomus nigrescens* finaliza su etapa larval a los 1500 CTU aproximadamente, cuando ha alcanzado 16,9 mm LS o al transcurrir el 52% del progreso del cultivo (780 CTU). En este momento, los animales ya están listos para iniciar la deshabituación del alimento vivo a través de la co-alimentación. En concordancia con este resultado, el protocolo aplicado en CENAIM indica que la deshabituación suele iniciar al transcurrir el 59% (ilustración 3.3) del periodo de larvicultura o 886,4 CTU en temporadas cálidas, y al 62,4% o 936,6 CTU en temporadas frías. Según el presente trabajo, al 69,3% (1040 CTU) las larvas ya no dependerían del alimento vivo, mientras que en CENAIM se prolonga el uso de artemia hasta el 76,7% (1150,5 CTU) del estado larval en temporadas cálidas y al 107,5% (1612,8) en temporadas frías, lo que puede producir efectos adversos en la supervivencia de las larvas. Se ha demostrado, que tanto la deshabituación temprana, como la tardía generan deficiencias nutricionales en los cultivos larvarios de peces marinos, los cuales conllevan a la mortalidad por temprana deshabituación como lo reportado por Cahu & Infante (1994; 100% de mortalidad en *Dicentrarchus labrax*); y Ma *et al.*, (2014; 99,8% y 98,3% mortalidad en larvas de *Seriola lalandi*).

Así mismo, pueden producirse altas tasas de deformidad por la deshabituación tardía según Kestemont *et al.* (2007), juveniles de baja calidad, pesos y longitud total reducidos de acuerdo con Łaczyńska *et al.* (2016). Sumados a los problemas

morfológicos y fisiológicos por una inadecuada deshabitación también está el costo económico que conlleva prolongar el uso de alimento vivo.

Es común que durante la deshabitación se presente canibalismo en los cultivos, debido a la preferencia a presas de mayor tamaño que la artemia, heterogeneidad de los animales o exposiciones prolongadas a la luz (*C. nigrescens* es un alimentador visual). Para reducir el comportamiento caníbal o canibalismo, se determinó que es necesario mantener un fotoperiodo de 12 h luz y 12 h oscuridad. Además, clasificar o separar por tallas los animales cuando estos alcanzan los 17 mm LS aproximadamente a 1500 CTU y aumentar el tamaño de los pellets de alimento balanceado conforme el animal va aumentando en tamaño. Por otro lado, el alimento balanceado debe ser adicionado 30 minutos antes de la alimentación con artemia, según lo sugieren Alves *et al*, (2006) mínimo dos veces al día (9h00 – 15h00).

### **3.2 Estandarización del protocolo de deshabitación del alimento vivo para *Seriola rivoliana***

Se ha determinado que en *Seriola rivoliana* (huayaibe), las primeras células caliciformes y glándulas gástricas aparecen a 288 y 360 CTU, respectivamente. Lo que indica que el estómago ya es funcional pese a que no posee su forma completa Chen, *et al*. (2006). Sin embargo, la aparición de estos órganos indica que el estómago ya puede procesar y aprovechar de una manera adecuada la alimentación balanceada.

De acuerdo con el resultado del metaanálisis realizado para el género *Seriola*, las larvas de huayaibe están morfológica y físicamente listas para el inicio de la deshabitación del alimento vivo desde 432 CTU aplicando un lapso recomendado de 9 días de co-alimentación (alimento balanceado + artemia; tabla 3.2).

El alimento balanceado debe ser suministrado de acuerdo con el tamaño de la boca abierta del animal, a medida que el tamaño de la boca de las larvas aumenta, el tamaño del pellet también debe aumentar para su fácil aceptación y digestión. Para efecto del establecimiento del protocolo de deshabitación, se definió que

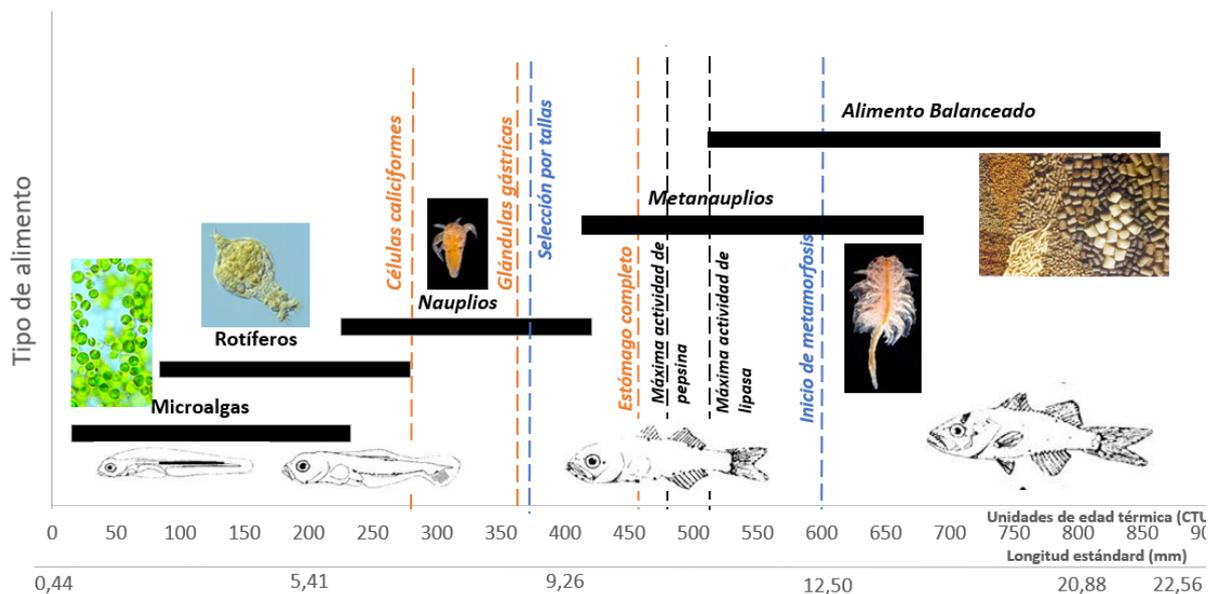
primero se alimenta con artemia y 20 minutos más tarde se suministra el alimento balanceado, dos veces al día (9h00 y 16h00). El protocolo de co-alimentación inició con 2,5 presas/mL de artemia, y concluyó al 7mo día con 0,5 presas/mL, para completar el requerimiento de alimentación a medida que el consumo de artemia disminuye, la cantidad de alimento balanceado fue aumentando (*ad libitum*).

**Tabla 3.2 Estandarización del protocolo práctico de deshabitación del alimento vivo para *Seriola rivoliana*. Elaborado por autores.**

DPE	Alimentación	
	metanauplios/ml	balanceado
21	2,5	<i>Ad libitum</i>
22	2,0	<i>Ad libitum</i>
23	2,0	<i>Ad libitum</i>
24	1,5	<i>Ad libitum</i>
25	1,5	<i>Ad libitum</i>
26	1,0	<i>Ad libitum</i>
27	1,0	<i>Ad libitum</i>
28	0,5	<i>Ad libitum</i>
29	0,5	<i>Ad libitum</i>

En cuanto a la actividad enzimática, en 480 CTU se dio la máxima actividad de producción de pepsina y en 504 CTU para la lipasa, la aparición de ambas enzimas con su máxima actividad indica que el estómago cumple con las características ácidas necesarias para realizar una adecuada digestión que requieren las dietas balanceadas, sin necesidad de seguir con el proceso de co-alimentación (ilustración 3.2). En 744 CTU, suministrando sólo dieta balanceada, se alcanzó una supervivencia mayor a 85% y una longitud estándar de 22,56 mm al final del cultivo (864 CTU; Chen *et al*, 2006).

**Ilustración 3.2 Estandarización del protocolo práctico de deshabitación del alimento vivo para *Seriola rivoliana*.**



Se realizó una homologación del protocolo obtenido en este trabajo con los datos de las larviculturas realizadas en los laboratorios de CENAIM donde se cultiva el huayaípe a una temperatura de  $27,5^{\circ}\text{C} \pm 0,569$  siendo así que empiezan la deshabitación del alimento vivo a los 25 DPE (ilustración 3.3).

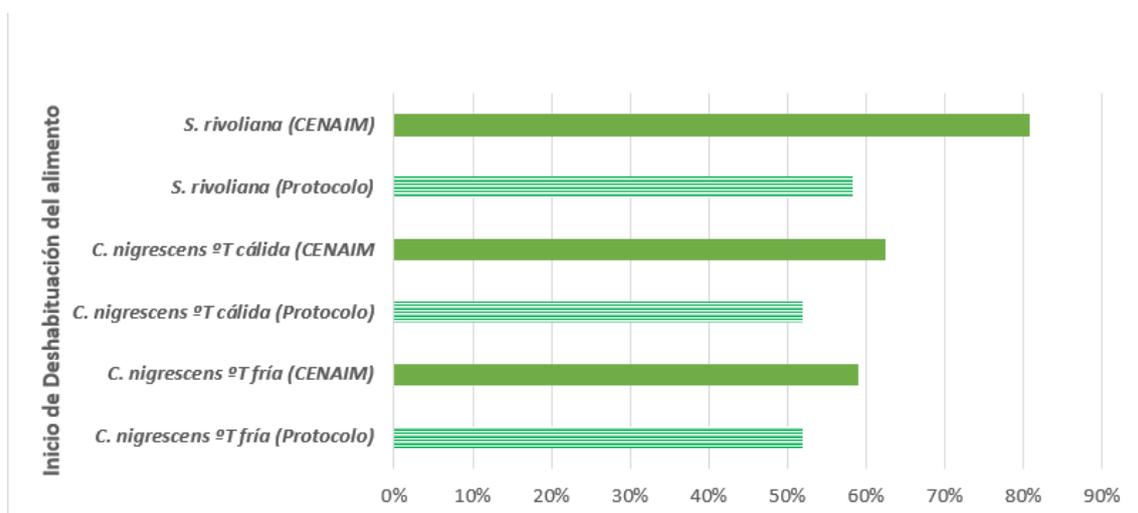
Mediante la estandarización del protocolo de deshabitación propuesto, se determinó que las larvas de *Seriola rivoliana* finalizan su etapa larval aproximadamente a 864 CTU que corresponde a una LS 22,56 mm en promedio, alcanzando el 58,33% (504 CTU) del total del cultivo ya son capaces de ingerir dieta seca, por medio del proceso de co-alimentación pero en los laboratorios de CENAIM se inicia la co-alimentación al 80,73% (697,5 CTU) del total del cultivo y se deshabitúa totalmente al 98,31 % (849,4 CTU) del progreso del cultivo, mientras que en el protocolo estandarizado se deshabitúa totalmente al 80,56% (696 CTU).

Según los resultados se demostró que en los laboratorios de piscicultura de CENAIM se retarda un 22,40% para iniciar el proceso de co-alimentación, y un 12,2% para deshabituarse totalmente del alimento balanceado. Además, el presente

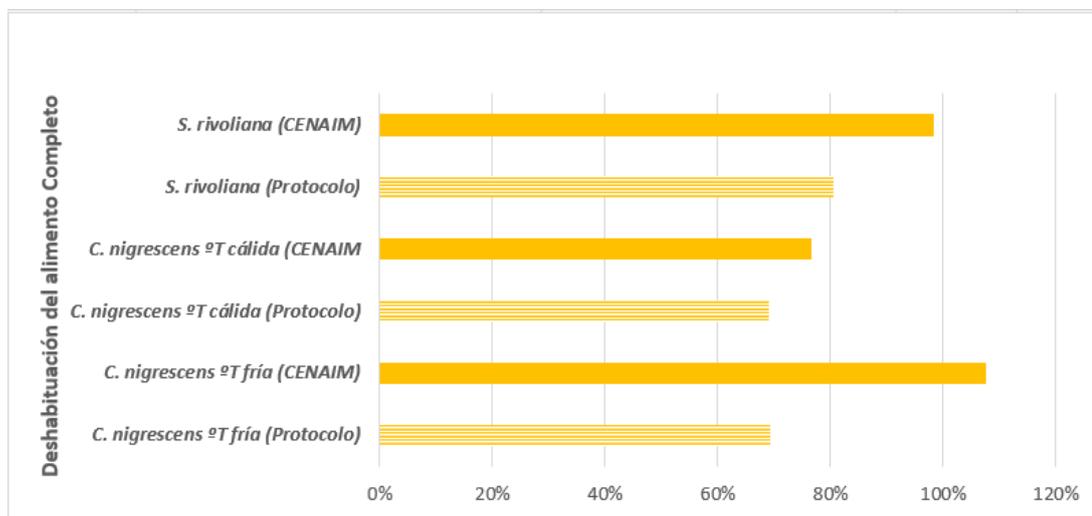
estudio demostró que las tasas de crecimiento específicas fueron más altas cuando se inició la co-alimentación desde los 21 DPE (504 CTU), y al momento de la deshabitación total a los 31 DPE (744 CTU) se tuvo una supervivencia favorable mayor al 85% al final del cultivo larvario. Basándonos en el rango de temperatura usado en los cultivos de larvas de *Seriola* spp., en CENAIM, con una temperatura de 24°C, el proceso de co-alimentación puede iniciar a los 21 DPE (744 CTU) y la deshabitación total puede iniciar a los 29 DPE (698 CTU) y a temperaturas de 27°C, se puede iniciar la co-alimentación a los 19 DPE (513 CTU) y la deshabitación total a los 26 días (756 CTU) (ilustración 3.4).

Como se ha mencionado, el alimento vivo no contiene todos los nutrientes requeridos como los ácidos grasos altamente saturados, su uso prolongado genera deficiencias nutricionales importantes para los animales, esto ocasiona las mortalidades masivas (hasta el 100%) registradas en CENAIM a 573,3 CTU (60% del cultivo) en el cultivo de Huayaipé. El protocolo estandarizado, ayuda a disminuir la tasa de mortalidad ocasionada por una deshabitación inadecuada y también reduce la presencia del canibalismo dentro del cultivo al realizar la separación por tallas alrededor de los 360 CTU.

**Ilustración 3.3 Convalidación de resultados al Inicio de la Deshabitación con los datos del protocolo estandarizado y los datos del cultivo de CENAIM. Elaborado por autores**



**Ilustración 3.4 Convalidación de resultados de la deshabitación completa con los datos del protocolo estandarizado y los datos del cultivo de CENAIM. Elaborado por autores**



### 3.3 Análisis de costos

En el protocolo práctico propuesto para la producción de larvas de huyaiape en un volumen de agua de 1 tonelada y con una densidad de siembra de 60 larvas por litro, se requiere \$91,94 desde el inicio de la alimentación con artemia hasta la deshabitación, mientras que para el cultivo de robalo cuando se realiza en temporadas consideradas frías se requiere \$482 y en temporadas cálidas \$273 por el uso de quistes de artemia+ enriquecedor.

Realizando el análisis de costo en el mercado, el valor total que se requiere para iniciar la producción de peces juveniles es de \$3.794, ya que cada producto utilizado tanto para la alimentación viva como la balanceada sólo se consiguen en su envase comercial, por esta razón para que haya un mejor aprovechamiento de los insumos, se propone aumentar los tanques de cultivo en el laboratorio de producción.

**Tabla 3.3 Costos de producción total del alimento para 1 tanque de 1 Ton**

<b>Inversión en alimentación durante la deshabitación para un tanque de 1T; densidad de siembre 60 larvas/L</b>				
	<b>Rubros</b>	<b>Precio Unitario</b>	<b>Cantidad Total</b>	<b>Precio Total</b>
<b>Alimentos</b>	Quistes de Artemia (5 000 gr)	\$1.495,40	1	\$ 1.495,40
	Otohime tipo B1 (1000 gr)	\$ 287,22	1	\$ 287,22
	Otohime tipo B2 (1000 gr)	\$ 203,76	1	\$ 203,76
	Otohime tipo C1 (1000 gr)	\$ 333,50	1	\$ 333,50
	Otohime tipo C2 (1000 gr)	\$ 310,32	1	\$ 310,32
<b>Reactivos</b>	Enriquecimiento Algamac (800 gr)	\$ 388,02	1	\$ 388,02
	Hipoclorito de Sodio (galón)	\$ 355,00	1	\$ 355,00
<b>Materiales plásticos</b>	Balde (10 litros)	\$ 3,49		\$ 3,49
	Jarra (2,5 litros)	\$ 1,79	1	\$ 1,79
	<b>Sueldo Básico</b>	\$ 400,00	1	\$ 400,00
	<b>TOTAL</b>			<b>\$ 3.778,50</b>

# CAPÍTULO 4

## 4. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 4.1 Conclusiones

Se determinó que la aparición de células caliciformes junto a las glándulas gástricas y la completa formación del estómago son indicadores del inicio de la funcionalidad del estómago y con ello, la deshabitación del alimento vivo mediante la co-alimentación.

Se estableció que *C. nigrescens* puede iniciar la deshabitación progresiva del alimento vivo aproximadamente a 780 CTU, mientras que *S. rivoliana* aproximadamente a 504 CTU.

Se determinó que la actividad máxima de las enzimas pepsina, lipasa, tripsina y amilasa, indica el momento adecuado en el que las larvas pueden procesar el alimento exógeno. La tripsina y la amilasa ayudan en el procesamiento de la primera alimentación exógena (alimento vivo), mientras que la pepsina y lipasa ayudan a hidrolizar las proteínas y ácidos grasos ingeridos en el estómago.

De acuerdo con el análisis de costo realizado, la aplicación del protocolo no requiere inversiones adicionales en relación a los protocolos que normalmente se ejecutan, dando mejores resultados de supervivencia y larvas de buena calidad, lo que hace que sea un protocolo de deshabitación del alimento vivo más factible y más práctico de usar.

## **4.2 Recomendaciones**

Aplicar el protocolo práctico de deshabitación en las instalaciones del CENAIM, para así reducir el tiempo de uso de alimento vivo y mejorar la nutrición de las larvas de peces marinos.

Al ejecutar el protocolo práctico estandarizado de deshabitación del alimento vivo en las instalaciones del CENAIM, se debe tener en cuenta que hay que hacer una selección por tallas cuando se observen tallas grandes y otras pequeñas, para evitar el canibalismo al momento de hacer la deshabitación.

Además, se propone que haya un periodo de oscuridad de 12 horas para cultivos dentro de Ecuador, puesto que las larvas son depredadores visuales, y con mayor intensidad de horas luz aumentan el canibalismo dando como resultado altas mortalidades dentro del cultivo. El tamaño del pellet tiene que aumentar a medida que el tamaño de la boca vaya creciendo, para asegurar que haya una buena aceptación e ingestión del alimento balanceado.

Se recomienda realizar al menos una vez pruebas histológicas y enzimáticas en cada lote de cultivo, para ajustar con el protocolo práctico propuesto y para asegurar que los tiempos establecidos, mediante revisión bibliográfica, concuerden con lo experimental.

# BIBLIOGRAFÍA

- 24Fish. (2020). Filetto di Ricciola del Mediterraneo [en línea]. Disponible en <https://www.24.fish/prodotto/filetto-di-ricciola-del-mediterraneo/>
- Alvarez-González, C. A., Gaxiola-Cortés, G., Jiménez-Martínez, L. D., Sanchez-Zamora, A., Arena-Ortiz, L., Martínez-Bruguete, T., Tovar-ramírez, D., Concha-Frías, B., Márquez-Couturier, G., Perales-García, N., Asencio-Alcudia, G. G., & Jesús-Ramírez, F. (2010). Avances en la fisiología digestiva del robalo blanco (*Centropomus undecimalis*) en Tabasco, México. En Avances en Nutrición Acuícola X - Memorias del Décimo Simposio Internacional de Nutrición Acuícola.
- Alves, T. T., Cerqueira, V. R., & Brown, J. A. (2006). Early weaning of fat snook (*Centropomus parallelus* Poey 1864) larvae. *Aquaculture*. 253, 334-342. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.06.006>
- Beaz, D., Cárdenas, S., & Villaroel, M. (2009). Con la acuicultura alimentamos tu salud. XII Congreso Nacional de Acuicultura, 1(May 2014), 714. <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.1235.7847>
- Blacio, E., Darquea, J., & Rodríguez, P. (2003). Avances en el cultivo de huayaípe, *Seriola rivoliana* (Valenciennes 1833), en las instalaciones del CENAIM. *El Mundo Acuícola*, 9, 27-28.
- Bryant, P. L., & Matty, A. J. (1981). Adaptation of carp (*Cyprinus carpio*) larvae to artificial diets. 1. Optimum feeding rate and adaptation age for a commercial diet. *Aquaculture*, 23(1-4), 275-286. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(81\)90021-1](https://doi.org/10.1016/0044-8486(81)90021-1)
- Burgoin, M. (2015). Estudio de la incorporación de la levadura viva *Debaryomyces hansenii* a través del rotífero *Brachionus rotundiformis* durante los primeros días de desarrollo del Jurel *Seriola rivoliana*. Centro de investigaciones biológicas del Noroeste S.C, Tesis de posgrado.
- Cahu, C. L., & Infante, J. L. Z. (1994). Early weaning of sea bass (*Dicentrarchus*

- labrax) larvae with a compound diet: Effect on digestive enzymes. *Comparative Biochemistry and Physiology -- Part A: Physiology*, 109(2), 213-222. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(94\)90123-6](https://doi.org/10.1016/0300-9629(94)90123-6)
- Cahu, C. L., Zambonino Infante, J. L., Péres, A., Quazuguel, P., & Le Gall, M. M. (1998). Algal addition in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae rearing: Effect on digestive enzymes. *Aquaculture*, 161(1-4), 479-489. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(97\)00295-0](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(97)00295-0)
- Carton, A. G., & Vaughan, M. R. (2010). Behavioural and anatomical measures of visual acuity in first-feeding Yellowtail Kingfish (*Seriola lalandi*) larvae. *Environmental Biology of Fishes*, 89(1), 3-10. <https://doi.org/10.1007/s10641-010-9657-2>
- Chen, B. N., Qin, J. G., Kumar, M. S., Hutchinson, W., & Clarke, S. (2006). Ontogenetic development of the digestive system in yellowtail kingfish *Seriola lalandi* larvae. *Aquaculture*, 256(1-4), 489-501. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.01.041>
- Civera-Cerecedo, R., Alvarez-González, C. a., & Moyano-López, F. J. (2004). Nutrición y alimentación de larvas de peces marinos. *Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*, March 2016, 8-94.
- Conceição, L. E. C., Yúfera, M., Makridis, P., Morais, S., & Dinis, M. T. (2010). Live feeds for early stages of fish rearing. *Aquaculture Research*, 41(5), 613-640. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02242.x>
- Correa, C. F., & Cerqueira, V. R. (2007). Effects of stocking density and size distribution on growth , survival and cannibalism in juvenile fat snook ( *Centropomus parallelus* Poey ). *Aquaculture Research*, 38, 1627-1634. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01823.x>
- Dabrowski, K. (1984a). Influence of initial weight during the change from live to compound feed on the survival and growth of four cyprinids. *Aquaculture*, 40(1), 27-40. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(84\)90213-8](https://doi.org/10.1016/0044-8486(84)90213-8)
- Dabrowski, K. (1984b). The feeding of fish larvae : present « state of the art » and

- perspectives. *Reproduction Nutrition Développement*, 24(6), 807-833.  
<https://doi.org/10.1051/rnd:19840701>
- Elbal, M. T., García Hernández, M. P., Lozano, M. T., & Agulleiro, B. (2004). Development of the digestive tract of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). Light and electron microscopic studies. *Aquaculture*, 234(1-4), 215-238.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.11.028>
- Escárcega-Rodríguez, S., & Lazo, J. P. (2018). Primeras pruebas de adaptación al cultivo extensivo del robalo (*Centropomus nigrescens*) en estanques en la costa de Michoacán, México. *CIENCIA ergo sum*, 25(3), 300-312.  
<https://doi.org/10.30878/ces.v25n3a8>
- Fletcher, R. C., Roy, W., Davie, A., Taylor, J., Robertson, D., & Migaud, H. (2007). Evaluation of new microparticulate diets for early weaning of Atlantic cod (*Gadus morhua*): Implications on larval performances and tank hygiene. *Aquaculture*, 263(1-4), 35-51. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.09.019>
- Froese, R., & D. Pauly. (2019). *Seriola rivoliana* Valenciennes , 1833. FishBase. World Wide Web electronic publication. <https://www.fishbase.se/summary/1007>.
- García Hernández, M. P., Lozano, M. T., Elbal, M. T., & Agulleiro, B. (2001). Development of the digestive tract of sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). Light and electron microscopic studies. *Anatomy and Embryology*, 203(6), 39-57.  
<https://doi.org/10.1007/s004290100173>
- Georgalas, V., Malavasi, S., Franzoi, P., & Torricelli, P. (2007). Swimming activity and feeding behaviour of larval European sea bass ( *Dicentrarchus labrax* L ): Effects of ontogeny and increasing food density. 264, 418-427. *Aquaculture*  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.09.035>
- Giffard-Mena, I., Charmantier, G., Grousset, E., Aujoulat, F., & Castille, R. (2006). Digestive tract ontogeny of *Dicentrarchus labrax*: Implication in osmoregulation. *Development Growth and Differentiation*, 48(3), 139-151.  
<https://doi.org/10.1111/j.1440-169X.2006.00852.x>
- Giménez, G., & Estévez, A. (2008). Effect of larval and prey density, prey dose and

light conditions on first feeding common dentex (*Dentex dentex* L.) larvae. *Aquaculture Research*, 39(1), 77-84. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01875.x>

Gisbert, E., Giménez, G., Fernández, I., Kotzamanis, Y., & Estévez, A. (2009). Development of digestive enzymes in common dentex *Dentex dentex* during early ontogeny. *Aquaculture*, 287(3-4), 381-387. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.10.039>

González, K. (2013). DESARROLLO MORFOLÓGICO, CRECIMIENTO ALOMÉTRICO Y ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DURANTE LA ONTOGENIA TEMPRANA DEL DORADO *Seriola lalandi* Valenciennes, 1833 (Carangidae: Perciformes). Universidad Austral de Chile, tesis de grado.

Holt, G. J. (2011). Larval Fish Nutrition. En *Larval Fish Nutrition*. <https://doi.org/10.1002/9780470959862>

Infante, J. L. Z., & Cahu, C. L. (1994). Influence of diet on pepsin and some pancreatic enzymes in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. *Comparative Biochemistry and Physiology -- Part A: Physiology*, 109(2), 209-212. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(94\)90122-8](https://doi.org/10.1016/0300-9629(94)90122-8)

Kestemont, P., Xueliang, X., Hamza, N., Maboudou, J., & Imorou Toko, I. (2007). Effect of weaning age and diet on pikeperch larviculture. *Aquaculture*, 264(1-4), 197-204. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.12.034>

Kolkovski, S. (2001). Digestive enzymes in fish larvae and juveniles – implications and applications to formulated diets. *Aquaculture*, 200, 181-201.

Kolkovski, S., Tandler, A., Kissil, G. W., & Gertler, A. (1993). The effect of dietary exogenous digestive enzymes on ingestion, assimilation, growth and survival of gilthead seabream (*Sparus aurata*, Sparidae, Linnaeus) larvae \*. *Fish Physiology and Biochemistry*. 12(3), 203–209.

- Lazo, J. P. (2000). Conocimiento actual y nuevas perspectivas en el desarrollo de dietas para larvas de peces marinos. *Avances En Nutrición Acuicola. Memorias Del V Simposium Internacional de Nutrición Acuicola*, 300–312.
- Łączczyńska, B., Palińska-Żarska, K., Nowosad, J., Biłas, M., Krejszeff, S., Müller, T., Kucharczyk, D., & Żarski, D. (2016). Effect of age, size and digestive tract development on weaning effectiveness in crucian carp, *Carassius carassius* (Linnaeus, 1758). *Journal of Applied Ichthyology*, 32(5), 866-872. <https://doi.org/10.1111/jai.13100>
- Ma, Z., Qin, J. G., Hutchinson, W., Chen, B. N., & Song, L. (2014). Responses of digestive enzymes and body lipids to weaning times in yellowtail kingfish *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833) larvae. *Aquaculture Research*, 45(6), 973-982. <https://doi.org/10.1111/are.12039>
- Mata Sotres, J. A. (2010). Evaluación del éxito en el destete en larvas de totoaba (*totoaba macdonaldi*) y jurel cola amarilla (*seriola lalandi dorsalis*) Utilizando el crecimiento, supervivencia y/o tasas de ingestión. [http://www.lareferencia.info/vufind/Record/MX\\_0abc134866f32d6efed884001276a579](http://www.lareferencia.info/vufind/Record/MX_0abc134866f32d6efed884001276a579)
- Mata-Sotres, J. A., Moyano, F. J., Martínez-Rodríguez, G., & Yúfera, M. (2016). Daily rhythms of digestive enzyme activity and gene expression in gilthead seabream (*Sparus aurata*) during ontogeny. *Comparative Biochemistry and Physiology -Part A: Molecular and Integrative Physiology*, 197, 43–51. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2016.03.010>
- Morais, S., Cahu, C., Zambonino-Infante, J. L., Robin, J., Rønnestad, I., Dinis, M. T., & Conceição, L. E. C. (2004). Dietary TAG source and level affect performance and lipase expression in larval sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Lipids*, 39(5), 449–458. <https://doi.org/10.1007/s11745-004-1250-2>
- Moyano, F. J., Díaz, M., Alarcón, F. J., & Sarasquete, M. C. (1996). Characterization of digestive enzyme activity during larval development of gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 15(2), 121–130. <https://doi.org/10.1007/BF01875591>

- Palińska-Zarska, K., Zarski, D., Krejszeff, S., Nowosad, J., Bilas, M., Trejchel, K., Brylewski, A., Targońska, K., & Kucharczyk, D. (2014). The effect of age, size and digestive tract development on burbot, *Lota lota* (L.), larvae weaning effectiveness. *Aquaculture Nutrition*, 20(3), 281-290. <https://doi.org/10.1111/anu.12076>
- Papadakis, I. E., Kentouri, M., Divanach, P., & Mylonas, C. C. (2013). Ontogeny of the digestive system of meagre *Argyrosomus regius* reared in a mesocosm, and quantitative changes of lipids in the liver from hatching to juvenile. *Aquaculture*, 388-391(1), 76-88. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.01.012>
- Person, L. (1989). Early weaning of marine fish larvae onto microdiets: constraints and perspectives. *Advances in Tropical Aquaculture*, 625-642. <http://archimer.ifremer.fr/doc/00000/1422/>
- Rodríguez-Rúa, A., Salas-Leiton, E., Jiménez-Fernández, E., & Zuasti, E. (2012). Efecto de distintas pautas de alimentación en el desarrollo de las larvas de corvina ( *Argyrosomus regius* , Asso 1801 ). EFECTO DE DISTINTAS PAUTAS DE ALIMENTACIÓN EN EL DESARROLLO DE LAS LARVAS DE CORVINA ( *Argyrosomus regius* , Asso 1801 ) ! January, 2012–2013.
- Sala, R., Santamaría, C. A., & Crespo, S. (2005). Growth of organ systems of *Dentex dentex* ( L ) and *Psetta maxima* ( L ) during larval development. *Revista de biología de peces*, 66 (2): 315-326. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2005.00580.x>
- Santamaría, C. A., Marín De Mateo, M., Traveset, R., Sala, R., Grau, A., Pastor, E., Sarasquete, C., & Crespo, S. (2004). Larval organogenesis in common dentex *Dentex dentex* L. (Sparidae): Histological and histochemical aspects. *Aquaculture*, 237(1-4), 207-228. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.03.020>
- Sanz, F. (2012). Nutrición y alimentación en piscicultura. Capítulo 1. La digestión en los peces. Madrid. ISBN: 978-84-7114-735-6. 485-486 pp.

- Sinche, F., Vera, V., & Blacio, E. (2005). Cultivo de huayaípe, *Seriola rivoliana*, en piscinas provistas de geomenbranas. 21. <https://www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/1752/1/3423.pdf>
- Solovyev, M. M., Campoverde, C., Öztürk, S., Moreira, C., Diaz, M., Moyano, F. J., Estévez, A., & Gisbert, E. (2016). Morphological and functional description of the development of the digestive system in meagre (*Argyrosomus regius*): An integrative approach. *Aquaculture*, 464, 381-391. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.07.008>
- Suzer, C., Kamacı, H. O., Çoban, D., Yıldırım, Ş., Fırat, K., & Saka, Ş. (2013). Functional changes in digestive enzyme activities of meagre (*Argyrosomus regius*; Asso, 1801) during early ontogeny. *Fish Physiology and Biochemistry*, 39(4), 967–977. <https://doi.org/10.1007/s10695-012-9755-5>
- Teles, A., Melo Costa, W., Ammar, D., Rauh Müller, Y. M., Nazari, E. M., & Ronzani Cerqueira, V. (2015). Ontogeny of the digestive tract of *Centropomus parallelus* larvae. *Fish Physiology and Biochemistry*, 41(2), 549-559. <https://doi.org/10.1007/s10695-015-0028-y>
- Temple, S., Ronzani, V., & Brown, J. A. (2004). *The effects of lowering prey density on the growth , survival and foraging behaviour of larval fat snook ( Centropomus parallelus poey 1860 )*. 233, 205-217. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.09.043>
- Villamizar, N., García-mateos, G., & Sánchez-vázquez, F. J. (2011). Behavioral responses of European sea bass ( *Dicentrarchus labrax* ) larvae and *Artemia* sp . exposed to constant light or darkness vs . light / dark cycles of white , red or blue wavelengths. *Aquaculture*, 317(1-4), 197-202. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.03.036>
- Von Herbing, I. H., & Gallager, S. M. (2000). Foraging behavior in early Atlantic cod larvae (*Gadus morhua*) feeding on a protozoan (*Balanion* sp.) and a copepod nauplius (*Pseudodiaptomus* sp.). *Marine Biology*, 136(3), 591-602. <https://doi.org/10.1007/s002270050719>

- Woolley, L. D., & Qin, J. G. (2013). Ontogeny of body density and the swimbladder in yellowtail kingfish *Seriola lalandi* larvae. *Journal of Fish Biology*, 82(2), 658-670. <https://doi.org/10.1111/jfb.12020>
- Woolley, L. D., Stewart Fielder, D., & Qin, J. G. (2014). Swimbladder inflation, growth and survival of yellowtail kingfish *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833) larvae under different temperature, light and oxygen conditions. *Aquaculture Research*, 45(9), 1489–1498. <https://doi.org/10.1111/are.12097>
- Yanes-Roca, C., Toledo-Cuevas, M. E., Sánchez, L. J., Born-Torrijos, A., Rhody, N., & Main, K. L. (2018). Digestive Enzyme Activity during Larval Development of Black Snook, *Centropomus nigrescens*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 49(3), 612-624. <https://doi.org/10.1111/jwas.12466>
- Yúfera, M., & Darias, M. J. (2007). The onset of exogenous feeding in marine fish larvae. *Aquaculture*, 268(1-4 SPEC. ISS.), 53-63. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.04.050>

# ANEXOS

**Tabla 0.1 Organogénesis de *Seriola lalandi* (Chen et al., 2006).**

<i>Seriola lalandi</i>	(Chen, 2006)			
	DPE	Temperatura °C	CTU	LS (mm)
<b>Estómago</b>				
glándulas gástricas	15	24	360	7.56
Forma Y-J completa	18	24	432	10
<b>Intestino</b>				
conducto pilórico	24	24	648	12
vacuolas intestinales	5	24	120	5
células caliciformes	12	24	288	6.56
válvula iliorectal	4	24	96	4.9
<b>Glándulas accesorias</b>				
higado	1	24	24	4.4
páncreas	1	24	24	4.4

**Tabla 0.2 Organogénesis de *Sparus aurata* (Elbal et al., 2004).**

<i>Sparus aurata</i>	Elbal et al., 2004			
	DPE	Temperatura °C	CTU	LS (mm)
<b>estómago</b>				N/A
glándulas gástricas	60-69	18,5	1110	N/A
forma Y-J completa	69	18,5	1276,5	N/A
<b>Intestino</b>				
conducto pilórico	60-69	18,5	1110	N/A
Vacuolas intestinales	4-7	18,5	74	N/A
células caliciformes	8	18,5	148	N/A
Valvula ileorectal	7	18,5	129,5	N/A
<b>Glándulas accesorias</b>				
higado	3	18,5	55,5	N/A
páncreas	3	18,5	55,5	N/A

**Tabla 0.3 Organogénesis de *Centropomus parallelus*(Teles et al., 2015).**

<i>Centropomus parallelus</i>	Teles et al., 2015			
	DPE	Temperatura °C	CTU	LS(mm)
<b>estómago</b>				
glándulas gástricas	30	25	750	7,70
forma Y-J completa	40	25	1000	11,5
<b>Intestino</b>				
conducto pilórico	60	25	1500	16,9
vacuolas intestinales	4	25	100	2,45
células caliciformes	30	25	750	7,70
Valvula ileorectal	7	25	175	3
<b>Glándulas accesorias</b>				
hígado	4	25	100	2,45
páncreas	3	25	75	2,40

**Tabla 0.4 Organogénesis de *Dentex dentex*(Santamaría et al., 2004).**

<i>Dentex dentex</i>	Santamaria et al., 2004			
	DPE	Temperatura °C	CTU	LS (mm)
<b>estómago</b>				
glándulas gástricas	22	19,81	435,9	5,0
forma Y-J completa	26	19,57	508,9	7,0
<b>Intestino</b>				
conducto pilórico	26	19,57	508,9	7,0
Vacuolas intestinales	18	17,38	312,85	4,0
células caliciformes	26	19	508,9	7,0
Valvula ileorectal	N/A	N/A	N/A	N/A
<b>Glándulas accesorias</b>				
hígado	1	15,5	15,5	2,5
páncreas	1	15,5	15,5	2,5

**Tabla 0.5 Organogénesis de *Argyrosomus regius* (Papadakis *et al.*, 2013; Solovyev *et al.*, 2016).**

<i>Argyrosomus regius</i>	(Papadakis <i>et al.</i> , 2013)				(Solovyev <i>et al.</i> , 2016)			
	DPE	Temperatura °C	CTU	LS (mm)	DPE	Temperatura °C	CTU	LS (mm)
<b>Estómago</b>								
glándulas gástricas	15	24	360	5	20	18,2	364	6,4
Forma Y-J completa	19	23	437	7	N/A	18,2	N/A	N/A
<b>Intestino</b>								
conducto pilórico	17	23	391	6	N/A	18,2	N/A	N/A
vacuolas intestinales	11	21	231	5,83	N/A	18,2	N/A	N/A
cédulas caliciformes	11	21	231	5,83	13	18,2	236,6	4.1
válvula iliorectal	3	19	59	3,01	3	18,2	54,6	
<b>Glándulas accesorias</b>								
higado	3	19	59	3,01	3	18,2	54,6	3
páncreas	3	19	59	3,01	3	18,2	54,6	3

**Tabla 0.6 Organogénesis de *Dicentrarchus labrax* (García Hernández *et al.*, 2001; Giffard-Mena *et al.*, 2006).**

<i>Dicentrarchus labrax</i>	Giffard-Mena <i>et al.</i> , 2006				García <i>et al.</i> , 2001			
	DPE	Temperatura °C	CTU	LS (mm)	DPE	Temperatura °C	CTU	LS (mm)
<b>Estómago</b>								
glándulas gástricas	72	17	1224	25	55	18,5	1017,5	21
Forma Y-J completa	N/A				55	18,5	1017,5	21
<b>Intestino</b>								
conducto pilórico	51	17	867	20	46	18,5	851	17
vacuolas intestinales	5	17	85	5	5	18,5	92,5	3
células caliciformes	51	17	867	20	25	18,5	462,5	14,5
válvula iliorectal	6	17	102	5	12	18,5	222	5
<b>Glándulas accesorias</b>								
higado	5	17	85	5	12	18,5	222	5
páncreas	5	17	85	5	12	18,5	222	5

**Tabla 0.7 Aparición de las principales enzimas digestivas en larvas de peces marinos.**

Especie	Enzima	Enzima	Enzima	Enzima	Días de cultivo larvario	Referencia
	amilasa	lipasa	tripsina	pepsina		
<i>Argyrosomus regius</i>	2 DPE	3 DPE	15 DPE	15 DPE	hasta 40 DPE	(Suzer <i>et al.</i> , 2012)
<i>Argyrosomus regius</i>	51 DPE	N/A	31 DPE	31 DPE	Hasta 51 DPE	(Solovyev <i>et al.</i> , 2016)
<i>Seriola lalandi</i>	12 DPE	18 DPE	15 DPE	N/A	Hasta 36 DPE	(Chen B. N., 2006)
<i>Seriola lalandi</i>	N/A	21 DPE	21 DPE	15 DPE	Hasta 33 DPE	(Ma <i>et al.</i> , 2014)
<i>Sparus aurata</i>	60 DPE	18-30 DPE	10 DPE	N/A	Hasta 60 DPE	(Mata-Sotres, 2016)
<i>Centropomus undecimalis</i>	5 DPE	35 DPE	7 DPE	32 DPE	Hasta 60 DPE	(Alvarez-González <i>et al.</i> , 2010).
<i>Dentex dentex</i>	26 DPE	35 DPE	35 DPE	35 DPE	hasta 50 DPE	(Gisbert <i>et al.</i> , 2009).
<i>Dicentrarchus labrax</i>	10 DPE	52 DPE	12 DPE	30 DPE	hasta 20 DPE	(Cahu <i>et al.</i> , 1998)