



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS  
DEL NOROESTE, S.C.

---

---

Programa de Estudios de Posgrado

**Influencia de la temperatura sobre el desarrollo larval  
temprano del jurel *Seriola rivoliana***

**TESIS**

Que para obtener el grado de

**Maestro en Ciencias**

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales

Orientación en Acuicultura

P r e s e n t a

**Miriam Viader Guerrero**

La Paz, Baja California Sur, agosto 2019.

## ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 10 horas del día 11 del Mes de Agosto del 2019, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

**“Influencia de la temperatura sobre el desarrollo larval temprano del jurel *Seriola rivoliana*”**

Presentada por el alumno:


**MIRIAM VIADER GUERRERO**

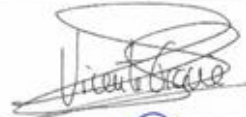
Aspirante al Grado de MAESTRO EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACIÓN DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACIÓN EN **ACUICULTURA**.

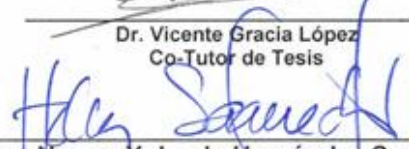
Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACIÓN DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

  
Dra. Minerva C. Maldonado Gracia  
Co-Directora de Tesis

  
Dra. Laura T. Guzmán Villanueva  
Co-Directora de Tesis

  
Dr. Vicente Gracia López  
Co-Tutor de Tesis

  
Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra,  
Directora de Estudios de Posgrado y  
Formación de Recursos Humanos

## **Conformación de Comités**

### **Comité Tutorial**

Dra. Minerva Concepción Maldonado García  
Co-Directora de Tesis  
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

Dra. Laura Teresa Guzmán Villanueva  
Co- Directora de Tesis  
Cátedra CONACYT, CIBNOR

Dr. Vicente Gracia López  
Co-Tutor  
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

### **Comité Revisor de Tesis**

Dra. Minerva Concepción Maldonado García

Dra. Laura Teresa Guzmán Villanueva

Dr. Vicente Gracia López

### **Jurado de Examen**

Dra. Minerva Concepción Maldonado García

Dra. Laura Teresa Guzmán Villanueva

Dr. Vicente Gracia López

### **Suplente**

Dr. Deneb Maldonado García

## Resumen

La alta mortalidad larvaria representa uno de los principales problemas del cultivo de peces marinos. Dentro de este contexto, la temperatura juega un papel muy importante ya que tiene un efecto directo en el crecimiento y supervivencia e influye sobre la eclosión, el tiempo de absorción y uso de las reservas energéticas. El objetivo de este trabajo fue determinar el efecto de la temperatura sobre el desarrollo temprano (pigmentación de los ojos y apertura de la boca), la eclosión, calidad bioquímica, tasa de crecimiento y supervivencia larvaria del jurel *Seriola rivoliana*. Para este experimento se utilizaron desoves naturales, obtenidos de reproductores mantenidos en cautiverio por la empresa Kampachi Farm. Los huevos y larvas fueron sometidos a cuatro temperaturas experimentales: 22, 24, 26 y 28 °C, con 3 réplicas por cada tratamiento. Se evaluaron los siguientes parámetros: (1) porcentaje de eclosión y supervivencia; (2) análisis de imágenes para determinar la longitud notocordal, longitud y altura del saco vitelino, diámetro de la gota lipídica; (3) cuantificación de proteínas y lípidos totales; (4) descripción larvaria de la absorción de las reservas energéticas; y (5) análisis de imágenes para determinar la pigmentación de los ojos, y la apertura de la boca, partiendo desde el estadio del huevo hasta la etapa de preflexión larvaria para todos los tratamientos experimentales.

Los resultados muestran un incremento significativo en el porcentaje de eclosión (47%) a 22 °C. Asimismo, se observa un incremento significativo en el porcentaje de supervivencia (13%) a las 48 horas después de la eclosión (HDE) a 24 °C, así como un decremento a 28 °C (4%). El mayor tiempo de supervivencia fue observado a las 120 horas a 22 °C, mientras que a 24 y 26 °C fue de 96 horas. Por otra parte, se observó un incremento significativo en la longitud notocordal (2.784 mm) a 24 °C a las 48 HDE con relación a 22 °C (2.245 mm) y 28 °C (2.089 mm). Sin embargo, no se observaron diferencias significativas en la tasa de crecimiento entre los tratamientos experimentales. En lo referente al desarrollo larvario, a 24 °C y a las 96 HDE, las larvas presentaron el mayor grado de pigmentación de los ojos con respecto a las otras temperaturas, mientras que las larvas cultivadas a 22 °C presentaron la mayor longitud y apertura de la boca. Igualmente, se observó que la mayor concentración de proteínas y lípidos en larvas fue a 22 °C después de la eclosión y a las 48 HDE.

De acuerdo a los resultados obtenidos, se concluye que a 24 °C se incrementa el porcentaje de supervivencia, longitud notocordal, eficiencia en la absorción del saco vitelino y gota lipídica, así como la pigmentación de los ojos. Esta información es de gran importancia ya que puede ser usada para mejorar las condiciones de cultivo de esta especie.

**Palabras clave:** desarrollo larval, temperatura, *Seriola rivoliana*.



---

**Dra. Minerva C. Maldonado Gracia**  
Co-Directora de Tesis



---

**Dra. Laura T. Guzmán Villanueva**  
Co-Directora de Tesis

## Summary

The high larval mortality represents one of the main problems of marine fish farming. Within this context, temperature plays a very important role since it has a direct influence on the growth and survival of larvae and influences hatching, absorption time and the use of energy reserves. The objective of this work was to determine the effect of temperature on early development (pigmentation of the eyes and opening of the mouth), hatching, biochemical quality, growth rate and larval survival of horse mackerel *Seriola rivoliana*. For this experiment natural spawning were used obtained from broodstock held in captivity by Kampachi Farm. The eggs and the larvae were subjected to four experimental temperatures: 22, 24, 26 and 28 °C with 3 replicates for each treatment. The following parameters were evaluated: (1) hatching and survival percentage; (2) image analysis to determine the notocordal length, the length and height of the yolk sac, and the diameter of the lipid droplet; (3) quantification of total proteins and lipids; (4) larval description of the absorption of energy reserves; and (5) image analysis to determine the pigmentation of the eyes, and the opening of the mouth, starting from the egg stage to the larval preflexion stage for all experimental treatments.

Results show a significant increase in hatching percentage (47%) at 22 °C. Likewise, there is a significant increase in the survival percentage (13%) at 48 hours after hatching (HAH) at 24 °C, as well as a decrease at 28 °C (4%). The longest survival time was observed at 120 hours at 22 °C, while at 24 and 26 °C it was 96 hours. On the other hand, there is a significant increase in the notocordal length (2,784 mm) at 24 °C at 48 HAH in relation to 22 °C (2,245 mm) and 28 °C (2,089 mm). However, no significant differences were observed in the growth rate between experimental treatments. Regarding the larval development, at 24 °C and at 96 HAH, the larvae had the highest degree of pigmentation of the eyes with regard to the other temperatures, while the larvae cultivated at 22 °C had the greatest length and opening of the mouth. Moreover, it was observed that the highest concentration of proteins and lipids in larvae was at 22 °C after hatching and at 48 HAH.

According to the results obtained, it is concluded that at 24 °C the percentage of survival, notocordal length, efficiency in the absorption of the yolk sac and lipid drop, as well as the pigmentation of the eyes is increased. This information is of great importance since it can be used to improve the growing conditions of this species.

**Key words:** larval development, temperature, *Seriola rivoliana*.



---

**Dra. Minerva C. Maldonado Gracia**  
Co-Directora de Tesis



---

**Dra. Laura T. Guzmán Villanueva**  
Co-Directora de Tesis

**Dedicatoria**

**Para mis padres:** José María Viader Salvadó y Martha Guerrero Olazarán, sin todo su apoyo incondicional a lo largo de mi vida esta tesis nunca hubiera sido posible porque no hubiera llegado tan lejos en mi carrera educativa. Muchas gracias.

## **Agradecimientos**

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. (CIBNOR), por las instalaciones prestadas y el apoyo brindado para la realización de este trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por la beca otorgada durante la realización de la presente tesis (Número de Beca: 308241).

A mi Comité Tutorial: Dra. Minerva C. Maldonado García, Dra. Laura T. Guzmán Villanueva y Dr. Vicente Gracia López, gracias por todos los consejos y apoyo.

A Kampachi Farms: Neil, Javier, Mauricio, Raimundo, Rafael, Ana, Lisa, Keelee, Helen, Daren, Crispin, Mark y Cory por todo el apoyo brindado durante la realización de la presente tesis y en mi estancia de investigación en Kampachi Farms Hawái.

Al Laboratorio de Ecofisiología de Organismos Acuáticos del CIBNOR, por el espacio e infraestructura proporcionada para los bioensayos, así como el apoyo técnico en el uso de los equipos y sistemas para el desarrollo de los bioensayos al M. en C. Gilberto González Soriano y a la M. en C. Rosa Isela Vázquez Sánchez.

Al Laboratorio de Aclimatación y Mantenimiento de Organismos Acuáticos del CIBNOR, por el espacio e infraestructura proporcionada para los bioensayos, así como el apoyo técnico en el uso de los equipos y sistemas para el desarrollo de los bioensayos al Técnico Pablo Monsalvo Spencer y al Técnico Gabriel Robles Villegas.

Al Laboratorio de Análisis Químico Proximal del CIBNOR, por el espacio e infraestructura proporcionada para realizar los análisis del alimento de los reproductores utilizados para la presente tesis, así como el apoyo técnico en el uso de los equipos a la Técnico Sindi Areli Juan Antúnez.

Al Laboratorio de Análisis Químicos del Agua del CIBNOR, por el espacio e infraestructura proporcionada para realizar los análisis de la calidad del agua de los tanques de reproductores y de las larvas para la presente tesis, así como el apoyo técnico en el uso de los equipos a la Técnico Celina Beltrán Camacho.

Al Laboratorio de Bioquímica Fisiológica del CIBNOR, por el espacio e infraestructura proporcionada para realizar los análisis bioquímicos para la presente tesis, así como el apoyo técnico en el uso de los equipos al Técnico Roberto Hernández Herrera.

Al Laboratorio de Histología e Histoquímica del CIBNOR, por el espacio e infraestructura proporcionada para realizar fotografías y mediciones de larvas para la presente tesis, así como el apoyo técnico en el uso de los equipos y en el procesamiento de fotografías de larvas a la Técnico María del Carmen Rodríguez Jaramillo.

Al Laboratorio de Fisiología Comparada y Genómica Funcional del CIBNOR, por el espacio e infraestructura proporcionada para guardar las muestras de la presente tesis, así como el apoyo técnico en el uso de los equipos a la Técnico Patricia Hinojosa Baltazar.

Al Dr. Deneb Maldonado García, catedrático CONACYT comisionado al CIBNOR, por su asesoría académica y la revisión exhaustiva de esta tesis.

A la M. en C. Roxana Bertha Inohuye Rivera, al M. en C. Mario Osuna García, al Técnico Francisco Javier Encarnación Ramírez, al Técnico Jorge León Sandoval Soto, al Dr. Marco Quiñones Arreola y al Técnico Gilberto Colado Duran por el apoyo durante la realización de esta tesis.

A Horacio Sandoval Gómez, gracias por toda la ayuda que les das a los estudiantes, incluyéndome, en el Laboratorio de Cómputo.

A los estudiantes del programa Delfín 2018: Fernanda Cruz y Alexander Villanueva Castro, gracias por la ayuda durante la parte experimental y de análisis de muestras de la presente tesis.

A mis compañeros: Milton Spanopoulos Zarco, Alexia Omt, Itzel Cruz Cruz y Bernardo Veyrand Quirós, gracias por la ayuda durante la parte experimental de la presente tesis.

A mi pareja César Juárez Alcántara, gracias por todo tu apoyo incondicional para que yo alcance todas mis metas y objetivos.



A mis amigos de toda la vida: Alejandra Jaime, Ana Margarita Landero, Anyela Runii Pelusi y Miguel Vallejo, gracias por todo su apoyo a lo largo de mi vida que me ha ayudado a alcanzar mis metas.

A la generación de maestría del CIBNOR 2017-2019, gracias por todo el apoyo que me han dado en estos 2 años de maestría, sé que me llevo amigos para siempre.

A mi familia, por todo su apoyo incondicional a lo largo de mi vida.

## Contenido

<b>Resumen</b> .....	i
<b>Summary</b> .....	ii
<b>Dedicatoria</b> .....	iii
<b>Agradecimientos</b> .....	iv
<b>Contenido</b> .....	vii
<b>Lista de figuras</b> .....	ix
<b>Lista de tablas</b> .....	x
<b>Abreviaturas</b> .....	xi
<b>1. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
1.1 Efecto de la temperatura sobre el desarrollo larvario temprano .....	2
1.2 Composición bioquímica del vitelo .....	4
1.3 Desarrollo larvario temprano .....	6
1.4 Generalidades de la especie .....	7
1.4.1 Biología y distribución .....	7
1.4.2 Hábitos alimenticios .....	8
1.4.3 Reproducción.....	8
<b>2. ANTECEDENTES</b> .....	9
2.2 Efecto de la temperatura sobre la eclosión y la supervivencia de larvas de peces.....	9
2.3 Efecto de la temperatura sobre el crecimiento de larvas de peces .....	10
2.4 Efecto de la temperatura sobre el desarrollo, apertura de la boca y pigmentación de los ojos de larvas de peces .....	10
2.5 Efecto de la temperatura sobre la composición bioquímica y la absorción de reservas energéticas de larvas de peces.....	11
<b>3. JUSTIFICACIÓN</b> .....	12
<b>4. HIPÓTESIS</b> .....	13
<b>5. OBJETIVOS</b> .....	14
5.1 Objetivo general .....	14
5.2 Objetivos particulares.....	14
<b>6. MATERIAL Y MÉTODOS</b> .....	15
6.1 Manejo de reproductores y obtención de huevos.....	15
6.2 Condiciones del agua marina del laboratorio.....	16
6.3 Diseño del experimento.....	16
6.4 Porcentaje de eclosión y de supervivencia.....	18
6.5 Determinación de la longitud notocordal, tasa de crecimiento y supervivencia total.....	18
6.6 Determinación de la absorción de reservas energéticas (saco vitelino y gota lipídica) .....	19
6.7 Descripción de la apertura de la boca y pigmentación de los ojos.....	20
6.8 Análisis bioquímicos.....	21
6.8.1 Obtención de extractos .....	21
6.8.2 Lípidos totales .....	22
6.8.3 Proteínas totales.....	23
6.9 Análisis del agua de los reproductores y del larvario .....	24
6.9.1 Dureza total .....	24

6.9.2 Cloruros .....	25
6.9.3 pH .....	26
6.9.4 Conductividad.....	27
6.9.5 Nitritos .....	28
6.9.6 Nitratos .....	28
6.9.7 Amonio disuelto .....	29
6.9.8 Ortofosfatos .....	30
6.9.9 Silicatos .....	30
6.9.10 Nitrógeno total.....	31
6.9.11 Color.....	32
6.10 Análisis bromatológicos de la dieta de los reproductores .....	33
6.10.1 Determinación de humedad.....	33
6.10.2 Determinación de cenizas.....	33
6.10.3 Determinación de proteínas.....	34
6.10.4 Determinación de lípidos.....	34
6.10.5 Determinación de energía.....	35
6.10.6 Análisis bromatológicos de los alimentos de reproductores de <i>Seriola rivoliana</i> .....	36
6.11 Análisis estadísticos .....	36
<b>7. RESULTADOS .....</b>	<b>37</b>
7.1 Análisis fisicoquímicos del agua para estanque de reproductores y larvas de <i>Seriola rivoliana</i> .....	37
7.2 Efecto de la temperatura sobre la tasa de eclosión.....	38
7.3 Efecto de la temperatura sobre la supervivencia a las 48 HDE y la supervivencia total .....	39
7.4 Efecto de la temperatura sobre la longitud notocordal, el volumen del saco vitelino y la gota lipídica al eclosionar.....	40
7.5 Efecto de la temperatura sobre la longitud notocordal.....	41
7.6 Efecto de la temperatura sobre la tasa de crecimiento .....	42
7.7 Efecto de la temperatura sobre el consumo del saco vitelino .....	43
7.8 Efecto de la temperatura sobre el consumo de la gota lipídica .....	44
7.9 Efecto de la temperatura sobre la apertura de la boca y la pigmentación de los ojos .	45
7.10 Efecto de la temperatura sobre la composición bioquímica.....	47
<b>8. DISCUSIÓN .....</b>	<b>48</b>
<b>9. CONCLUSIONES .....</b>	<b>57</b>
<b>10. LITERATURA CITADA .....</b>	<b>58</b>

## Lista de figuras

**Figura 1.** La longitud estándar de *Seriola rivoliana* desde la eclosión hasta el día 30. Las fases de desarrollo se indican con un horario de alimentación con los tipos de alimentos y los tipos de dieta se muestran sobre la curva de crecimiento (Teles *et al.*, 2017).

**Figura 2.** Distribución mundial de la *Seriola rivoliana* (Froese y Pauly, 2010).

**Figura 3.** Tanque de los reproductores de *Seriola rivoliana*, mantenidos en condiciones controladas de fotoperiodo y temperatura.

**Figura 4.** Colector de huevos.

**Figura 5.** Diseño experimental para determinar supervivencia total y tomar muestras para realizar los análisis de longitud notocordal, tasa de crecimiento, absorción de las reservas energéticas, apertura de la boca, pigmentación de los ojos y composición bioquímica que consta de 12 tanques (tamaño 100 L) ubicado en el Laboratorio de Aclimatación y Mantenimiento de Organismos Acuáticos del CIBNOR.

**Figura 6.** Mediciones biométricas realizadas a las larvas de *Seriola rivoliana* de 24 HDE. (A) Longitud notocordal; (B) Longitud del saco vitelino; (C) Altura del saco vitelino; (E) Diámetro de la gota lipídica.

**Figura 7.** Inicio de la pigmentación de los ojos de las larvas de *Seriola rivoliana* de 48 HDE. (A) Pigmentación temprana ocular.

**Figura 8.** Formación completa de la boca y pigmentación de los ojos en larvas de *Seriola rivoliana* de 96 HDE. (A) Pigmentación de los ojos completa; (B) Boca formada y abierta.

**Figura 9.** Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a las diferentes HDE; las medidas dentro de un mismo tiempo seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

**Figura 10.** Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a las diferentes horas experimentales muestreadas; las medidas dentro de un mismo tiempo seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

**Figura 11.** Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a las diferentes horas experimentales muestreadas; las medidas dentro de un mismo tiempo seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

**Figura 12.** Área y grado de pigmentación de los ojos en los diferentes tratamientos a las diferentes horas experimentales muestreadas; las letras diferentes indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

## Lista de tablas

**Tabla I.** Clasificación taxonómica de *Seriola rivoliana* (Froese y Pauly, 2010).

**Tabla II.** Análisis Bromatológicos de los alimentos de los reproductores de *Seriola rivoliana*.

**Tabla III.** Análisis Fisicoquímicos del agua del estanque de reproductores de *Seriola rivoliana*.

**Tabla IV.** Porcentajes de eclosión por tratamiento.

**Tabla V.** Supervivencia larvaria al tercer día y supervivencia total por tratamiento.

**Tabla VI.** Longitud notocordal (mm), saco vitelino ( $\text{mm}^3$ ) y volumen de la gota lipídica ( $\text{mm}^3$ ) al eclosionar (0 HDE).

**Tabla VII.** Tasa de crecimiento por tratamiento.

**Tabla VIII.** Longitud y apertura de la boca por tratamiento.

**Tabla IX.** Composición bioquímica de las larvas de *Seriola rivoliana* al eclosionar.

**Tabla X.** Composición bioquímica de las larvas de *Seriola rivoliana* a las 48 horas después de eclosionar.

**Tabla XI.** Análisis fisicoquímicos del agua de los estanques de los reproductores y de las larvas de *Seriola rivoliana* con sus valores idóneos.

## Abreviaturas

**Abs.Sol.Prob.:** absorbancia de solución problema

**ANOVA:** análisis de varianza

**A. *sapidissima*:** *Alosa sapidissima*

**ASV:** altura del saco vitelino

**BCA:** ácido bicinconánico

**CaCO<sub>3</sub>:** carbonato de calcio

**CIBNOR:** Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

**cm:** centímetros

**DDE:** días después de la eclosión

**DGA:** diámetro de la gota lipídica.

**DHA:** ácido docosaheptaenoico

**EDTA:** ácido etilendiaminotetraacético

**EPA:** ácido eicosapentaenoico

**g:** gramos

**HDE:** Horas después la eclosión

**kg:** kilogramos

**L:** litro

**LN:** longitud notocordal

**LSV:** longitud del saco vitelino

**lx:** lux

**m:** metros

**M:** molar

**mg:** miligramo

**mg/g:** miligramo/gramo

**mg/L:** miligramo/litro

**mg/mL:** miligramo/mililitro

**mL:** mililitro

**mm:** milímetro

**mm<sup>3</sup>:** milímetro cúbico

**mm d<sup>-1</sup>:** milímetros/día

**mm/día:** milímetros/día

**mM:** milimolar

**mS/m:** milisiemens/metro

**mTorr:** militorr

**N:** normalidad

**NaCl:** cloruro de sodio

**NaOH:** hidróxido de sodio

**NH<sub>4</sub><sup>+</sup>:** amonio

**nm:** nanómetro

**NO<sub>2</sub><sup>-</sup>:** dióxido de nitrógeno

**NO<sub>3</sub>:** nitrato

**PO<sub>4</sub>:** fosfato

**PUFA:** ácidos grasos poliinsaturados

***S. rivoliana***: *Seriola rivoliana*

**SiO<sub>3</sub>**: silicato sódico

**SPSS**: Statistical Package for the Social Sciences

**W**: watt

**μL**: microlitro

**μm**: micrómetro

**μM**: micromolar

## 1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es una industria que se encuentra en constante desarrollo en la actualidad, es responsable del aumento de suministro de pescado para el consumo humano (FAO, 2016). Sin embargo, se han estudiado muy pocas especies a un nivel fisiológico que sean capaces de garantizar una producción constante. Asimismo, debido al estancamiento de las pesquerías y de los altos precios de las especies más cultivadas (Pintos-Terán *et al.*, 2003) existe la necesidad urgente de diversificar la acuicultura (Teletchea y Fontaine, 2014) hacia nuevas especies que sean apreciadas por los consumidores (Sicuro y Luzzana, 2016).

*Seriola* spp. es uno de los géneros de peces con una aceptación excepcional por el consumidor (Sicuro y Luzzana, 2016), estos son capturados y cultivados por su alta demanda y ganancia económica. Asimismo, la pesca de estos organismos se ha duplicado desde 1990 (Daniel *et al.*, 2013), por lo que es de gran importancia en la acuicultura marina. Dentro de este género, la especie con mayor historia de cultivo comercial es *Seriola quinqueradiata*, la cual ha sido cultivada en Japón desde la década de 1960. Sin embargo, su cultivo se basó inicialmente en la recolección de juveniles silvestres para ser engordados hasta que alcanzaran un tamaño de mercado (Masumoto, 2002) debido a que no todos los aspectos tecnológicos habían sido cubiertos.

Debido al éxito de *S. quinqueradiata*, otras especies de este género han sido consideradas para la cría artificial, como es el jurel, *Seriola rivoliana* (*S. rivoliana*; Sicuro y Luzzana, 2016). Esta especie actualmente está siendo cultivada en países como Japón, Australia y Estados Unidos, sin embargo, esta industria se ha apoyado en la recolección de juveniles del medio silvestre para ser criados en estanques o jaulas (Nakada, 2002; Yamamoto *et al.*, 2008). Recientemente *S. rivoliana* ha sido considerado como un buen candidato para su cultivo debido a que se adapta bien a las condiciones de cría y al alimento seco peletizado comercial (Sicuro y Luzzana, 2016). Además, esta especie en particular responde positivamente a los tratamientos hormonales para inducir la reproducción (Roo *et al.*, 2015). Por otro lado, se ha reportado que presenta un rápido crecimiento, alcanzando una longitud estándar máxima de 160 cm y un peso máximo de 59 kg en el medio natural, creciendo 1 kg en peso por año (Gopalakrishnan, 1985); tiene un alto valor en el mercado



nacional, de \$300.00 a \$400.00 pesos mexicanos por kg. Sin embargo, el mayor problema para la producción en masa de *Seriola rivoliana* es el suministro de juveniles, debido a que los reproductores producen larvas de baja calidad y supervivencia (Roo *et al.*, 2014).

Un cultivo larval exitoso se alcanza cuando existe un abastecimiento constante de semilla que permite el incremento de la producción en las diferentes escalas (Figueroa, 2011). Sin embargo, en la larvicultura de peces se presenta una mortalidad alta, como en el caso de *S. rivoliana*, donde se ha reportado una supervivencia del 1% (Blacio *et al.*, 2003) en comparación a *Seriola lalandi* del 16% (Leyton *et al.*, 2017). Esto puede deberse a diversas causas, tales como factores físico-químicos como son temperatura, luz, concentración de oxígeno y salinidad (Heming y Buddington, 1988). La temperatura es considerada como una de los más importantes (Heming y Buddington, 1988; Laurence y Rogers, 1976) debido a que los peces son poiquiloterms; es decir, que no son capaces de regular su temperatura corporal, por lo que algún cambio en la temperatura puede generar alteraciones en diversos procesos metabólicos durante su desarrollo (Taylor Cota, 2015), incrementando de esta forma la mortalidad en los cultivos larvarios.

### **1.1 Efecto de la temperatura sobre el desarrollo larvario temprano**

Se ha reportado que la temperatura es el principal factor que altera directamente el consumo del saco vitelino y de la gota lipídica, así como el crecimiento y la supervivencia de larvas de peces marinos (Blaxter, 1969; Fukuhara y Takao, 1988). Igualmente, la temperatura genera un efecto sobre la duración del periodo de incubación de los huevos (Hunter, 1980). Además, cuando se cultivan las larvas a una temperatura mayor a la óptima, el saco vitelino se absorbe de manera más rápida, lo que provoca una eclosión prematura, mientras que en bajas temperaturas, se incrementa el periodo de incubación y la susceptibilidad a enfermedades, provocando un atraso en el desarrollo de embriones, reduciendo de esta forma su viabilidad (Tucker, 1998).

Adicionalmente, se ha reportado que la temperatura afecta la velocidad del desarrollo de las larvas (Blaxter, 1969; Fukuhara y Takao, 1988) alterando el tiempo en el cual aparecen diferentes estructuras en los peces como es la apertura de la boca y la pigmentación de los

ojos (Figuroa, 2011). La apertura de la boca en las larvas de peces es de suma importancia para la alimentación exógena y para inflar la vejiga natatoria (Martínez-Montaña *et al.*, 2016). Por otro lado, la pigmentación de los ojos ha sido reportada como un indicador clave en la adquisición de la orientación espacial para controlar su navegación y para la alimentación exógena (Yúfera y Darias, 2007). Cabe destacar que es importante que las larvas se desarrollen de una forma fisiológicamente correcta para que puedan realizar adecuadamente su alimentación exógena, ya que esto determinará su supervivencia debido a que si estas están hambrientas son más propensas a enfermedades y depredadores (Fuiman, 2002). Asimismo, existen evidencias de que la temperatura genera un efecto en la acumulación de vitelo en el huevo (Munro *et al.*, 1990).

Por lo general, el crecimiento de las larvas de peces marinos se incrementa a una temperatura mayor, tomando en cuenta el rango adecuado para cada especie y donde no se afecte la tasa de supervivencia (Figuroa, 2011). Se ha reportado que una de las causas de las mortalidades masivas durante la crianza de las larvas es debido a los cambios extremos de temperatura que generan directa o indirectamente estrés sobre los organismos. Además, se recomienda que la temperatura de incubación sea ligeramente inferior a la óptima del medio natural ya que en condiciones de confinamiento, el incremento de temperatura favorece el crecimiento bacteriano y acelera el metabolismo de las larvas (Alvarez-Lajonchere y Molejón, 2001).

En la actualidad, existe una tendencia en el área de la investigación para determinar las condiciones en las cuales un cultivo larval pueda convertir el contenido del vitelo en tejido de manera eficiente. Esto se debe a que si dicha eficiencia es mayor, las larvas producidas serán más grandes y podrían generar un cultivo con mejores características; como mayor resistencia a la inanición, captura de presas más temprana y un incremento en la eficiencia de la captura de estas (Heming y Buddington, 1988). Por esta razón, la información sobre los factores físico-químicos y su relación con las especies de peces marinos que se propongan para ser cultivadas es muy importante para el éxito de una granja acuícola (Gopalakrishnan, 1985).

En cuanto la composición bioquímica, el huevo de los peces marinos, es considerado un sistema semicerrado, ya que una vez que las membranas se endurecen, este se vuelve impermeable a muchos solutos pero sigue ocurriendo el intercambio gaseoso. Por tanto, la mayoría de los embriones de peces son dependientes de las reservas endógenas para la obtención de energía para el crecimiento (Heming y Buddington, 1988). Las reservas endógenas están compuestas por el saco vitelino y la gota lipídica (Figuroa, 2011). La composición nutricional de estos es específica para cada especie y varía en función de la edad, el peso y la alimentación de los reproductores (Kamler, 1976; Palumbi, 2004).

Los estudios realizados sobre los efectos de los factores físico-químicos han permitido que se mejore la eficiencia alimentaria y la supervivencia de las especies cultivadas, logrando de esta forma un desarrollo exitoso del cultivo de peces marinos en varios países del mundo (Figuroa, 2011). Por lo tanto, el objetivo principal de este trabajo fue evaluar el efecto de la temperatura sobre el desarrollo temprano, la eclosión, calidad bioquímica, tasa de crecimiento y supervivencia larvaria en el jurel *Seriola rivoliana* para identificar cuál es la óptima para el desarrollo (pigmentación de los ojos y apertura de la boca) así como, incrementar el porcentaje de eclosión, la calidad bioquímica, la tasa de crecimiento y supervivencia.

## **1.2 Composición bioquímica del vitelo**

El vitelo está compuesto por el saco vitelino y la gota lipídica, los cuales representan las reservas endógenas de las larvas de peces marinos al eclosionar (Heming y Buddington, 1988). El saco vitelino está compuesto principalmente de proteínas las cuales en algunas especies representan más del 70% del contenido total, seguido por lípidos y en menor medida de carbohidratos (Zavala, 2011). A las proteínas del saco vitelino se les han atribuido dos funciones: la formación de tejido y la generación de energía mediante procesos catabólicos (Heming y Buddington, 1988). Sin embargo, la función principal de las proteínas es formar los componentes estructurales de las larvas. Igualmente, juega un papel importante en los procesos de fertilización (Fernández-Palacios *et al.*, 2011).

Los lípidos del vitelo se encuentran principalmente en la gota lipídica, la cual puede variar en número y tamaño (Heming y Buddington, 1988). Particularmente los triglicéridos de esta son usados como la principal fuente de energía durante el desarrollo embrionario (Barajas-Vega, 2006) y se considera que son una mejor opción como energía que los lípidos polares (Finn, 1994). Además, los lípidos son componentes estructurales esenciales de las membranas celulares (Fernández-Palacios *et al.*, 2011).

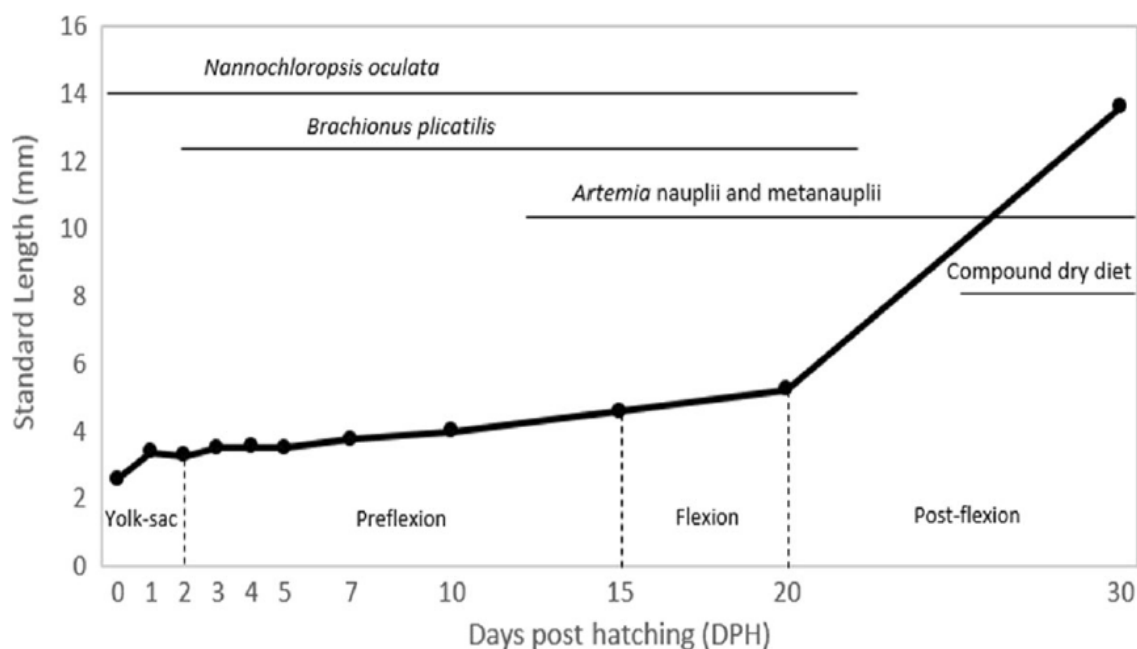
Los ácidos grasos esenciales son necesarios para el mantenimiento y cubrir actividades importantes como la natación (Barajas-Vega, 2006). Asimismo, se ha reportado que el suministro de estos desde las reservas de lípidos parentales al huevo es crítica para obtener un crecimiento larval correcto, la supervivencia; y el desarrollo adecuado de órganos y estructuras importantes como los tejidos neurales y los sistemas visuales o esqueléticos (Izquierdo y Koven, 2011). Los ácidos grasos que son catalizados principalmente durante el desarrollo embrionario son los n-3 (DHA ácido docosahexaenoico; EPA ácido eicosapentaenoico; Zavala, 2011) Se ha reportado que los niveles insuficientes de EPA y DHA en las dietas de las larvas de peces marinos son la principal causa de su lento crecimiento y altas mortalidades observadas, por lo que se requiere la presencia de estos ácidos grasos en las dietas larvarias, en las concentraciones y proporciones adecuadas para cada especie en su desarrollo inicial (Watanabe, 1993; Zavala, 2011). Además, el DHA es un nutriente muy importante para la formación del tejido nervioso y de la retina (Kanazawa *et al.*, 1980). Cabe destacar que la concentración de los lípidos del huevo es vital para la supervivencia de las larvas ya que los lípidos son la principal fuente de energía utilizada por los peces desde el estadio de larva hasta que llega a la madurez (Sargent *et al.*, 1989). Las proteínas y los aminoácidos libres también son fuentes de energía importantes para el desarrollo de embriones y larvas (Lochmann *et al.*, 2007).

Por otro lado, los carbohidratos son las biomoléculas menos abundantes en el huevo (Zavala, 2011), se localizan principalmente asociados a la membrana de este pero también se encuentran en forma libre en el saco vitelino. Además, son los nutrientes más utilizados por el embrión desde el proceso de fertilización hasta la eclosión, se le ha atribuido un rol importante en el proceso inicial de segmentación (Heming y Buddington, 1988). El

principal carbohidrato presente en el vitelo es el glucógeno el cual se utiliza como una fuente de energía en las etapas embrionarias tempranas (Vetter *et al.*, 1983).

### 1.3 Desarrollo larvario temprano

Este estudio se basa en la definición de desarrollo larvario temprano de Teles *et al.* (2017) el cual es considerado desde huevo hasta el estadio larvario de postflexión, este último es el estadio anterior a juvenil (Fig. 1). *S. rivoliana* es considerado juvenil a los 30 días después de la eclosión (DDE) (Teles *et al.*, 2017). Cabe destacar que en este trabajo se estudiará al jurel desde huevo hasta su estadio de preflexión.



**Figura 1.** La longitud estándar de *Seriola rivoliana* desde la eclosión hasta el día 30. Las fases de desarrollo se indican con un horario de alimentación con los tipos de alimentos y los tipos de dieta se muestran sobre la curva de crecimiento (Teles *et al.*, 2017).

El estadio de saco vitelino, las larvas eclosionan sin bocas funcionales, pigmento ocular y aletas diferenciadas por lo que se alimentan de sus reservas endógenas. Por otro lado, en el estadio de preflexión comienza cuando las larvas terminan la absorción del saco vitelino y gota lipídica; e inicia la flexión de la notocorda (Teles *et al.*, 2017).

## 1.4 Generalidades de la especie

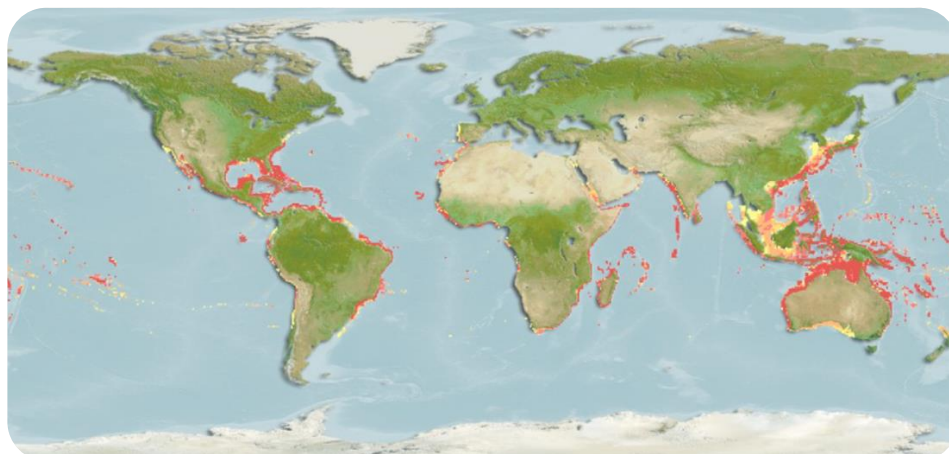
### 1.4.1 Biología y distribución

El jurel *Seriola rivoliana* es un pez de la familia Carangidae la cual está formada por 33 géneros y 140 especies. Los organismos dentro de este género son principalmente marinas y raramente salobres (Froese y Pauly, 2010). Tienen un color verdoso gris en la parte superior de su cuerpo, mientras que en su base es clara, presentan una línea oscura en diagonal sobre el ojo en los peces adultos (Grossi-Dopico, 2010). Se caracteriza por tener un cuerpo alargado que está levemente comprimido y moderadamente alto. Igualmente, posee 8 espinas dorsales, 27–33 radios blandos dorsales, 3 espinas anales y 18–22 radios blandos anales (Froese y Pauly, 2010).

**Tabla I.** Clasificación taxonómica de *Seriola rivoliana* (Froese y Pauly, 2010).

Reino	Animalia
Phylum	Chordata
Clase	Actinopterygii
Orden	Perciformes
Familia	Carangidae
Género	<i>Seriola</i>
Especie	<i>Seriola rivoliana</i>

Esta especie presenta un rango de distribución (Fig. 2) que abarca las zonas subtropicales de los océanos Índico, Atlántico oeste y Pacífico oeste, desde los 43 °N–38 °S, y 180 °W–180 °E (Froese y Pauly, 2010).



**Figura 2.** Distribución mundial de la *Seriola rivoliana* (Froese y Pauly, 2010).

#### **1.4.2 Hábitos alimenticios**

*Seriola rivoliana* es un teleósteo marino, carnívoro, de gran fuerza, velocidad y migratorio debido a la búsqueda de alimento y la reproducción (Lieske y Myers, 1994). Son oportunistas con una dieta que varía dependiendo de su tamaño, en la naturaleza se alimentan principalmente de moluscos, crustáceos, equinodermos y peces pequeños. Los ejemplares más pequeños, con una talla de 4 cm, se alimentan principalmente de copépodos. A medida de que van creciendo estos comienzan a alimentarse de peces pequeños y cuando alcanzan una talla de 15 cm, estos comienzan a comer sardinas y calamares (Grossi-Dopico, 2010).

#### **1.4.3 Reproducción**

Esta especie presenta una reproducción con una fertilización externa. Los huevos de los peces de este género son pelágicos, con forma esférica, sin coloración (Lieske y Myers, 1994) y con una gota de aceite (Grossi-Dopico, 2010).

## 2. ANTECEDENTES

El potencial del cultivo de una nueva especie se determina con diferentes criterios como la velocidad de crecimiento durante los dos primeros meses después de la eclosión, supervivencia, conducta (canibalismo, hábitos gregarios), resistencia a la manipulación, entre otros (Lanza-Espino y Arredondo-Figueroa, 1990). El jurel (*Seriola rivoliana*) presenta varias de estas características que le ubican como una especie con buen potencial de cultivo (Sicuro y Luzzana, 2016). En el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. (CIBNOR) en colaboración con la empresa Kampachi Farms se ha logrado controlar la reproducción en cautiverio y completar su ciclo de desarrollo a escala experimental.

### 2.2 Efecto de la temperatura sobre la eclosión y la supervivencia de larvas de peces

Los peces del género *Seriola* viven en aguas cálidas con un rango óptimo de temperatura de 18–29 °C. Se ha observado que a temperaturas por debajo a los 15 °C el crecimiento de este género disminuye (Espinoza *et al.*, 2009). Por otra parte, se ha demostrado que la temperatura de incubación determina la duración del desarrollo embrionario así como el éxito de la eclosión de las larvas en términos de porcentaje de eclosión y presencia de larvas anormales (Gracia-López *et al.*, 2005; Gutiérrez *et al.*, 2002; Radonic *et al.*, 2005; Sund y Falk-Petersen, 2005). En el caso *Seriola rivoliana*, se ha reportado que el periodo de incubación hasta la eclosión disminuye con el aumento de la temperatura (Blacio, 2002, 2005).

Otros autores han reportado que al cultivar larvas de *S. rivoliana* a 24 °C, se consiguió obtener una supervivencia del 2.4% (Teles *et al.*, 2017). Además, en estudios recientes realizados en Canarias se observó un incremento de la supervivencia en los cultivos larvarios desarrollados en condiciones semiintensivas (3.5%) en comparación a condiciones intensivas (0.5%) a 24 °C (Roo *et al.*, 2014).



### **2.3 Efecto de la temperatura sobre el crecimiento de larvas de peces**

En Australia se realizó un estudio sobre el efecto de la temperatura, la luz y el oxígeno sobre la supervivencia, el crecimiento y la inflamación de la vejiga natatoria en larvas de *Seriola lalandi*. En el cual se reportó que su crecimiento se ve mejorado en temperaturas más altas y con mayor intensidad lumínica. Asimismo, se encontró que las intensidades de iluminación altas mejoran significativamente la supervivencia larval (Woolley *et al.*, 2014).

Se ha reportado que al cultivar *Seriola dumerili* a 21 °C, esta presenta dos periodos de crecimiento, desde la eclosión hasta los 20 DDE con una tasa de crecimiento de 0.054 mm/día y desde los 20 DDE hasta los 40 DDE con una tasa de 0.080 mm/día (Mylonas *et al.*, 2004). Igualmente, al cultivar *Seriola lalandi* a 21 °C, esta presenta una tasa de crecimiento de 0.51 mm/día (Nan *et al.*, 2006). Además, en esta misma especie, el crecimiento de los juveniles se optimiza a una temperatura de 26.5 °C (Abbink *et al.*, 2012).

### **2.4 Efecto de la temperatura sobre el desarrollo, apertura de la boca y pigmentación de los ojos de larvas de peces**

Diferentes autores han reportado que al cultivar *Sprattus sprattus* a diferentes temperaturas (1.8 a 16 °C), el tiempo para que las larvas abran la boca y completen la pigmentación de los ojos se vio disminuido a temperaturas elevadas (Petereit *et al.*, 2008). Igualmente, al cultivar larvas de *Seriola lalandi* entre 21 y 24 °C se reportó que estas abrieron su boca a los 2 DDE, pero no se alimentaron hasta los 3 DDE, cuando la pigmentación de los ojos estuvo completa (Martínez-Montañaño *et al.*, 2016). Resultados similares se observaron para *Seriola rivoliana* al ser cultivadas a 24 °C, estas abrieron su boca a los 2 DDE, pero no se alimentaron hasta los 3 DDE cuando la pigmentación de los ojos estuvo completa (Teles *et al.*, 2017).

## **2.5 Efecto de la temperatura sobre la composición bioquímica y la absorción de reservas energéticas de larvas de peces**

Investigaciones realizadas con el cultivo de *Pseudopleuronectes americanus* a diferentes temperaturas (2, 5, 7, 10 °C) mostraron que los huevos incubados a mayores temperaturas presentaban menor concentración de proteínas (Buckley, 1982). Asimismo, al cultivar *Mugil cephalus* a diferentes temperaturas (17–27 °C) se reportó que los embriones tuvieron menores pérdidas de proteínas durante su desarrollo en un rango de 21–25 °C (Maslova, 2011).

Igualmente, se ha reportado que la tasa de absorción del vitelo es afectada directamente por la temperatura ya que al incrementarse, esta tasa es mayor (Fukuhara, 1990; Laurel *et al.*, 2008). Esto concuerda con diferentes autores, como Brown *et al.* (2011) donde compara el efecto de diferentes temperaturas sobre la eclosión y la absorción de las reservas energéticas. En este estudio se reportó que las larvas de *Fundulus grandis* incubadas a temperaturas bajas (20, 21.6, 23 y 29 °C) tuvieron un tiempo de incubación más largo, sin embargo, estas se desarrollaron más con la menor cantidad de absorción de las reservas energéticas (Brown *et al.*, 2011).

Por otro lado, las larvas incubadas a temperaturas más altas tuvieron el tiempo de incubación más corto, sin embargo, estas se desarrollaron menos con la mayor cantidad de absorción de las reservas energéticas (Brown *et al.*, 2011). En contraste, se demostró para *Latris lineata* que cuando es cultivada a diferentes temperaturas (9–16 °C), las larvas presentaban diferentes tallas, sin embargo, el volumen de vitelo no presentaba diferencias significativas, sugiriendo que existe una temperatura en la cual la utilización del vitelo es más eficiente (Morehead y Hart, 2003).

### 3. JUSTIFICACIÓN

En la actualidad, existe un creciente interés en el desarrollo de metodologías para el cultivo de peces marinos debido al gran potencial que presenta México como productor acuícola a la demanda de peces como alimento de alto valor de mercado y al inestable abastecimiento de peces derivados de la captura comercial. Por tanto, es necesario que se desarrollen investigaciones que se orienten a comprender la biología reproductiva y de crianza larvaria de las especies con mayor potencial biológico–económico. Este tipo de investigaciones podrían permitir impulsar a México a convertirse en un país exportador de productos marinos.

La alta mortalidad larvaria representa uno de los principales problemas del cultivo de peces marinos. Dentro de este contexto, la temperatura juega un papel muy importante ya que tiene un efecto directo en el crecimiento y supervivencia e influye sobre la eclosión, el tiempo de absorción y uso de las reservas energéticas. El objetivo de este trabajo fue determinar el efecto de la temperatura sobre el desarrollo temprano (pigmentación de los ojos y apertura de la boca), la eclosión, calidad bioquímica, tasa de crecimiento y supervivencia larvaria del jurel *S. rivoliana*. Por lo que se considera de gran importancia evaluar el efecto de diferentes temperaturas sobre el desarrollo temprano, la eclosión, calidad bioquímica, tasa de crecimiento y supervivencia larvaria en el jurel *S. rivoliana*. Con este trabajo se espera contribuir a la investigación necesaria para conocer la temperatura óptima de crecimiento y supervivencia larvaria, como una estrategia para mejorar las condiciones de cultivo durante el desarrollo temprano del jurel *S. rivoliana*. Asimismo, la realización de este estudio aportará conocimientos básicos sobre la biología larvaria de la especie.

#### **4. HIPÓTESIS**

Si la temperatura es una variable abiótica que influye sobre el metabolismo y el desarrollo temprano en peces, entonces al exponer larvas de *Seriola rivoliana* a diferentes temperaturas se podrá identificar cuál es la óptima para el desarrollo (pigmentación de los ojos y apertura de la boca) así como, incrementar el porcentaje de eclosión, la calidad bioquímica, tasa de crecimiento y supervivencia.

## **5. OBJETIVOS**

### **5.1 Objetivo general**

Determinar el efecto de la temperatura sobre el desarrollo temprano, la eclosión, calidad bioquímica, tasa de crecimiento y supervivencia larvaria del jurel *Seriola rivoliana*.

### **5.2 Objetivos particulares**

- I. Determinar el porcentaje de eclosión y de supervivencia en las temperaturas de 22, 24, 26 y 28 °C en el jurel *S. rivoliana*.
- II. Evaluar la longitud notocordal, tasa de crecimiento y la supervivencia total en las temperaturas de 22, 24, 26 y 28 °C en *S. rivoliana*.
- III. Monitorear la absorción de las reservas energéticas (saco vitelino y gota lipídica) en las temperaturas de 22, 24, 26 y 28 °C en *S. rivoliana*.
- IV. Describir la apertura de la boca y pigmentación de los ojos en las temperaturas de 22, 24, 26 y 28 °C en *S. rivoliana*.
- V. Conocer la composición bioquímica de los huevos y larvas en las temperaturas de 22, 24, 26 y 28 °C en *S. rivoliana*.

## 6. MATERIAL Y MÉTODOS

Los experimentos de la presente tesis se realizaron en el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. (CIBNOR), unidad La Paz, Baja California Sur, México. Los bioensayos se llevaron a cabo en el Laboratorio de Aclimatación y Mantenimiento de Organismos Acuáticos del CIBNOR.

### 6.1 Manejo de reproductores y obtención de huevos

Los huevos y larvas utilizados fueron obtenidos a partir de desoves espontáneos de un lote de 20 reproductores de *Seriola rivoliana*. (10 hembras y 10 machos), pertenecientes a la empresa Kampachi Farms y ubicados dentro de las instalaciones del CIBNOR en BCS. Los organismos fueron mantenidos en cautiverio entre tres y cuatro años en un estanque cilíndrico (2.5 m de altura y 4.4 m de diámetro), con un recambio de agua del 25% diario, temperatura de 25 °C, con un fotoperiodo de 12 horas y 30 minutos de luz y 11 horas y 30 minutos de oscuridad (Fig. 3).

Los reproductores, fueron alimentados tres veces a la semana hasta saciedad con calamar, sardina, macarela y suplemento peletizado hasta culminar el experimento.



**Figura 3.** Tanque de los reproductores de *Seriola rivoliana*, mantenidos en condiciones controladas de fotoperiodo y temperatura.

El desove fue obtenido por gravedad usando un colector adyacente al tanque de los reproductores (Fig. 4). Posteriormente, se evaluó la viabilidad, el diámetro total y la gota lipídica de dichos huevos. Asimismo, se llevó a cabo un muestreo del agua del estanque con la finalidad de analizar: dureza total, cloruros, pH, conductividad, nitritos, nitratos, amonio disuelto, ortofosfatos, nitrógeno total, silicatos y color en el laboratorio de Análisis Químicos del Agua de la institución. Igualmente, se llevó a cabo análisis bromatológicos de la dieta de los reproductores en el laboratorio de Análisis Químico Proximal de la institución.



**Figura 4.** Colector de huevos de plástico y PVC.

## **6.2 Condiciones del agua marina del laboratorio**

El agua marina usada para el cultivo de larvas fue sometida a un proceso de filtración de diferentes tamaños (20  $\mu\text{m}$ , 5  $\mu\text{m}$  y 1  $\mu\text{m}$ ) para separar partículas sólidas.

## **6.3 Diseño del experimento**

El experimento se realizó en el Laboratorio de Aclimatación y Mantenimiento de Organismos Acuáticos del CIBNOR, en un sistema de circulación abierto, con oxígeno suplementario las 24 horas.

Se evaluaron cuatro temperaturas 22, 24, 26 y 28 °C, estas fueron mantenidas constantes durante todo el experimento. Para determinar el porcentaje de eclosión, se colocaron 12

recipientes de 1 L en el interior de diferentes tanques de 100 L (1 por cada tanque). Posteriormente, estos fueron llenados con 50 L de agua salada y fue calentada a las diferentes temperaturas experimentales (por triplicado en cada tratamiento). En cada tratamiento fueron sembrados 100 huevos fertilizados. Para determinar el porcentaje de supervivencia, se colocaron 12 recipientes de 4 L en el interior de diferentes tanques de 100 L (1 por cada tanque). Posteriormente, estos fueron llenados con 50 L de agua salada y fue calentada a las diferentes temperaturas experimentales (3 por cada tratamiento). En cada tratamiento fueron sembrados 100 huevos fertilizados.

Para determinar la supervivencia total y tomar muestras para realizar los análisis de longitud notocordal, tasa de crecimiento, absorción de las reservas energéticas, apertura de la boca, pigmentación de los ojos y composición bioquímica (Fig. 5), se colocaron 12 tanques de 100 L, los cuales fueron llenados con 50 L de agua salada y fue calentada a las diferentes temperaturas experimentales (3 por cada tratamiento). Durante el experimento, se mantuvo un recambio de agua de 50 L cada 12 horas (200%). Por último, se sembró cada tanque con 25 mL de huevos fertilizados. Todos los sistemas experimentales fueron mantenidos con aeración constante, un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad, con unas lámparas de 1539-2226 lx.



**Figura 5.** Diseño experimental de 12 tanques de 100 L, utilizados para determinar supervivencia total y tomar muestras para realizar los análisis de longitud notocordal, tasa de crecimiento, absorción de las reservas energéticas, apertura de la boca, pigmentación de los ojos y composición bioquímica.



#### 6.4 Porcentaje de eclosión y de supervivencia

El porcentaje de eclosión se obtuvo mediante el conteo del número de larvas y huevos presentes en los recipientes de 1 L sembrados con 100 huevos fertilizados. Se realizó este procedimiento al primer día después de la eclosión para cada tratamiento por triplicado. Con los datos obtenidos se estimó dicho porcentaje en base al total de la siembra utilizando la fórmula citada en de Moreno Figuera (2011):

$$\% \text{ Eclosión} = \frac{\text{Número de larvas}}{\text{Total de huevos sembrados}} \quad (1)$$

El porcentaje de supervivencia larval se obtuvo mediante el conteo del número de larvas vivas, muertas y huevos presentes a partir de la siembra previa de 100 huevos fertilizados. Se realizó este procedimiento al tercer día después de la eclosión por cada tratamiento por triplicado. Con los datos obtenidos se estimó el porcentaje de supervivencia en base al total de la siembra utilizando la fórmula citada en Moreno Figuera (2011):

$$\% \text{ Supervivencia} = \frac{\text{Número de larvas vivas}}{\text{Total de huevos sembrados}} \quad (2)$$

#### 6.5 Determinación de la longitud notocordal, tasa de crecimiento y supervivencia total

Para evaluar la longitud notocordal y la tasa de crecimiento de las larvas en los diferentes tratamientos se realizó lo siguiente. Se tomaron 20 larvas vivas de los tanques de 100 L por cada tratamiento cada 24 HDE. Posteriormente, a cada larva viva muestreada se le tomaron fotografías con una cámara digital (LEICA MC120 HD) montada sobre un estereoscopio (LEICA S8AP0). Cada imagen obtenida fue procesada con el programa Leica Application Suite V4.7 con el cual se midió la longitud de todas las larvas muestreadas en los diferentes tratamientos.

Se calculó la tasa de crecimiento (TC) mediante la siguiente fórmula citada en Moreno Figuera (2011):

$$\text{TC (mm/día)} = \frac{(L_f - L_i)}{t} \quad (3)$$

Donde:

$L_f$  es la longitud final de las larvas (mm).

$L_i$  es la longitud de las larvas al momento de la eclosión (mm).

La supervivencia larval total se obtuvo mediante la observación del tiempo que sobrevivían las larvas con sus reservas energéticas en los tanques de 100 L.

### **6.6 Determinación de la absorción de reservas energéticas (saco vitelino y gota lipídica)**

Para evaluar la absorción de las reservas energéticas de las larvas en los diferentes tratamientos, se realizó lo siguiente. Se tomaron 200 huevos y 20 larvas vivas de los tanques de 100 L por cada tratamiento cada 24 HDE. Posteriormente, a cada huevo y larva viva muestreada se le tomaron fotografías (Fig. 6) con una cámara digital (LEICA MC120 HD) montada sobre un estereoscopio (LEICA S8AP0). Las imágenes obtenidas fueron procesadas con el programa Leica Application Suite V4.7 con el cual se midió el diámetro de los huevos, y el diámetro de la gota lipídica de los huevos. En las larvas se midió la longitud y la altura del saco vitelino.

La fórmula propuesta por Heming y Buddington (1988) fue usada para calcular el volumen del saco vitelino (VSV):

$$VSV \text{ (mm}^3\text{)} = 0.1667 \pi L H^2 \quad (4)$$

Donde:

L es la longitud del saco vitelino (mm).

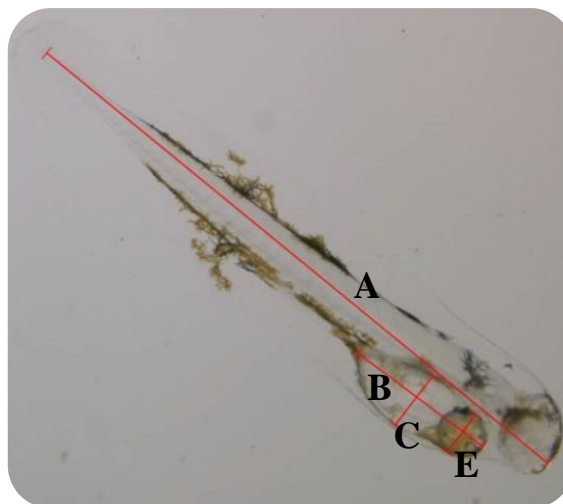
H es la altura del saco vitelino (mm).

Para calcular el volumen de la gota lipídica (VGL) se utilizó la fórmula de Williams *et al.* (2004):

$$VGL \text{ (mm}^3\text{)} = (3/4) \pi r^3 \quad (5)$$

Dónde:

$r$  es el radio de la gota lipídica (mm).



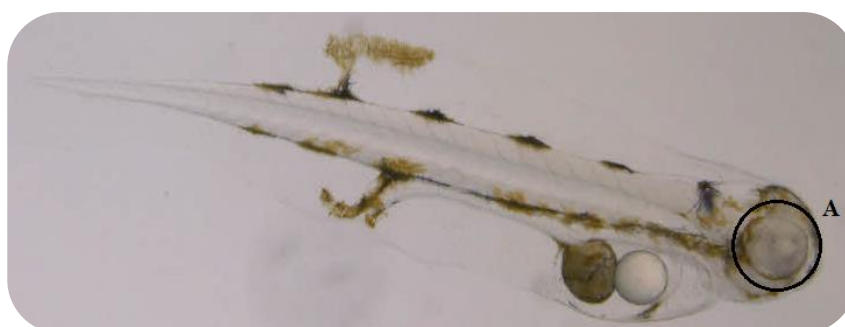
**Figura 6.** Mediciones biométricas realizadas a las larvas de *Seriola rivoliana* de 24 HDE. (A) Longitud notocordal; (B) Longitud del saco vitelino; (C) Altura del saco vitelino; (E) Diámetro de la gota lipídica.

### 6.7 Descripción de la apertura de la boca y pigmentación de los ojos

Se tomaron 20 fotografías de diferentes larvas por cada tratamiento utilizando una cámara digital (LEICA MC120 HD) montada sobre un estereoscopio (LEICA S8AP0) para realizar un seguimiento sobre el proceso de la apertura de la boca de la larva (Fig. 7) y el desarrollo de la pigmentación de los ojos (Fig. 8) desde el inicio hasta su completa pigmentación utilizando la metodología realizada por Carmen Rodríguez. Las imágenes de las larvas se procesaron con Image Pro Premier v.9.0 (Media Cybernetics; Bethesda, MD). El área y grado de pigmentación del ojo se midió por el tono de píxeles estimando el área cubierta mediante las herramientas del programa Image Pro Premiere.



**Figura 7.** Formación completa de la boca y pigmentación de los ojos en larvas de *Seriola rivoliana* de 96 HDE. (A) Pigmentación de los ojos completa; (B) Boca formada y abierta.



**Figura 8.** Inicio de la pigmentación de los ojos de las larvas de *Seriola rivoliana* de 48 HDE. (A) Pigmentación temprana ocular.

## 6.8 Análisis bioquímicos

Los análisis bioquímicos de las muestras de huevos y larvas del jurel *Seriola rivoliana* se realizaron en el Laboratorio de Bioquímica Fisiológica del CIBNOR

### 6.8.1 Obtención de extractos

Se obtuvieron por tratamiento 1 mL de huevos y de larvas en el momento de la eclosión, y a las 48 HDE. Estas muestras fueron recolectadas en tubos Eppendorfs para ser liofilizadas, en una liofilizadora (VirtTis, BenchTop 3.5, NY-USA), la cual se programó a una temperatura máxima de  $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ , y una presión máxima de 100 mTorr. Estas condiciones se mantuvieron constantes durante un tiempo de 6 a 8 horas, para que toda el agua se sublimará de los eppendorf.

Después, se pesó una porción de muestra liofilizada de aproximadamente 0.02 g de cada una en un tubo Eppendorf de 2 mL (Balanza Ohaus, AP250-D, NJ-USA). En seguida, estas fueron pulverizadas con ayuda de fragmentadores (perlas) y agitación mecánica, para desintegrar el tejido, con ayuda de un homogeneizador (MPI, Fast Prep-24, CA-USA). Posteriormente, se rehidrataron con 1 mL de solución isotónica (solución salina de NaCl al 0.9%). Finalmente, fueron homogenizadas con ayuda de un vortex con fragmentadores (perlas) hasta lograr un extracto homogéneo.

### 6.8.2 Lípidos totales

La determinación de los lípidos totales de las muestras de huevos y larvas, se realizó mediante el método de la sulfofosfovainillina de Barnes y Blackstock (1973), el cual depende de la reacción de los lípidos con el ácido sulfúrico, ácido fosfórico y vainillina para formar un complejo rojo. La solución estándar es colesterol en etanol (Barnes y Blackstock, 1973). Se tomaron 25  $\mu$ L de la muestra y se colocaron en un tubo de vidrio, al cual se agregaron 250  $\mu$ L de ácido sulfúrico concentrado. Las muestras se agitaron y se calentaron a 90 °C en baño maría por 10 minutos. Posteriormente, se enfriaron en baño de hielo, se agitaron y se colocaron 25  $\mu$ L de cada una de las muestras en los pozos de una microplaca. Se adicionó 200  $\mu$ L de reactivo vainillina (fosfovainillina al 0.2% en ácido sulfúrico al 80%), se incubaron por 40 minutos a temperatura ambiente y se leyó la absorbancia a 540 nm en un espectrofotómetro de placas (Termo, Multiskan spectrum, Vantaa-Finlandia). Se utilizó una solución estándar de lípidos (Lin-Trol Sigma L2648) con una concentración de 20 mg/mL la cual se diluyó en proporción 1:2 en 1 mL de solución salina hasta tener concentraciones de 10, 5, 2.5 1.25, 0.625, 0.3125 y 0.15625 mg/mL de lípidos.

La concentración de lípidos fue calculada con la siguiente fórmula:

$$\text{Concentración de lípidos (mg/g)} = \frac{(\text{Abs. sol. prob.} \times \text{FD})}{(m \times \text{Peso de la muestra})} \quad (6)$$

Dónde:

FD es el factor de dilución.

$m$  es la pendiente en la curva tipo.

### 6.8.3 Proteínas totales

La determinación de proteínas totales de las muestras de huevos y larvas se realizó siguiendo el método de ácido bicinconínico o BCA (Fujimoto *et al.*, 1985) el cual se basa en el principio de que las proteínas reducen los iones cúpricos a iones cuprosos bajo condiciones alcalinas. Los iones cuprosos reaccionan con el ácido bicinconínico, sal sódica (verdoso) para formar un color morado. El color formado es proporcional al contenido proteico de la muestra. Se utilizó una solución reactiva comercial de Sigma (solución de ácido bicinconinico B96g43 y solución de sulfato de cobre II C2284). Se tomaron 25  $\mu\text{L}$  del homogeneizado para digerir en 500  $\mu\text{L}$  de NaOH 0.1 N durante 120 minutos. Posteriormente, se tomaron 25  $\mu\text{L}$  de la muestra digerida y se colocaron en el fondo de una microplaca. A continuación, se les agregó 200  $\mu\text{L}$  del reactivo preparado de BCA y se les incubó a 60 °C durante 15 minutos. Finalmente, se leyó la absorbancia a 562 nm en un espectrofotómetro de placas (Termo, Multiskan spectrum, Vantaa-Finlandia). Por otra parte, se utilizó una solución estándar con una concentración de 2 mg/mL de albúmina bovina la cual se diluyó en proporción 1:2 en solución salina hasta tener concentraciones de 2.0, 1.0, 0.5, 0.25, 0.125, 0.0625 y 0.03125 mg/mL de proteína. Además, se utilizó la solución salina como blanco.

La concentración de proteínas fue calculada con la siguiente fórmula:

$$\text{Concentración de Proteínas (mg/g)} = \frac{(\text{Abs. Sol. Prob.} \times \text{FD})}{(m \times \text{peso de la muestra})} \quad (7)$$

Dónde:

FD es el factor de dilución.

$m$  es la pendiente en la curva tipo.

## 6.9 Análisis del agua de los reproductores y del larvario

Se tomó una muestra de agua (1 L) de los tanques de los reproductores y de las larvas de jurel *Seriola rivoliana*, las cuales se procesaron en el Laboratorio de Análisis Químicos del Agua del CIBNOR. Estos parámetros en el cultivo son importantes ya que si estos están fuera de su rango óptimo pueden afectar a los peces marinos negativamente.

### 6.9.1 Dureza total

La determinación de la dureza total del agua de los reproductores y de las larvas, se llevó a cabo mediante la titulación de las muestras con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se realizó la estandarización del equipo tomando 10 mL de carbonato de calcio, aforándolo a 50 mL con agua destilada y colocando la disolución en un matraz Erlenmeyer de 125 mL. Posteriormente, se agregó 1 mL de la solución amortiguadora (mezcla de cloruro de amonio, hidróxido de amonio y sal de magnesio de EDTA), 2 gotas del indicador negro de eriocromo y se tituló la solución agregando lentamente la solución estándar de EDTA al 0.01 M con ayuda de una bureta automática (BRINKMANN Bottletop Buret 25) hasta que la solución virara a un color azul. Una vez estandarizado, se procedió a la titulación de las muestras. Se tomó 1 mL de muestra, se colocó en un matraz aforado y se aforó con 50 mL de agua destilada. Seguidamente, se colocó la disolución en un matraz Erlenmeyer de 125 mL, se le adicionó 1 mL de la solución amortiguadora (mezcla de cloruro de amonio, hidróxido de amonio y sal de magnesio de EDTA) y 2 gotas del indicador negro de eriocromo. A continuación, con ayuda de una bureta automática (BRINKMANN Bottletop Buret 25) se añadió lentamente la solución estándar de EDTA al 0.01 M agitando continuamente hasta que desapareció el último tinte rojizo de la muestra. Las últimas gotas se añadieron lentamente hasta obtener que la muestra virara al color azul.

La dureza total (como carbonato de sodio) del agua de los reproductores y de las larvas se calculó con la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{mg}}{\text{L CaCO}_3} = \frac{V \times 1000 \times F}{\text{Volumen Muestra}} \quad (8)$$

Dónde:

V son los mL de EDTA usados en la titulación de las muestras.

F es el factor de calibración.

$$F = \frac{(A)}{(B - C)} \quad (9)$$

Dónde:

A son los mL de carbonato de calcio utilizados en la estandarización.

B son los mL de EDTA gastados en la titulación.

C es el blanco.

F son los mg de carbonato de calcio equivalente a 1 mL de EDTA.

### **6.9.2 Cloruros**

La determinación de cloruros totales del agua de los reproductores y de las larvas, se llevó a cabo mediante la titulación de las muestras con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se realizó la estandarización del equipo midiendo en una pipeta volumétrica 5 mL de solución estándar de NaCl, aforándola a 50 mL con agua destilada y colocando la disolución en un matraz Erlenmeyer de 125 mL. Posteriormente, se agregó 1 mL del indicador de cromato de potasio y se tituló la solución agregando lentamente nitratos de plata con ayuda de una bureta automática (BRINKMANN Bottletop Buret 25) hasta que la solución estándar de NaCl virara a un color rojizo ladrillo. Una vez estandarizado, se procedió a la titulación de las muestras. Se tomó 1 mL de muestra, se colocó en un matraz aforado y se aforó con 50 mL de agua destilada. Seguidamente, se colocó la disolución en un matraz Erlenmeyer de 125 mL y se le adicionó 1 mL del indicador de cromato de potasio. A continuación, con ayuda de una bureta automática (BRINKMANN Bottletop Buret 25) se añadió lentamente nitratos de plata agitando



continuamente hasta que desapareció el último tinte amarillo de la muestra. Las últimas gotas se añadieron lentamente hasta obtener que la muestra virara al color rojizo ladrillo.

Los cloruros totales del agua de ambos lotes de reproductores se calcularon con la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{mg}}{\text{L Cl}^-} = \frac{((a - b) \times N \times 35,450)}{\text{mL muestra}} \quad (10)$$

Dónde:

a es la media del volumen de nitratos de plata gastado en la titulación de la muestra.

b es la media del volumen de nitratos de plata gastado en la titulación del blanco.

N es la normalidad de la solución de nitratos de plata utilizada.

### 6.9.3 pH

La determinación del pH del agua de los reproductores y de las larvas se llevó a cabo mediante un medidor de pH (pH metro Thermo scientific Orión 3 Star 17485) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se limpió el electrodo del equipo con un poco de agua desionizada. Posteriormente, para saber en cual rango calibrar el medidor de pH se midió el pH aproximado de las muestras con una tira indicadora de pH. A continuación, se calibró el equipo utilizando dos soluciones con pH diferentes, primero se calibró la solución con el pH más bajo y posteriormente la solución con el pH más alto. Seguidamente, se procedió a medir el pH de las soluciones de calibración 3 veces para asegurar el correcto funcionamiento del equipo. La variación entre las mediciones de una misma solución no debe ser mayor a 0.5. Posteriormente, se midió el pH de cada muestra 3 veces. La variación entre las mediciones de una misma muestra no debe ser mayor a 0.3. Cabe destacar que después de la medición de pH de cada solución se debe limpiar el electrodo con agua desionizada antes de pasar a la siguiente solución. Asimismo, la temperatura y la humedad pueden afectar la medición de pH por lo que fue importante

que todas las soluciones estén a temperatura ambiente a 25 °C antes de realizar las mediciones y que las mediciones se realicen en un ambiente con baja humedad. Una vez que se terminó de realizar las mediciones de las muestras, el electrodo fue limpiado con agua desionizada y fue devuelta a su respectiva solución de conservación.

#### 6.9.4 Conductividad

La determinación de la conductividad del agua de los reproductores y de las larvas se llevó a cabo mediante un conductímetro (Medidor de conductividad eléctrica ORION, 135A 10337) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se limpió el electrodo del equipo con un poco de agua desionizada. Posteriormente, se calibró el equipo utilizando una solución estándar de cloruro potásico a 0.01 N y verificó el funcionamiento del equipo utilizando una solución control. A continuación, se midió la conductividad de cada muestra con el conductímetro. Cabe destacar que después de la medición de conductividad de cada solución se debe limpiar el electrodo con agua desionizada antes de pasar a la siguiente solución. Asimismo, la temperatura puede afectar la medición de la conductividad por lo que es importante que todas las soluciones estén a temperatura ambiente o a 25 °C antes de realizar las mediciones.

La conductividad del agua de ambos lotes de reproductores se calculó con la siguiente fórmula:

$$\sigma = \frac{m (1 \times 106) K}{1 + 0.019 \times 1 (t - 25)} \quad (11)$$

Dónde:

$\sigma$  es la conductividad (S/cm).

K es la constante de celda ( $\text{cm}^{-1}$ ).

t es la temperatura de medición (°C).

m es la conductividad medida.

### 6.9.5 Nitritos

La determinación de nitritos del agua de los reproductores y de las larvas se llevó a cabo mediante un autoanalizador (FIAs 8000) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se preparó una curva de calibración a partir de una solución estándar de nitritos ( $5 \text{ mM NO}_2^-$ ). Seguidamente, se preparó un estándar de verificación para la muestra de control de calidad a partir de una solución de verificación de nitritos ( $5 \text{ mM NO}_2^-$ ). Asimismo, se preparó una muestra fortificada para el control de calidad la cual se eligió al azar del lote analítico y se fortificó utilizando un punto medio de la curva a  $1.50 \text{ } \mu\text{M NO}_2^-$ . Además, se colocó 10 mL de las muestras a analizar en tubos de 15 mL, se colocaron las mangueras en los reactivos que corresponden al analito y se estabilizó el sistema haciendo fluir la solución sulfanilamida-naftil y carrier (agua desionizada). Se verificó que la línea base fuera estable y no presentará picos. Asimismo, mientras se estabilizaba el sistema, se colocó los estándares de referencia y de verificación en la gradilla del automuestreador enumerados del 1 al 16. Además, se seleccionaron los parámetros ajustados a los requerimientos para la prueba de nitritos y se anexaron a la corrida las muestras que se analizaron. Por último, se colocaron las muestras en la gradilla destinada para ello en el automuestreador y se dejó que el equipo realizara la corrida. Los cálculos para esta prueba fueron realizados automáticamente por el equipo con una ecuación generada a partir de la curva de calibración.

### 6.9.6 Nitratos

La determinación de nitratos del agua de los reproductores y de las larvas se llevó a cabo mediante un autoanalizador (FIAs 8000) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se preparó una curva de calibración a partir de una solución estándar de nitratos ( $5 \text{ mM NO}_3$ ). Seguidamente, se preparó un estándar de verificación para la muestra de control de calidad a partir de una solución de verificación de nitratos ( $5 \text{ mM NO}_3$ ). Asimismo, se preparó una muestra fortificada para el control de calidad la cual se eligió al azar del lote analítico y se fortificó utilizando un punto medio de la curva a  $1.50 \text{ } \mu\text{M NO}_3$ . Además, se colocó 10 mL de las muestras a analizar en tubos de 15 mL. Igualmente, se empacó 25 g cadmio activado en la columna reductora y a cada muestra y estándar se le

agregó 0.2 mL de solución concentrada de cloruro de amonio, se colocaron las mangueras en los reactivos que corresponden al analito y se estabilizó el sistema haciendo fluir la solución sulfanilamida-saftil y carrier (agua desionizada). Se verificó que la línea base fuera estable y no presentará picos. Asimismo, mientras se estabilizaba el sistema, se colocó los estándares de referencia y de verificación en la gradilla del automuestreador enumerados del 1 al 16. Además, se seleccionaron los parámetros ajustados a los requerimientos para la prueba de nitratos y se anexaron a la corrida las muestras que se analizaron. Por último, se colocaron las muestras en la gradilla destinada para ello en el automuestreador y se dejó que el equipo realizara la corrida. Los cálculos para esta prueba fueron realizados automáticamente por el equipo con una ecuación generada a partir de la curva de calibración. Finalmente, el reporte generado por el equipo fue pasado a Excel.

#### **6.9.7 Amonio disuelto**

La determinación del amonio disuelto del agua de los reproductores y de las larvas se llevó a cabo mediante un autoanalizador (FIAs 8000) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se preparó una curva de calibración a partir de una solución estándar de amonio (5 mM  $\text{NH}_4^+$ ). Seguidamente, se preparó un estándar de verificación para la muestra de control de calidad a partir de una solución de verificación de amonio (5 mM  $\text{NH}_4^+$ ). Asimismo, se preparó una muestra fortificada para el control de calidad la cual se eligió al azar del lote analítico y se fortificó utilizando un punto medio de la curva a 10  $\mu\text{M}$   $\text{NH}_4^+$ . Además, se colocó 10 mL de las muestras a analizar en tubos de 15 mL, se colocaron las mangueras en los reactivos que corresponden al analito (solución carrier, solución búfer, solución de fenol, hipoclorito de sodio, nitroprusiato de sodio) y se estabilizó el sistema haciendo fluir los reactivos. Se esperó 5 minutos para que el carrier (agua destilada libre de amonio) fluyera por el manifold. Se verificó que la línea base fuera estable y no presentará picos. Asimismo, mientras se estabilizaba el sistema, se colocó los estándares de referencia y de verificación en la gradilla del automuestreador enumerados del 1 al 16. Además, se seleccionaron los parámetros ajustados a los requerimientos para la prueba de amonio y se anexaron a la corrida las muestras que se analizaron. Por último, se colocaron las muestras en la gradilla destinada para ello en el automuestreador y se dejó

que el equipo realizara la corrida. Los cálculos para esta prueba fueron realizados automáticamente por el equipo con una ecuación generada a partir de la curva de calibración. Finalmente, el reporte generado por el equipo fue pasado a Excel.

#### **6.9.8 Ortofosfatos**

La determinación de ortofosfatos del agua de los reproductores y de las larvas se llevó a cabo mediante un autoanalizador (FIAs 8000) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se preparó una curva de calibración a partir de una solución estándar de ortofosfatos (1 mL = 1 mg PO<sub>4</sub>). Seguidamente, se preparó un estándar de verificación para la muestra de control de calidad a partir de una solución de verificación de ortofosfatos (1 mL = 1 mg PO<sub>4</sub>). Asimismo, se preparó una muestra fortificada para el control de calidad la cual se eligió al azar del lote analítico y se fortificó utilizando un punto medio de la curva a 1 µM P-PO<sub>4</sub>. Además, se colocó 10 mL de las muestras a analizar en tubos de 15 mL, se colocaron las mangueras en los reactivos que corresponden al analito (solución carrier, mezcla ácida de molibdato y tartrato, solución de ácido ascórbico) y se estabilizó el sistema haciendo fluir los reactivos. Se esperó 5 minutos para que el carrier (agua desionizada) fluyera por el manifold. Se verificó que la línea base fuera estable y no presentará picos. Asimismo, mientras se estabilizaba el sistema, se colocó los estándares de referencia y de verificación en la gradilla del automuestreador enumerados del 1 al 16. Además, se seleccionaron los parámetros ajustados a los requerimientos para la prueba de ortofosfatos y se anexaron a la corrida las muestras que se analizaron. Por último, se colocaron las muestras en la gradilla destinada para ello en el automuestreador y se dejó que el equipo realizara la corrida. Los cálculos para esta prueba fueron realizados automáticamente por el equipo con una ecuación generada a partir de la curva de calibración. Finalmente, a partir del reporte generado por el equipo se crearon bases de datos (Excel) para su posterior análisis.

#### **6.9.9 Silicatos**

La determinación de silicatos del agua de los reproductores y de las larvas se llevó a cabo mediante un autoanalizador (FIAs 8000) con la metodología realizada por Beltrán Camacho

(2018). Primero, se preparó una curva de calibración a partir de una solución estándar de silicatos. Seguidamente, se preparó un estándar de verificación para la muestra de control de calidad a partir de una solución de verificación de silicatos, se preparó una muestra fortificada para el control de calidad la cual se eligió al azar del lote analítico y se fortificó utilizando un punto medio de la curva a  $5 \mu\text{M SiO}_3$ . Además, se colocó 10 mL de las muestras a analizar en tubos de 15 mL. A continuación, se colocaron las mangueras en los reactivos que corresponden al analito (solución carrier, solución de ácido ascórbico, agua destilada) y se estabilizó el sistema haciendo fluir los reactivos. Se esperó 5 minutos para que el carrier (agua desionizada) fluyera por el manifold. Se verificó que la línea base fuera estable y no presentará picos. Asimismo, mientras se estabilizaba el sistema, se colocó los estándares de referencia y de verificación en la gradilla del automuestreador enumerados del 1 al 16. Además, se seleccionaron los parámetros ajustados a los requerimientos para la prueba de silicatos y se anexaron a la corrida las muestras que se analizaron. Por último, se colocaron las muestras en la gradilla destinada para ello en el automuestreador y se dejó que el equipo realizara la corrida. Los cálculos para esta prueba fueron realizados automáticamente por el equipo con una ecuación generada a partir de la curva de calibración. Finalmente, el reporte generado por el equipo fue pasado a Excel.

#### **6.9.10 Nitrógeno total**

La determinación del nitrógeno total del agua de los reproductores y de las larvas se llevó mediante un autoanalizador (FIAs 8000) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Primero, se preparó una curva de calibración a partir de una solución estándar de nitrógeno y fósforo. Seguidamente, se midió 50 mL de muestra y se vertió en un matraz de 125 mL. A continuación, se agregó un reactivó oxidante y se tapó con un papel aluminio. Después, se llevó a dígirir a una autoclave a  $121 \text{ }^\circ\text{C}$  y 15 libras de presión durante 30 minutos. Al terminar dicho tiempo, se dejó enfriara el matraz y se ajustó su contenido a un pH de 7-8 agregando de 9 a 11 gotas de hidróxido de sodio 1 M. Asimismo, se midió el pH final con un papel de pH para verificar el valor.

A continuación, se determinó la concentración de  $\text{NO}_3$  usando un autoanalizador (FIAs 8000). Primero, se preparó una curva de calibración a partir de una solución estándar de

nitratos (5 mM  $\text{NO}_3$ ). Seguidamente, se preparó un estándar de verificación para la muestra de control de calidad a partir de una solución de verificación de nitratos (5 mM  $\text{NO}_3$ ). Asimismo, se preparó una muestra fortificada para el control de calidad la cual se eligió al azar del lote analítico y se fortificó utilizando un punto medio de la curva a 1.50  $\mu\text{M}$   $\text{NO}_3$ . Además, se colocó 10 mL de las muestras a analizar en tubos de 15 mL. Igualmente, se empacó 25 g cadmio activado en la columna reductora y a cada muestra y estándar se le agregó 0.2 mL de solución concentrada de cloruro de amonio. A continuación, se colocaron las mangueras en los reactivos que corresponden al analito y se estabilizó el sistema haciendo fluir la solución sulfanilamida-naftil y carrier (agua desionizada). Se verificó que la línea base fuera estable y no presentará picos. Asimismo, mientras se estabilizaba el sistema, se colocó los estándares de referencia y de verificación en la gradilla del automuestreador enumerados del 1 al 16. Además, se seleccionaron los parámetros ajustados a los requerimientos para la prueba de nitratos y se anexaron a la corrida las muestras que se analizaron. Por último, se colocaron las muestras en la gradilla destinada para ello en el automuestreador y se dejó que el equipo realizara la corrida. Los cálculos para esta prueba fueron realizados automáticamente por el equipo con una ecuación generada a partir de la curva de calibración.

### **6.9.11 Color**

La determinación del color del agua de los reproductores y larvas se llevó a cabo mediante un Kit de prueba de color (modelo CO-1) con la metodología realizada por Beltrán Camacho (2018). Esta prueba lee el color aparente creado por las sustancias disueltas mediante un disco de color/estándar APHA platinum-cobalto. Primero, se colocó un poco de muestra de agua en un tubo especial para el kit. A continuación, se introdujo el tubo en el espacio para este en la caja del kit. Seguidamente, se colocó la caja con el tubo a contra luz para comparar el color del agua con el color del disco de color/estándar APHA platinum-cobalto.

## 6.10 Análisis bromatológicos de la dieta de los reproductores

Las muestras del alimento del lote de reproductores del jurel *Seriola rivoliana* se procesaron en el Laboratorio de Análisis Químico Proximal del CIBNOR.

### 6.10.1 Determinación de humedad

La determinación de humedad de los alimentos se realizó siguiendo el método de pérdida de peso con la metodología realizada por Juan Antúnez (2018). Primero, se pesó 2 g de cada muestra en un crisol de porcelana, el cual fue pesado previamente, en una balanza analítica (Balanza Analítica Mettler Toledo 17658). Se colocó el crisol con la muestra en una estufa (Horno BINDER 17742) a 70 °C durante 4 horas. Después, se sacan los crisoles con las muestras de la estufa y se deja enfriar durante 30 minutos. Por último, se pesó la muestra seca en una balanza analítica (Balanza Analítica Mettler Toledo 17658).

El porcentaje de húmeda del alimento se calculó con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{\text{Peso crisol} + \text{muestra húmeda} - \text{Peso crisol} + \text{muestra seca}}{\text{Peso muestra húmeda}} \times 100 \quad (12)$$

### 6.10.2 Determinación de cenizas

El material residual de la determinación de humedad se utilizó para la determinación de cenizas del alimento mediante el método de incineración en mufla con la metodología realizada por Juan Antúnez (2018). Primero, se colocó los crisoles con las muestras residuales de la determinación de humedad en una es mufla (Mufla Thermoscientific 17675) a 600 °C durante 5 horas. Después, se apagó la mufla y se dejó enfriar durante toda la noche antes de sacar los crisoles con las muestras. A continuación, se sacaron los crisoles y se colocaron en un desecador durante 30 minutos. Posteriormente, se pesaron los crisoles con las muestras de cenizas en una balanza analítica (Balanza Analítica Mettler Toledo 17658).

La cantidad de cenizas del alimento se calculó con la siguiente fórmula:

$$\text{Cenizas} = \frac{\text{Peso crisol con cenizas} - \text{Peso crisol vacío}}{\text{Peso muestra}} \times 100 \quad (13)$$



### **6.10.3 Determinación de proteínas**

La determinación de proteínas de los alimentos se realizó siguiendo el método de ácido bicinconínico o BCA (Fujimoto *et al.*, 1985) usado para la determinación de proteínas totales de las muestras de huevos y larvas del jurel *Seriola rivoliana*. Solamente para determinación de proteínas las muestras de alimento fueron procesadas en el Laboratorio de Bioquímica Fisiológica del CIBNOR.

### **6.10.4 Determinación de lípidos**

La determinación de lípidos de los alimentos se realizó siguiendo el método de SOXTEC Avanti con la metodología realizada por Juan Antúnez (2018). Dicho método consiste en un aparato de reflujo, el cual consta de refrigerante, un depósito donde se colocan en su interior las muestras dentro de un dedal de celulosa y vasos de aluminio donde se recolectan los lípidos extraídos. El sistema está montado sobre una parrilla de calentamiento, lo que permite que el solvente en el vaso se evapore, mismo que se condensa al pasar por el refrigerante y cae sobre la muestra en el depósito. Cuando el nivel del éter llega a su punto máximo en el depósito, este se vacía hacia el vaso, con lo que inicia otro ciclo de extracción. Dicho ciclo se repite hasta el final del tiempo determinado. La eficiencia de este método depende del pretratamiento de la muestra y la selección del disolvente.

Las muestras de alimento deben de ser preparadas previamente a la determinación de lípidos. Esto se realizó moliendo las muestras con un molinillo para café, colocándolas en una placa de Petri y dejándolas secar en una estufa (Horno BINDER 17742) a 70 °C durante 4 horas. Posteriormente, se sacaron las placas de Petri y se dejaron enfriar durante 30 minutos. A continuación, se pesó 2 g de cada muestra en una balanza analítica precisa (Balanza Analítica Precisa XT 220 A 10357), se colocaron en un cartucho y se introdujo utilizando pinzas el cartucho una gradilla. Posteriormente, dicha gradilla se introdujo en el equipo (SOXTEC Avanti 2050). Seguidamente, se pesaron unos vasos de aluminio utilizando pinzas en una balanza analítica (Balanza Analítica Mettler Toledo 17658), se colocó 80 mL

de éter en su interior y se introdujo en el equipo (SOXTEC Avanti 2050). Después, se dejó correr el equipo durante 1 hora y 10 minutos.

Al terminar el tiempo, se secaron los vasos de aluminio y se dejaron enfriar 5 minutos. A continuación, se colocaron los vasos de aluminio en un horno (Horno TER LAB 12554) a 103 °C durante 2 horas. Posteriormente, se sacaron los vasos de aluminio del horno y se dejaron enfriar durante 30 minutos. Finalmente, se pesaron los vasos de aluminio en balanza analítica (Balanza Analítica Mettler Toledo 17658).

La cantidad de lípidos del alimento se calculó con la siguiente fórmula:

$$\text{Extracto etéreo} = \frac{\text{Peso del vaso} + \text{Lípidos extraídos} - \text{Peso del vaso vacío}}{\text{Gramos de muestra}} \times 100 \quad (14)$$

#### **6.10.5 Determinación de energía**

La determinación de energía se realizó con un Calorímetro Parr 6400 con la metodología realizada por Juan Antúnez (2018). Este aparato mide la energía o calor involucrado en reacciones químicas. Las muestras de alimento debieron ser preparadas antes de la determinación de energía. Esto se realizó moliéndolas con un molinillo para café, colocándolas en una placa de Petri y secándolas en una estufa (Horno BINDER 17742) a 70 °C durante 4 horas. Posteriormente, se sacaron las placas de Petri y se dejaron enfriar durante 30 minutos. A continuación, se pesó 1 g de cada muestra en una balanza analítica precisa (Balanza Analítica Precisa XT 220 A 10357) y se colocaron en pequeñas charolas. En seguida, se pusieron en el analizador de calorías. Se utilizó un hilo de algodón de 10 cm el cual se enlazó con el alambre del cabezal de la bomba y el extremo libre se enterró en la muestra. Después, se colocó la charola y el cabezal de la bomba en el interior del calorímetro y se dejó que el equipo realizara el análisis. Posteriormente, se sacaron de la máquina y se secó el cabezal con papel absorbente. Por último, se repitió el procedimiento para el resto de las muestras.

### 6.10.6 Análisis bromatológicos de los alimentos de reproductores de *Seriola rivoliana*

En la tabla II, se muestra los alimentos de los reproductores de *Seriola rivoliana* utilizados para este experimento y los principales parámetros que determinan su calidad. Todos los reproductores fueron alimentados con esta comida tres veces a la semana hasta saciedad hasta culminar el experimento.

**Tabla II.** Análisis Bromatológicos de los alimentos de los reproductores de *Seriola rivoliana*.

<b>Parámetro</b>	<b>Alimento con Sardinias y Calamar</b>	<b>Alimento con Macarela y Clamar</b>
<b>Humedad (%)</b>	56.14	49.79
<b>Extracto Etéreo (%)</b>	13.77	17.94
<b>Cenizas (%)</b>	9.35	12.75
<b>Energía (cal/g)</b>	5177.56	5064.80
<b>Proteínas Totales (%)</b>	20.74	19.52

### 6.11 Análisis estadísticos

Para realizar los análisis estadísticos se empleó el programa SPSS 25 (IBM). Los resultados de la eclosión y supervivencia para los distintos tratamientos se expresaron en porcentajes, por esta razón se necesitó transformarlos usando la raíz cuadrada del arco-seno para poder ser analizados estadísticamente. Los demás resultados se expresaron con la media  $\pm$  desviación estándar. La técnica de Levene fue usada para probar la homogeneidad de varianzas y para Normalidad la prueba de Kolmogorov-Smirnov. Cuando los datos fueron paramétricos se realizó un análisis de varianza de una vía (ANOVA) con un nivel de significancia del 95% ( $P < 0.05$ ) para comparar las medias y la prueba de rango múltiple Tukey para evaluar la significancia de las diferencias observadas entre los tratamientos. Para los datos no paramétricos se realizó una prueba de Kruskal-Wallis para comparar las medias de los tratamientos y una prueba Dunnett para determinar si había diferencias significativas entre los tratamientos. Por otro lado, para los datos del área y grado de pigmentación de los ojos se realizó un ANOVA bifactorial para comparar las medias y una prueba Newman-Keuls evaluar la significancia de las diferencias observadas entre los tratamientos.

## 7. RESULTADOS

### 7.1 Análisis fisicoquímicos del agua para estanque de reproductores y larvas de *Seriola rivoliana*

En la tabla III se muestran los resultados obtenidos de los principales parámetros fisicoquímicos que determinan la calidad del agua de los estanques de los reproductores y de las larvas de *S. rivoliana*.

**Tabla III.** Análisis fisicoquímicos del agua para los estanques de reproductores y de larvas de *Seriola rivoliana*.

<b>Parámetro</b>	<b>Valor Experimental Reproductores</b>	<b>Valor Experimental Larvas</b>
<b>pH</b>	7.70 (25.2 °C)	8.07 (25.4 °C)
<b>Conductividad Eléctrica (mS/m)</b>	5455 (23.95 °C)	5530 (24.0 °C)
<b>Nitritos (µM)</b>	0.831	0.268
<b>Nitratos (µM)</b>	187.410	1.032
<b>Amonio (µM)</b>	3.515	13.0
<b>Ortofosfatos Disueltos (µM)</b>	10.838	0.593
<b>Dureza Total (mg/L CaCO<sub>3</sub>)</b>	6805	6857
<b>Cloruros (mg/L)</b>	21293	21368
<b>Color (Unidades Pt-Co)</b>	0	0
<b>Silicatos (µM)</b>	62.5	<0.500
<b>Nitrógeno Total (µM)</b>	197.20	174.85

## 7.2 Efecto de la temperatura sobre la tasa de eclosión

El diámetro de los huevos fue de  $1.0327 \pm 0.00255$  mm y el de la gota lipídica fue de  $0.2535 \pm 0.00081$  mm. Los resultados obtenidos mostraron una tasa de eclosión de entre 10-20 % para las temperaturas 24, 26 y 28 °C, encontrándose disminución significativa ( $P < 0.05$ ) con respecto del tratamiento de 22 °C (47 %; Tabla IV).

**Tabla IV.** Porcentajes de eclosión por tratamiento.

<b>Temperatura (°C)</b>	<b>Eclosión (%)</b>
22	$47 \pm 0.07631^a$
24	$19.50 \pm 0.02604^b$
26	$10.83 \pm 0.01833^b$
28	$17 \pm 0.01713^b$

Los datos muestran la media  $\pm$  DS, letras diferente indican diferencias significativas, n = 200, ANOVA Simple  $P < 0.05$ . DS: Desviación estándar.

### 7.3 Efecto de la temperatura sobre la supervivencia a las 48 HDE y la supervivencia total

Los huevos mantenidos a 24 °C mostraron tasas de supervivencia del 13%, los cuales fueron significativamente mayores ( $P < 0.05$ ) que los observados en el tratamiento de 28 °C. Por otro lado, en el tratamiento de 22 °C las larvas seguían vivas a las 120 HDE, seguidos por los tratamientos de 24 y 26 °C con 96 HDE y el tratamiento de 28 °C con 48 HDE (Tabla V).

**Tabla V.** Supervivencia larvaria a las 48 HDE y supervivencia total por tratamiento.

<b>Temperatura (°C)</b>	<b>Supervivencia (%)</b>	<b>Supervivencia total (HDE)</b>
22	$11.67 \pm 0.02431^{ab}$	120
24	$13 \pm 0.02338^a$	96
26	$5.67 \pm 0.01926^{ab}$	96
28	$4 \pm 0.01^b$	48

Los datos muestran la media  $\pm$  DS, letras diferente indican diferencias significativas, n = 200, ANOVA Simple  $P < 0.05$ . DS: Desviación estándar.

#### 7.4 Efecto de la temperatura sobre la longitud notocordal, el volumen del saco vitelino y la gota lipídica al eclosionar

Al eclosionar, las larvas a 24 °C mostraron una longitud notocordal ( $2.6 \pm 0.57$  mm) la cual fue significativamente mayor que los tratamientos a 26 y 28 °C. Sin embargo, a 26 °C tuvieron un volumen de saco vitelino ( $0.419 \pm 0.0257$ ) el cual fue significativamente mayor que los tratamientos a 22 y 24 °C y a 28 °C se observó un volumen de gota lipídica ( $0.057 \pm 0.0016$  mm<sup>3</sup>) el cual fue significativamente mayor que los tratamientos a 22 y 24 °C (Tabla VI).

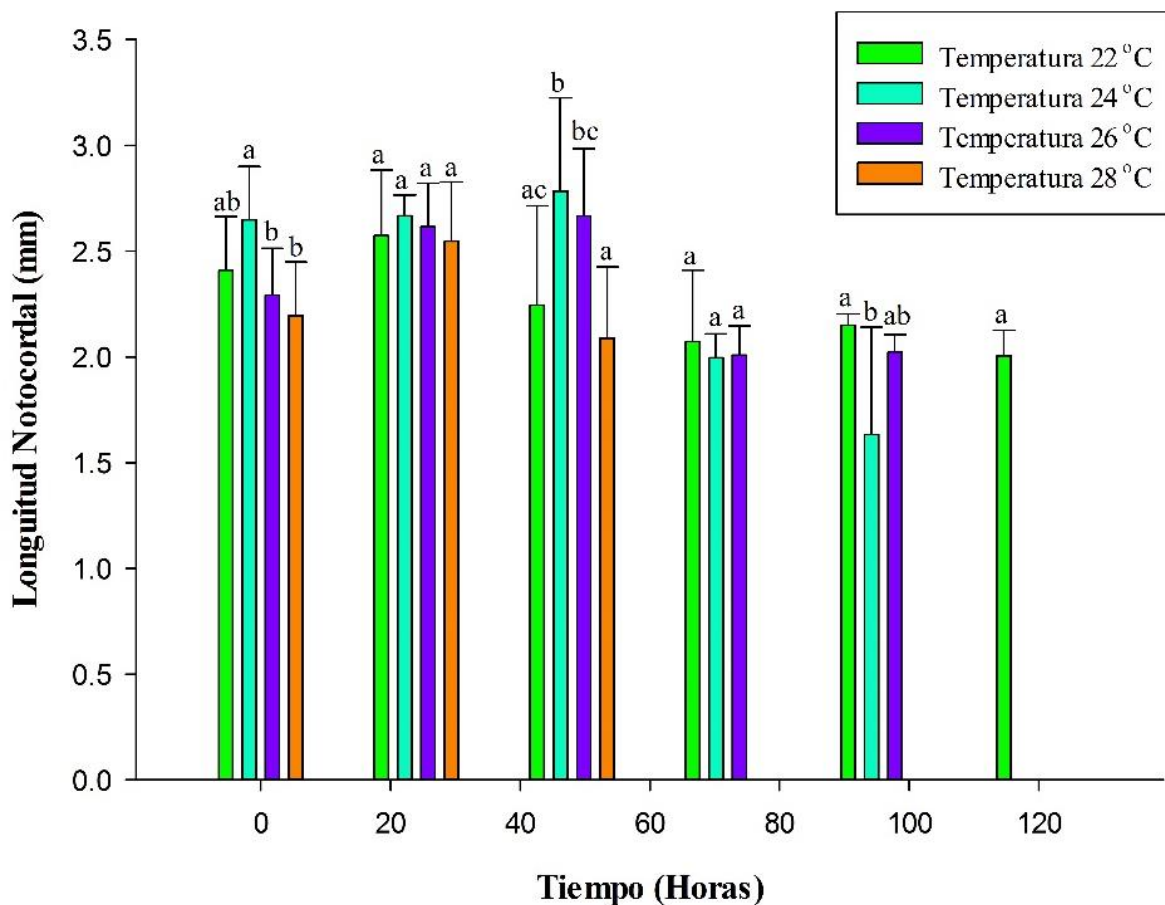
**Tabla VI.** Longitud notocordal (mm), saco vitelino (mm<sup>3</sup>) y volumen de la gota lipídica (mm<sup>3</sup>) al eclosionar (0 HDE).

Temperatura (°C)	Longitud Notocordal (mm)	Volumen del Saco Vitelino (mm <sup>3</sup> )	Volumen de la Gota Lipídica (mm <sup>3</sup> )
22	$2.4 \pm 0.057^{abc}$	$0.249 \pm 0.0131^a$	$0.0049 \pm 0.00017^{ab}$
24	$2.6 \pm 0.057^a$	$0.159 \pm 0.0093^a$	$0.0045 \pm 0.00026^a$
26	$2.3 \pm 0.049^{bc}$	$0.419 \pm 0.0257^b$	$0.0052 \pm 0.00017^{bc}$
28	$2.2 \pm 0.057^c$	$0.415 \pm 0.0294^b$	$0.0057 \pm 0.00016^c$

Los datos muestran la media  $\pm$  DS, letras diferente indican diferencias significativas, n = 20, Kruskal-Wallis y ANOVA Simple P<0.05. DS: Desviación estándar.

### 7.5 Efecto de la temperatura sobre la longitud notocordal

La figura 9 muestra el efecto de las diferentes temperaturas sobre la longitud notocordal a las HDE. Cabe resaltar que a la hora 24 de incubación, únicamente eclosionaron los tratamientos con las temperaturas más altas (26 y 28 °C).



**Figura .9** Longitud notocordal en los diferentes tratamientos a las diferentes HDE; las medidas dentro de un mismo tiempo seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).



### 7.6 Efecto de la temperatura sobre la tasa de crecimiento

No se encontraron diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) en la tasa de crecimiento en los diferentes tratamientos de temperatura. Sin embargo, las larvas incubadas a 28 °C presentaron la mayor tasa de crecimiento ( $0.2972 \pm 0.06758$ ) y las larvas incubadas a 24 °C presentaron la menor tasa de crecimiento ( $0.2089 \pm 0.03785$ ) (Tabla VII).

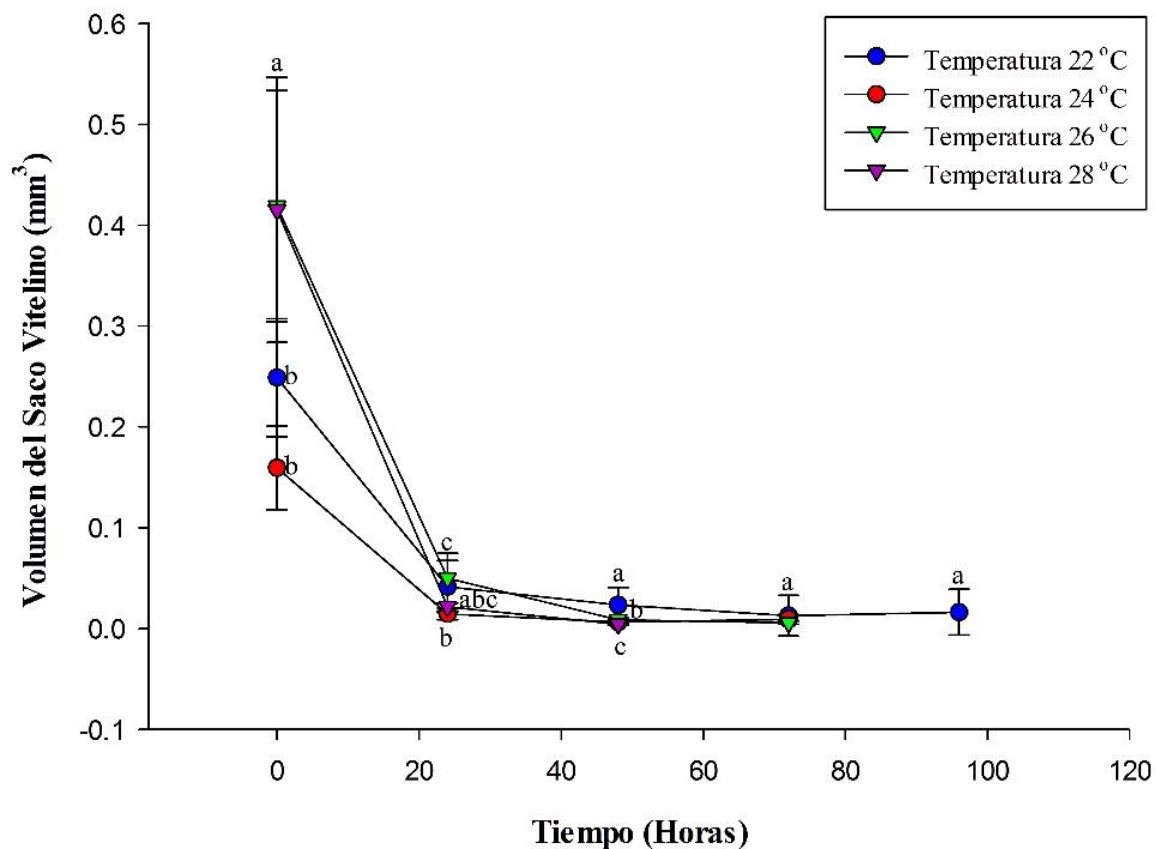
**Tabla VII.** Tasa de crecimiento por tratamiento.

Temperatura (°C)	Tasa de crecimiento (mm d <sup>-1</sup> )
22	$0.2895 \pm 0.05744^a$
24	$0.2089 \pm 0.03785^a$
26	$0.2615 \pm 0.04006^a$
28	$0.2972 \pm 0.06758^a$

Los datos muestran la media  $\pm$  DS, letras diferente indican diferencias significativas, n = 20, ANOVA Simple  $P < 0.05$ . DS: Desviación estándar.

### 7.7 Efecto de la temperatura sobre el consumo del saco vitelino

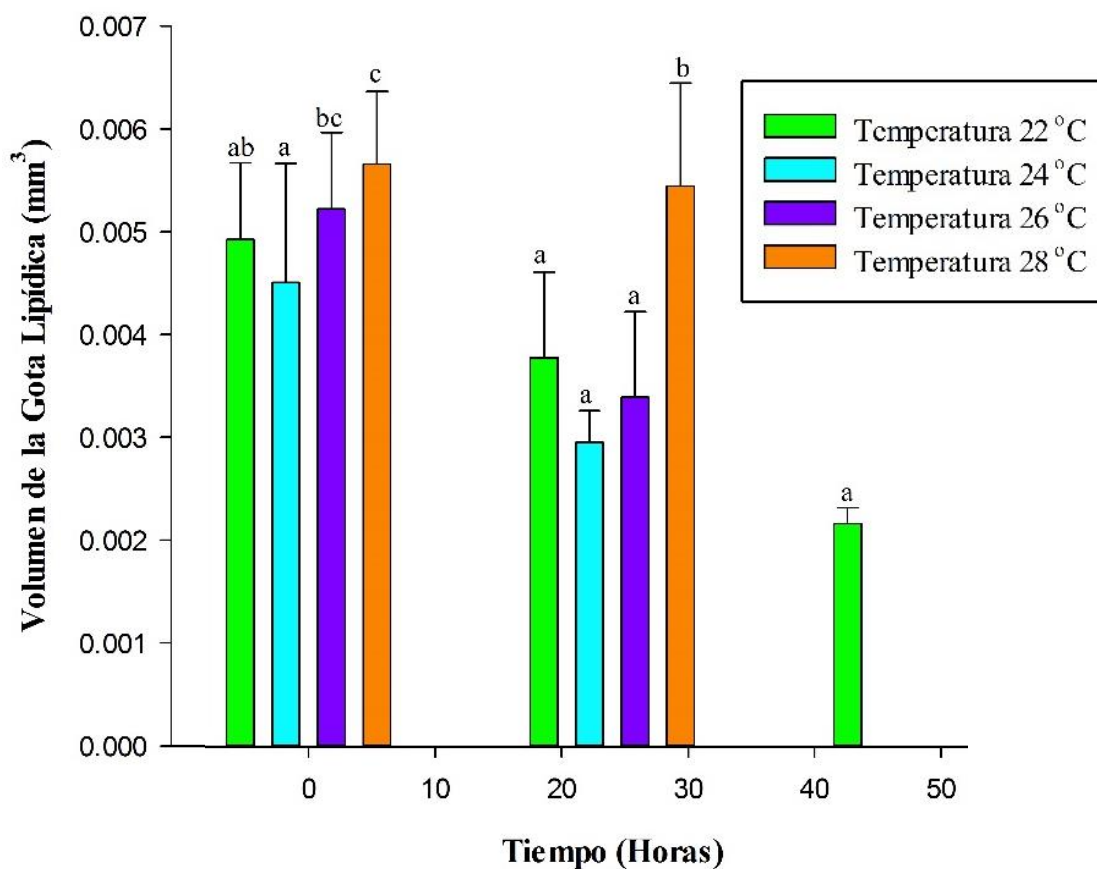
En la figura 10 se muestra el consumo del saco vitelino en los diferentes tratamientos por HDE. Para la temperatura de 28 °C, el consumo total del saco vitelino se observó después de 48 HDE, mientras que para los tratamientos de 26 y 24 °C este ocurrió posterior a las 72 HDE; y finalmente para la temperatura de 22 °C fue posterior a las 96 HDE.



**Figura 10.** Volumen del saco vitelino en los diferentes tratamientos a las diferentes horas experimentales muestreadas; las medidas dentro de un mismo tiempo seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

### 7.8 Efecto de la temperatura sobre el consumo de la gota lipídica

A continuación, en la figura 11 se muestra la representación gráfica del consumo de la gota lipídica en los diferentes tratamientos por HDE. El volumen de la gota lipídica está representado en  $\text{mm}^3$ . Para las temperaturas de 28, 26 y 24 °C, el consumo total de la gota lipídica se dio en un lapso posterior de las 24 HDE, mientras que para el tratamiento de 22 °C se dio en un lapso posterior de las 48 HDE.



**Figura 11.** Volumen de la gota lipídica en los diferentes tratamientos a las diferentes horas experimentales muestreadas; las medidas dentro de un mismo tiempo seguidas por una letra diferente indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

### 7.9 Efecto de la temperatura sobre la apertura de la boca y la pigmentación de los ojos

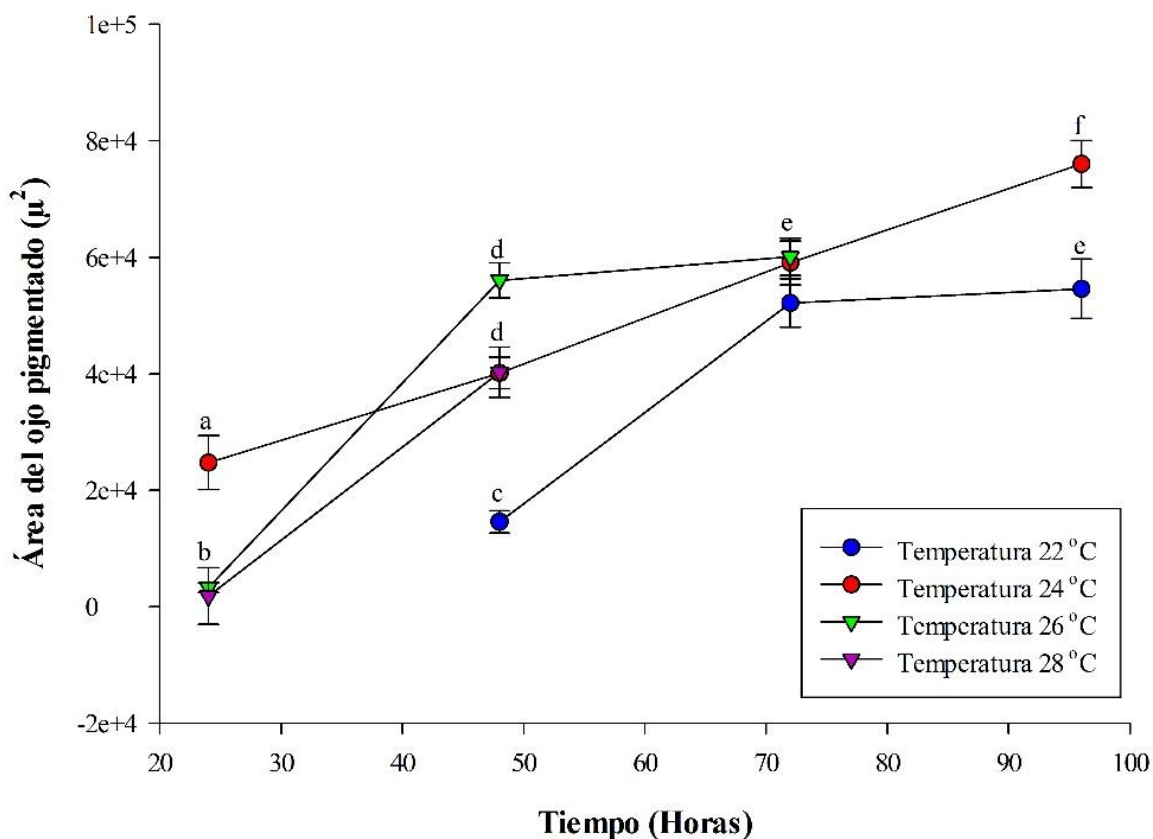
En la tabla VIII se muestra la longitud y apertura de la boca por tratamiento. Cabe destacar que para los tratamientos de 26 y 28 °C no se pudo medir ninguna boca de las larvas muestreadas. Las larvas incubadas a 22 °C presentaron la mayor longitud y apertura de la boca con respecto del tratamiento a 24 °C a las 96 HDE.

**Tabla VIII.** Longitud y apertura de la boca por tratamiento.

<b>Temperatura (°C)</b>	<b>HDE</b>	<b>Longitud de la Boca (µm)</b>	<b>Apertura de la Boca (µm)</b>
22	96	625.034	307.129
24	96	435.794	212.585

Media, n = 10.

A continuación, en la figura 12 se representa gráficamente el área y grado de pigmentación de los ojos en los diferentes tratamientos por hora de muestreo. Las larvas incubadas a 24 °C presentaron la mayor área y grado de pigmentación de los ojos del experimento a las 96 HDE, presentando diferencias significativas con el resto de los tratamientos.



**Figura 12.** Área y grado de pigmentación de los ojos en los diferentes tratamientos a las diferentes horas experimentales muestreadas; las letras diferentes indican diferencias significativas ( $P < 0.05$ ).

### 7.10 Efecto de la temperatura sobre la composición bioquímica

En las tablas IX y X se presentan las proteínas y lípidos totales en los huevos y las larvas de *S. rivoliana* al eclosionar y a las 48 HDE por cada tratamiento. En el momento de la eclosión, se observó que las larvas a 22 °C presentaron significativamente mayor cantidad de proteínas y lípidos totales que el resto de los tratamientos. Por otro lado, a las 48 HDE se observó que las larvas a 22 °C presentaron significativamente mayor cantidad de proteínas y lípidos totales que los tratamientos de 26 y 28°C (Tabla X).

**Tabla IX.** Composición bioquímica de las larvas de *Seriola rivoliana* al eclosionar.

Temperatura (°C)	HDE	Proteínas Totales (mg/g)	Lípidos Totales (mg/g)
22	0	212.28 ± 0.676 <sup>a</sup>	195.745 ± 0.633 <sup>a</sup>
24	0	205.33 ± 0.657 <sup>b</sup>	187.730 ± 0.667 <sup>b</sup>
26	0	192.188 ± 0.736 <sup>c</sup>	185.300 ± 0.374 <sup>b</sup>
28	0	203.365 ± 0.790 <sup>b</sup>	159.447 ± 0.910 <sup>c</sup>

Los datos muestran la media ± DS, letras diferente indican diferencias significativas, n = 6, ANOVA Simple P<0.05. DS: Desviación estándar.

**Tabla X.** Composición bioquímica de las larvas de *Seriola rivoliana* a las 48 HDE.

Temperatura (°C)	HDE	Proteínas Totales (mg/g)	Lípidos Totales (mg/g)
22	48	180.268 ± 1.075 <sup>a</sup>	117.687 ± 0.273 <sup>a</sup>
24	48	165.520 ± 1.844 <sup>ab</sup>	102.828 ± 0.692 <sup>ab</sup>
26	48	144.743 ± 0.470 <sup>bc</sup>	94.767 ± 0.442 <sup>bc</sup>
28	48	97.707 ± 0.231 <sup>c</sup>	75.117 ± 0.152 <sup>c</sup>

Los datos muestran la media ± DS, letras diferente indican diferencias significativas, n = 6, Kruskal-Wallis P<0.05. DS: Desviación estándar.

## 8. DISCUSIÓN

La calidad del agua de los cultivos es determinada por sus propiedades fisicoquímicas como son la temperatura, pH, amonio, nitritos, alcalinidad y dureza. Estas propiedades pueden influir en aspectos productivos y reproductivos de los peces por lo que es importante que dichos parámetros se encuentren dentro de los rangos óptimos en el agua de cultivo para que los peces se desarrollen adecuadamente (Sivira-Sánchez, 2008). Al comparar los resultados obtenidos en este trabajo con los reportados por diferentes autores, se observó que nuestros valores se encontraban dentro de los rangos idóneos para el cultivo de peces marinos (Tabla XI).

**Tabla XI.** Análisis fisicoquímicos del agua en los estanques de los reproductores, cultivo larvario de *Seriola rivoliana* y valores idóneos de acuerdo a diferentes autores.

Parámetro	Valor Experimental Reproductores	Valor Experimental Larvas	Valor Idóneo	Autor
<b>Amonio (µM)</b>	3.515	13.0	< 733.956	1
<b>Nitritos (µM)</b>	0.831	0.268	< 21739.130	2
<b>Nitratos (µM)</b>	187.410	1.032	< 806387.882	2
<b>pH</b>	7.70 (25.2 °C)	8.07 (25.4 °C)	6.5-8	2
<b>Dureza Total (mg/L CaCO<sub>3</sub>)</b>	6805	6857	> 30 mg/L	2

Nota: 1. García-Ulloa *et al.* (2005); 2. Akifumi-Ono y Kubitzka (2002)

En los ecosistemas acuícolas, el amonio es uno de los productos del metabolismo de las proteínas de los alimentos y de la descomposición bacteriana de la materia orgánica (Sivira-Sánchez, 2008). La concentración de amonio en el tanque de los reproductores y de las larvas (Tabla XI) fueron menores a los valores máximos permitidos para un cultivo de peces (García-Ulloa *et al.*, 2005). El amonio es altamente tóxico para los peces, una concentración más alta puede ocasionar un crecimiento lento y provocar lesiones en el epitelio branquial ocasionando la reducción en la capacidad de captar oxígeno (García-Ulloa *et al.*, 2005; Sivira-Sánchez, 2008).

Por otro lado, los nitritos son un producto intermedio durante la nitrificación del amonio, los cuales posteriormente se convierten en nitrato por la acción de las bacterias que se encuentran en el fondo de los tanques (Conijeski, 2008). La concentración de nitritos y

nitratos en el tanque de los reproductores y de las larvas (Tabla XI) fueron menores a la máxima permitida para un cultivo de peces. Una concentración por encima de este valor podría producir una alta proliferación de algas y de esta forma perjudicando el crecimiento de los peces (Akifumi-Ono y Kubitza, 2002).

Por otra parte, el pH en el tanque de los reproductores fue de 7.70 y para larvas de 8.07. Estos valores están dentro de los rangos estipulados para el cultivo de peces marinos (Tabla XI). La disminución del pH conocida como acidosis puede provocar daños al tejido branquial, pudiendo causar la muerte. La estabilidad de los valores de pH se logra cuando la dureza de carbonato se incrementa a más de 30 mg/L. El valor de la dureza encontrado en el estanque de los reproductores fue de 6805 mg/L y para larvas fue de 6857 mg/L. Por tanto, ya que los valores de la dureza en los estanques fueron muy superior al valor mínimo, se sugiere que el pH en estos se comporta de manera estable (Akifumi-Ono y Kubitza, 2002).

De acuerdo a los resultados obtenidos, la calidad del agua de los estanques de los reproductores y del cultivo larvario realizado en este trabajo fue idónea para llevar a cabo los experimentos. Esto también remarca que el porcentaje de recambio del agua para los tanques de los reproductores de 25% es apropiado para mantener la calidad del agua estable en sus valores óptimos para un cultivo acuícola de esta índole.

En cuanto al tamaño del huevo y la gota lipídica, se utilizaron huevos de *Seriola rivoliana* con un diámetro de  $1.0327 \pm 0.00255$  mm, presentando una gota lipídica de  $0.2535 \pm 0.0008$  mm y a una temperatura de desove de 25 °C. Esto fue similar a lo reportado por Roo *et al.* (2014) para esta especie con un diámetro de huevo de 1.1 mm y de gota lipídica de  $0.24 \pm 0.02$  mm. Asimismo, los huevos fueron transparentes, de forma esférica y con una sola gota lipídica como lo reportó Roo *et al.* (2014).

La temporada de desove del jurel en México ocurre durante todo el año con un pico de abril a octubre, con temperaturas de agua que oscilan entre 22 y 25 °C. En este estudio, la tasa de eclosión más alta (47%) se encontró cuando se cultivaron las larvas a 22 °C (Tabla IV), temperatura similar a las encontradas en condiciones naturales (Avilés-Quevedo y Castelló-



Orvay, 2004). Asimismo, cabe destacar que el tratamiento de 22 °C presentó diferencias significativas con el resto de las temperaturas experimentales. Sin embargo, Roo *et al.* (2014), reportó tasas de eclosión más altas (< 79%) en huevos de *S. rivoliana* cuando fueron incubados a 22 °C. Igualmente, Castro Collins (2015) reportó tasas de eclosión más altas (89–95%) en los huevos de *S. rivoliana* provenientes del lote de reproductores evaluados en el presente estudio, incubados a temperatura ambiente (23–28.8 °C). En este trabajo, la disminución porcentaje de eclosión del jurel puede ser debida a la baja calidad del huevo. Se ha reportado anteriormente que la forma de la gota lipídica puede servir como indicador de la supervivencia embrionaria y de la calidad del huevo (Lahnsteiner *et al.*, 2008). Esto se debe a que la forma de la gota lipídica se ve influenciada por su composición lipídica de membrana, por su contenido interno de lípidos y por su relación lípido-agua (Kralchevsky *et al.*, 1995; Lahnsteiner y Patarnello, 2005). Muchos estudios han demostrado que la composición lipídica del huevo influye en su viabilidad (Navas *et al.*, 1997; Rodríguez *et al.*, 1997, 1998). Igualmente, se ha reportado que las gotas lipídicas esféricas y muy elipsoidales son indicadores de baja supervivencia embrionaria y calidad del huevo, mientras que los huevos con gotas lipídicas ligeramente elipsoidales indican una alta supervivencia embrionaria (Lahnsteiner *et al.*, 2008). En este estudio se observó que la gota lipídica de los huevos de jurel utilizados era esférica, lo que podría usarse como un indicador de baja calidad y explicar la baja supervivencia embrionaria.

Por otra parte, las larvas incubadas a 24 °C mostraron un mayor porcentaje de supervivencia (13%) a las 48 HDE (Tabla V) que en el resto de las temperaturas. Sin embargo, Roo *et al.* (2014), reportó tasas de supervivencia mayores (52.3%) a las 72 HDE en huevos de *S. rivoliana*, incubados a 24 °C. Esta disminución en el porcentaje de supervivencia a las 48 HDE del jurel puede deberse a la intensidad de luz utilizada para llevar a cabo este experimento. Woolley *et al.* (2014) reportaron que las larvas de *Seriola lalandi* cultivadas a 1000 lux presentaron significativamente menor supervivencia que las larvas cultivadas a 32000 lux. Cabe destacar que el impacto de la intensidad de la luz es en gran medida específica de cada especie (Woolley y Qin, 2010). Sin embargo, este experimento se llevó a cabo utilizando luces con una intensidad de 1000 lux, lo cual

concuera con lo reportado por Woolley *et al.* (2014). Por tanto, la supervivencia de *Seriola rivoliana* también puede verse influenciada por la intensidad de la luz de la misma forma que ha sido reportada para *Seriola lalandi*. Igualmente, cabe destacar que la temperatura de 22 °C obtuvo la mayor supervivencia total, sobreviviendo 120 HDE.

Las larvas cultivadas a 24 °C mostraron una longitud notocordal (Fig. 9) significativamente mayor que los tratamientos a 26 y 28 °C en el momento de la eclosión. Igualmente, las larvas a 24 °C mostraron una mayor longitud notocordal a las 48 HDE la cual fue significativamente mayor a 22 y 28 °C. Cabe destacar que se observó una reducción en el tamaño de la larva al finalizar la absorción del saco vitelino. Esto coincide con lo reportado por Williams *et al.* (2004) en el pargo rojo, *Lutjanus campechanus*, en el cual se sugiere que las reducciones en los parámetros del cuerpo de las larvas pueden ser debidas a un proceso sintomático de absorción de tejido. Este fenómeno nos sugiere que las larvas del jurel *S. rivoliana*, al igual que las del pargo rojo *Lutjanus campechanus*, pueden ser más sensibles a la inanición que las especies de peces comúnmente cultivadas.

Por otro lado, no se encontraron diferencias significativas en cuanto a la tasa de crecimiento de las larvas de *S. rivoliana*, sin embargo, las larvas incubadas a 28 °C presentaron la mayor tasa de crecimiento con respecto al resto de los tratamientos. Esto coincide con lo reportado por Akatsu *et al.* (1983), quienes reportaron que las larvas de *Epinephelus tauvina* crecieron mejor en un lapso de 14 días cuando fueron incubadas en las temperaturas más altas de sus tratamientos (30 y 31 °C) desde el día 19 al 33 después de la eclosión. Asimismo, Johnson y Katavic (1986) mencionan que las larvas de *Dicentrarchus labrax* tuvieron un mejor crecimiento en temperaturas altas (18 y 21 °C) en un lapso de 19 días desde la eclosión. Sin embargo, en este estudio las larvas de jurel incubadas a 28 °C no presentaron la mayor longitud notocordal al finalizar el experimento. Esto puede ser debido a que la temperatura de 28 °C no está en el rango óptimo de cultivo de *S. rivoliana*, además, para este trabajo, los organismos se cultivaron hasta el momento que las larvas consumieron sus reservas energéticas.

En cuanto a él volumen del saco vitelino de las larvas de *S. rivoliana* incubadas y recién eclosionadas a diferentes temperaturas, se encontró un incremento significativo a 26 y 28 °C (Fig. 10), reduciéndose el volumen significativamente en los tratamientos a 22 y 24 °C. Esto concuerda con lo reportado por Hansen y Falk-Petersen (2001) en *Anarhichas minor*, donde se observó que existe una relación directa entre el volumen del saco vitelino y la temperatura en larvas recién eclosionadas, ya que al ser incubadas a temperaturas más altas, estas presentaban un mayor volumen de saco vitelino debido a que tenían un periodo de incubación más corto.

Asimismo, se ha reportado que existe una relación directa entre el diámetro de la gota lipídica y la temperatura en larvas recién eclosionadas de *Mycteroperca rosácea*, debido a que al ser incubadas a altas temperaturas, presentaron un mayor volumen en su gota lipídica ya que tenían un período de incubación más corto (Gracia-López *et al.*, 2004), lo cual concuerda con los resultados obtenidos en el presente estudio (Fig. 11).

En cuanto la longitud y apertura de la boca, las larvas incubadas a 22 °C presentaron la mayor longitud y apertura de la boca con respecto del tratamiento a 24 °C a las 96 HDE (Tabla VIII). El tamaño de la boca de las larvas que se alimentan por primera vez generalmente restringe mecánicamente el tamaño de las partículas de alimentos que pueden ingerirse. Por lo general, el tamaño de la boca está correlacionado con el tamaño del cuerpo, que a su vez está influenciado por el diámetro del huevo y el período de alimentación endógena (Dabrowski, 1984). Por ejemplo, los huevos de salmón del Atlántico suelen ser al menos cuatro veces más grandes que los huevos de dorada, por lo tanto, en el momento de la eclosión las larvas de salmón presentan un saco vitelino más grandes que las de la dorada. Esto genera que las larvas de salmón en el momento de la primera alimentación tengan una boca de mayor tamaño que las larvas de dorada, por lo que estas pueden alimentarse de partículas más grandes (Jones y Houde, 1981). En el caso de las larvas incubadas a 22 °C, estas a las 96 HDE presentaron una mayor longitud notocordal que las del tratamiento a 24 °C. Igualmente, el consumo total de las reservas energéticas se observó después de 96 HDE en estas larvas. Por lo tanto, podría existir una correlación del tamaño de la boca con el tamaño del cuerpo, que a su vez está influenciado

por el período de alimentación endógena como lo reportado por Dabrowski (1984). Asimismo, debido al mayor tamaño de la boca, las larvas incubadas a 22 °C podrán alimentarse de partículas más grandes que las del tratamiento a 24 °C.

En cuanto al área y grado de pigmentación de los ojos, las larvas incubadas a 24 °C presentaron significativamente mayor pigmentación de los ojos a las 96 HDE que el resto de los tratamientos (Fig. 12). Se ha reportado que al momento de la eclosión, el ojo de la mayoría de las larvas de peces está indiferenciada, compuesto por el cristalino y una retina indiferenciada. Al momento de la primera alimentación, la retina presenta solamente conos sencillos como fotorreceptores (Blaxter, 1975; Kawamura *et al.*, 1984; Peña y Dumas, 2007) y la capa de pigmento epitelial (Peña y Dumas, 2007). Dicha capa de pigmento protege a los fotorreceptores de la luz brillante en los peces después de la metamorfosis (Blaxter, 1975). Por lo tanto, los ojos de las larvas incubadas a 24 °C presentan una mayor protección a la luz brillante que las larvas de los demás tratamientos experimentales, lo cual podría ayudarlas a buscar mejor su alimento durante el día. Asimismo, se ha reportado que los pigmentos de la capa epitelial absorben la luz, entre mayor sea la densidad de estos, más fotones serán absorbidos para estimular los fotoreceptores (Yokoyama y Yokoyama, 1996). Debido a que las larvas de peces solamente presentan conos sencillos como fotorreceptores (Blaxter, 1975; Kawamura *et al.*, 1984; Peña y Dumas, 2007) y los conos necesitan de más fotones de luz para funcionar que los bastones (Yokoyama y Yokoyama, 1996), las larvas de peces en sus primeros días de vida solamente presentaran visión durante los periodos de iluminación y estas necesitaran captar la mayor cantidad de fotones posibles para que estimulen la mayor cantidad de conos. Por lo tanto, las larvas incubadas a 24 °C presentan una mejor visión debido a que tienen mayor pigmentación de los ojos que el resto de los tratamientos experimentales, lo que les ayudará a absorber más fotones de luz, por lo que los conos se estimularan más fácilmente.

En cuanto a los análisis bioquímicos, en este experimento, los huevos utilizados presentaron un contenido de proteínas totales de  $272.42 \pm 3.553$  mg/g y de lípidos totales de  $203.70 \pm 0.329$  mg/g. En otros trabajos, se ha reportado que los huevos de *Seriola lalandi* presentan mayor contenido de proteínas totales que de lípidos totales (Hilton *et al.*,

2008) lo cual concuerda con los resultados de este trabajo. Sin embargo, el contenido de proteínas y lípidos totales reportado por Hilton *et al.* (2008) en *S. lalandi* es menor que el reportado en este estudio para *S. rivoliana*. Además, se observó que el tratamiento a 22 °C presentó significativamente mayor contenido de proteínas totales que los tratamientos a 24, 26 y 28 °C (Tabla IX) al momento de la eclosión, mientras que a las 48 HDE el tratamiento a 22 °C presentó un incremento significativo de proteínas totales con relación los tratamientos a 26 y 28 °C (Tabla X). La disminución del contenido de proteínas totales está relacionada con la utilización de las reservas endógenas por el embrión y las larvas, este proceso ocurre más rápido en altas temperaturas debido a que su metabolismo y desarrollo se ve acelerado. Este mismo comportamiento fue reportado por Buckley (1982) para larvas de *Pseudopleuronectes americanus*.

De igual manera, el contenido de lípidos totales en las lavas de *S. rivoliana* a 22 °C presentó significativamente un mayor contenido en comparación con los tratamientos a 24, 26 y 28 °C al momento de la eclosión (Tabla IX), mientras que a las 48 HDE se observó en el tratamiento a 22 °C un incremento significativo en el contenido de lípidos totales con relación a los tratamientos a 26 y 28 °C (Tabla X). La disminución del contenido de lípidos está relacionada con la utilización de las reservas endógenas por el embrión y las larvas, tal como ocurre con el contenido de proteínas totales, la disminución del contenido de lípidos totales ocurre más rápido en altas temperaturas debido a la aceleración del metabolismo y el desarrollo de las larvas. Este mismo comportamiento fue reportado por Zhifeng *et al.* (2018) para larvas de *Alosa sapidissima*.

Cabe destacar que la disminución del contenido de lípidos totales sucedió más rápido que la disminución del contenido de proteínas totales en las larvas de jurel en todos los tratamientos desde el momento de la eclosión (Tabla IX) hasta las 48 HDE (Tabla X). Esto puede deberse a que las larvas de *S. rivoliana* utilizan los lípidos como la principal fuente de energía. Zhifeng *et al.* (2018) reportó que en larvas de *A. sapidissima* la disminución del contenido de lípidos totales ocurrió más lento que la disminución del contenido de proteínas totales. Esto se debe a que las larvas de *A. sapidissima* utilizan las proteínas como fuente de energía preferencial durante el desarrollo embrionario y larvario temprano con

especificidad en el consumo de diferentes aminoácidos. Sin embargo, se ha reportado que el metabolismo de los lípidos y las proteínas durante la vida temprana de los peces puede diferir mucho entre las especies (Zhifeng *et al.*, 2018).

Nuestros resultados mostraron que las larvas de *S. rivoliana* se encuentran en mejores condiciones para la primera alimentación cuando son cultivadas a bajas temperaturas (22 y 24 °C) ya que tienen mayor contenido de proteínas y lípidos, y por ende, mayor contenido de reservas energéticas que les pueden permitir producir energía para moverse y capturar presas. Buckley *et al.* (1990) reportó un comportamiento similar en las larvas de *Pseudopleuronectes americanus*, cuando tenían mayor contenido de proteínas.

Varios estudios han demostrado que existe una relación entre la composición bioquímica y calidad embrionaria y larvaria (Salze *et al.*, 2005). La estimación de la utilización de los nutrientes endógenos del vitelo durante el desarrollo embrionario y larvario puede proporcionar información importante sobre los requerimientos nutricionales de las larvas de peces (Abi-Ayad *et al.*, 2000; Mourente y Vázquez, 1996).

Durante el desarrollo de los peces antes de la alimentación, se ha reportado que el vitelo es ideal para satisfacer los requerimientos del embrión. En un principio, los huevos contienen todos los nutrientes que las larvas utilizan durante su desarrollo inicial, antes de la alimentación exógena, para realizar procesos de homeostasis y desarrollo (Mourente y Vázquez, 1996). Varios estudios han demostrado que la composición bioquímica de los huevos de peces también varía entre las especies y puede cambiar durante las diferentes etapas del desarrollo de acuerdo con las condiciones ambientales como la temperatura, los eventos fisiológicos y las demandas de energía (Cruzado *et al.*, 2013; Gimenez *et al.*, 2008; Mourente y Vázquez, 1996).

Diferentes autores mencionan que tanto los lípidos como las proteínas pueden catabolizarse como sustratos para el metabolismo energético y los componentes estructurales en la biogénesis de membranas (Finn *et al.*, 1991, 1995). Asimismo, los aminoácidos juegan un papel importante en la formación de algunas estructuras durante la embriogénesis y el desarrollo larvario temprano (Finn *et al.*, 1996; Zhu *et al.*, 2003). Por otro lado, los ácidos

grasos, especialmente los poliinsaturados (PUFA), están generalmente involucrados en la integridad funcional y la fluidez de las membranas celulares (Lauritzen *et al.*, 2001), y el contenido de PUFA en los huevos tiene una influencia sobre la supervivencia larvaria (Furuita *et al.*, 2006). Asimismo, los requerimientos nutricionales de las larvas durante su alimentación exógena pueden estimarse estudiando las variaciones en la composición bioquímica de los huevos y larvas durante su alimentación endógena (Desvilettes *et al.*, 1997).

## 9. CONCLUSIONES

- El cultivo larvario temprano de *Seriola rivoliana* se puede llevar a cabo en el rango de temperatura de 22–28 °C.
- El mayor porcentaje de eclosión es a 22 °C y el menor a 26 °C.
- El mayor porcentaje de supervivencia es a 24 °C y el menor a 28 °C.
- La mayor longitud notocordal en el experimento fue encontrada a 24 °C y la menor a 28 °C.
- La mejor temperatura en términos de eficiencia de utilización de las reservas energéticas es a 24 °C.
- La mayor tasa de crecimiento fue encontrada a 28 °C y la menor a 24 °C, sin embargo esta diferencia no fue significativa.
- La temperatura tiene un efecto directamente proporcional a la velocidad de absorción del saco vitelino y gota lipídica.
- La mayor longitud y apertura de la boca es a 22 °C.
- La mayor pigmentación de los ojos fue encontrada a 24 °C y la menor a 22 °C.
- La mejor temperatura en términos de reservas energéticas para realizar la primera alimentación es a 22 °C.



## 10. LITERATURA CITADA

Abbink, W., A. Blanco Garcia, J. A. C. Roques, G. J. Partridge, K. Kloet, O. Schneider. 2012. The effect of temperature and pH on the growth and physiological response of juvenile yellowtail kingfish *Seriola lalandi* in recirculating aquaculture systems. *Aquaculture*. 333:130–135.

Abi-Ayad, S. M. E. A., P. Kestemont, C. Mélard. 2000. Dynamics of total lipids and fatty acids during embryogenesis and larval development of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*). *Fish Physiology and Biochemistry*. 23:233–243.

Akatsu, S., K. M. Al-Abdul-Elah, S. K. Teng. 1983. Effects of salinity and water temperature on the survival and growth of brown-spotted grouper larvae. *J. World Maricul. Soc.* 635:624–635.

Akifumi-Ono, E., F. Kubitza. 2002. Planificación, selección de sitio, fuentes de agua, demanda hídrica y propiedad de los suelos. *Panorama de Acuicultura*. 2(12):1–16.

Alvarez-Lajonchere, L., O. G. H. Molejón. 2001. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. En: Baton Rouge (eds.). *The world Aquaculture Society*. Los Ángeles, Estados Unidos. pp 424.

Avilés-Quevedo, A., F. Castelló-Orvay. 2004. Manual para el Cultivo de Jurel. Inapesc. D. F., México. 64p.

Barajas-Vega, O. R. 2006. Desarrollo larvario del pargo amarillo *Lutjanus argentiventris* (Peters, 1869) con énfasis en la temperatura. Tesis de Licenciatura. Guadalajara, México. Universidad de Guadalajara. 111 p.

Barnes, H., J. Blackstock. 1973. Estimation of lipids in marine animals and tissues: Detailed investigation of the sulphophosphovanilun method for “total”. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 12:103–118.

Blacio, E. 2002. Avances en el manejo de huayaípe, *Seriola mazatlana*. CENAIM Informa. Boletín Informativo. 71:1.

Blacio, E., J. Darquea, S. Rodríguez. 2003. Avances en el cultivo de Huayaípe, *Seriola rivoliana* (Valenciennes, 1833), en las instalaciones del CENAIM. CENAIM Informa. Boletín Informativo. 101:1–2.

Blacio, E. 2005. Cultivo de huayaípe (*Seriola rivoliana*) en piscinas de tierra y piscinas cubiertas con geomembrana. CENAIM Informa. Boletín Informativo, 123:1.

Blaxter, J. H. S. 1969. Development of eggs and larvae. En: Hoar, W. S., D. J. Randall

- (eds.). *Fish Physiology*. Academic Press. Estados Unidos, Nueva York. pp 178–252.
- Blaxter, J. H. S. 1975. The eye of larval fish. En: Ali, M. A. (eds.). *Vision in Fishes. New Approaches in Research*. Plenum Press. Estados Unidos, Nueva York. pp 427–443.
- Brown, A. C., C. T. Gothreaux, C. C. Green. 2011. Effects of temperature and salinity during incubation on hatching and yolk utilization of Gulf killifish *Fundulus grandis* embryos. *Aquaculture*. 315:335–339.
- Buckley, L. J. 1982. Effects of temperature on growth and biochemical composition of larval winter flounder *Pseudopleuronectes americanus*. *Marine Ecology Progress Series*. 8:181–186.
- Buckley, L. J., A. S. Smigielski, T. A. Halavik, G. C. Laurence. 1990. Effect of water temperature on size and biochemical composition of winter flounder *Pseudopleuronectes americanus* at hatching and feeding initiation. *Fish. Bull. U.S.* 88:419–428.
- Castro Collins, J. R. 2015. Modelación de flujo de agua en un sistema de cultivo larvario de peces marinos. Tesis de Maestría. La Paz, México. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. 92 p.
- Conijeski, D. 2008. Ingeniería de cultivos marinos y dulceacuícolas. Plan nacional de desarrollo de la acuicultura (PLANDAC). Canalones, Uruguay. pp 3–28.
- Cruzado, I. H., E. Rodríguez, M. Herrera, A. Lorenzo, E. Almansa. 2013. Changes in lipid classes, fatty acids, protein and amino acids during egg development and yolk-sac larvae stage in brill (*Scophthalmus rhombus* L.). *Aquaculture Research*. 17(2):413–419.
- Dabrowski, K. 1984. Ontogenetic development of cyprinid-like type of digestive tract. *Reprod. Nutr. Develop.* 24:807–819.
- Daniel, J., B. Paleo, I. A. Atarés. 2013. Cultivo de Carángidos: La Seriola y el Jurel Dentón. En: Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (eds.). *Diversificación de especies en la piscicultura marina española*. Fundación Observatorio Español de Acuicultura, Instituto Español de Oceanografía. Madrid, España. pp 17–68.
- Desvillettes, C., G. Bourdier, J. C. Breton. 1997. Changes in lipid class and fatty acid composition during development in pike (*Esox lucius* L) eggs and larvae. *Fish Physiology and Biochemistry*. 16:381–393.
- Espinoza, N., E. Escala, E. Blacio. 2009. Estudio de la factibilidad técnica del cultivo del huayaipe (*Seriola rivoliana*) en piscinas con y sin geomembranas. *Escuela Superior Politecnica Del Litroal Guayaquil*. pp 3–5.

FAO (Food & Agriculture Organization). 2016. The State of World Fisheries and Aquaculture 2016. Contributing to food security and nutrition for all. Roma, Italia. pp 200.

Fernández-Palacios, H., M. S. Izquierdo, B. Norberg, K. Hamre. 2011. Effects of broodstock diet on eggs and larvae. En: Holt, J. (eds.). Larval Fish Nutrition. Oxford: Blackwell Publishing. Inglaterra. pp 153–181.

Figuroa, L. D. M. 2011. Efecto de la Temperatura en el Desarrollo Larvario Temprano del Huachinango del Pacífico *Lutjanus peru* (Nichols & Morphy, 1922). Tesis de Maestría. La Paz, México. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. 62 p.

Finn, R. N., H. J. Fyhn, M. S. Evjen. 1991. Respiration and nitrogen metabolism of Atlantic halibut eggs (*Hippoglossus hippoglossus*). Marine Biology. 19:11–19.

Finn, R. N. 1994. Physiological energetics of developing embryos and yolk-sac larvae of Atlantic cod (*Gadus morhua*). I. Respiration and nitrogen metabolism. Marine Biology. 124(3):355–369.

Finn, R. N., H. J. Fyhn. 1995. Respiration, nitrogen and energy metabolism of developing yolk-sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossus* L.). Comp. Biochem. Physiol. 111A(4):647–671.

Finn, R. N., H. J. Fyhn, R. J. Henderson, M. S. Evjen. 1996. The sequence of catabolic substrate oxidation and enthalpy balance of developing embryos and yolk-sac larvae of turbot (*Scophthalmus maximus* L.). Comp. Biochem. Physiol. 115(2):133–151.

Froese, R., D. Pauly. 2010. Fish Base. Recuperado de [www.fishbase.org](http://www.fishbase.org). 24 de febrero del 2018.

Fuiman, L. A. 2002. Special considerations of fish eggs and larvae. En: Fuiman, L. A., R. G. Werner (eds.), Fishery Science: The Unique Contributions of Early Life History Stages. Oxford: Blackwell Publishing. Inglaterra. pp 206–221.

Fujimoto, E. K., N. M. Goeke, B. J. Olson, D. C. Klenk. 1985. Measurement of protein using bicinchoninic acid. Anal. Biochem. 150: 76–85.

Fukuhara, O., K. Takao. 1988. Growth and larval behaviour of *Engraulis japonica* in captivity. Journal of Applied Ichthyology. 4(4):158–167.

Fukuhara, O. 1990. Effects of temperature on yolk utilization, initial growth, and behavior of unfed marine fish larvae. Mar. Biol. 106:169–174.

- Furuita, H., T. Unuma, K. Nomura, H. Tanaka, K. Okuzawa, T. Sugita, T. Yamamoto. 2006. Lipid and fatty acid composition of eggs producing larvae with high survival rate in the Japanese eel. *Journal of Fish Biology* 69:1178–1189.
- García-Ulloa, M., C. León, F. Hernández, R. Chávez. 2005. Evaluación de un sistema experimental de acuaponía. *Avances En Investigación Agropecuaria*. 9(1):1–5.
- Giménez, G., A. Estévez, R. J. Henderson, J. G. Bell. 2008. Changes in lipid content, fatty acid composition and lipid class composition of eggs and developing larvae (0 - 40 days old) of cultured common dentex (*Dentex dentex* Linnaeus 1758). *Aquaculture Nutrition*. 14:300–308.
- Gopalakrishnan, V. 1985. Taxonomy and biology of tropical fin-fish for coastal aquaculture in the Indo-Pacific region. En: Yañez-Arancibia (eds.). *Fish community Ecology in Estuaries and Coastal Lagoons. Toward and Ecosystem Integration*. Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México, México. pp 615–628.
- Gracia-López, V., M. Kiewek-Martínez, M. Maldonado-García. 2004. Effects of temperature and salinity on artificially reproduced eggs and larvae of the leopard grouper *Mycteroperca rosacea*. *Aquaculture*. 237(1–4):485–498.
- Gracia-López, V., M. Kiewek-Martínez, M. Maldonado-García, P. Monsalvo-Spencer, G. Portillo-Clark, R. Civera-Cerecedo, J. M. Mazón-Suástegui. 2005. Larvae and juvenile production of the leopard grouper, *Mycteroperca rosacea* (Streets, 1877). *Aquaculture Research*. 36(1):110–112.
- Grossi-Dopico, E. 2010. Primeras experiencias del cultivo del medregal negro (*Seriola rivoliana*, Valenciennes 1833) en Canarias. Tesis de Maestría. La Palmas, España. Universidad de las Palmas de Gran Canaria. 118 p.
- Gutiérrez, M., M. Balza, B. Marín. 2002. Efecto de la temperatura en el desarrollo embrionario de la sardina, *Sardinella aurita* (valenciennes, 1847) (Pisces: Clupeidae) en condiciones controladas de laboratorio. *Bol. Inst. Oceanogr*. 41:67–72.
- Hansen, T. K., I. B. Falk-Petersen. 2001. The influence of rearing temperature on early development and growth of spotted wolfish *Anarhichas minor* (Olafsen). *Aquaculture Research*. 32:369–378.
- Heming, T. A., R. K. Buddington. 1988. Yolk Absorption in Embryonic and Larval Fishes. En: Hoar, W. S., D. J. Randall (eds.). *Fish Physiology*. Elsevier Inc. Londres, Inglaterra. pp 407–446.
- Hilton, Z., C. W. Poortenaar, M. A. Sewell. 2008. Lipid and protein utilization during early development of yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). *Mar. Biol*. 154:855–865.

- Hunter, J. 1980. Feeding Ecology and Predation of Marine Fish Larvae. Swfsc.Noaa.Gov. 1977:33–77.
- Izquierdo, M. S., W. Koven. 2011. Lipids. En: Holt, J. (eds.). Larval Fish Nutrition. Oxford: Blackwell Publishing. Inglaterra. pp 47–82.
- Johnson, D. W., I. Katavic. 1986. Survival and growth of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae as influenced by temperature, salinity, and delayed initial feeding. Aquaculture. 52:11–19.
- Jones, A., E. D. Houde. 1981. Mass rearing of fish fry for aquaculture. En: Bilio, M., H. Rosenthal, G. J. Sinderman (eds.). European Aquaculture Society. Bredene, Belgium. pp 585.
- Kamler, E. 1976. Variability of respiration and body composition during early developmental stages of carp. Pol. Arch. Hydrobiol. 23:431–485.
- Kanazawa, A., S. Teshima, M. Sakamoto, M. Awal. 1980. Requirements of *Tilapia zillii* for essential fatty acids. Bulletin of the Japanese Society for Scientific Fisheries. 46:1353–1356.
- Kawamura, G., R. Tsuda, H. Kumai, S. Ohashi. 1984. The visual cell morphology of *Pagrus major* and its adaptive changes with shift from pelagic to benthic habitats. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 50:1975–1980.
- Kralchevsky, P. A., V. N. Paunov, N. D. Denkov, K. Nagayama. 1995. Stresses in lipid membranes and interactions between inclusions. J. Chem. Soc., Faraday Trans. 91:3415–3432.
- Lahnsteiner, F., P. Patarnello. 2005. The shape of the lipid vesicle is a potential marker for egg quality determination in the gilthead seabream, *Sparus aurata* and in the sharp snout seabream, *Diplodus puntazzo*. Aquaculture, 246:423–435.
- Lahnsteiner, F., G. Gimenez, E. Alicia. 2008. Egg quality determination based on the shape of the lipid vesicle in common dentex, *Dentex dentex*. Aquaculture Research, 39:144–149.
- Lanza-Espino, G., J. L. Arredondo-Figueroa. 1990. La acuicultura en México: los conceptos a la producción. Universidad Nacional Autónoma de México. Primera Edición. Ciudad de México, México. 288p.
- Laurel, B. J., T. P. Hurst, L. A. Copeman, M. W. Davis. 2008. The role of temperature on the growth and survival of early and late hatching Pacific cod larvae (*Gadus macrocephalus*). Journal of Plankton Research. 30(9):1052–1060.

Laurence, G. C., C. A. Rogers. 1976. Effects of temperature and salinity on comparative embryo development and mortality of Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) and haddock (*Melanogrammus aeglefinus* L.). ICES Journal of Marine Science. 36(3): 220–228.

Lauritzen, L., H. S. Hansen, M. H. Jorgensen, K. F. Michaelsen. 2001. The essentiality of long chain n-3 fatty acids in relation to development and function of the brain and retina. Progress in Lipid Research. 40:1–94.

Leyton, Y., C. Sayes, C. Mejias, M. Abarca, R. Wilson, C. Riquelme. 2017. Increased larval survival of *Seriola lalandi* using *Pseudoalteromonas* sp. as probiotics. Marine Biology and Oceanography. 52(1):95–101.

Lieske, E., R. Myers. 1994. Coral reef fishes. Indo-Pacific & Caribbean including the Red Sea. En: Haper Collins Publishers (eds.). Collins Pocket Guide. Estados Unidos. pp 400.

Lochmann, S. E., K. J. Goodwin, R. T. Lochmann, N. M. Stone, T. Clemment. 2007. Volume and lipid, fatty acid, and amino acid composition of golden shiner eggs during a spawning season. Aquaculture. 69:116–126.

Martínez-Montaña, E., K. González-Álvarez, J. P. Lazo, J. M. Audelo-Naranjo, A. Vélez-Medel. 2016. Morphological development and allometric growth of yellowtail kingfish *Seriola lalandi* V. larvae under culture conditions. Aquaculture Research. 47(4):1277–1287.

Maslova, O. N. 2011. Dynamics of chemical composition of the black sea gray mullet *Mugil cephalus* in the period of early ontogenesis and its dependence on temperature and salinity. 51(5):395–404.

Masumoto, T. 2002. Yellowtail, *Seriola quinqueradiata*. En: Webster, C. (eds.). Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture. Fish Diseases and Parasites Research Laboratory. Alabama, Estados Unidos. pp 131–146.

Morehead, D. T., P. Hart. 2003. Effect of temperature on hatching success and size of striped trumpeter (*Latris lineata*) larvae. Aquaculture. 220:595–606.

Moreno Figuera, L. D. 2011. Efecto de la temperatura en el desarrollo larvario temprano del huachinango del pacífico *Lutjanus peru* (Nichols & Morphy, 1922). Tesis de maestría. La Paz, México. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. 62 p.

Mourente, G., R. Vázquez. 1996. Changes in the content of total lipid, lipid classes and their fatty acids of developing eggs and unfed larvae of the Senegal sole, *Solea senegalensis* Kaup. Fish Physiology and Biochemistry. 15(3): 221–235.

- Munro, A. D., A. P. Scott, T. J. Lam. 1990. Reproductive seasonality in teleosts: environmental influences. CRC Press. Florida, Estados Unidos. 264p.
- Mylonas, C. C., N. Papandroulakis, A. Smboukis, M. Papadaki, P. Divanach. 2004. Induction of spawning of cultured greater amberjack (*Seriola dumerili*) using GnRH $\alpha$  implants. *Aquaculture*. 237:141–154.
- Nakada, M. 2002. Yellowtail culture development and solutions for the future. *Reviews in Fisheries Science*. 10:559–575.
- Nan, B., J. G. Qin, M. S. Kumar, W. Hutchinson, S. Clarke. 2006. Ontogenetic development of the digestive system in yellowtail kingfish *Seriola lalandi* larvae. 256:489–501.
- Navas, J. M., M. Bruce, M. Thrush, B. M. Farndale, N. Bromage, S. Zanuy, M. Carrillo, J. G., Bell, J. Ramos. 1997. The impact of seasonal alteration in the lipid composition of broodstock diets on egg quality in the European sea bass. *J. Fish Biol.* 51:760–773.
- Palumbi, R. S. 2004. Why mothers matter. *Nature*. 430:621–622.
- Peña, R., S. Dumas. 2007. Development of the retina in spotted sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* (Percoidei : Serranidae) larvae under culture conditions. *Ciencias Marinas*. 33(3):293–300.
- Petereit, C., H. Haslob, G. Kraus, C. Clemmesen. 2008. The influence of temperature on the development of Baltic Sea sprat (*Sprattus sprattus*) eggs and yolk sac larvae. 154(2):295–306.
- Pintos-Terán, P. A., M. O. Rosales, S. Dumas, H. Pliego-Cortés, J. P. Alcántar. 2003. Características reproductivas del Huachinango del Pacífico (*Lutjanus peru*) en cautiverio. II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura (CIVA 2003). 615–623p.
- Radonic, M., A. López, M. Oka, O. Aristizábal. 2005. Effect of the incubation temperature on the embryonic development and hatching time of eggs of the red porgy *Pagrus pagrus* (Linne, 1758) (Pisces: Serranidae). *Rev. Biol. Mar. Oceanogr.* 40(2):91–99.
- Rodriguez, C., J. A. Perez, M. Diaz, M. S. Izquierdo, H. Fernandez-Palacios, A. Lorenzo. 1997. Influence of the EPA/DHA ratio in rotifers on gilthead seabream (*Sparus aurata*) larval development. *Aquaculture*. 150:77–89.

Rodriguez, C., J. R. Cejas, M. V. Martin, P. Badia, M. Samper, A. Lorenzo. 1998. Influence of n-3 highly unsaturated fatty acid deficiency on the lipid composition of broodstock gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) and on egg quality. *Fish Physiol. Biochem.* 18:177–187.

Roo, J., H. Fernández-Palacios, C. M. Hernández-Cruz, A. Mesa-Rodriguez, D. Schuchardt, M. Izquierdo. 2014. First results of spawning and larval rearing of longfin yellowtail *Seriola rivoliana* as a fast-growing candidate for European marine finfish aquaculture diversification. *Aquaculture Research.* 45(4):689-700.

Roo, J., H. Fernández-Palacios, D. Schuchardt, C. M. Hernández-Cruz, M. S. Izquierdo. 2015. Influence of hormonal induction and broodstock feeding on longfin yellowtail *Seriola rivoliana* maturation, spawning quality and egg biochemical composition. *Aquaculture Nutrition.* 21(5):614–624.

Salze, G., D. R. Tocher, W. J. Roy, D. A. Robertson. 2005. Egg quality determinants in cod (*Gadus morhua* L.): egg performance and lipids in eggs from farmed and wild broodstock. *Aquaculture Research.* 36:1488–1499.

Sargent, J. R., R. J. Henderson, D. R. Tocher. 1989. The lipids. En: Halver, J. E. (eds.). *Fish Nutrition.* Academic Press, Inc. Segunda Edición. San Diego, Estados Unidos. pp 154–209.

Sicuro, B., U. Luzzana. 2016. The state of *Seriola* spp. other than yellowtail (*S. quinqueradiata*) farming in the World. *Reviews in Fisheries Science and Aquaculture.* 24(4):314-325.

Sivira-Sánchez, E. J. (2008). Evaluación de un sistema de recirculación con filtro biológico y aplicación de clarificante en cultivo de chachama blanca (*Piaractus brachypomun*). Tesis de licenciatura. Barquisimeto, Venezuela. Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado. 23-26 p.

Sund, T., I. B. Falk-Petersen. 2005. Effects of incubation temperature on development and yolk sac conversation efficiencies of spotted wolffish (*Anarhichas minor*) embryos until hatch. *Aquaculture Research.* 36:1133–1143.

Taylor Cota, R. 2015. Efecto de la temperatura sobre la eclosión del huachinango del Pacífico *Lutjanus peru* (Nichols y Murphy, 1992). Tesis de Licenciatura. La Paz, México. Universidad Autónoma de Baja California Sur. 51 p.

Teles, A., J. Salas-Leiva, C. A. Alvarez-González, E. Gisbert, L. Ibarra-Castro, J. C. P. Urbiola, D. Tovar-Ramírez. 2017. Histological study of the gastrointestinal tract in longfin yellowtail (*Seriola rivoliana*) larvae. *Fish Physiology and Biochemistry.* 43(6):1613-1628.



- Teletchea, F., P. Fontaine. 2014. Levels of domestication in fish: Implications for the sustainable future of aquaculture. *Fish and Fisheries*. 15(2):181–195.
- Tucker, J. W. 1998. *Marine Fish Culture*. Kluwer Academic Publishers. Norwell, Massachusetts, Estados Unidos. 750p.
- Vetter, R. D., R. E. Hodson, C. Arnold. 1983. Energy metabolism in a rapidly developing marine fish egg, the red drum (*Sciaenops ocellata*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. 40(5):627–634.
- Watanabe, T. 1993. Importance of docosahexaenoic acid in marine larval fish. *Journal of the World Aquaculture Society*. 24(2):152–161.
- Williams, K., N. Papanikos, R. Phelps, J. D. Shardo. 2004. Development, growth and yolk utilization of hatchery-reared red snapper *Lutjanus campechanus* larvae. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 275:231–239.
- Woolley, L. D., J. G. Qin. 2010. Swimbladder inflation and its implication to the culture of marine finfish larvae. *Reviews in Aquaculture*. 2:181–190.
- Woolley, L. D., D. Stewart Fielder, J. G. Qin. 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.
- Yamamoto, T., K. Teruya, T. Hara, H. Hokazono, H. Hashimoto, N. Suzuki, K. Mushiake. 2008. Nutritional evaluation of live food organisms and commercial dry feeds used for seed production of amberjack *Seriola dumerili*. *Fisheries Science*. 74:1096–1108.
- Yokoyama, S., R. Yokoyama. 1996. Evolución adaptativa de fotorreceptores y pigmentos visuales en vertebrados. *Revisión anual de ecología y sistemática*. 27:543–567.
- Yúfera, M., M. J. Darias. 2007. The onset of exogenous feeding in marine fish larvae. *Aquaculture*. 268(1–4):53–63.
- Zavala, I. 2011. Caracterización bioquímica del consumo de reservas vitelinas en peces teleósteos de ontogenia indirecta. *Revista Electronica de Veterinaria*. 12(3):1-32.
- Zhifeng, L. I. U., G. A. O. Xiaoqiang, Y. U. Jiuxiang, W. Yaohui, G. U. O. Zhenglong. 2018. Changes of protein and lipid contents, amino acid and fatty acid compositions in eggs and yolk-sac larvae of American shad (*Alosa sapidissima*). *Journal of Ocean University of China*. 17(2):413–419.

Zhu, P., C. C. Parrish, J. A. Brown. 2003. Lipid and amino acid metabolism during early development of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). *Aquaculture International*. 11:43–52.