

**UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN**

**Facultad de Ciencias Agropecuarias**

Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera

**INFLUENCIA DE LA LUZ REFLEJADA POR EL COLOR DEL TANQUE  
DE INCUBACIÓN SOBRE EL CRECIMIENTO, INCIDENCIA DE  
MALFORMACIÓN Y SUPERVIVENCIA EN LOS ESTADIOS  
EMBRIONARIO Y PRELARVAL DE *Anisotremus scapularis*  
SARGO EN CONDICIONES DE CAUTIVERIO**

**TESIS**

Presentada por:

Bach. Magno Chata Cáceres

Para optar al Título Profesional de:

**INGENIERO PESQUERO**

TACNA – PERÚ

2024

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN

Facultad de Ciencias Agropecuarias


Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera

TESIS


**INFLUENCIA DE LA LUZ REFLEJADA POR EL COLOR DEL TANQUE  
DE INCUBACIÓN SOBRE EL CRECIMIENTO, INCIDENCIA DE  
MALFORMACIÓN Y SUPERVIVENCIA EN LOS ESTADIOS  
EMBRIONARIO Y PRELARVAL DE *Anisotremus scapularis*  
SARGO EN CONDICIONES DE CAUTIVERIO**

Tesis sustentada y aprobada el 25 de abril de 2024, estando el jurado calificador y asesor integrado por:


PRESIDENTE:

  
.....  
Dr. Lorenzo Walter Ibárcena Fernández

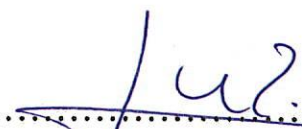
SECRETARIO:

  
.....  
Dr. Luis Alberto Bernardo Rivera Chipana

VOCAL:

  
.....  
Dr. Freddy Walter Delgado Cabrera

ASESOR:

  
.....  
Dr. Luis Antonio Espinoza Ramos

**UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN**  
**CERTIFICADO DE SIMILITUD**

Ciudad universitaria Av. Miraflores/Av. Cusco s/n

Teléfono 052-583000 Anexo 234 casillas316

Yo Luis Antonio Espinoza Ramos, en mi condición de ASESOR acreditado con resolución de Facultad N°5891-2019-FCAG del 2019, de 11 de noviembre del 2019, del trabajo de tesis Titulado "INFLUENCIA DE LA LUZ REFLEJADA POR EL COLOR DEL TANQUE DE INCUBACIÓN SOBRE EL CRECIMIENTO, INCIDENCIA DE MALFORMACIÓN Y SUPERVIVENCIA EN LOS ESTADIOS EMBRIONARIO Y PRELARVAL DE *Anisotremus scapularis* SARGO EN CONDICIONES DE CAUTIVERIO" presentado por el Bach. CHATA CÁCERES MAGNO. Para optar el Título Profesional de INGENIERO PESQUERO.

Habiendo cumplido con lo establecido en el reglamento de originalidad y similitud de trabajos de investigación y producción intelectual de la UNJBG, considerando que según la revisión, evaluación y análisis realizado a través del software de similitud textual TURNITIN, cuenta con el nivel de similitud permitido cuyo porcentaje es 8 % por lo que CERTIFICO LA SIMILIDAD de la tesis anunciado líneas arriba, la cual esta expedita para continuar con los trámites para el título profesional de INGENIERO PESQUERO, según corresponda para su publicación en el repositorio institucional.

Tacna 28 de octubre 2024.

  
.....  
FIRMA DEL ASESOR

Dr. Luis Antonio Espinoza Ramos

DNI N° 00418110



Huella digital

  
.....  
FIRMA DEL AUTOR

Bach. Magno Chata Cáceres

DNI N° 44037698



Huella digital

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo de investigación a mis padres: Rogelio Chata Vizcarra y a mi madrecita Rosa Cáceres Rojas por darme la vida y el apoyo incondicional y a mis hermanos y hermanas quienes fueron el motor y empuje en un ambiente de perseverancia y superación, por alentarme para lograr los objetivos en mi vida.

Agradecimiento a mi compañera de vida Luz Elga por su comprensión y apoyo incondicional y a mi hijo, Matías, zaid quien supo enseñarme que la alegría todo lo convierte en oro.

## **AGRADECIMIENTOS**

A los docentes de la Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera por mi formación en las aulas, a los profesores: Luis Antonio Espinoza, Freddy Delgado, Nelver Coronel, Luis Rivera, Walter Ibarcena Fernández, Julio Cesar Isique Calderón y

En especial al coordinador del Proyecto Corvina y Sargo Dr. Luis Antonio Espinoza Ramos a la vez asesor de este proyecto de tesis.

Al encargado del Centro Acuicultura Morro Sama FONDEPES a Ing. Víctor Chili por brindarme las facilidades en realizarse el proyecto de tesis.

A mi co-asesor Ing. Jorge Pino Choqueapaza por su apoyo en todo el transcurso de mi trabajo de investigación.

A mis amigos Brayan, Maycol, Axel Flores y compañeros de labores por su apoyo incondicional.

## CONTENIDO

	<b>Pág.</b>
DEDICATORIA .....	ii
AGRADECIMIENTOS.....	iii
CONTENIDO .....	iv
ÍNDICE DE TABLAS .....	ix
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xi
RESUMEN.....	xiii
ABSTRACT.....	xiv
INTRODUCCIÓN .....	1
CAPÍTULO I PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	2
1.1. Descripción del problema.....	2
1.2. Formulación del problema.....	3
1.3. Justificación e importancia.....	3
1.4. Objetivos.....	3
1.4.1. Objetivo general.....	3
1.4.2. Objetivos específicos.....	4

1.5. Hipótesis.....	4
CAPÍTULO II MARCO TEÓRICO.....	5
2.1. Antecedentes del estudio.....	5
2.2. Bases teóricas.....	8
2.2.1. Distribución de chitas o sargos.....	8
2.2.2. Clasificación taxonómica.....	9
2.2.3. Acondicionamiento.....	10
2.2.4. Desove y manejo de huevos.....	10
2.2.5. Incubación y eclosión.....	11
2.2.6. Etapa de división y formación de embrión .....	12
2.2.7. Malformación craneal en larvas de peces cultivadas.....	16
2.2.8. Influencia del color de tanque en cultivo larvario .....	17
CAPÍTULO III MARCO METODOLÓGICO .....	18
3.1. Lugar de ejecución.....	18
3.2. Tipo, diseño y nivel de investigación.....	19
3.3. Operacionalización de variables .....	20
3.4. Materiales .....	21
3.4.1. Material biológico .....	21

3.4.2. Material de acondicionamiento de cultivo .....	21
3.4.3. Material de vidrio.....	21
3.4.4. Material de plástico .....	22
3.4.5. Equipos .....	22
3.4.6. Material de limpieza y desinfección .....	23
3.4.7. Material de escritorio.....	24
3.5. Población y muestra de estudio .....	24
3.5.1. Población .....	24
3.5.2. Muestra .....	24
3.6. Métodos .....	24
3.6.1. Acondicionamiento del sistema de cultivo.....	25
3.6.2. Calidad del agua .....	26
3.6.3. Colecta y acondicionamiento de ovas.....	27
3.6.4. Proceso de filtración e incubación de ovas de sargo.....	31
3.6.5. Monitoreo de los parámetros fisicoquímicos de agua.....	31
3.6.6. Instalación de equipos.....	33
3.7. Análisis de data.....	34
CAPÍTULO IV RESULTADOS.....	35
4.1. Desarrollo embrionario de <i>A. scapularis sargo</i> .....	35

4.1.1. Descripción de los huevos.....	35
4.1.2. Tiempo de desarrollo embrionario de <i>A. scapularis</i> .....	35
4.1.3. Calidad del agua.....	45
4.2. Evaluación del crecimiento.....	45
4.2.1. Longitud en pre larvas.....	45
4.2.2. Longitud en post larvas.....	48
4.2.3. Peso en pre larvas.....	50
4.2.4. Peso en post larvas.....	52
4.3. Conteo de larvas pigmentadas.....	53
4.4. Conteo de larvas para siembra al mar.....	55
4.5. Incidencia de malformaciones.....	58
4.6. Determinación de supervivencia.....	60
CAPITULO V DISCUSIONES .....	62
5.1. Influencia de la luz en el crecimiento en longitud total y peso total....	62
5.2. Incidencia de malformaciones en condiciones de cautiverio.....	63
5.3. Supervivencia en los estadios embrionario y prelarval.....	65
CONCLUSIONES.....	67
RECOMENDACIONES.....	69

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	70
ANEXO.....	73

## ÍNDICE DE TABLAS

	<b>Pág.</b>
Tabla 1. Cronología y descripción de las fases del desarrollo embrionario .....	36
Tabla 2. Parámetros fisicoquímicos del agua .....	45
Tabla 3. Prueba de normalidad – longitud prelarvas.....	45
Tabla 4. Prueba de igualdad de varianzas – longitud prelarvas.....	46
Tabla 5. Prueba análisis de varianza – longitud prelarvas .....	46
Tabla 6. Prueba de Tukey comparaciones múltiples – longitud prelarva	47
Tabla 7. Prueba de Tukey grupos homogéneos – longitud prelarvas.....	48
Tabla 8. Prueba de normalidad – longitud en post larvas .....	48
Tabla 9. Prueba de igualdad de varianzas – longitud en post larvas .....	49
Tabla 10. Prueba análisis de varianza – longitud post larvas .....	49
Tabla 11. Prueba de normalidad – peso prelarvas .....	50
Tabla 12. Prueba de igualdad de varianzas – peso prelarvas .....	50
Tabla 13. Prueba análisis de varianza – peso prelarvas.....	51
Tabla 14. Prueba de normalidad – peso post larvas.....	52
Tabla 15. Prueba de igualdad de varianzas – peso post larvas.....	52
Tabla 16. Prueba análisis de varianza – peso post larvas .....	53
Tabla 17. Prueba de normalidad – conteo de larvas pigmentadas .....	53

Tabla 18. Prueba de igualdad de varianzas – conteo de larvas pigmentadas.....	54
Tabla 19. Prueba análisis de varianza – conteo de larvas pigmentadas	55
Tabla 20. Prueba de normalidad – conteo de larvas para siembra al mar .....	55
Tabla 21. Prueba de igualdad de varianzas – conteo de larvas para siembra al mar .....	56
Tabla 22. Prueba análisis de varianza – conteo de larvas para siembra al mar .....	57
Tabla 23. Prueba de normalidad – incidencia de malformaciones.....	58
Tabla 24. Prueba de igualdad de varianzas – incidencia de malformaciones.....	58
Tabla 25. Prueba análisis de varianza – incidencia de malformaciones .	59
Tabla 26. Prueba de normalidad – incidencia de supervivencia .....	60
Tabla 27. Prueba de igualdad de varianzas – incidencia de supervivencia .....	60
Tabla 28. Prueba análisis de varianza – incidencia de supervivencia ....	61

## ÍNDICE DE FIGURAS

	<b>Pág.</b>
Figura 1. Área de distribución de Sargo <i>A. Scapularis</i> .....	9
Figura 2. Desarrollo embrionario de <i>Haemulon bonariense</i> .....	14
Figura 3. Centro de acuicultura Morro Sama (FONDEPES) .....	19
Figura 4. Acondicionamiento de tanques de incubación.....	25
Figura 5. Acondicionamiento de toma de agua y lámpara UV (AQUA-UV) .....	26
Figura 6. Acondicionamiento de recolector de ovas .....	27
Figura 7. Colecta de ovas de sargo .....	28
Figura 8. Tamizado y limpieza de ovas.....	29
Figura 9. Desinfección y decantación de ovas.....	30
Figura 10. Siembra de ovas.....	30
Figura 11. Proceso de acondicionamiento.....	31
Figura 12. Equipo oxímetro digital YSI-20 .....	32
Figura 13. Equipo luxómetros MW-700.....	33
Figura 14. Microscopio compuesto y estereoscopio .....	34
Figura 15. Ovocitos de <i>A. scapularis</i> .....	37
Figura 16. Fase de clivajes .....	39
Figura 17. Fase de mórula.....	39

Figura 18. Fase de blástula .....	40
Figura 19. Fase de gástrula .....	41
Figura 20. Fase de organogénesis .....	43
Figura 21. Fase eclosión.....	44
Figura 22. Etapas de desarrollo larval de <i>A. scapularis</i> .....	44

## RESUMEN

La presente investigación tiene como objetivo evaluar la influencia de la luz reflejada por el color del tanque de incubación sobre el crecimiento, incidencia de malformación y supervivencia en los estadios embrionario y prelarval de *A. scapularis* sargo en condiciones de cautiverio. Metodología: estudio aplicativo, experimental. Se hizo uso de la prueba de normalidad y el análisis de varianza para determinar la influencia de luz reflejada en cada color de tanque. Resultados: La luz reflejada por el color del tanque de incubación no influye de forma significativa en el crecimiento en longitud post larva, crecimiento en peso pre larva, crecimiento en peso post larva, incidencia de malformaciones e incidencia de supervivencia, en cambio sí influye en el crecimiento en longitud de las pre larvas.

Palabras clave: Luz reflejada, color de tanque, crecimiento, malformación, supervivencia.

## **ABSTRACT**

The present investigation aims to evaluate the influence of the light reflected by the color of the incubation tank on the growth, incidence of malformation and survival in the embryonic and prelarval stages of *A. scapularis* sargo under conditions of captivity. Methodology: applicative, experimental study. The normality test and analysis of variance were used to determine the influence of reflected light on each tank color. Results: The light reflected by the color of the incubation tank does not have a significant influence on the growth in post larva length, growth in pre larva weight, growth in post larva weight, incidence of malformations and incidence of survival. the growth in length of the pre larvae.

Keywords: Reflected light, tank color, growth, malformation, survival.

## INTRODUCCIÓN

La acuicultura en el Perú viene creciendo como una importante actividad productiva y económica en cultivo de peces marinos, continentales realizando trabajos de investigación e innovación tecnológica desarrollados por diversas instituciones, vienen investigando y difundiendo con éxito, la aplicación de protocolos de reproducción.

Considerando la importancia que tiene el realizar investigación para incrementar el desarrollo de acuicultura llevando trabajos experimentales en diferentes etapas, desarrollo embrionario y pre-larval y otros en peces marinos. En los últimos años se inició el interés para realizar trabajos de investigación en condiciones controladas; a fin de obtener información sobre la biología de los acontecimientos iniciales por los que atraviesan el desarrollo embrionario de *A. scapularis* sargo.

Por lo tanto, la información sobre el desarrollo embrionario de *A. scapularis* sargo es necesaria para la determinación de las posibles alteraciones durante su desarrollo, en cuanto a la calidad y viabilidad de los embriones. Todo esto motivo en realizar el presente trabajo de investigación sobre la influencia de color de tanques tanto en el desarrollo del embrión como en la influencia de malformaciones en estadio pre-larval de *A. scapularis* sargo

# CAPÍTULO I

## PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

### 1.1. Descripción del problema

La acuicultura en el Perú viene creciendo como una actividad productiva y económica; en los últimos años por ello existen variedades de especies de alto valor comercial para desarrollar la acuicultura como el sargo *A. scapularis*, pez marino que habita en las costas del Perú, muy valorado para el consumo humano directo y es considerado una especie con potencial acuícola.

El cultivo larval de *A. scapularis* sargo se considera como uno de los cuellos de botella para el desarrollo de la tecnología de cultivo a escala comercial.

La etapa de desarrollo embrionario y prelarval son las partes afectadas por diferentes factores. No se ha encontrado muchos reportes relacionados con la influencia de la luz reflejada por el color de tanque de incubación de ovas de sargo *A. scapularis* sobre el crecimiento, incidencia de malformación y supervivencia en los estadios embrionario y prelarval de

*A. scapularis* sargo, que permita reducir la disminución del elevado índice de mortalidad.

## **1.2. Formulación del problema**

¿La luz reflejada por el color de tanque de incubación influirá sobre el crecimiento, incidencia de malformación y supervivencia en los estadios embrionario y prelarval de *A. scapularis* Sargo en condiciones de cautiverio?

## **1.3. Justificación e importancia**

El trabajo abordará la influencia que tiene la luz reflejada por el color del tanque de incubación sobre el crecimiento, incidencia de malformación y supervivencia en los estadios embrionario y prelarval de *A. scapularis* Sargo desde la etapa de colocación de las ovas en los tanques, eclosión, pigmentación ocular, en condiciones de cautiverio.

## **1.4. Objetivos**

### **1.4.1. Objetivo general**

Evaluar la influencia de la luz reflejada por el color del tanque de incubación sobre el crecimiento, incidencia de malformación y supervivencia en los estadios embrionario y prelarval de *A. scapularis* sargo en condiciones de cautiverio.

#### **1.4.2. Objetivos específicos**

- Evaluar la influencia de la luz en el crecimiento en longitud total y peso total en el momento de la eclosión y pigmentación ocular de *A. scapularis*.
- Cuantificar la incidencia de malformaciones embrionarias y prelarvales de *A. scapularis* como resultado del color de tanque en condiciones de cautiverio
- Determinar la supervivencia en los estadios embrionario y prelarval de *A. scapularis* en condiciones de cautiverio.

#### **1.5. Hipótesis**

La luz reflejada por el color de los tanques de incubación afectará el crecimiento, malformación y la supervivencia en los estadios embrionario y prelarval de *A. scapularis* sargo en condiciones de cautiverio

## CAPÍTULO II

### MARCO TEÓRICO

#### 2.1. Antecedentes del estudio

Nuñez (2017) “Caracterización del desarrollo embrionario de *Myleus schomburgkii* Palometa banda negra en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana”. Los huevos de la palometa banda negra son esféricos, demersales y de color amarillo-naranja; con presencia de gotas de aceite en el vitelo. Estos presentan un espacio perivitelino pequeño y restringido. El desarrollo embrionario de *Myleus schomburgkii*, presenta las siguientes fases, las mismas que se dan en horas post fecundación (hpf), que sigue: Cigoto (0,35 hpf), Clivaje (1,10 hpf), Mórula (10,48 hpf), Blástula (12,35 hpf), Gástrula (18,10hpf), Organogénesis (27,10 hpf) y Eclosión (43,10 hpf); estas fases similares a las reportadas en especies (teleósteos) estudiadas a la fecha, siguiendo el mismo padrón de embriogénesis de peces con huevos telolecitos (*Characiformes*). *M. schomburgkii* experimenta un desarrollo embrionario lento en comparación con otras especies reofilicas, teniendo una duración de  $44 \pm 0,5$ hpf, hasta la eclosión. El desarrollo embrionario se dio a una temperatura de:  $29 \pm 0,7^{\circ}\text{C}$ ; oxígeno disuelto:  $7,4 \pm 0,2$  mg/L; pH:  $4,8 \pm 0,6$  y conductividad eléctrica:  $37 \pm 2,4$  us/cm, condiciones controladas.

Abdo et al, 2014 “Desarrollo embrionario del pargo colorado *Lutjanus colorado* (Jordan & Gilbert, 1882)”. El pargo colorado (*Lutjanus colorado*) es una especie con un alto valor comercial en el mercado mexicano, con potencial para su cultivo. Hasta la fecha no existen estudios sobre su reproducción, cultivo larvario y engorda en cautiverio. El presente trabajo es el primer reporte sobre la descripción a detalle del desarrollo embrionario de la especie bajo condiciones de cultivo. Los huevos fertilizados viables del pargo colorado son pelágicos, esféricos, transparentes y con una sola gota de aceite. Midieron  $0,77\pm 0,09$  mm de diámetro y la gota de aceite  $0,14\pm 0,01$  mm. La primera división ocurrió a las 0,05 horas post fertilización (HPF). La eclosión se llevó a cabo a las 17,22 HPF bajo las condiciones del presente estudio. Las larvas recién eclosionadas midieron  $1,8\pm 0,1$  mm de longitud total (LT). El desarrollo embrionario de esta especie fue similar a la descrita para especies de la misma familia. Los resultados del presente estudio aportan información básica para iniciar el desarrollo de la biotecnología para la producción de semilla de esta especie a escala comercial.

Abellán et al, 2007 “Influencia de la alimentación de los reproductores sobre la calidad de la puesta de dentrón (*Dentex dentex* L.)”. Determinar el efecto del color del color de tanques sobre la supervivencia,

crecimiento e inflación de la vejiga natatoria en larvas de dentón desde su eclosión. Se concluye que, en el cultivo larvario de *Dentex dentex*, el color gris es el más adecuado para el interior de las paredes y fondo de los tanques de cultivo. Estos resultados deberían ser confirmados mediante otros experimentos en los que se combinase el color del tanque con distintas intensidades de luz ya que esta combinación parece tener influencia en la alimentación larvaria.

Bustos y Landaeta (2005) “Desarrollo de huevos y larvas tempranas de la merluza del sur, *Merluccius Australis*, cultivados bajo condiciones de laboratorio”. Se describe por primera vez el desarrollo embrionario y larval temprano de la merluza del sur, *Merluccius australis*, utilizando ejemplares cultivados en el laboratorio. Los huevos miden 0,9-1,1 mm de diámetro, tienen corion liso, vitelo no segmentado y presentan 1 gota oleosa de 0,19-0,27 mm de diámetro. Las larvas mantenidas a 11,5 °C eclosionan 7 días después de la fertilización con un tamaño promedio 2,8 mm LN (longitud notocordal); el vitelo se absorbe completamente en 9 días. Las larvas con saco vitelino crecen a una tasa lineal de 0,15 mm/día. El crecimiento se reduce significativamente (test de pendientes múltiples,  $p < 0,001$ ) a 0.08 mm/día, desde la primera alimentación hasta los 45 días de vida.

Ortega et al, 2007 “Desarrollo embrionario y crecimiento larvario de bonito atlántico (*Sarda sarda*) nacido en cautividad”. Se describe el desarrollo embrionario y el desarrollo larvario de bonito Atlántico, *Sarda sarda*, con una descripción de los métodos empleados para incubación y cultivo larvario. Los huevos obtenidos tienen un diámetro de 1,05-1,1 mm, y eclosionan tras 48 horas de incubación a 21°C. Las larvas recién nacidas miden  $3,87 \pm 0,45$  mm (media  $\pm$  DE).

## **2.2. Bases teóricas**

### **2.2.1. Distribución de chitas o sargos**

Esta especie habita las regiones templadas del pacífico oriental, distribuyéndose desde Manta, Ecuador, hasta Antofagasta, Chile, incluyendo las islas Galápagos; es una especie costera, siendo encontrada en zonas rocosas y arenosas desde los 3 m hasta 30 m de profundidad formando cardúmenes. (Chirichingo & Cornejo, 2001)

Figura 1  
Área de distribución de *Sargo A. Scapularis*



Fuente: chirichingo & cornejo (2001)

### 2.2.2. Clasificación taxonómica

- *Reyno* : *Animalia*
- *Phylum* : *Chordata*
- *Clase* : *Actinopterygii*
- *Orden* : *Perciformes*
- *Familia* : *Haemulidae*

- Género : *Anisotremus*
- Especie : *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846).

### **2.2.3. Acondicionamiento**

Durante el periodo de acondicionamiento, son factores importantes el fotoperiodo y la temperatura a fin de lograr la madurez gonadal y posteriormente poder realizar los ensayos de reproducción inducida (con aplicación de Hormonas) y natural para la obtención de desoves o puestas. Las investigaciones han tenido éxito y, la primera semana de marzo del presente año, se han logrado los primeros desoves en cautiverio en el país, con huevos fertilizados de  $876,18 \pm 7,34 \mu\text{m}$  de diámetro y larvas recién eclosionadas de  $2,141,44 \pm 25,80 \mu\text{m}$  de longitud total. (Imarpe,2013)

### **2.2.4. Desove y manejo de ovas**

Se ha reportado la ocurrencia de desoves entre las últimas horas del día y primeras horas de la noche (5-6 pm), desde octubre de 2016 a mayo de 2017, para lo cual, se instaló 01 colector (estructura cilíndrica de malla nyltex de 300u de tamaño de malla) dentro de un recipiente de la misma forma (balde de 20 l), en la caja de desagüe. Las ovas son concentradas durante toda la noche y madrugada, para ser trasladadas en un recipiente (balde de 20 l), a la sala de incubación, durante las primeras horas de la mañana (7-8 am). Seguidamente las ovas son desinfectadas con aquayodo

(1,5 % de yodo activo), a una dilución de 2 ml de aquayodo por 1 l de agua de mar, por un periodo de 2 a 3 minutos. Seguidamente y una vez enjuagadas las ovas con bastante agua de mar, son depositadas en una probeta graduada de 1 l, para lo cual se presencia en los siguientes 5 minutos, la distribución de 03 fases, una fase sedimentada (ovas no fecundadas), fase intermedia (ovas fecundadas de calidad media) y fase sobre nadante (ovas fecundadas y de muy buena calidad). Las ovas de fase intermedia y sobre nadante, son instaladas en tanques de incubación (tanque de fibra de vidrio - cilindro cónico de 500 l y de color negro) donde son contadas tomando muestras volumétricas de 130 ml con tres repeticiones "se aprovecha las muestras a contar para su evaluación", y el número de ovas de la fase sedimentada es calculada mediante el diámetro de ova y el volumen de la fase correspondiente, por último, esta fase es eliminada. El agua utilizada en esta etapa, corresponde a agua de mar filtrada hasta 5 um, por medio de filtros cartucho, además de irradiada con luz ultra violeta (UV). (Espinoza ,2018).

### **2.2.5. Incubación y eclosión**

Una vez instaladas las ovas en un tanque de fibra de vidrio de forma cilindro cónica de 500 l de capacidad, se procede con la etapa de incubación, siendo un sistema estático (sin recambio de agua) y con aireación constante. Se verifica el proceso de eclosión de ovas

aproximadamente a las 40 horas pos desove (hpd), 40 horas más hasta la pigmentación ocular y absorción total del contenido vitelínico, cuando justamente se da por terminada la etapa de incubación. Se realizan conteos en cada proceso, tomando muestras volumétricas de 130 ml con tres repeticiones. Para esta etapa se utiliza agua de mar igualmente filtrada e irradiada que en la etapa anterior. Se registraron temperaturas de agua de incubación entre 19 y 22 °C. El proceso de incubación se desarrolló a temperaturas entre 18 y 22°C. La densidad de incubación varió entre 50 ovas y 1 500 ovas L-1 de acuerdo al número de ovas viables obtenidos en cada desove. (Espinoza, 2018).

#### **2.2.6. Etapa de división y formación de embrión**

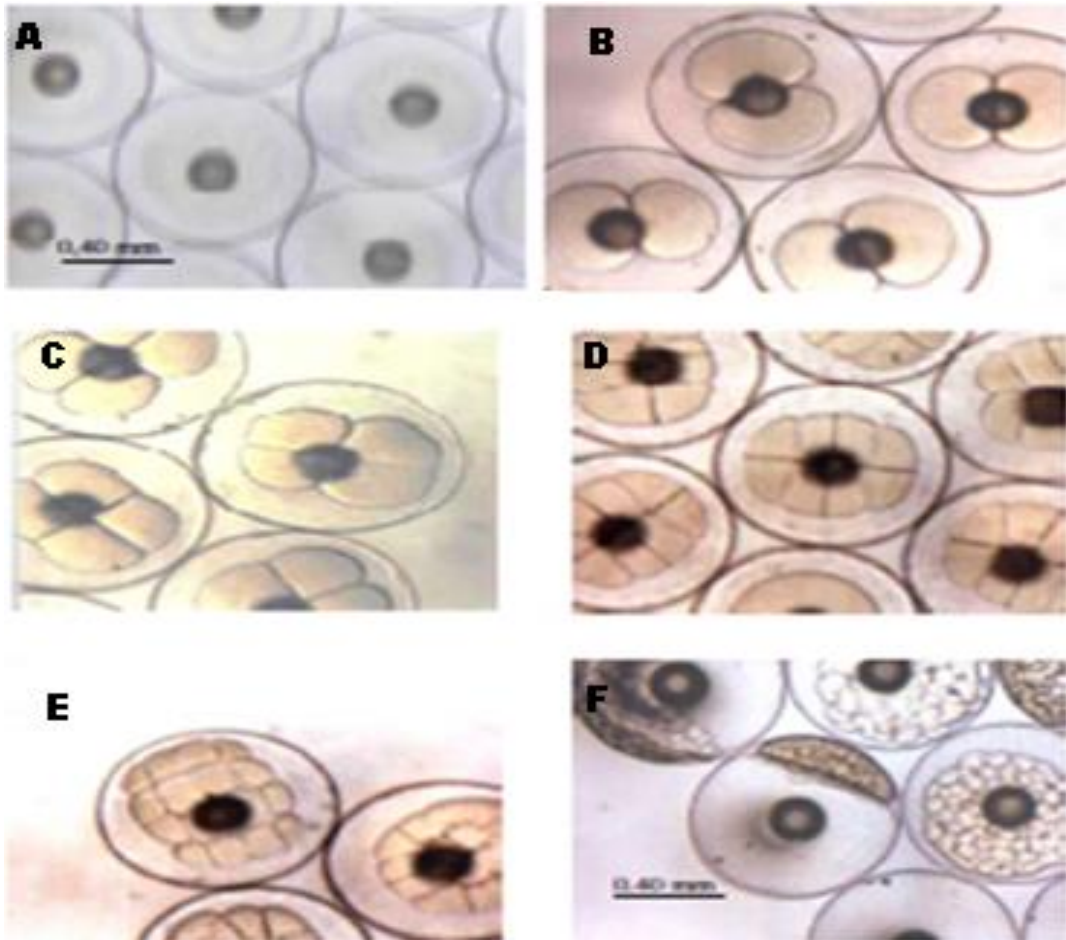
El tiempo de ocurrencia de cada división corresponde a un promedio del 90% de los huevos fertilizados. La blástula se formó a 1 h: 56 min, la gastrulación se inició a las 5 h: 7 min, después del engrosamiento del blastodisco. Los bordes del blastodisco rodean todo el vitelo quedando envuelto en una capa formada por periblasto, mesodermo y ectodermo, antes del cierre del blastoporo se observa un tapón vitelino. (Balinsky, 1978).

Balinsky (1978) señala que en peces teleósteos se produce una reordenación de las células situadas en la profundidad del blastodisco,

produciéndose su aumento en el espesor para formar el escudo embrionario donde se crearán los esbozos primarios de los órganos. Manrique (1988) y Querales (2001), refieren para la familia *Serranidae*, que la formación del endomesodermo se debe a una invaginación significativa de la capa superficial del blastodermo. Transcurridas las 7 h: 4 min se observó la formación del esbozo de la banda embrionaria, indicando el final de la etapa de gastrulación.

A las 7 h: 15 min, la banda embrionaria se acentuó. A las 7 h: 26 min se inició la neurulación, se forman las cápsulas ópticas, la banda embrionaria se hace más ancha, coincidiendo con lo mencionado por Kimmel et al. (1995), para la formación de la placa neural en peces óseos. A las 9 h: 0 min se formó el embrión en el lado opuesto a la gota de aceite, la cual queda entre la cabeza y la cola del futuro embrión; se observó los primeros 6 somitos.

Figura 2  
*Desarrollo embrionario de Haemulon bonariense*



Fuente: kimmel et al, 1995

Transcurridas 10 h: 50 min después de la fertilización, se observaron claramente las cápsulas ópticas con la aparición de cromatóforos puntiformes a ambos lados del embrión y la vesícula de Kupffer, observaciones que concuerdan con Querales (2001) en *Paralabrax dewegeri* y López (2002) en *Diplectrum formosum*. A las 11 h: 0 min

comenzó a desplegarse el vitelo de la membrana coriónica, se detallan un par de cromatóforos al nivel de las cápsulas ópticas y un tercer cromatóforo en la parte media terminal del notocordio; se observan los primeros latidos del corazón y el embrión se extiende en un 50% sobre la superficie del vitelo. A las 11 h: 20 min, se distinguen hasta 12 somitos y cromatóforos a lo largo de todo el cuerpo del embrión.

A las 11 h: 26 min se observó un total de 16 cromatóforos en la parte frontal del embrión y otros entre las divisiones de los somitos, aumentó el despliegue del vitelo de la membrana coriónica, las cápsulas ópticas son totalmente visibles y se observan 9 cromatóforos al final del notocordio. A las 12 h: 18 min los somitos están formados a lo largo de todo el cuerpo del embrión, se aprecian los primeros movimientos del embrión y las cámaras ópticas están mejor desarrolladas presentando el esbozo de las lentes ópticas (Querales, 2001).

A las 12 h: 40 min se observaron 25 + 5 somitos en el cuerpo del embrión. En ocasiones los cromatóforos se dispersan y en otras se agrupan, existiendo una ligera variación en su distribución, pero manteniéndose un patrón general de pigmentación entre las larvas. Idénticas observaciones fueron realizadas por (Saksena & Richards, 1975).

en larvas de *Haemulon plumieri*; ellos sostienen que estas variaciones son atribuidas a la expansión o concentración individual de los melanóforos.

A las 13 h: 24 min se observó el despliegue del notocordio de la parte final de la futura aleta caudal, el embrión comienza a contraerse, incluso se arquea por cierto espacio de tiempo. A las 13 h: 52 min persisten los movimientos del embrión haciéndose más constantes; el corazón presenta un promedio de 94 latidos por minuto y algunos cromatóforos se distribuyen en la parte dorsal del cuerpo (Saksena & Richards, 1975).

### **2.2.7. Malformación craneal en larvas de peces cultivadas**

Generalmente, las malformaciones morfológicas no son comunes en poblaciones naturales; sin embargo, la incidencia de malformaciones en larvas de peces, no sólo está relacionada con la domesticación de la especie en ambientes de cultivo controlados. Así, en poblaciones naturales de *Plecoglossus altivelis* se ha reportado una frecuencia de malformaciones (craneales y vertebrales) de 0,15%, aunque este valor es significativamente menor a los 70,1% encontrados en ambientes controlados (Komada, 1980).

Además, la supervivencia de larvas deformes se puede ver afectada directa o indirectamente por el reducido crecimiento y un subsecuente

incremento del canibalismo por los individuos más grandes de la población (Georgakopoulou et al, 2007).

#### **2.2.8. Influencia del color de tanque en cultivo larvario**

El color del tanque juega un papel fundamental sobre la supervivencia y la alimentación de muchas especies de peces. Sin embargo, la respuesta es compleja y cada especie exhibe un comportamiento diferencial. Así, larvas de *Morone chrysops* presentan tasas de supervivencia superiores a los 24 días cuando son cultivadas en tanques negros (Denson & Smith, 1996).

En lenguado, las larvas cultivadas en fondo blando han mostrado tasas de crecimiento específico superiores a las de fondo negro en la etapa de premetamorfosis. Esto se podría deber a la dependencia lumínica de las larvas pelágicas para la captura de alimento vivo. De hecho, larvas de lenguado durante los primeros 8 días tras la eclosión sometidas a un período de oscuridad no tienen capacidad de capturar el alimento Cañavate et al, 2008

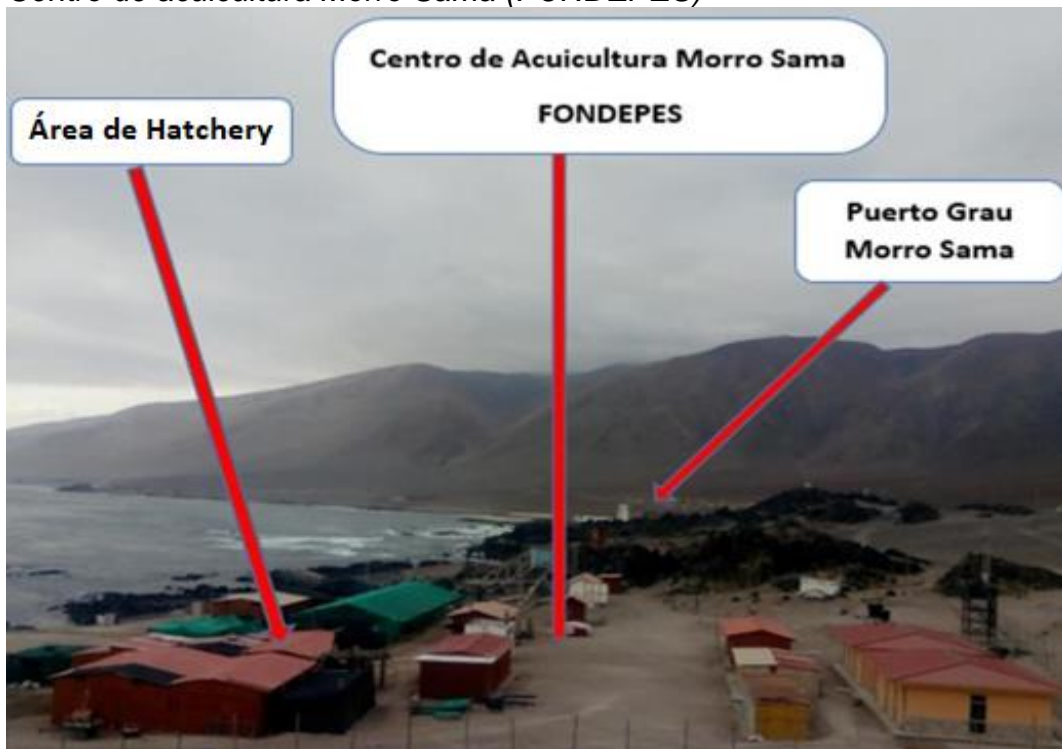
## **CAPÍTULO III**

### **MARCO METODOLÓGICO**

#### **3.1. Lugar de ejecución**

El presente trabajo de investigación se llevó en el marco al proyecto: “Investigación y desarrollo de las tecnologías de cultivo de peces marinos de importancia económica: Corvina *Cilus gilberti* y Sargo *A. scapularis* en la región Tacna” de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann (UNJBG), usando las instalaciones del Centro de Acuicultura Morro Sama (CAMOSA), del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES), ubicado en el kilómetro 75 de la carretera costanera Tacna – Ilo en el Distrito de Sama las Yaras, Provincia y Región Tacna.

Figura 3  
Centro de acuicultura Morro Sama (FONDEPES)



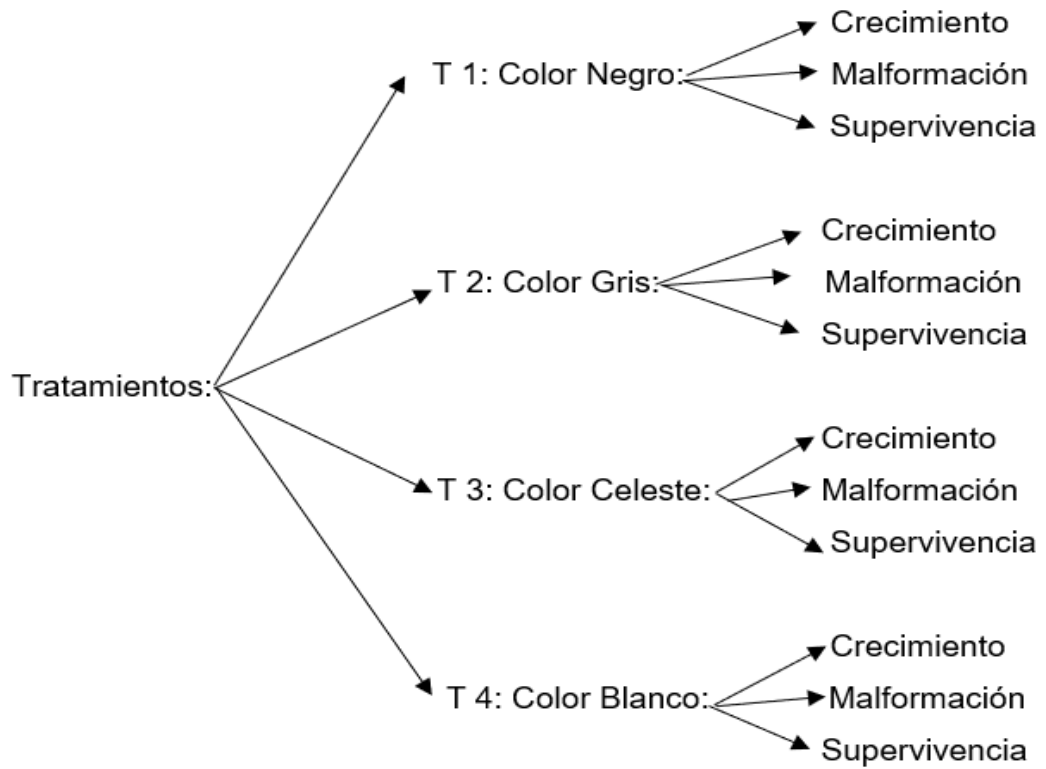
Fuente: Elaboración propia

### 3.2. Tipo, diseño y nivel de investigación

El tipo de investigación fue experimental y aplicativo.

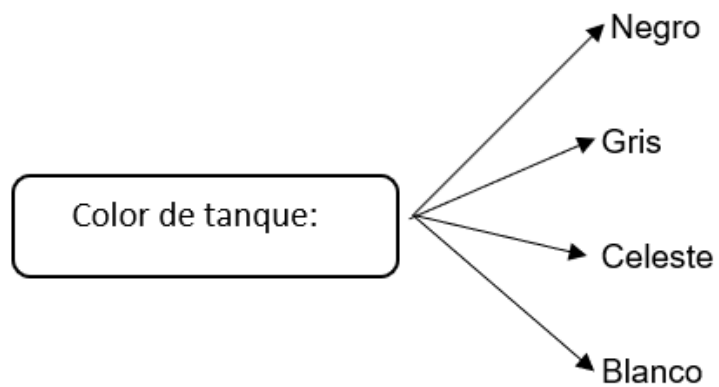
Diseño experimental:

### tratamientos experimentales



### 3.3. Operacionalización de variables

Variable independiente: colores de tanque



Variable dependiente: indicadores

- Crecimiento
- N° deformación
- Supervivencia

### **3.4. Materiales**

#### **3.4.1. Material biológico**

Se utilizó 30 000 (ovas) de *A. scapularis* para trabajo experimental provenientes de los reproductores silvestres de (lote: 2016) mantenidos en cautiverio.

#### **3.4.2. Material de acondicionamiento de cultivo**

- 12 Tanques de incubación de fibra de vidrio de 7 litros de capacidad cada uno de diferentes colores (Negro, Gris, Celeste y Blanco).
- 12 Piedras difusoras.
- 60 m de Mangueras de silicona

#### **3.4.3. Material de vidrio**

- 01 Vasos de precipitado de 100 ml de capacidad.
- 02 Probeta de 100 y 1 000 ml de capacidad.

#### **3.4.4. Material de plástico**

- 01 Bandeja
- 02 Cajas de placas Petri.
- 04 Jarras de 2 L de capacidad
- 03 Baldes de 20, 10, 5 litros de capacidad
- Viales de vidrio de 5 ml
- 01 Colector malla nitex de 500 micras.
- 01 Filtros Whatman de fibra de vidrio, de 47 mm de diámetro y 1.2  $\mu\text{m}$  de retención.

#### **3.4.5. Equipos**

- 01 Electrobomba de 5,7 Hp Hidrostral B1,1 /2\*2
- 01 Electrobomba de 1,5 Hp
- 01 Blower (soplador) de 1,0 Hp N S11-A
- 01 Lámpara de luz ultravioleta
- 01 Termómetro digital.
- 01 Oxímetro digital
- 01 Luxómetro Milwaukee (MW 700)
- 01 pHmetro digital
- 01 Estereoscopio.
- 01 Microscopio compuesto

- 05 Láminas cubre y portaobjetos
- 01 Cámara digital
- 01 Computadora portátil marca ASUS
- 01 Impresora
- 01 USB
- 01 Balanza de precisión de 10 µg

#### **3.4.6. Material de limpieza y desinfección**

- 03 Esponjas
- 04 Paños absorbentes
- 01 Escobillones
- Hipoclorito de sodio
- Iodo (vanodine)
- Cloro granulado
- 02 Guantes de jebe
- 01 Mandil
- 01 Botas
- 01 Tablero
- 04 Papel toalla absorbente

### **3.4.7. Material de escritorio.**

- ½ Ciento de papel bond A4
- 01 Cuaderno de apuntes.
- 01 Lápiz color negro.
- 03 Lapiceros de color rojo y negro.
- 01 Marcadores de color negro y azul.
- 01 Cinta masking tape
- 01 Calculadora científica

### **3.5. Población y/o muestra de estudio**

#### **3.5.1 Población**

Para esta investigación se utilizó como población 30 000 ovas obtenidas en cautiverio de *A. scapularis*,

#### **3.5.2. Muestra**

La muestra por cada tratamiento fue de 7 500 ovas de *A. scapularis*, e obtenidas a primeras horas de atardecer y distribuidos para cada tanque de cultivo.

### 3.6. Métodos

#### 3.6.1. Acondicionamiento del sistema de cultivo

Para realizar el sistema de incubación de ovas se contó con 12 tanques de fibra de vidrio, de una capacidad de 7 litros cada uno, se asignaron diferentes colores para cada tratamiento (T1, color negro, T2, color gris, T3, color celeste y T4, color blanco) con la finalidad de reducir la incidencia de la iluminación sobre las ovas de *A. scapularis*, las cuales fueron utilizados como incubadoras durante todo el periodo de desarrollo embrionario. Se acondicionó una línea de sistema de aireación para lo cual se utilizaron mangueras de acuariofilia y en el extremo de cada manguera se colocaron una piedra difusora.

Figura 4  
*Acondicionamiento de tanques de incubación*



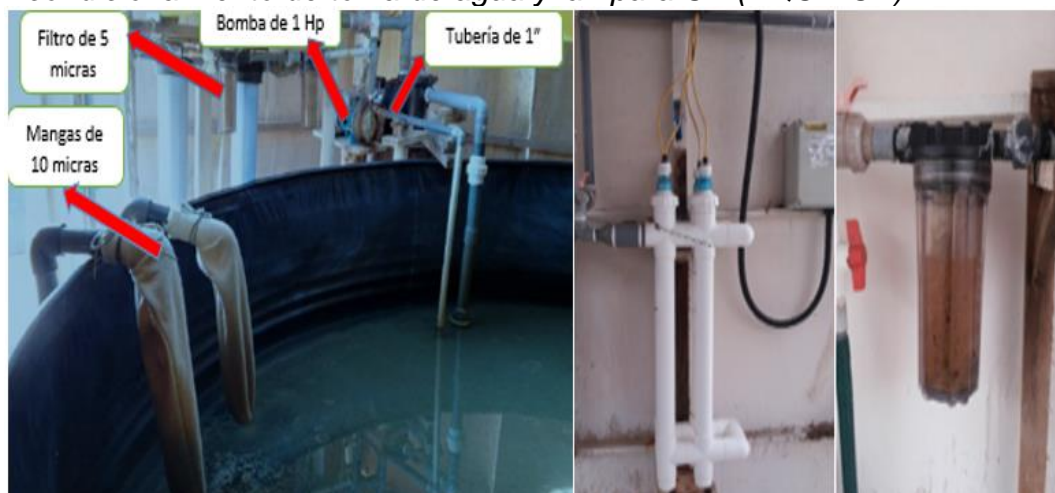
Fuente: Elaboración propia

### 3.6.2. Calidad del agua

El agua de mar utilizado para la incubación de ovas, fue captada a 20m mar dentro de la línea de marea alta transportada por una manguera de alta resistencia HDPE de 2”.

Se utilizó una electrobomba de 5.7 Hp para bombear agua de mar a la primera estación de bombeo, considerada en el centro acuícola como una (toma de agua), se filtraba con mangas de líquido de 10  $\mu\text{m}$ , el agua utilizada para el área de hatchery fue de la toma de agua utilizando una electrobomba de 1,0 Hp pasando por filtros de 5 y 1 micra finalmente pasando por lámpara UV marca (AQUA- UV), agua que se disponía en los tanques que se desarrollaba el experimento.

Figura 5  
Acondicionamiento de toma de agua y lámpara UV (AQUA-UV)



Fuente: Elaboración propia

### 3.6.3. Colecta y acondicionamiento de ovas

El acto reproductivo ocurre en el tanque de reproductores y sin intervención directa las ovas fueron concentradas en un colector de malla nytex de 300 micras de forma cilíndrica en la tubería de desagüe en las últimas horas del atardecer (5 – 6 pm).

Figura 6  
*Acondicionamiento de recolector de ovas*



Fuente: Elaboración propia

Las ovas fueron colectadas en horas de la tarde a las 6:30 pm y concentrados en balde de 20 litros para ser trasladados al laboratorio de hatchery.

Figura 7  
*Colecta de ovas de sargo*



Fuente: Elaboración propia

Teniendo las ovas en laboratorio se procedió con filtrado y tamizado de las ovas utilizando tamices de 300 y 1 000 micras, con la finalidad que las ovas se concentren en tamiz 300 micras y los desechos o materias orgánicas en el tamiz de 1 000 micras que viene acompañado al momento de la colecta.

Figura 8  
*Tamizado y limpieza de ovas*



Fuente: Elaboración propia

Una vez concentrada las ovas en el tamiz de 300 micras son lavados con agua de mar preferiblemente esterilizada con UV, y desinfectadas con una solución yodo activo a 50 ppm por 2 minutos luego son pasados en una probeta de 1 000 ml en donde se decantará las ovas fecundadas que son los sobrenadantes y las ovas no fecundadas se concentraran abajo.

Figura 9  
*Desinfección y decantación de ovas*



Fuente: Elaboración propia

Las ovas se sembraron en tanques de 7 litros de capacidad utilizando un tirante de agua de 5 L. para una densidad de siembra de 500 ovas/L, realizando recambios parciales cada 24 horas al 10 % en todo el proceso de incubación del desarrollo embrionario desde la fecundación hasta la eclosión de larvas de *A. scapularis*.

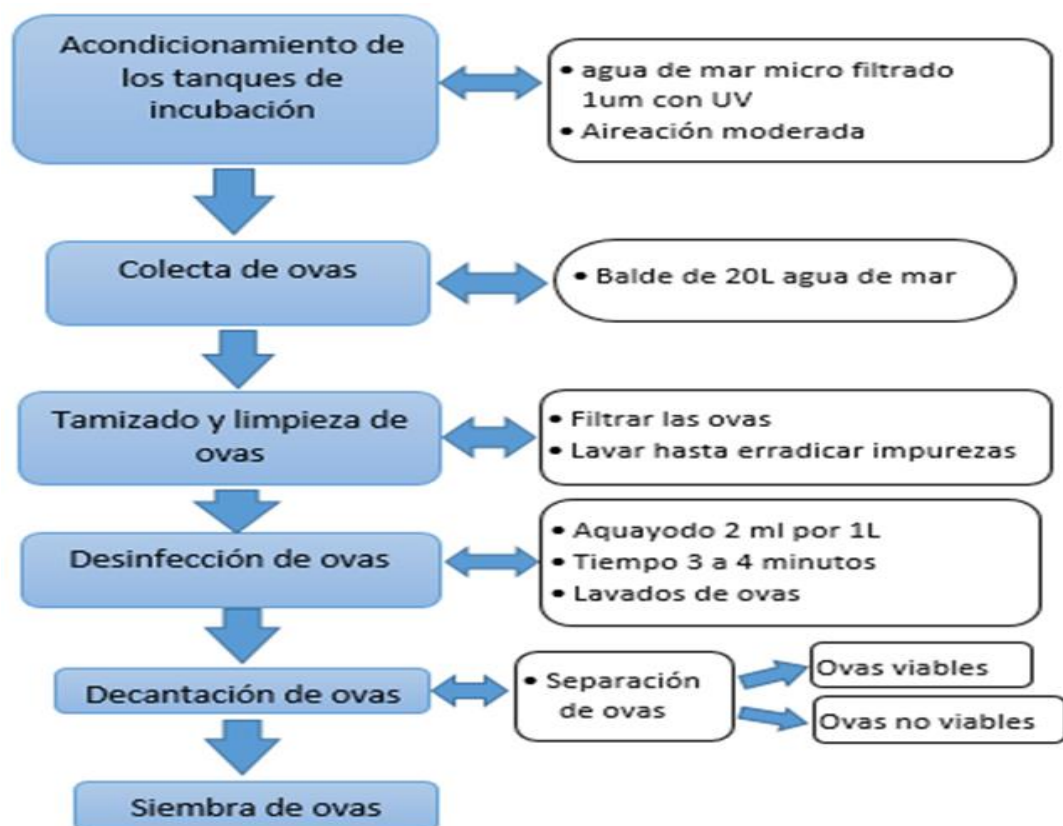
Figura 10  
*Siembra de ovas*



Fuente: Elaboración propia

### 3.6.4. Proceso de filtración e incubación de ovas de sargo

Figura 11  
*Proceso de acondicionamiento*



Fuente: Elaboración propia

### 3.6.5. Monitoreo de los parámetros fisicoquímicos de agua

Durante el proceso de incubación se tomó en cuenta el monitoreo de parámetros, temperatura de agua, oxígeno disuelto y la intensidad de luz, en todo el proceso de incubación de los tanques de cultivo, se registraron en los horarios establecidos, (T. de agua 6am, 2pm y 10pm),

(oxígeno disuelto 6am y 2pm) y la (intensidad de luz 6am, 9am, 12pm, 3pm y 6pm).

### 3.6.5.1. Temperatura y oxígeno disuelto

En este tipo de monitoreo de parámetros, se utilizó un Oxímetro Digital marca YSI serie pro 20 para el control de ambos parámetros.

Figura 12  
*Equipo oxímetro digital YSI-20*



Fuente: Elaboración propia

### 3.6.5.2. Intensidad de luz

Para medir la intensidad luz se utilizó un luxómetro marca Milwaukee serie MW 700 Klx que tiene por finalidad de medir la intensidad luminosa que fue necesario para la evaluación de cultivo larvario, el instrumento se suministra con un sensor de luz conectado por un cable coaxial fijo de 1,5

m esto permite que las mediciones se tomen desde una distancia sin ninguna interferencia del operador.

Figura 13  
Equipo luxómetros MW-700



Fuente: Elaboración propia

### 3.6.6. Instalación de equipos

Se utilizó un microscopio compuesto y estereoscopio para observar cada fase o estadio del embrión de *A. scapularis*. El microscopio (Optika B-500Ti, BG, Italy), estereoscopio (Optika SZM-LED2, BG, Italy), que permitieron registrar el crecimiento mediante con una cámara portátil Huawei como se observa en el cuadro.

BIOMETRIA tratamiento	PRE- LARVA		POST -LARVA	
	talla (cm)	peso(g)	talla (cm)	peso(g)
T1	1,96	0,121	2,55	0,149
T2	1,9	0,122	2,58	0,148
T3	1,88	0,121	2,59	0,149
T4	1,94	0,122	2,56	0,148

Fuente: elaboración propia

Figura 14  
*Microscopio compuesto y estereoscopio*



Fuente: Elaboración propia

### **3.7. Análisis de data**

Para el manejo de la información de las biometrías, registro de parámetros se elaboró una base de datos en Microsoft Excel 2016, para cálculos máximos, mínimos, promedios y desviación estándar.

Para los análisis estadísticos se aplicó un DCA y todos los datos de los parámetros evaluados fueron analizados por ANOVA, cuando mostraron diferencia significativa se aplicó la prueba de tukey a un nivel de significancia de 0,05, para los análisis estadísticos se realizaron con el software SPSS V25 los datos fueron expresados en tablas con la media (Med)  $\pm$  desviación estándar (SD) para su fácil entendimiento.

## **CAPÍTULO IV**

### **RESULTADOS**

#### **4.1. Desarrollo embrionario de *A. scapularis* sargo**

##### **4.1.1. Descripción de los huevos**

Las ovas de *A. scapularis* sargo cuando presentan fértiles son esféricos, verdosos, traslucido y presenta una gota lipídica en el vitelo.

##### **4.1.2. Tiempo de desarrollo embrionario de *A. scapularis***

El tiempo transcurrido desde la fecundación hasta la eclosión fue de  $42,20 \pm 0,05$  hpf a una temperatura promedio  $24,02 \pm 1,3$  °c durante el desarrollo embrionario desde la fase de Cigoto, Clivajes, Mórula, Blástula, Gástrula y Eclosión se detalla en la siguiente tabla con toda su característica propia de cada fase:

Tabla 1

*Cronología y descripción de las fases del desarrollo embrionario*

T. Negro HPF	T. Gris HPF	T. Celeste HPF	T. Blanco HPF	Fase	Características de desarrollo embrionario de <i>A. scapularis</i>
0:35 0:45	0:35 0:44	0:32 0:43	0:30 0:41	Cigoto	Forma esférica con gota de grasa en el centro
1:00 1:25	1:00 1:24	0:58 1:22	0:55 1:20	Clivaje	Presencia de dos blastómeros (primer clivaje)
1:50	1:50	1:47	1:45		Presencia de cuatro blastómeros (segundo clivaje)
2:32	2:32	2:30	2:28		Presencia de ocho blastómeros (tercer clivaje)
2:50 - 3:30	3:29	3:28	3:27		Presencia de dieciséis blastómeros (cuarto clivaje)
4:55 6:30	4:53 6:29	4:52 6:28	4:50 6:25	Mórula	Presencia de 32 y 64 blastómeros (quinto y sexto)
13:00 13:26	12:57 13:26	12:54 13:24	12:50 13:20	Blástula	Conjunto de blastómeros forman una masa sólida
14:00	14:00	13:59	13:57		Se observa el blastoporo
15:55 16:30	15:55 16:29	15:52 16:28	15:50 16:25	Gástrula	Origen de una cavidad llana de fluidos (blastocele)
17:45	17:44	17:40	17:38		Inicio de movimiento celular (epibola) blastómeros
18:55	18:55	18:52	18:50		Formación de anillo germinal
20:26	20:26	20:22	18:20		Gástrula 30%
26:26	26:26	26:22	26:20	organogénesis	Gástrula 50%
33:30	33:30	33:28	33:26		Gástrula 70% - 90%
36:36	36:36	36:34	36:30		Formación de la parte anterior del cerebro y lóbulos ópticos
40:00	40:00	39:58	39:55		Cierre blastoporo aparición de vesícula de kuffper
41:50	41:50	41:49	41:47	Eclosión	El tamaño de embrión supera la longitud de saco vitelino
42:00	42:00	41:58	41:56		Crecimiento de la cola en el espacio perivitelino
42:20	42:19	42:18	42:15		Punta de la cola nivelada con los ojos
<b>H : min. Etapas de desarrollo larval de <i>A. scapularis</i> después de la eclosión</b>					
0:40	0:40	0:38	0:36		Deterioro avanzado de la membrana coriónica.
14:0	13:09	13:06	13:02		Rompimiento de la membrana coriónica
26:0	26:00	25:58	25:56		Eclosión al 100%

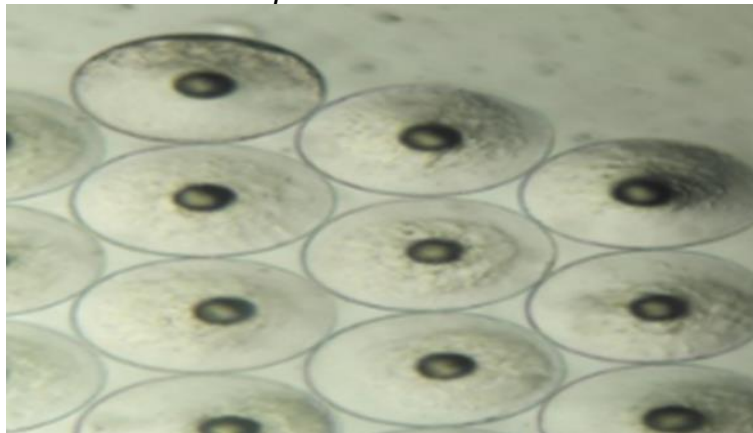
Fuente: Elaboración propia

A continuación, se detallará la descripción o fase de cada estadio del desarrollo embrionario de *A. scapularis*:

#### A. Fase de cigoto

La fase comprende desde la fecundación hasta el primer clivaje. En la especie de *A. scapularis*, se dio inicio 0:30 hpf, siendo más evidente esta fase a las 0:40 hpf, diferenciándose el polo animal y el polo vegetal, el huevo se hidrato, dando lugar al espacio vitelino experimenta un aumento de tamaño la membrana externa, lo cual protege al huevo durante su desarrollo.

Figura 15  
*Ovocitos de A. scapularis*



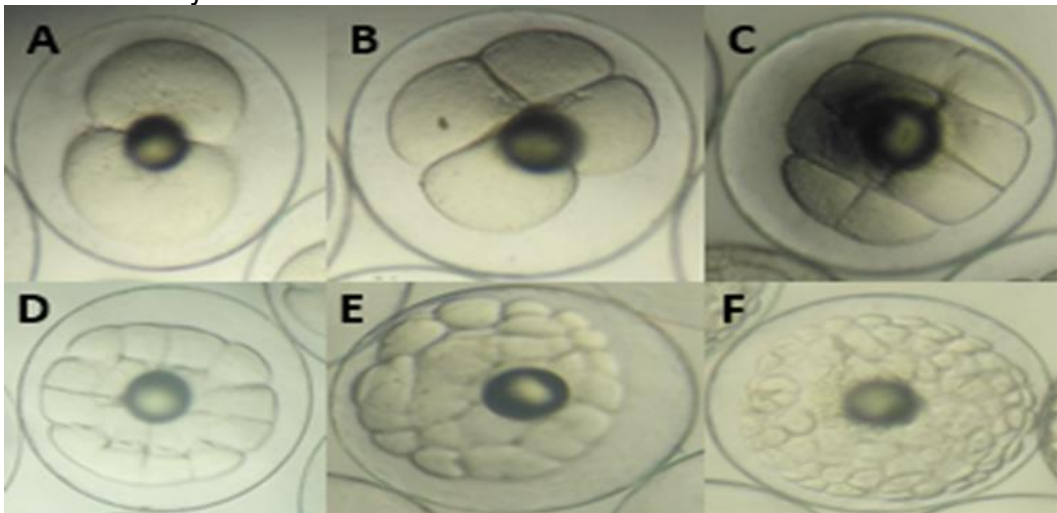
Fuente: Elaboración propia

#### B. Fase de clivaje

La fase de clivaje se caracteriza por presentar innumerables divisiones celulares (mitosis), el huevo experimenta una segmentación meroblastica discoidal estas divisiones celulares originan blastómeros esta fase se observó 1:00 hpf con el blastodisco unicelular (Figura 16 – A).

La división celular tiene una duración de 5 horas 20 minutos en promedio, es así que la primera división ocurrió a partir de 1 hora (Figura 16 – A) dividiéndose en un plano meridional para formar dos células similares, el segundo clivaje ocurrió a los 1 hora y 25 minutos (Figura 16 – B) observándose la siguiente segmentación, al igual que a la primera división dando origen a 4 células, el tercer clivaje ocurrió a los 1 hora y 50 minutos (Figura 16 – C) dando origen a 8 células, así sucesivamente los huevos de *A. scapularis* sargo experimentando las divisiones celulares , observándose un cuarto clivaje a los 2 horas y 32 minutos (Figura 16 – D), de 16 células finalmente el quinto y el sexto se originan entre 2 horas y 50 minutos a 3 horas y 30 minutos (Figura 16 E y F) originándose en 32 y 64 blastómeros de los cuales está dos últimas divisiones es difícil de establecer los planos de división y el conteo por el tamaño de células durante toda la fase se observó, la presencia de la gota de aceite en el huevo.

Figura 16  
*Fase de clivajes*



Fuente: Elaboración propia

### C. Fase de mórula

La segmentación de mórula se desarrolla a las 04 horas y 55 minutos hpf, (Figura 17) en este punto los blastómeros individuales ya no son distinguibles mientras aumentan el número de células se va reduciendo gradualmente para la formación del embrión.

Figura 17  
*Fase de mórula*

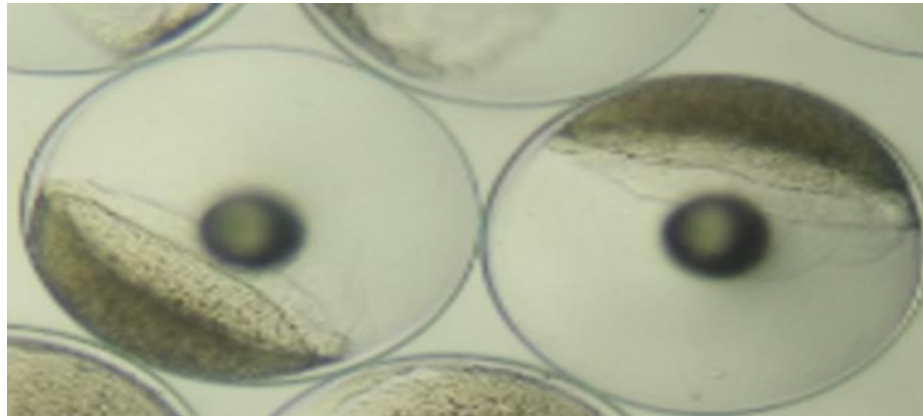


Fuente: Elaboración propia

#### D. Fase de blástula

La blástula se observó como un conglomerado de blastómeros esta fase inicio a las 13 horas que abarca 1 horas en promedio, se asemeja su forma de una media capsula (Figura 18) visualizándose con mayor claridad del polo animal del polo vegetal se observó la presencia de gotas de aceite de diferentes tamaños en el polo vegetal esto, sirviéndole como una fuente de alimento durante el desarrollo embrionario y luego de la eclosión conocido como el “saco vitelino”.

Figura 18  
*Fase de blástula*



Fuente: Elaboración propia

#### E. Fase gástrula

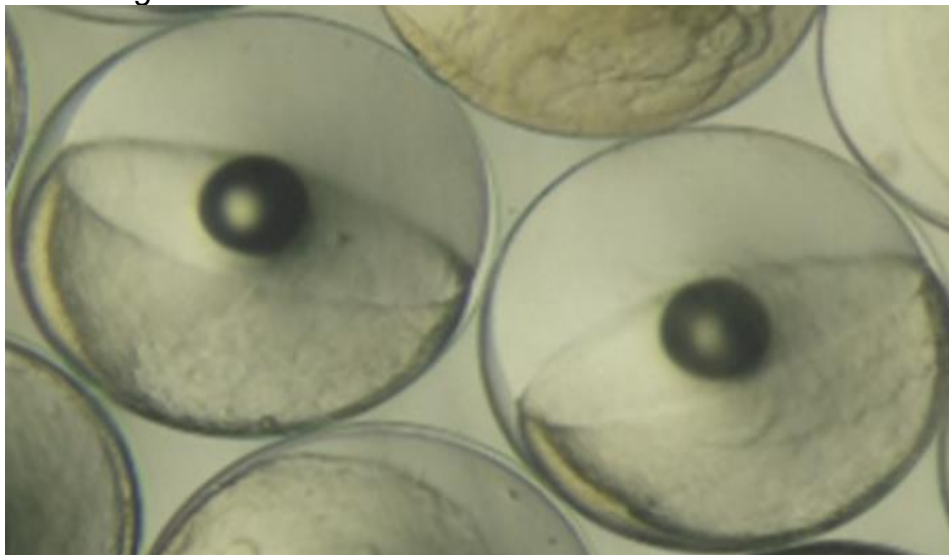
Esta fase se inició a partir 15 horas y 55 minutos hpf con el surgimiento de anillo germinal en el borde del blastodiscos (Figura 19). Presenta movimientos morfogenéticos dando inicio a la gastrulación, este primer movimiento celular es conocido como “involución”.

La gastrulación temprana (30% epibolia), se observa entre las 16 horas y 30 minutos hpf.

La gastrulación media (50 % epibolia), se observa a las 17 horas y 45 minutos hpf, la mitad de la masa vitelina se encuentra recubierta, a causa de la evolución de blastodisco.

La gastrulación tardía (70 – 90 % epibolia) se observa a las 18 horas y 55 minutos hpf terminando con el cierre de blastoporo en los huevos.

Figura 19  
*Fase de gástrula*



Fuente: Elaboración propia

## F. Fase organogénesis

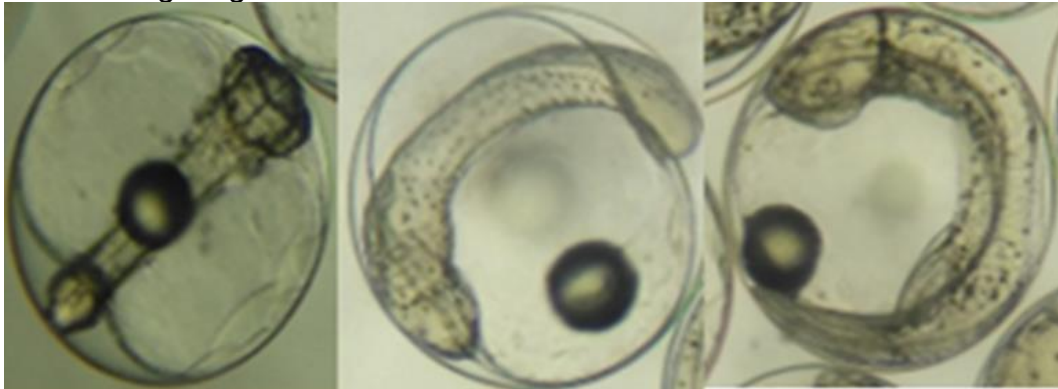
La fase organogénesis comprende desde el cierre de blastoporo y dando fin a la fase de gastrulación, ocurriendo a las 20 horas y 26 minutos hpf (Figura 20) la formación de la parte anterior de cerebro y lóbulos a continuación se detallar los diferentes cambios morfológicos que presento los huevos de *A.scapularis sargo*.

A las 26 horas y 26 minutos Cierre blastoporo aparición de vesícula de kuffper.

A las 33 horas y 30 minutos el tamaño de embrión supera la longitud de saco vitelino.

A las 40 horas la punta de la cola nivelada con los ojos, los movimientos del embrión cada vez son más fuertes y continuos produciendo el deterioro de la membrana coriónica esto indica que el momento de la eclosión esta próximo.

Figura 20  
*Fase de organogénesis*



Fuente: Elaboración propia

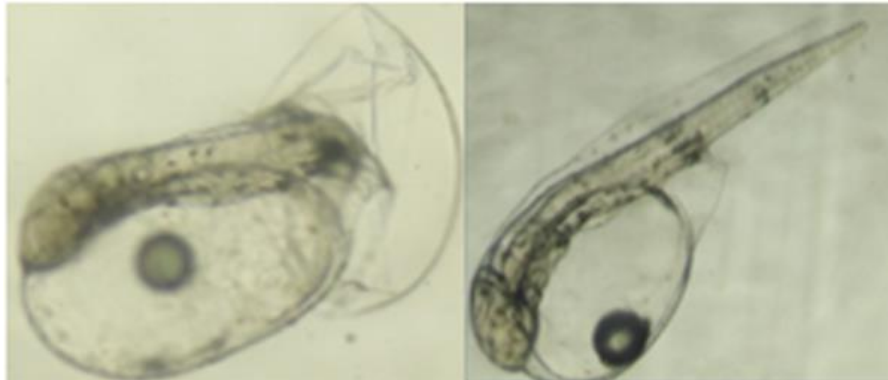
#### G. Eclosión

La eclosión se caracteriza por el deterioro avanzado, rompimiento total de la membrana coriónica y la libre natación de las larvas de *A. scapularis* sargo, este evento ocurre a las 41 horas y 50 minutos hpf (Figura 21) extendiéndose hasta las 42 horas y 20 minutos hpf

Las larvas se caracterizan por presentar un corazón, un saco vitelino el cual le servirá a este como reserva, hasta que el sistema digestivo, este preparado para la ingesta de alimento.

La larva se muestra paciente, con signo vitales óptimos y presenta la aleta caudal muy desarrollada.

Figura 21  
*Fase eclosión*

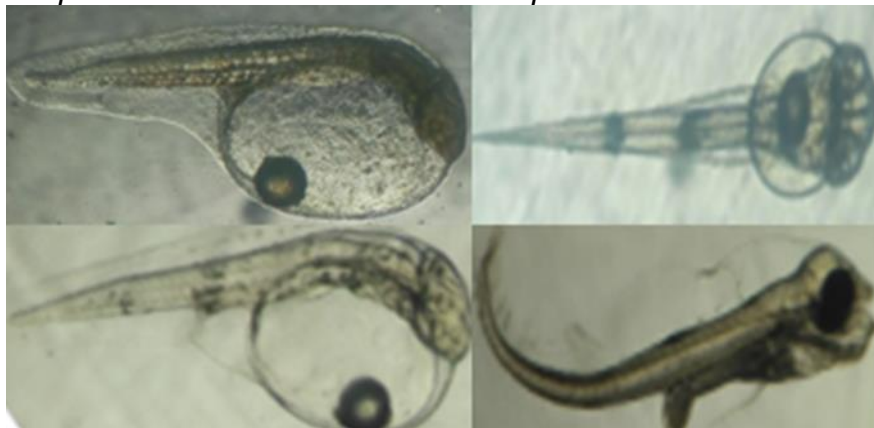


Fuente: Elaboración propia

#### H. Etapas de desarrollo larval

A las 0 h: 40 min después de la eclosión, las larvas miden  $1.93 \text{ mm} \pm 0.3$  se presencia la formación de boca, los movimientos son más persistentes transcurrido a las 14 h: 0 min empieza la pigmentación ocular al 50% hasta completar la reabsorción total de saco vitelino y pigmentación ocular a las 26 h: 0 min.

Figura 22  
*Etapas de desarrollo larval de A. scapularis*



Fuente: Elaboración propia

### 4.1.3. Calidad del agua

Para el desarrollo embrionario de *A. scapularis* se tubo las siguientes características en parámetros fisicoquímicos del agua: Temperatura °c  $24,02 \pm 1,26$  Oxígeno disuelto mg/L  $6,86 \pm 0,75$  e Intensidad de luz klux  $78,48 \pm 57,41$ .

Tabla 2 *Parámetros fisicoquímicos del agua*

Tratamiento	Parámetros					
	Temperatura °c		Oxígeno mg/L		Intensidad luz	
	$\bar{X}$	$\sigma$	$\bar{X}$	$\sigma$	$\bar{X}$	$\sigma$
TRAT. 01	23,98	1,30	7,39	0,6	93,19	69,09
TRAT. 02	24,05	1,27	6,83	0,6	86,58	66,66
TRAT. 03	24,02	1,24	6,54	0,9	75,53	53,95
TRAT. 04	24,03	1,23	6,69	0,9	58,61	39,94

Fuente: Elaboración propia

## 4.2. Evaluación del crecimiento

### 4.2.1. Longitud en pre larvas

Tabla 3  
*Prueba de normalidad – longitud prelarvas*

Variable	N	W	P
Prelarvas	180	0,928341	0,000

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,000 es menor a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% existen diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o

teórica, es decir la distribución de datos de la longitud en prelarvas no se asemejan a la normal.

Tabla 4  
*Prueba de igualdad de varianzas – longitud prelarvas*

	<b>MS Effect</b>	<b>MS Error</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
Prelarvas	0,00885	0,007886	1,122205	0,34153

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 0,342 es superior a 0,05, por lo tanto se puede afirmar que las varianzas de los grupos son homogéneas, es decir presentan homocedasticidad.

Tabla 5  
*Prueba análisis de varianza – longitud prelarvas*

<b>Effect</b>	<b>Degr. Of Freedom</b>	<b>Prelarvas SS</b>	<b>Prelarvas MS</b>	<b>Prelarvas F</b>	<b>Prelarvas P</b>
Intercept	1	675,8969	675,8969	36297,15	0
Color	3	0,2058	0,0686	3,68	0,01317
Error	176	3,2773	0,0186		
Total	179	3,4831			

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,013 es inferior a 0,05, por tanto se puede afirmar que existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir existen diferencias significativas en la longitud de las prelarvas de cada uno de los grupos de evaluación.

Tabla 6  
*Prueba de Tukey comparaciones múltiples – longitud prelarvas*

Cell No.	Color de Tanques	{1}	{2}	{3}	{4}
		<b>1,9178</b>	<b>1,9267</b>	<b>1,9956</b>	<b>1,9111</b>
1	Negro		0,989779	<b>0,034634</b>	0,995621
2	Gris	0,989779		0,078081	0,949055
3	Celeste	<b>0,034634</b>	0,078081		<b>0,017544</b>
4	Blanco	0,995621	0,949055	<b>0,017544</b>	

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba Post-Hoc de Tukey se puede observar que existen diferencias significativas entre los tanques de color negro y celeste (p-valor=0,034 < 0,05) y entre los tanques de color celeste y blanco (p-valor=0,017 < 0,05).

Tabla 7  
*Prueba de Tukey grupos homogéneos – longitud prelarvas*

Cell No.	Color de Tanques	Prelarvas Mean	1	2
4	Blanco	1,911111	****	
1	Negro	1,917778	****	
2	Gris	1,926667	****	****
3	Celeste	1,995556		****

Fuente: Elaboración propia

Se puede observar que, mediante el HSD de Tukey, entre los tanques de color blanco, negro y gris no existen diferencias significativas porque se encuentran en la misma columna, mientras que en los tanques de color gris y celeste tampoco se observa diferencia significativa.

#### 4.2.2. Longitud en post larvas

Tabla 8  
*Prueba de normalidad – longitud en post larvas*

Variable	N	W	P
Post larvas	180	0,924332	0,00

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,000 es menor a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% existen

diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o teórica, es decir la distribución de datos de la longitud en post larvas no se asemejan a la normal.

Tabla 9  
*Prueba de igualdad de varianzas – longitud en post larvas*

	<b>MS Effect</b>	<b>MS Error</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
Post larvas	0,009544	0,007361	1,296574	0,277183

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 0,277 es superior a 0,05, por lo tanto se puede afirmar que las varianzas de los grupos son homogéneas, es decir presentan homocedasticidad.

Tabla 10  
*Prueba análisis de varianza – longitud post larvas*

<b>Effect</b>	<b>Degr. Of Freedom</b>	<b>Postlarvas SS</b>	<b>Postlarvas MS</b>	<b>Postlarvas F</b>	<b>Postlarvas P</b>
Intercept	1	1 194,028	1 194,028	47 712,91	0
Color	3	0,108	0,036	1,44	0,233197
Error	176	4,404	0,025		
Total	179	4,512			

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,233 es superior a 0,05, por tanto se puede afirmar que no existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir no existen diferencias significativas en la longitud de las post larvas de cada uno de los grupos de evaluación.

#### 4.2.3. Peso en pre larvas

Tabla 11  
*Prueba de normalidad – peso prelarvas*

<b>Variable</b>	<b>N</b>	<b>W</b>	<b>P</b>
Peso (pre larva)	12	0,646917	0,00027

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,00027 es menor a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% existen diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o teórica, es decir la distribución de datos del peso prelarvas no se asemejan a la normal.

Tabla 12  
*Prueba de igualdad de varianzas – peso prelarvas*

	<b>MS Effect</b>	<b>MS Error</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
Peso (pre larva)	8,691578	0,831934	10,44743	0,003849

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 0,0038 es inferior a 0,05, por lo tanto se puede afirmar que las varianzas de los grupos no son homogéneas, es decir no presentan homocedasticidad.

Tabla 13  
*Prueba análisis de varianza – peso prelarvas*

<b>Depend.:</b>	<b>Code</b>	<b>Valid</b>	<b>Sum of</b>	<b>Mean</b>
<b>Peso (pre larva)</b>		<b>N</b>	<b>ranks</b>	<b>Rank</b>
Negro	101	3	11	3,666667
Gris	102	3	19,5	6,5
Celeste	103	3	19,5	6,5
Blanco	104	3	28	9,333333

Kruskall-Wallis test:  $H(3, N=12) = 3,968789$   $p=0,2649$

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,2649 es superior a 0,05, por tanto, se puede afirmar que no existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir no existen diferencias significativas en el peso de las prelarvas de cada uno de los grupos de evaluación.

#### 4.2.4. Peso en post larvas

Tabla 14  
*Prueba de normalidad – peso post larvas*

<b>Variable</b>	<b>N</b>	<b>W</b>	<b>P</b>
Peso (post larvas)	12	0,809145	0,011926

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,0119 es menor a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% existen diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o teórica, es decir la distribución de datos del peso postlarvas no se asemejan a la normal.

Tabla 15  
*Prueba de igualdad de varianzas – peso post larvas*

	<b>MS Effect</b>	<b>MS Error</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
Peso (post larvas)	0	0,000165	0	1

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 1 es superior a 0,05, por lo tanto, se puede afirmar que las varianzas de los grupos son homogéneas, es decir presentan homocedasticidad.

Tabla 16

*Prueba análisis de varianza – peso post larvas*

<b>Effect</b>	<b>Degr. Of Freedom</b>	<b>Peso (post larva) SS</b>	<b>Peso (post larva) MS</b>	<b>Peso (post larva) F</b>	<b>Peso (post larva) P</b>
Intercept	1	1 182,729	1 182,729	798,342,3	0
Color	3	0,010	0,003	2,3	0,159767
Error	8	0,012	0,001		
Total	11	0,022			

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,159 es superior a 0,05, por tanto, se puede afirmar que no existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir no existen diferencias significativas en el peso de las post larvas de cada uno de los grupos de evaluación.

#### 4.3. Conteo de larvas pigmentadas

Tabla 17

*Prueba de normalidad – conteo de larvas pigmentadas*

<b>Variable</b>	<b>N</b>	<b>W</b>	<b>P</b>
Conteo de larvas pigmentadas (Larvas/L)	12	0,886006	0,104677

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,104 es superior a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% no

existen diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o teórica, es decir la distribución de datos del conteo de larvas pigmentadas se asemejan a la normal.

Tabla 18  
*Prueba de igualdad de varianzas – conteo de larvas pigmentadas*

	<b>MS</b>	<b>MS</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
	<b>Effect</b>	<b>Error</b>		
Conteo de larvas pigmentadas				
(Larvas/L)	963,383	408,1776	2,360206	0,147465

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 0,147 es superior a 0,05, por lo tanto, se puede afirmar que las varianzas de los grupos son homogéneas, es decir presentan homocedasticidad.

Tabla 19

*Prueba análisis de varianza – conteo de larvas pigmentadas*

<b>Effect</b>	<b>Degr. Of Freedom</b>	<b>Conteo de larvas pigmentadas (Larvas/L) SS</b>	<b>Conteo de larvas pigmentadas (Larvas/L) MS</b>	<b>Conteo de larvas pigmentadas (Larvas/L) F</b>	<b>Conteo de larvas pigmentadas (Larvas/L) P</b>
Intercept	1	4 32539,4	2 42539,4	181,1187	0,000001
Color	3	1 8374,300	6 125.8	2,5646	0,127571
Error	8	1 9105,2	2 388,2		
Total	11	3 7479,5			

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,127 es superior a 0,05, por tanto, se puede afirmar que no existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir no existen diferencias significativas en el conteo de larvas pigmentadas de cada uno de los grupos de evaluación.

#### 4.4. Conteo de larvas (Larv/L) para siembra al mar

Tabla 20

*Prueba de normalidad – conteo de larvas para siembra al mar*

<b>Variable</b>	<b>N</b>	<b>W</b>	<b>P</b>
Conteo de larvas	12	0,79855	0,009020

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,009 es inferior a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% existen diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o teórica, es decir la distribución de datos del conteo de larvas para siembra al mar no se asemejan a la normal.

Tabla 21

*Prueba de igualdad de varianzas – conteo de larvas para siembra al mar*

	<b>MS Effect</b>	<b>MS Error</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
Conteo de larvas	1 064,202	508,2966	2,093664	0,179497

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 0,179 es superior a 0,05, por lo tanto, se puede afirmar que las varianzas de los grupos son homogéneas, es decir presentan homocedasticidad.

Tabla 22

*Prueba análisis de varianza – conteo de larvas para siembra al mar*

<b>Depend.:</b>	<b>Code</b>	<b>Valid</b>	<b>Sum of</b>	<b>Mean</b>
<b>Conteo de larvas</b>		<b>N</b>	<b>Ranks</b>	<b>Rank</b>
Negro	101	3	17,5	5,83333
Gris	102	3	17,5	5,83333
Celeste	103	3	33	11
Blanco	104	3	10	3,33333

Kruskall-Wallis test:  $H(3, N=12) = 7,268551$   $p=0,0638$

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,0638 es superior a 0,05, por tanto, se puede afirmar que no existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir no existen diferencias significativas en el conteo de larvas para siembra al mar de cada uno de los grupos de evaluación.

#### 4.5. Incidencia de malformaciones

Tabla 23

*Prueba de normalidad – incidencia de malformaciones*

<b>Variable</b>	<b>N</b>	<b>W</b>	<b>P</b>
Deformes (%)	12	0,821032	0,016413

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,0164 es inferior a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% existen diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o teórica, es decir la distribución de datos de la incidencia de malformaciones no se asemejan a la normal.

Tabla 24

*Prueba de igualdad de varianzas – incidencia de malformaciones*

	<b>MS Effect</b>	<b>MS Error</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
Deformes (%)	24,17021	9,736994	2,482307	0,135161

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 0,135 es superior a 0,05, por lo tanto, se puede afirmar que las varianzas de los grupos son homogéneas, es decir presentan homocedasticidad.

Tabla 25

*Prueba análisis de varianza – incidencia de malformaciones*

<b>Depend.:</b>	<b>Code</b>	<b>Valid</b>	<b>Sum of</b>	<b>Mean</b>
<b>Deformes (%)</b>		<b>N</b>	<b>Ranks</b>	<b>Rank</b>
Negro	101	3	21	7
Gris	102	3	23	7,666667
Celeste	103	3	10.5	3,5
Blanco	104	3	23,5	7,833333

Kruskall-Wallis test:  $H(3, N=12) = 3,270667$   $p=0,3517$

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,3517 es superior a 0,05, por tanto, se puede afirmar que no existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir no existen diferencias significativas en la incidencia de malformaciones de cada uno de los grupos de evaluación.

#### 4.5. Determinación de supervivencia

Tabla 26

*Prueba de normalidad – incidencia de supervivencia*

<b>Variable</b>	<b>N</b>	<b>W</b>	<b>P</b>
Sobrevivencia (%)	12	0,79855	0,009020

Fuente: Elaboración propia

De acuerdo a la prueba de normalidad, se observa que el p-valor = 0,009 es inferior a 0,05 por tanto con un nivel de confianza del 95% existen diferencias entre la distribución observada y la distribución esperada o teórica, es decir la distribución de datos de la incidencia de supervivencia no se asemejan a la normal.

Tabla 27

*Prueba de igualdad de varianzas – incidencia de supervivencia*

	<b>MS Effect</b>	<b>MS Error</b>	<b>F</b>	<b>P</b>
Sobrevivencia (%)	48,79669	23,30684	2,093664	0,179447

Fuente: Elaboración propia

Mediante la prueba de homocedasticidad, con un nivel de confianza del 95%, se observa que el p-valor = 0,179 es superior a 0,05, por lo tanto, se puede afirmar que las varianzas de los grupos son homogéneas, es decir presentan homocedasticidad.

Tabla 28

*Prueba análisis de varianza – incidencia de supervivencia*

<b>Depend.:</b>		<b>Valid</b>	<b>Sum of</b>	<b>Mean</b>
<b>Sobrevivencia (%)</b>	<b>Code</b>	<b>N</b>	<b>Ranks</b>	<b>Rank</b>
Negro	101	3	17.5	5,83333
Gris	102	3	17.5	5,83333
Celeste	103	3	33	11
Blanco	104	3	10	3,33333

Kruskall-Wallis test:  $H(3, N=12) = 7,268551$   $p=0,0638$

Fuente: Elaboración propia

Según la prueba de análisis de varianza se logra observar que con un nivel de confianza del 95% el p-valor = 0,0638 es superior a 0,05, por tanto se puede afirmar que no existe diferencia entre el valor medio de los grupos estudiados, es decir no existen diferencias significativas en la incidencia de supervivencia de cada uno de los grupos de evaluación

## **CAPITULO V**

### **DISCUSIONES**

#### **5.1. Influencia de la luz en el crecimiento en longitud total y peso total**

El presente estudio se evaluó durante 30 días, sobre la influencia de colores de tanque en la etapa embrionario de *A. scapularis* utilizando tanques de color negro, gris, celeste y blanca. utilizando una densidad de siembra de 500 larvas/litros demostrando resultados que se obtuvieron en cuanto a crecimiento no tubo diferencia significativa entre los cuatro tratamientos he incidencia de malformaciones y supervivencia que han sido obtenidos.

Existe diferencia significativa en el crecimiento en longitud de las pre larvas ( $p = 0,01317 < 0,05$ ) según el color de los tanques de incubación, empero no se observa diferencias en el crecimiento en longitud de las post larvas ( $p=0,23319 > 0,05$ ), crecimiento en peso pre larva ( $p=0,2649 > 0,05$ ) y crecimiento en peso post larva ( $p=0,1597 > 0,05$ ), así también no se observa diferencias significativas en el conteo de larvas pigmentadas ( $p=0,12757 > 0,05$ ).

Además, la supervivencia de larvas deformes se puede ver afectada directa o indirectamente por el reducido crecimiento y un subsecuente

incremento del canibalismo por los individuos más grandes de la población (Georgakopoulou et al., 2010).

El ácido retinoico (AR; vitamina A) está involucrado en la diferenciación, crecimiento y desarrollo de las células y tejidos durante el desarrollo embrionario y post-embrionario (Mazurais et al., 2009).

## **5.2. Incidencia de malformaciones en condiciones de cautiverio**

No existen diferencia significativa en la incidencia de malformaciones según el color de los tanques de incubación, representación por un  $p\text{-valor}=0,3517 > 0,05$ .

Las malformaciones óseas en peces cultivados representan un gran problema en acuicultura, no sólo por las pérdidas económicas que puede generar el mantenimiento de peces que no serán utilizados, sino también por las complicaciones a nivel fisiológico y morfológico que sufren los peces a lo largo de su ciclo de vida. Estas malformaciones pueden tener inicio desde los primeros estados de desarrollo y estar asociadas a una degeneración de las estructuras óseas con la edad, o a factores genéticos, nutricionales, ambientales, de manejo o una interacción entre éstas, haciéndose difícil la determinación de un solo agente causal. (Arguello, .2014)

Por otro lado (Komada, 1980). menciona Generalmente, las malformaciones morfológicas no son comunes en poblaciones naturales; sin embargo, la incidencia de malformaciones en larvas de peces, no sólo está relacionada con la domesticación de la especie en ambientes de cultivo controlados. Así, en poblaciones naturales de *Plecoglossus altivelis* se ha reportado una frecuencia de malformaciones (craneales y vertebrales) de 0,15%, aunque este valor es significativamente menor a los 70,1% encontrados en ambientes controlados.

Para (Kadry 2012), la mayoría de las malformaciones esqueléticas presentes en peces marinos cultivados se desarrollan durante los estados larvales y juveniles. Mientras que, según (Boglione et al. 2013) las malformaciones esqueléticas severas pueden ocurrir a lo largo del ciclo de vida de los peces, pero su desarrollo a menudo comienza con leves aberraciones de los elementos internos.

Baeverfjord et al. (1999), mencionaron que la etiología para las deformaciones parece ser más compleja que una simple relación con la temperatura del agua durante la incubación de huevos en *Salmo salar*, por lo que no se puede subestimar la influencia de otros factores. Así, por ejemplo, bajas salinidades (<33), incrementaron la incidencia de malformaciones de la mandíbula en larvas de *A. japonica*, probablemente

por la presencia de edemas pericárdicos que empujaron la mandíbula hacia abajo

### **5.3. Supervivencia en los estadios embrionario y prelarval**

No existen diferencias significativas en la incidencia de supervivencia según el color de los tanques de incubación, representado por un  $p\text{-valor} = 0,0638 > 0,05$

La tasa de mortalidad en las etapas embrionarias y larvales es un factor importante en la determinación del éxito de un cultivo y así del éxito de la industria acuícola. Las pequeñas diferencias en las etapas tempranas de la vida pueden generar discrepancias importantes en la abundancia o la supervivencia final (Houde, 1987).

Los resultados obtenidos a diferentes temperatura como porcentaje de desarrollo normal de huevos recién eclosionadas, tasa de eclosión y porcentaje de larvas cosechadas, en los estanques cónicos que se mantuvieron a temperaturas normales de incubación (15,5°C), frente a los obtenidos en los demás estanques, muestran una clara evidencia de que las temperaturas experimentales menores y mayores a la del protocolo de cultivo, afectan significativamente la morfología, comportamiento y

supervivencia final de las larvas en estudio, tendencia que se repite en la investigación de (Radonic et al. 2005

## CONCLUSIONES

Tras la evaluación de los resultados y en base a los objetivos de la investigación, se concluye:

1. La luz reflejada por el color del tanque de incubación no influye de forma significativa en el crecimiento en longitud post larva, crecimiento en peso pre larva, crecimiento en peso post larva, incidencia de malformaciones e incidencia de supervivencia, en cambio sin influye en el crecimiento en longitud de las pre larvas.

Existe diferencia significativa en el crecimiento en longitud de las pre larvas ( $p = 0,01317 < 0,05$ ) según el color de los tanques de incubación, empero no se observa diferencias en el crecimiento en longitud de las post larvas ( $p=0,23319 > 0,05$ ), crecimiento en peso pre larva ( $p=0,2649 > 0,05$ ) y crecimiento en peso post larva ( $p=0,1597 > 0,05$ ), así también no se observa diferencia significativa en el conteo de larvas pigmentadas ( $p=0,12757 > 0,05$ ).

2. No existen diferencias significativas en la incidencia de malformaciones según el color de los tanques de incubación, representación por un  $p$ -valor= $0,3517 > 0,05$ .

3. No existen diferencias significativas en la incidencia de sobrevivencia según el color de los tanques de incubación, representado por un p-valor =  $0,0638 > 0,05$ .

## RECOMENDACIONES

A continuación, se presenta algunas recomendaciones para ser consideradas para futuras investigaciones referentes al tema de estudio:

1. Para poder identificar una iluminación óptima para las *A. scapularis* Sargo en condiciones de cautiverio se sugiere probar intensidades de luz mayores a las empleadas en la presente investigación.
2. Evaluar la eficiencia de crecimiento, incidencia de malformaciones y incidencia de supervivencia con las mejores condiciones encontradas en este trabajo a una mayor escala para conocer el comportamiento que presentarán en un cultivo más extenso.
3. Se recomienda considerar otras variables adicionales, tales como la temperatura, el pH, intensidad de luz, estrés por manejo, entre otros que puedan afectar la eficiencia en el crecimiento, tasa de malformaciones y tasa de supervivencia de las *A. scapularis* Sargo en condiciones de cautiverio.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Arguello W. (2014) Malformaciones craneales en larvas y juveniles de peces cultivados Lat. Am. J. Aquat. Res., 42(5): -962, 2014 Malformaciones craneales en peces cultivados 1 DOI: 10.3856/vol42-issue5-fulltext-2
- Abdo, M., García, N., Rodríguez, E., Velasco, G., & Ibarra, L. (2014). Desarrollo embrionario del pargo colorado *Lutjanus colorado* (Jordan & Gilbert, 1882). *International Journal of Morphology*, 32(3).
- Abellán, E., Arizcun, M., & García, A. (2007). Influencia de la alimentación de los reproductores sobre la calidad de la puesta de dentrón (*Dentex dentex* L.). *XI Congreso Nacional de Acuicultura. Cultivando el futuro*.
- Balinsky, B. (1978). *Introducción a la embriología*. Barcelona: Ediciones Omega S.A.
- Baeverfjord, G., I. Lein, T. Åsgård, M. Rye, A. Storset & S. Siikavuopio. (1999). Vertebral deformations induced by high temperatures during embryogenesis in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) towards predictable quality. EAS Publications, 27: 6-7.
- Boglione, C., P. Gavaia, G. Koumoundouros, E. Gisbert, M. Moren, S. Fontagné & P.E. Witten. (2013). Skeletal anomalies in reared European fish larvae and juveniles. Part 1: normal and anomalous skeletogenic processes. *Rev. Aquacult.*, 5(1): S99-S120.
- Bustos, C., Landaeta, M. (2005). Desarrollo de huevos y larvas tempranas de la merluza del sur, *Merluccius Australis*, cultivados bajo condiciones de laboratorio. *Gayana*, 69 (2), 402-408.
- Cañavate, J., Manchado, M., Infante, C., Asensio, E., & Planas, J. (2008). Thyroid hormones down-regulate thyrotropin beta subunit and thyroglobulin during metamorphosis in the flatfish Senegalese sole (*Solea senegalensis* Kaup). *General and Comparative Endocrinology*, 447-455.
- Chirichingo, Cornejo, (2001). *Catálogo comentado de los peces marinos del Perú*. Callao: Instituto del Mar del Perú.
- Denson, M., & Smith, T. (1996). Larval Rearing and Weaning Techniques for White Bass *Morone chrysops*. *Journal of the World Aquaculture Society*.

- Georgakopoulou, E., Angelopoulou, P., Kaspiris, P., Divanach, P., & Koumoundouros, G. (2007). Temperature effects on cranial deformities in European sea bass, *Dicentrarchus labrax*. *Appl. Ichthyol*, 99-103.
- Georgakopoulou, E., P. Katharios, P. Divanach & G. Koumoundouros. 2010. Effect of temperature on the development of skeletal deformities in gilthead seabream (*Sparus aurata* Linnaeus, 1758). *Aquaculture*, 308: 13-19.
- Houde, E. D. (1987) Fish life dynamics and recruitment variability. *Am. Fish. Soc. Symp.*, 2:17-29.
- IMARPE, (2013) Imarpe Logra Primer Desove de Chita en Cautiverio en el Mundo Instituto del Mar del Perú Telef: 208 – 8703 / 208 – 8704 imagen@imarpe.gob.pe
- Kadry, R.M. (2012) Effect of dietary vitamina A in live feeds on performance and skeletal malformations of striped trumpeter *Latris lineata* larvae and post-larvae. Ph.D. Thesis. University of Tasmania, Tasmania, 243 pp.
- Kimmel, (1995). Stages of embryonic development of the zebrafish. *Developmental Dynamics*, 253-310.
- Komada, N. (1980). Incidence of gross malformations and vertebral anomalies of natural and hatchery *Plecoglossus altivelis*. *Copeia*, 1, 29-35.
- López, P. (2002). *Desarrollo embrionario y prelarval del bolo Diplectrum radiale (Qouy y Gainmard, 1824) (Pisces: Serranidae) a partir de la inducción a la autofecundación*. Tesis de grado, Universidad de Oriente, Boca de Río.
- Espinoza, (2018) Desarrollo larval y avance en el cultivo de juveniles de chita/sargo (*Anisotremus scapularis*)
- Manrique, R. (1988). *Inducción a la puesta, desarrollo embrionario y postlarval de la yuqueta*. Tesis de posgrado, Cumaná.
- Mazurais, D., N. Glynatsi, M.J. Darias, S. Christodouloupolou, C.L. Cahu, J.L. ZamboninoInfante & G. Koumoundouros. (2009). Optimal levels of dietary vitamin A for reduced deformity incidence during development of European sea bass larvae (*Dicentrarchus labrax*) depend on malformation type. *Aquaculture*, 294: 262-270.
- Nuñez, A. (2017). *Caracterización del desarrollo embrionario de Myleus schomburgkii Palometa banda negra en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana*. Tesis de grado, Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Arequipa.

- Ortega, A., & Gándara, F. (2007). Desarrollo embrionario y crecimiento larvario de bonito atlántico (*Sarda sarda*) nacido en cautividad. *XI Congreso Nacional de Acuicultura*, (págs. 815-818). Vigo.
- Querales, D. (2001). *Descripción del desarrollo embrionario y larval de Paralabrax dewegeri Metzelaar, 1919 (Pisces: Serranidae)*. Tesis de posgrado, Universidad de Oriente, Boca de Río.
- Radonic, M.; López, A.; Oka, M. & Aristizábal, E. (2005). Effect of the incubation temperature on the embryonic development and hatching time of eggs of the red Porgy *pagrus pagrus*
- Saksena, V., & Richards, J. (1975). Description of eggs and larvae of laboratory reared white Grunt, *Haemulon plumieri* (Lacepede) (Pisces: Pomadasidae). *Bulletin of Marine Science*, 25(4), 523-553.
- Tschudi, (1846). Reproductive cycle of the female *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) on the marine coast of Callao, basic knowledge to go towards its aquaculture

## ANEXO

### Formato de parámetros fisicoquímicos

Desarrollo Embrionario de <i>Anisotremus scapularis</i> Sargo													
<b>REGISTRO DE PARÁMETRO FISICOQUÍMICOS</b>													
<b>T1R1</b>										COLOR DE TANQUE:			
		TEMPERATURA DE AGUA (°C)				O2 mg/l		INTENSIDAD DE LUZ (LUX)					
DIA	FECHA	6am	2pm	10pm		6am	2pm	6am	9am	12pm	3pm	6pm	OBSERVACION
1													
2													
3													
4													
<b>T1R2</b>										COLOR DE TANQUE:			
		TEMPERATURA DE AGUA (°C)				O2 mg/l		INTENSIDAD DE LUZ (LUX)					
DIA	FECHA	6am	2am	10am		6am	2pm	6am	9am	12pm	3pm	6pm	OBSERVACION
1													
2													
3													
4													
<b>T1R3</b>										COLOR DE TANQUE:			
		TEMPERATURA DE AGUA (°C)				O2 mg/l		INTENSIDAD DE LUZ (LUX)					
DIA	FECHA	6am	2am	10am		6am	2pm	6am	9am	12pm	3pm	6pm	OBSERVACION
1													
2													
3													
4													

Bach. Magno chata caceres

## Formato de desoves

"INFLUENCIA DE LA LUZ REFLEJADA POR EL COLOR DEL TANQUE DE INCUBACIÓN SOBRE EL CRECIMIENTO, INCIDENCIA DE MALFORMACIÓN Y SUPERVIVENCIA EN LOS ESTADIOS EMBRIONARIO Y PRELARVAL DE <i>Anisotremus scapularis</i> SARGO EN CONDICIONES DE CAUTIVERIO "																			
<b>REGISTRO DE DESOVES DE <i>Anisotremus scapularis</i> SARGO , CHITA</b>																			
<b>T-14</b>												2021							
FECHA	PARÁMETROS			COLECTA		CANTIDAD				CALIDAD			DIÁMETRO Líneas *4				INCUBACIÓN		OBS.
	T °C	O2 mg/l	Ph	Div. Cel.	Hora	malos ml	viabiles *1000	total *1000	% V	Esf.	Trans.	Tamaño	30	31	32	33	T-vol	% E	
1																			
2																			
3																			
4																			
5																			
6																			
7																			
8																			
9																			
10																			

## Formato de incubación

INCUBACION / PRE LARVA - <i>Anisotremus scapularis</i> SARGO, CHITA																			
LOTE:						TANQUE:						AÑO:							
		TEMPERATURA (°C)				8.AM	T. Vol	INCUBACION			PRE - LARVA			COSECHA LARVAS					
DIA	FECHA	2.am	8.am	2.pm	8.pm	O2 mg/l	Ph	(l)	Dens. H/l	Poblacion	Hora Eclos.	Dens. PL/l	poblacion	L. Inc. mm	L. Fin. mm	hora ojos	Mar* 1000	Cultivo*1 1000	OBS.
1																			
2																			
3																			
4																			

LOTE:						TANQUE:						AÑO:							
		TEMPERATURA (°C)				8.AM	T. Vol	INCUBACION			PRE - LARVA			COSECHA LARVAS					
DIA	FECHA	2.am	8.am	2.pm	8.pm	O2 mg/l	Ph	(l)	Dens. H/l	Poblacion	Hora Eclos.	Dens. PL/l	poblacion	L. Inc. mm	L. Fin. mm	hora ojos	Mar* 1000	Cultivo*1 1000	OBS.
1																			
2																			
3																			
4																			