



Universidad Nacional  
**Federico Villarreal**

**VRIN** | VICERRECTORADO  
DE INVESTIGACIÓN

Facultad de Oceanografía, Pesquería, Ciencias Alimentarias y Acuicultura

ASPECTOS REPRODUCTIVOS DE LA PRIMERA GENERACIÓN (F1) DE CHITA *Anisotremus*  
*scapularis* EN CONDICIONES DE LABORATORIO

Línea de Investigación:

Desarrollo de productos de la acuicultura

Tesis para optar al Título Profesional de Ingeniero Pesquero Acuicultor

Autor:

Leon Dominguez, Oneill Chris

Asesor:

Figueroa Vargas-Machuca, Manuel Eduardo

ORCID: 0000-0003-1099-446X

Jurado:

Zambrano Cabanillas, Abel Walter

Llontop Vélez, Carlos

Mogollón Ávila, Santos Valentín

Lima – Perú

2023



ACTA N° 015-2023

**ACTA DE SUSTENTACIÓN**  
**TÍTULO PROFESIONAL:**  
**INGENIERO PESQUERO ACUICULTOR**

**Modalidad: TESIS**

En Miraflores, siendo las 10:00 horas del día jueves 13 de julio del año dos mil veintitrés, en el Salón de Grados y Títulos en la Facultad de Oceanografía, Pesquería, Ciencias Alimentarias y Acuicultura de la Universidad Nacional Federico Villarreal, bajo la Presidencia del Profesor Principal Abel Walter Zambrano Cabanillas, se inició la sesión de Título Profesional de INGENIERO, en que el Bachiller de la Escuela Profesional de Ingeniería en Acuicultura:

**LEON DOMINGUEZ, ONEILL CHRIS**

Con Código N° 2016016435 sustentó la Tesis: "**ASPECTOS REPRODUCTIVOS DE LA PRIMERA GENERACIÓN (F1) DE CHITA *Anisotremus scapularis* EN CONDICIONES DE LABORATORIO**", para optar al TÍTULO PROFESIONAL de **INGENIERO PESQUERO ACUICULTOR**.


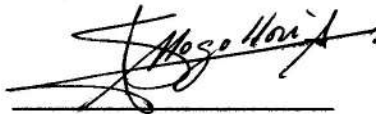
Rendido el Examen de **TÍTULO PROFESIONAL**, el Bachiller obtuvo el siguiente calificativo:

*aprobado por unanimidad*

En fe de lo cual, se asentó la presente Acta de Sustentación, que suscriben el Señor Presidente y los demás Miembros del Jurado.

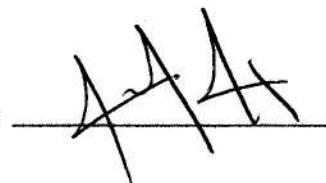
  
Dr. Abel Walter Zambrano Cabanillas  
**PRESIDENTE**

Ing. Carlos Llontop Vélez  
**MIEMBRO**

Ing. Santos Valentín Mogollón  
**MIEMBRO**

**ASESOR:** Ing. Manuel Eduardo Figueroa Vargas-Machuca



## Dedicatoria

A mis padres, Blanca y Carlos, hermanos Aaron, Harley y Julieth, y abuelos quienes han brindado su tiempo, cariño y esfuerzo durante estos años para llegar a este momento, así como a Dios, por ponerlos en mi vida.

## Agradecimientos

A mi asesor, ing. Manuel Figueroa, mi gratitud sincera por el apoyo inquebrantable y la confianza que has depositado en mí a lo largo de mi carrera universitaria y en la realización de este trabajo presente. Tu guía ha sido un faro en mi camino, y tu confianza en mis capacidades ha sido un motor constante de motivación. Con aprecio, reconozco tu contribución fundamental en mi desarrollo académico y profesional.

A la M.sc. Noemi Cota, mi asesora, le agradezco sinceramente por su enseñanza, valiosas recomendaciones y paciencia durante la ejecución de la tesis, así como en los proyectos ProCIENCIA y PNIPA. Su guía ha sido esencial en mi desarrollo académico y profesional.

Al equipo del Laboratorio de Cultivo de Peces del Instituto del Mar del Perú, especialmente a la Ing. Lili Carrera, Ing. Angélica Castro, M.sc. Noemi Cota y Blgo. Francisco Villamón, les agradezco de corazón por compartir su tiempo, sabiduría y amistad. Vuestra generosidad y la oportunidad de aprendizaje que me brindaron a un nivel tan alto han sido fundamentales en mi camino. Su guía y apoyo han dejado una marca imborrable en mi formación y logros. Con profundo agradecimiento, celebro este logro junto a ustedes.

Al Programa Nacional de Investigación Científica y Estudios Avanzados ProCIENCIA del CONCyTEC que mediante el proyecto 005 “Desempeño reproductivo y calidad de huevos de la primera generación (F1) de chita *Anisotremus scapularis* para la producción de semilla de calidad con una proyección a escala comercial de esta especie” otorgó el financiamiento para el presente trabajo.

A los miembros del C.I.A. Humboldt, a Cristian y Diego, les agradezco por su apoyo técnico indispensable. Así mismo, mi reconocimiento también al equipo del Laboratorio de Alimento

Vivo: Geraldine, Ruth, Wilmer y Alex, por su constante apoyo y confianza. Al equipo del Laboratorio de Análisis Instrumental, Ecotoxicología y Ecofisiología Acuática, les agradezco por los gratos momentos compartidos.

A mi novia, Cristina Maryori por estar a mi lado, apoyo y confianza brindado, pues tu amor y aliento han sido mi sostén durante esta travesía.

A los ingenieros de la Escuela Profesional de Ingeniería en Acuicultura, al ingeniero Mogollón por toda enseñanza y amistad, durante mi vida universitaria.

A mis queridos amigos: Nigel, Ayrton, Roberto, Jerson, Marlon, Nicol, Diego, Jasson, Alonso, Diana, Alicia y Cristina. Agradezco infinitamente los momentos inolvidables y la inestimable amistad compartida. Espero verlos pronto.

Muchas gracias

## Índice

I.	Introducción .....	1
1.1.	Descripción y formulación del problema .....	1
1.2.	Antecedentes .....	2
1.3.	Objetivos .....	7
1.4.	Justificación.....	7
1.5.	Hipótesis.....	8
II.	Marco teórico .....	9
2.1.	Bases teóricas sobre el tema de investigación.....	9
2.1.1.	Chita Anisotremus scapularis.....	9
2.1.2.	Evaluación de la calidad de los desoves .....	14
III.	Método .....	18
3.1.	Tipo de investigación .....	18
3.2.	Ámbito temporal y espacial.....	18
3.3.	Variables .....	19
3.4.	Población y muestra .....	19
3.5.	Instrumentos .....	21
3.6.	Procedimientos .....	23
3.6.1.	Colección de huevos .....	23
3.6.2.	Número de huevos totales, porcentaje de huevos viables y no viables .....	24
3.6.3.	Porcentaje de fertilización.....	26
3.6.4.	Porcentaje de eclosión.....	28

3.6.5.	Medición de huevos, gotas oleosas y larvas .....	28
3.6.6.	Índice de supervivencia larval y mortalidad acumulada al día 3 .....	29
3.7.	Análisis de datos.....	30
IV.	Resultados.....	31
4.1.	Número de huevos totales, porcentaje de huevos viables y no viables.....	31
4.2.	Porcentaje de fertilización y eclosión.....	34
4.3.	Medición de huevos, gotas oleosas y larvas.....	37
4.4.	Índice de supervivencia larval y mortalidad acumulada al día 3 .....	41
4.5.	Correlación de parámetros .....	43
V.	Discusión de los resultados.....	45
VI.	Conclusiones.....	51
VII.	Recomendaciones .....	52
VIII.	Referencias.....	53

## Resumen

El objetivo del presente estudio fue evaluar los aspectos reproductivos de la primera generación de *Anisotremus scapularis* en sistemas de recirculación acuícola (SRA) en condiciones de laboratorio, considerando que la acuicultura marina en el Perú aún se encuentra en fase inicial y es necesario crear proyectos para la formulación de tecnología para especies de consumo humano directo. La investigación fue de tipo experimental, realizado a partir de una población de 60 reproductores acondicionados en el Laboratorio de Cultivo de Peces del Instituto del Mar del Perú, que provienen de primera generación (F1) con longitud total promedio de  $26,07 \pm 1,84$ cm y peso promedio de  $370,82 \pm 88,71$ g. A partir de la población F1, se obtuvieron desoves espontáneos a los cuales se les evaluó su desempeño reproductivo como el porcentaje de huevos viables ( $67,26 \pm 21,57\%$ ), porcentaje de fertilización ( $69,71 \pm 20,93\%$ ), porcentaje de eclosión ( $95,70 \pm 3,18\%$ ), diámetro de huevo ( $804,48 \pm 12,98$ μm) y diámetro de gota oleosa ( $178,21 \pm 7,24$ μm), posteriormente se analizó la calidad larval mediante la longitud de larvas ( $1,76 \pm 0,13$ mm), índice de supervivencia larval (SAI) ( $12,64 \pm 4,17$ ) y mortalidad acumulada al día 3 (MA3) ( $28,09 \pm 11,25\%$ ). Se encontró diferencias estadísticamente significativas entre reproductores de medio natural y F1 en el porcentaje de fertilización, eclosión, diámetro de huevo y gota oleosa ( $p < 0,05$ ). Los resultados obtenidos sugieren que la utilización de reproductores F1 es una alternativa viable para la producción en acuicultura, gracias a su desempeño reproductivo y la calidad de los desoves y larvas reportados.

*Palabras clave:* *Anisotremus scapularis*, desempeño reproductivo, primera generación, huevos, supervivencia larval

## Abstract

The objective of this study was to evaluate the reproductive aspects of the first generation of *Anisotremus scapularis* in recirculating aquaculture systems (RAS) under laboratory conditions, considering that marine fish farming in Peru is still in its initial phase and it is necessary to create projects to the formulation of technology for species of direct human consumption. The research was of an experimental type, carried out from a population of 60 broodstock conditioned in the Fish Culture Laboratory of the Institute of the Sea of Peru, which come from the first generation (F1) with an average total length of  $26,07 \pm 1,84$ cm and average weight of  $370,82 \pm 88,71$ g. From the F1 broodstock, spontaneous spawnings were obtained, to which their reproductive performance was evaluated as the percentage of viable eggs ( $67.26 \pm 21.57\%$ ), fertilization rate ( $69,71 \pm 20,93\%$ ), hatching rate ( $95,70 \pm 3,18\%$ ), egg diameter ( $804,48 \pm 12,98\mu\text{m}$ ) and oily droplet diameter ( $178,21 \pm 7,24\mu\text{m}$ ), later the larval quality was analyzed by means of the larval length ( $1,76 \pm 0,13$ mm), larval survival index (SAI) ( $12,64 \pm 4,17$ ) and cumulative mortality on the third day (MA3) ( $28,09 \pm 11,25\%$ ). A statistically significant differences were found in the fertilization rate, hatching rate, egg diameter and oily droplet ( $p < 0,05$ ). The results obtained suggest that the use of F1 broodstock is a viable alternative for aquaculture production, thanks to its reproductive performance and the quality of spawning and larvae reported.

*Keywords:* *Anisotremus scapularis*, reproductive performance, first generation, eggs, larvae

## I. Introducción

### 1.1. Descripción y formulación del problema

Los haemúlidos son considerados uno de los recursos ícticos más importantes en las capturas de las pesquerías ribereñas en todo el margen tropical y subtropical de las dos costas de América, donde son considerados de alto valor comercial para el consumo humano (Froese y Pauly, 2011; Tavera, 2012). Así mismo, en el Pacífico oriental tropical se han reportado 29 especies de esta familia agrupadas en nueve géneros (Ruíz-Ramírez et al., 2011) y la chita *Anisotremus scapularis* es una de las seis especies del género registrada para el Perú (Chirichigno y Cornejo, 2001).

Por otro lado, el principal objetivo del cultivo de peces marinos es la producción de la mayor cantidad de juveniles, en el menor tiempo posible. Para ello debe contarse con puestas de calidad que sean producidos con frecuencia, que presenten elevados porcentajes de eclosión y tasas de supervivencia inicial (Peña, 2015).

Por ello, la producción de semillas de buena calidad sigue siendo el cuello de botella para la acuicultura de peces, principalmente para el cultivo de especies marinas, lo cual se debe en buena medida al desconocimiento de los procesos y los requerimientos nutricionales en etapas críticas del ciclo de vida (reproducción y desarrollo larvario) (Aparicio, 2004).

En particular, en la especie *Lutjanus peru*, perteneciente a una familia filogenéticamente relacionada con los haemúlidos, Lutjanidae, se ha logrado la reproducción de ejemplares de ambiente natural en cautiverio, obteniendo desoves espontáneos (Spanopoulos-Zarco et al., 2016). Similar a lo reportado en *L. guttatus* F1 y *Archosargus probatocephalus*, perteneciente a la familia sciaenidae (Flores, 2013; Merino-Contreras et al., 2018). Cabe resaltar que existen especies que presentan disfunciones reproductivas que impiden la reproducción en cautiverio y en caso de obtener puestas, esta progenie posee una

pobre calidad en los desoves y bajas tasas de supervivencia en las etapas tempranas de desarrollo larvario (Spanopoulos-Zarco et al., 2016).

Referente a lo anterior, Rasines (2013) expone que en el cultivo de *Solea senegalensis* a escala industrial por la falta de un control de la reproducción de ejemplares nacidos y criados en cautividad o primera generación, no se han obtenido larvas F2, debido a que estos reproductores ponen pocos huevos que por lo general no están fecundados; similar a los reproductores F1 de *Seriola dumerili* en donde tampoco se presenta reproducción espontánea en cautiverio (La Barbera, 2014). Por otra parte, en individuos de primera generación de *Mugil liza*, se han observado mortalidades en el desarrollo embrionario de los huevos F2 dando como resultado porcentajes de eclosión menores al 5 % (Magnotti et al., 2020).

Hasta el momento, se han logrado diversos avances con respecto al cultivo de la chita, como es el caso del acondicionamiento de reproductores de medio natural y F1, considerando que se han logrado obtener puestas y establecer protocolos para su cultivo. Sin embargo, el cultivo de todos los desoves de estos reproductores puede ser costoso en términos de tiempo, recursos y mano de obra, aun así, los lotes producidos pueden no alcanzar la calidad deseada y presentar una menor cantidad de larvas. Debido a ello, urge la necesidad por determinar el desempeño reproductivo, calidad de los desoves y larvas de reproductores F1, ya que estos presentan una ventaja debido a su aceptación al medio de cultivo.

## **1.2. Antecedentes**

### **Chita *Anisotremus scapularis***

La especie *Anisotremus scapularis* viene siendo estudiada por el Laboratorio de Cultivo de Peces del Instituto del Mar del Perú, la cual, inicio con la captura de ejemplares silvestres acondicionados en sistemas de recirculación de agua (Instituto del Mar del Perú [IMARPE], 2015).

El acondicionamiento de reproductores de chita en sistemas de recirculación requiere de foto y termo periodos (Carrera et al., 2018). Debido a ello, los desoves ocurren espontáneamente en los tanques de cultivo y los huevos se acumulan en los recolectores externos (Castro et al., 2021). Cabe señalar que estos suelen comenzar a finales de primavera y extenderse hasta mediados de otoño, con una duración de aproximadamente 5 meses. Siendo el verano, la época principal de desove (Carrera et al., 2022).

Por otro lado, Castro et al. (2022) ha realizado pruebas de densidad de siembra larvas de chita en condiciones de laboratorio, encontrando mayor supervivencia con densidades de 5 larvas por litro.

Yanac (2021) expone que si los juveniles de chita de 10 cm capturados del medio natural son alimentados con alimento que contenga 55% de proteína bruta pueden incrementar el peso y talla en 56 días de cultivo. Así mismo, se ha determinado que juveniles de la especie presentan mejores crecimientos utilizando dietas con mayor contenido proteico (48 a 50%). Por el contrario, al realizarse análisis proximal del músculo, se obtienen valores menores de proteína, pero mayores en lípidos (Dionicio-Acedo et al., 2017).

Por otra parte, la chita es una especie que posee avances en su producción a nivel experimental (Programa Nacional de Innovación en Pesca y Acuicultura [PNIPA], 2021). Así mismo, es un pez muy valorado para el consumo humano directo, por la calidad de su carne y gran rendimiento (30% del peso total); sin embargo, en los últimos años, su gran demanda y la poca regulación de su pesquería ha ocasionado una disminución considerable en sus poblaciones (Cota, 2016). Debido a ello, el Instituto del Mar del Perú (IMARPE), está desarrollando diferentes proyectos para su acondicionamiento y reproducción en cautiverio. Asimismo, en el año 2018, colaboró con la empresa SEACORP S.A.C. para realizar el proyecto denominado “Desarrollo de policultivos de concha de abanico y de especies de peces priorizadas (*Anisotremus scapularis* y *Seriola lalandi*), como sistema acuícola sustentable en

la Bahía de Sechura, Piura “desarrollando así técnicas de cultivo en cautiverio para la producción masiva. De igual manera, a partir del año 2021 se está llevando a cabo el proyecto ProCIENCIA “Desempeño reproductivo y calidad de huevos de la primera generación (F1) de chita *Anisotremus scapularis* para la producción de semilla de calidad con una proyección a escala comercial de esta especie” (PNIPA, 2018; Ministerio de la Producción [PRODUCE], 2019, Ministerio de la Producción [PRODUCE], 2022).

Al mismo tiempo, la chita es una especie potencial para la acuicultura (Ministerio de la Producción [PRODUCE], 2009). Así mismo, según PRODUCE (2020) desde el año 2010 al 2019 se reportó un incremento en el desembarque pesquero de chita, de 87 TM a 498 TM, respectivamente.

### **Calidad de huevos en peces**

La necesidad de una estimación precisa de la calidad de huevos es de suma importancia para aclarar si la baja tasa de supervivencia durante el cultivo temprano de las larvas se debe a la viabilidad inicial de las larvas o a la calidad de los huevos. Asimismo, la producción en *Hatcheries* se puede optimizar iniciando el ciclo de producción con huevos de alta calidad que brinden altas tasas de supervivencia y eclosión de los huevos y larvas robustas con un mejor crecimiento, supervivencia y resistencia al estrés (Giménez et al., 2006).

Según Peña (2015) la calidad de los huevos es el potencial de los huevos para presentar un desarrollo embrionario exitoso y la probabilidad de supervivencia de la larva con saco vitelino hasta el momento de la primera alimentación; lo cual coincide con el consumo de las reservas alimenticias (vitelo y glóbulo de aceite) para iniciar la alimentación exógena.

Con respecto al porcentaje de fertilización, Kjørsvik et al. (1990) manifiestan que no es un criterio confiable de la calidad del huevo por sí solo, debido a que se mantiene por más tiempo que la capacidad de desarrollarse normalmente. Con relación a lo anterior, se debe considerar que la mala calidad de los huevos puede generar problemas, como la falta de

fertilización, problemas de activación de los huevos, mortalidad embrionaria y deformidades embrionarias (Bobe, 2015).

Por otro lado, el porcentaje de eclosión es considerado por algunos autores como el único indicador de calidad de los desoves y debe ser reforzado con el porcentaje de supervivencia larvaria, ya que esto indicaría la calidad de las reservas endógenas contenidas en el saco vitelino y la supervivencia potencial intrínseca de la larva (Moguel, 2010). No obstante, Vega et al. (2012) describe que el éxito de la incubación depende esencialmente de una buena disociación de los huevos viables flotantes.

Según Lahnsteiner y Patarnello (2005) y Rideout et al. (2005), como se citó en Merino (2018), las tasas de fertilización y eclosión son los indicadores más utilizados en la evaluación de los desoves. Sin embargo, otros parámetros como la morfología del huevo, diámetro, distribución de sus gotas de aceite, anormalidad de los blastómeros, tamaño de las larvas, volumen del saco vitelino y deformidad larval, también pueden considerarse indicadores confiables.

Según Alvarez-Lajonchère y Hernández Molejón (2001), los peces con buena calidad en los desoves se caracterizan por poseer porcentajes de fertilización mayores al 90% y bajos porcentajes de malformación; como sucede en el haemúlido *Orthopristis ruber* (Mata et al., 2004). Por otra parte, muchos peces cultivados, especialmente en especies marinas, la calidad de los huevos es la mayor dificultad en la producción (Aristizábal, 2006), como sucede en *Seriola rivoliana* (Serrano-Pinto, 2021).

### **Calidad de las larvas de peces**

La evaluación de la calidad de las larvas en los peces está basada principalmente en la determinación de la tasa de supervivencia en etapas particulares de la vida. Inicialmente, la capacidad de eclosión de los embriones se presentaba como un indicador confiable de su calidad, ya que se sospechaba que principalmente las larvas adecuadamente desarrolladas y/o

las larvas con el contenido de energía apropiado podían salir del huevo. Sin embargo, se demostró que incluso los embriones con malformaciones en el desarrollo pudieron eclosionar con éxito (Schaerlinger y Zarski, 2015).

En tal sentido, Peña-Marín et al. (2018) describe que las larvas de peces marinos presentan altas probabilidades de morir por inanición, ya que existe una ventana de tiempo crítica entre el consumo de reservas y la primera alimentación, lo cual determina el comienzo del desarrollo de un sistema digestivo funcional, proceso que está asociado a mortalidades masivas de larvas.

Así mismo, Andrade et al. (2011) describe que los criterios más comunes utilizados para la evaluación de la calidad de las larvas son morfometría, factor de condición, índices histométricos, análisis de lípidos, ratios de ácidos nucleicos, actividad enzimática y pruebas de estrés. Con relación a lo anterior, Giménez et al. (2006) señala que adicionalmente al porcentaje de eclosión deben realizarse pruebas como la tasa de mortalidad al día 3 y 5 después de la eclosión como se recomienda para la especie *Dentex dentex*.

Por otro lado, el tamaño del huevo es inversamente proporcional a la fecundidad y es un importante factor determinante de la calidad de las larvas, con un impacto considerable en las tasas de supervivencia (Spíndola et al., 2014). Así mismo, Kjærsvik et al. (1990) describe que larvas de mayor tamaño tienden a sobrevivir más tiempo sin alimento que aquellas eclosionadas de huevos de menores dimensión, lo que puede resultar una ventaja en condiciones favorables en *Hatcheries*. Además, Boza-Abarca et al. (2008) denota que las larvas provenientes de *L. guttatus* son muy sensibles al manejo y a las condiciones del tanque de cultivo, principalmente por la fluctuación de temperatura.

### 1.3. Objetivos

- Objetivo general

Evaluar los aspectos reproductivos de la primera generación de chita *Anisotremus scapularis* en condiciones de laboratorio.

- Objetivos específicos

- Evaluar el desempeño reproductivo (número de huevos totales, porcentaje de huevos viables, no viables, medición de los diámetros de huevos y gota oleosa, longitud de larvas recién eclosionadas) de reproductores F1.

- Evaluar la calidad de los desoves (porcentaje de fertilización y eclosión) de reproductores F1.

- Determinar la calidad larvaria (Índice de supervivencia larval y mortalidad acumulada al día 3) obtenido de reproductores F1.

### 1.4. Justificación

La presente investigación aborda el problema actual en la producción de huevos de peces marinos como en *Seriola dumerili* (La Barbera, 2014), *Argyrosomus regius* (Soares et al., 2015) y *Solea senegalensis* (Rasines, 2013), el cual se debe a la variabilidad en la calidad de los desoves (Peña, 2015) y afecta la capacidad de contribuir a una producción masiva de semillas de calidad para un cultivo comercial como es el caso de *Anisotremus scapularis*. Dado que el cultivo de la chita se encuentra actualmente en fase experimental, se requiere la utilización de reproductores de chita, los cuales deben ser acondicionados para que se reproduzcan en cautiverio. Sin embargo, para conseguirlo, es necesario capturar reproductores del medio natural, lo que expone a los peces a enfermedades, baja calidad de puestas debido al estrés y negación al alimento. No obstante, la utilización de reproductores F1 de esta especie, los cuales ya viven en sistemas acondicionados a condiciones controladas, reduciría en gran medida estas problemáticas, como sucede en la especie *Orthopristis chrysoptera* (Kaiser et al.,

2018). Por lo tanto, el objetivo de esta investigación es evaluar si los reproductores de la primera generación de *A. scapularis* presentan similares o mejores aspectos reproductivos que los obtenidos de individuos colectados en el ambiente natural, contribuyendo así a mejorar la calidad de los desoves de esta especie. Además, el estudio de los aspectos reproductivos de la especie también puede proporcionar información valiosa para su sostenibilidad a largo plazo.

## **1.5. Hipótesis**

### **A nivel general**

Los ejemplares de reproductores de chita *Anisotremus scapularis* pertenecientes a la primera generación (F1) presentan las mejores condiciones reproductivas que los obtenidos del lote de reproductores formado por individuos colectados de ambiente natural.

### **A nivel específico**

- Las chitas pertenecientes a la primera generación (F1) presentan mejor desempeño reproductivo que el obtenido del lote de reproductores formado por individuos colectados de ambiente natural.
- Las chitas pertenecientes a la primera generación (F1) presentan mejor calidad de los desoves que el obtenido del lote de reproductores formado por individuos colectados de ambiente natural.
- Las chitas pertenecientes a la primera generación (F1) presentan mejor calidad larvaria que el obtenido del lote de reproductores formado por individuos colectados de ambiente natural.

## II. Marco teórico

### 2.1. Bases teóricas sobre el tema de investigación

#### 2.1.1. *Chita Anisotremus scapularis*

De acuerdo con la zona de localización se le conoce con diferentes nombres comunes como chita en Perú, corcovado en Ecuador, roncador peruano en las Islas Galápagos o sargo en Chile (IMARPE, 2015).

#### Tabla 1

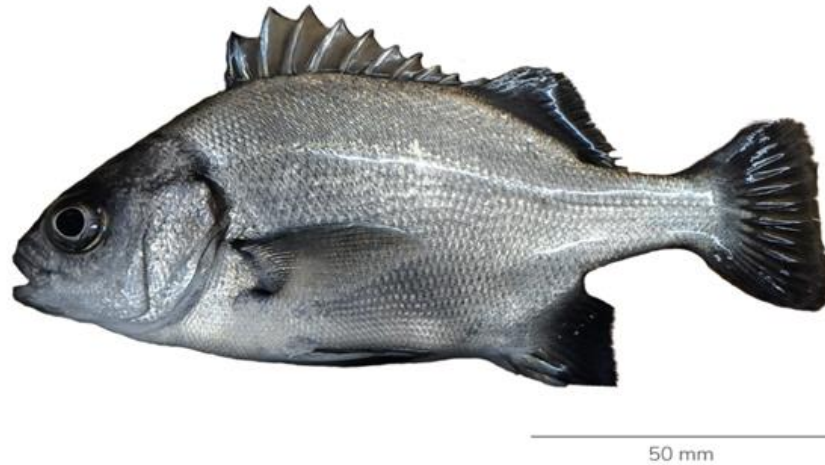
##### *Taxonomía de la chita*

<b>Taxonomía</b>	
<b>Reino</b>	: Animalia
<b>Phylum</b>	: Chordata
<b>Clase</b>	: Actinopteri
<b>Orden</b>	: Eupercaria incertae sedis
<b>Familia</b>	: Haemulidae
<b>Genero</b>	: <i>Anisotremus</i>
<b>Especie</b>	: <i>Anisotremus scapularis</i>

*Nota.* Fuente: World Register of Marine Species, 2008.

**Figura 1**

*Chita Anisotremus scapularis*



© A. Castro. Imarpe

*Nota.* Fuente: IMARPE (2022).

Se distribuye en las costas de Ecuador, Perú y Chile, desde Manta (Ecuador) a Antofagasta, Isla Cocos (Chile) en zonas rocosas hasta profundidades cercanas a los 25 metros (Chirichigno y Cornejo, 2001). Así mismo, las especies de la familia Haemulidae constituyen uno de los grupos de peces más abundantes en la región nororiental de Venezuela (Parra et al., 2007).

Las chitas tienen el cuerpo lateralmente comprimido, labios gruesos, hocico romo, aleta dorsal con 13 espinas y de 16 a 17 radios, aleta anal con 3 espinas y de 12 a 13 radios. *A. scapularis* es de color gris plateado con una mancha negra, tanto en la axila de la aleta pectoral como en la base del último radio dorsal y anal (Chirichigno y Vélez, 1998).

En el caso de las larvas de la familia Haemulidae, presentan:

Morfología: Las larvas con el cuerpo y cabeza moderada, ojos redondos grandes, intestino corto con vuelta central boca dentada y espinas en ambos márgenes del preopérculo. con 26-27 vértebras.

Pigmentación: Principalmente bajo el intestino en extremo final superior e inferior, con serie ventral postanal, interiormente sobre la vejiga natatoria (Sarmiento, 2014).

Según Fischer et al. (1995) algunas familias de aspecto similares a los haemúlidos son:

Lutjanidae: mentón sin poros; extremo posterior del maxilar expuesto cuando la boca está cerrada, dientes generalmente presentes en el paladar; espacio entre el ojo y la boca sin escamas; mejilla y opérculo escamosos.

Sparidae: mentón sin poros; borde posterior del preopérculo no aserrado; espacio entre el ojo y la boca sin escamas.

Así mismo, estudios filogenéticos describen a la familia Haemulidae, estrechamente relacionada con las familias Lutjanidae (pargos) y Sparidae (sargos y doradas) (Espinoza, 2019).

Con respecto al comportamiento, los adultos son típicamente inactivos durante el día, refugiándose cerca o debajo de objetos sumergidos, rocas o arrecifes coralinos (Tavera, 2012), además de ambientes arenosos donde forman cardúmenes desde los 3 a 30 metros (Iannacone y Alvariño, 2012).

Sus hábitos corresponden a los de un depredador nocturno y su alimento consiste en invertebrados del fondo, que busca entre la rompiente de las olas. Siendo una especie eurifágica, consume de manera preferente moluscos poliplacóforos como *Chiton cumingsi*, bivalvos como *Semimytilus algosus*, anfípodos, echiuridos, peces y algas verdes y rojas. Aunque, sus hábitos

alimenticios cambian de omnívoros en juveniles (macroalgas e invertebrados menores, destacando los copépodos) a carnívoros en su mayoría a adultos (Cota, 2016).

Por otro lado, el comportamiento reproductivo de la chita en condiciones de laboratorio se inicia en horas de la noche, la hembra nada en la base del tanque mientras que los machos, a su alrededor, la cortejan tratando de dar masajes en la parte ventral para estimular el desove. Las chitas se reproducen por fertilización externa, las hembras desovan y los machos expulsan el semen en el tanque de cultivo y posteriormente ocurre la fertilización (IMARPE, 2015). Además, al mantener el cultivo a un fotoperiodo y termoperiodo natural ocasiona que el desove ocurra espontáneamente durante primavera-verano (Castro et al., 2021).

Los huevos fertilizados son esféricos, completamente lisos y pelágico, sin proyecciones, con corion transparente y yema uniforme con un glóbulo de aceite (Montes et al., 2019). En los huevos se suscitan una serie de reacciones intracelulares que permitirán la formación del embrión, iniciándose las divisiones celulares desde 2 hasta 64 células en menos de 6 horas a una temperatura de 19°C (IMARPE, 2015).

Así mismo, Montes et al. (2019) señala que las etapas de desarrollo embrionario son clivaje (primera división, segunda división, etc.), blástula, gástrula (media, tardía), faríngrula (estructuras como somitos y vesícula de Kupffer) y eclosión, el momento de ocurrencia de cada etapa esta descrito en la siguiente tabla:

**Tabla 2***Desarrollo embrionario de chita Anisotremus scapularis a 19°C*

<b>h: min</b>	<b>Desarrollo embrionario</b>
0:00	Fertilización
0:45	Primera división
1:15	Segunda división
1:30	Tercera división
2:00	Cuarta división
2:30	Quinta división
3:00	Mórula
4:00	Blástula
12:30	Gástrula intermedia
15:00	Gástrula tardía
17:00	Néurula temprana
17:30	Néurula con vesícula de Kupffer
19:00	Embrión con somitos
20:45	Pigmentación (presencia de melanóforos)
24:00	Comienzo de la diferenciación del corazón
31:45	Inicio de la eclosión
40:40	Larva eclosionada

*Nota.* Fuente: Montes et al., 2019.

### **2.1.2. Evaluación de la calidad de los desoves**

**A. Porcentaje de fertilización.** El porcentaje de fertilización permite evaluar rápidamente el porcentaje de eclosión esperado de un desove determinado. Por ello, una baja tasa de fertilización (< 30 – 50%) es generalmente indicativa de mala calidad de los huevos (Slembrouck et al., 2003) y calidad media alta de 50 a 75 % (Wright-Moore et al., 2019).

Por otra parte, luego de la fertilización, los huevos entran en contacto con el agua, se inicia el proceso de hidratación. En este proceso, se produce el cierre del micrópilo y a partir de este momento no es posible la fertilización (Cosson et al., 2008). Sin embargo, al cabo de 3 a 4 horas empieza a degenerarse y morir los óvulos no fecundados (Atta, 2006). El huevo fecundado presenta un color claro y transparente, mientras que el huevo no fecundado se caracteriza por su color blanquecino debido a la rotura de la yema de huevo (Pertiwi et al., 2018).

**B. Porcentaje de eclosión.** La incubación de los huevos de peces y la cría de las larvas son aspectos que, a pesar de estar separados en tiempo respecto a la maduración y desove, están íntimamente relacionados entre sí. Por lo anterior, sin importar los métodos de obtención de los huevos, el éxito en la eclosión y supervivencia larval dependerá de la manipulación y la incubación de éstos (Álvarez-Lajonchère y Hernández Molejón, 2001 como se citó en Ibarra-Castro et al., 2012).

Así mismo, la supervivencia de los huevos a la eclosión durante la incubación varía mucho con la especie, la edad de los reproductores, con las diversas técnicas y en el curso de la temporada de desove. Se pueden considerar porcentajes de eclosión satisfactorios aquellos mayores a 80%, mientras que valores menores se consideran bajos y se pueden encontrar a principios y sobre todo al final de la temporada, así como en individuos de primera maduración y ejemplares seniles (Burgos y Yela, 2010). Sin embargo, Radonic et al. (2005) describe que para fines prácticos valores superiores al 70% se considerarían huevos de buena calidad. Por

otra parte, en algunas especies un mayor porcentaje de eclosión se ha asociado con mayores probabilidades de supervivencia en los peces (Garrido et al., 2015; Kawano, 2017). Así mismo, algunos huevos no completan su maduración meiótica afectando el porcentaje de eclosión (Samarin et al., 2008).

**C. Huevos viables y total.** Según Anita y Dewi (2020) las características de huevos de buena calidad es que sean huevos claros y que floten en la columna de agua. Así mismo, Vega et al. (2012) señala que los huevos muertos son aquellos que decantan por gravedad si se disminuye el flujo de agua por 10 minutos. Burgos y Yela (2010) agrega que los métodos se basan en la característica de los huevos viables pelágicos de las especies marinas y estuarinas cultivadas, de flotar a la salinidad de desove, mientras que los no viables se hunden. Debido a ello, se genera un equilibrio osmótico, los huevos sanos flotan; mientras que, los huevos muertos se hunden por la falla en la regulación osmótica de los mismos (Brown, 1998).

**D. Diámetro de huevos y gota oleosa.** El diámetro de los huevos de peces marinos puede medir cerca de 1 mm, Por el contrario, se pueden encontrar desde los 0.6 mm hasta los 4 mm, dependiendo de la especie. Además, una característica distintiva de los huevos de peces marinos es la presencia de una gota de aceite (oleosa), o varias gotas pequeñas oleosas que se unen para formar una sola (Boza et al., 2016). Así mismo, existe una correlación entre la forma del desove y el tamaño del huevo (Barneche et al., 2018), así como su ambiente (Beck et al., 2022).

Las fuentes lipídicas en los huevos de peces son el corión (capa lipoproteica), el vitelo que además contiene glucógeno y aminoácidos libres, utilizados principalmente como fuente de energía, el glóbulo lipídico que contiene triglicéridos y que son utilizados como ácidos grasos y fuente de energía (Chacón-Guzmán et al., 2020; Carter et al., 2015).

Por eso, la larga duración de la absorción del saco vitelino y los glóbulos de aceite son características ventajosas para evitar una alta mortalidad de las larvas, debido a la inanición en las primeras etapas en varias especies de larvas de peces marinos (Ching et al., 2018).

**E. Longitud de larvas o longitud notocordal.** En peces marinos se han comprobado influencias parentales en el tamaño de los ovocitos, tamaño del saco vitelino y longitud notocordal al momento de la eclosión (Mira-López et al., 2007).

**F. Índice de Supervivencia Larval.** El índice de supervivencia que por sus siglas en inglés es Specific Activity Index (SAI) se utiliza para evaluar la calidad larval. Este índice refleja la actividad de la larva y su tolerancia a la inanición (Passaro, 2015). Además, Avilés (2005) describe que esta prueba sirve para determinar el estado de salud de larvas de peces marinos, si se obtiene un valor de SAI alto, se consideran larvas saludables, como por ejemplo en *Paralichthys olivaceus* y *Seriola quinqueadiata* cultivados en Japón poseen valores de 15 a 40 y se consideran larvas saludables para esas especies.

Así mismo, Matsuo et al. (2006) agrega que es una prueba muy efectiva para evaluar larvas de peces ovíparos y que la prueba necesita una cantidad de tiempo, aproximadamente de 10 días. Radonic et al. (2005), Radonic (2011) y Watanabe et al. (2016) agregan que se realiza el conteo de larvas muertas cada 24 horas hasta que todas las larvas se encuentren muertas.

**G. Mortalidad acumulada al día 3.** Las tasas de mortalidad de las larvas en el día 3 después de la eclosión (apertura de la boca), puede ser un indicador potencial de calidad, porque indican la calidad de las reservas endógenas contenidas en el saco vitelino y el potencial intrínseco de supervivencia de las larvas (Aristizabal et al., 2009). Además, Giménez et al. (2006) describe que lotes de huevos de alta calidad son aquellos que presentan una tasa de mortalidad entre el tercer y quinto día es menor a 10% y lotes con tasas de mortalidad al día 3 mayores a 35% se consideran de baja o mala calidad.

Por otro lado, la aplicación de placas de microtitulación para pruebas, según Rocha et al. (2002) puede aumentar la viabilidad de los embriones, hasta un 80% en *Danio rerio*, al colocarse uno a uno en pocillos de placas de microtitulación de 96 pocillos. Debido a que la individualización precoz de los embriones evita que la mortalidad se extienda de unos a otros.

### III. Método

#### 3.1. Tipo de investigación

El tipo de investigación es experimental.

#### 3.2. Ámbito temporal y espacial

La prueba experimental se realizó durante la época reproductiva entre los meses de noviembre - marzo (5 meses) en el Laboratorio de Cultivo de Peces perteneciente a la Dirección General de Investigaciones en Acuicultura ubicado en el “Centro de Investigaciones Acuícolas Alexander Von Humboldt” (Figura 2) del Instituto del Mar del Perú localizado en Esquina Gamarra y General Valle S/N, Provincia Constitucional del Callao, Distrito de La Punta (Figura 3).

#### Figura 2

*Centro de Investigaciones Acuícolas (CIA) “Alexander Von Humboldt” – IMARPE*



*Nota.* Fuente: Fotografía propia

### Figura 3

*Ubicación geográfica del Instituto del Mar del Perú*



*Nota.* Fuente: Captura de pantalla del mapa de Google Maps. Recuperada de <https://goo.gl/maps/j6JwvXwJ2ecqS7q9A>

### 3.3. Variables

La variable independiente es representada por el lote de reproductores de primera generación F1 y las variables dependientes corresponden al porcentaje de fertilización, porcentaje de eclosión, huevos totales, huevos viables, tamaño de huevos, gota oleosa y larvas, índice de supervivencia larval y mortalidad acumulada al día 3.

### 3.4. Población y muestra

La muestra a estudiar fue obtenida de un sistema de recirculación de agua de mar con reproductores de primera generación (F1) o sistema 1 (S1), que posee 2 tanques, conteniendo 60 ejemplares distribuidos entre ambos tanques, el cual posee peces con longitud total promedio de  $26,07 \pm 1,84$  cm y peso promedio de  $370,82 \pm 88,71$  g.

Los tanques de cultivo son de  $2,5$  m<sup>3</sup> de volumen total (figura 4). Así mismo, se encuentran conectados a un sistema de recirculación de agua de mar (figura 5) que está

compuestos de equipos como bomba de agua, biofiltro de perlón de caída neumática Polygeyser, bomba de calor, sistema de esterilizador ultravioleta (Carrera et al., 2018) y tanques de 100 L con mallas colectoras de 500  $\mu\text{m}$  para la colección de huevos (Figura 6).

#### **Figura 4**

*Tanque de cultivo de 2,5 m<sup>3</sup> con reproductores de chita*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

#### **Figura 5**

*Sistema de recirculación de agua de mar*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**Figura 6**

*Tanque de 100 L con mallas colectoras de 500  $\mu\text{m}$*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**3.5. Instrumentos****3.5.1. Materiales para colección de huevos**

- Agua de mar
- Jarras plásticas de 2 L
- Manga de 1  $\mu\text{m}$  para filtrar el agua de mar
- Mangueras de silicona
- Baldes plásticos de 10 L
- Tamiz de 500  $\mu\text{m}$
- Vaso de precipitado de 1 L
- Probetas de 1 L

**3.5.2. Materiales para conteo, medición de huevos y larvas**

- Lunas de reloj
- Pipeta volumétrica de 10 mL
- Portaobjeto
- Pipeta plástica de 2 mL
- Bandeja plástica
- Jeringa de 10mL
- Espátula pequeña

**3.5.3. Materiales para porcentaje de eclosión, índice de supervivencia larval y mortalidad acumulada al día 3**

- Vasos de precipitado de 250 mL
- Vasos de precipitado de 1 L
- Pipeta plástica de 2 mL
- Papel aluminio
- Tijera
- Regla
- Plumón indeleble
- Lunas de reloj
- Placa de microtitulación de 96 pocillos

**3.5.4. Equipos de laboratorio y escritorio**

- Balanza analítica de 4 dígitos
- Balanza de 2 dígitos
- Computadora
- Microscopio óptico Leica DM1000 LED con cámara digital incorporada
- Microscopio estereoscopio LEICA S8AP0 con cámara digital incorporada

- Micropipeta de 1000  $\mu\text{L}$
- Sistema de recirculación
- Tanques de 2,5  $\text{m}^3$

### 3.6. Procedimientos

#### 3.6.1. Colección de huevos

Del tanque colector se retiró la malla colectora que contiene los huevos y se trasvaso a un balde de 12 L con la ayuda de una jarra de plástico de 2 L que contenía agua de mar del mismo tanque colector (figura 7). Consecutivamente, con la ayuda de un tamiz de 500  $\mu\text{m}$ , se colocaron los huevos a una probeta de 1 L (figura 8).

#### Figura 7

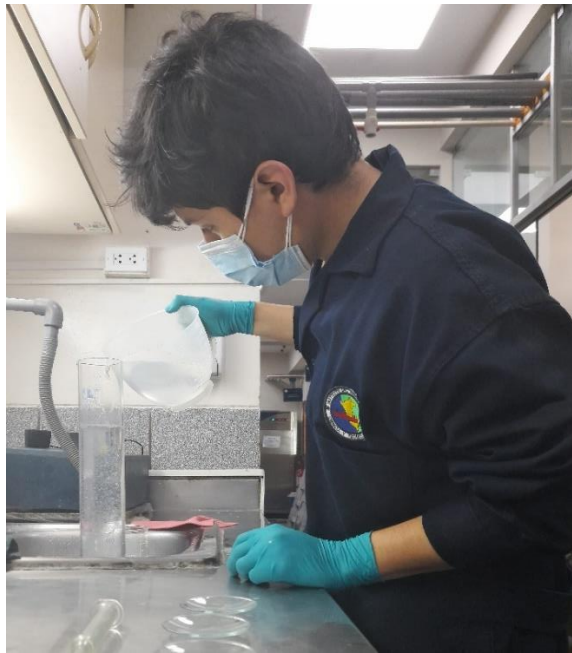
*Colección de huevos desovados captados en mallas colectoras*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**Figura 8**

*Trasvase de huevos desovados a probeta de 1L*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**3.6.2. Número de huevos totales, porcentaje de huevos viables y no viables**

Se homogenizó los huevos en las probetas, de las cuales se tomó muestras de 1 mL en lunas de reloj por triplicado, con ayuda de una pipeta volumétrica de 10 mL (figura 9). Posteriormente, se realizó un conteo de huevos utilizando un microscopio estereoscópico LEICA S8AP0.

Después de 30 minutos, tiempo en el cual ocurre la separación por flotabilidad de los huevos viables y hundimiento de no viables, se registró el volumen de huevos viables previa observación de la probeta y se usó un tamiz de 500  $\mu\text{m}$  para pesaje tanto de huevos viables como no viables utilizando una balanza de dos dígitos (figura 10).

Consecuentemente, se separó aproximadamente 1 g de huevos viables tamizados en un vaso de precipitado de 250 mL con 100 mL de agua de mar tratada con lámpara UV. Además, se tomaron aproximadamente 0,02 g de huevos viables para realizar su conteo utilizando una balanza de 4 dígitos y micropipeta (figura 11).

**Figura 9**

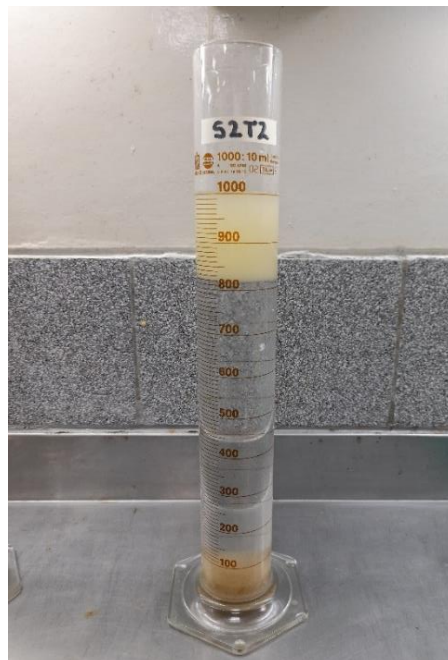
*Toma de muestras de 1mL de huevos desovados*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**Figura 10**

*Probeta de 1L con huevos desovados*



*Nota.* Parte superior: huevos viables e inferior o base: huevos no viables. Fuente: Elaboración propia

## Figura 11

### *Pesaje de huevos viables tamizados*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

### **3.6.3. Porcentaje de fertilización**

Se tomaron 3 alícuotas de 50 huevos en lunas de reloj (figura 12), en las cuales se observó la cantidad de huevos que se encuentren con 2 a 64 blastómeros (Montes et al., 2019) o una fase más avanzada utilizando un microscopio óptico LEICA DM1000 LED (figura 13).

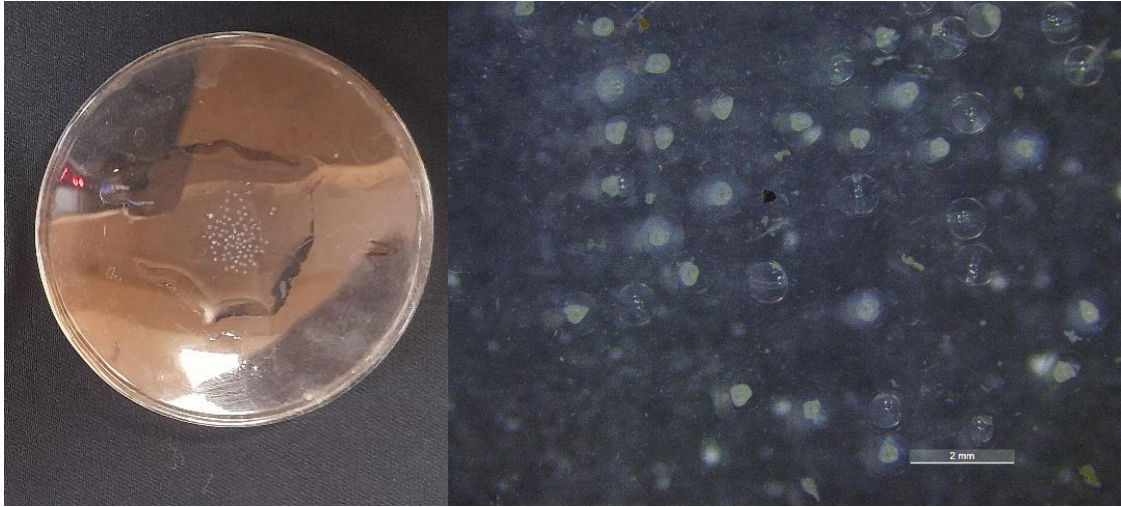
El porcentaje de fertilización se obtuvo con base en la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de fertilización} = \frac{(\sum \text{Número de huevos fertilizados} \times 100\%)}{\sum \text{Número de huevos contados}}$$

*Nota.* Fuente: Pertiwi et al. (2018).

**Figura 12**

*Muestra para evaluar porcentaje de fertilización*



*Nota.* Lado izquierdo: Muestra en luna de reloj, Lado derecho: Muestra observada en microscopio estereoscópico LEICA S8AP0. Los huevos no fertilizados se observan como puntos blancos en las lunas de reloj. Fuente: Elaboración propia.

**Figura 13**

*Revisión de muestras en microscopio óptico*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

### 3.6.4. Porcentaje de eclosión

Se colocaron 50 huevos viables en un vaso de precipitado de 500 mL por triplicado (figura 14). Luego, se incubaron a 18°C de 24 a 40 h según estadio de desarrollo embrionario observado anteriormente.

Finalmente, se realizó un conteo de larvas eclosionadas utilizando un estereoscopio (Superio et al., 2021).

El porcentaje de eclosión de larvas se calculó de acuerdo con la fórmula:

$$\text{Porcentaje de eclosión} = \frac{(\text{N}^\circ \text{ total de larvas eclosionadas} * 100)}{\text{N}^\circ \text{ total de huevos incubados}}$$

*Nota.* Fuente: Vega et al. (2012), Quiñones-Arreola et al. (2015)

### Figura 14

*Vasos de precipitado de 500mL para evaluar porcentaje de eclosión*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

### 3.6.5. Medición de huevos, gotas oleosas y larvas

Se realizó la medición del diámetro huevos y gotas oleosas (n= 30 huevos viables) por cada desove (Chacón-Guzmán et al., 2021; Martínez-Moreno et al., 2016), para ello se utilizó el microscopio óptico LEICA DM1000 LED con el programa *Leica Application Suite 4.3* para

realizar la captura de imagen Posterior a su eclosión, se realizó la medición de la longitud total de 30 larvas recién eclosionadas con la aplicación anteriormente mencionada.

### 3.6.6. Índice de supervivencia larval y mortalidad acumulada al día 3

Con respecto al índice de supervivencia larval, se colocaron 30 larvas recién eclosionadas en vasos de precipitado de 1 L por triplicado (figura 15). Para determinar la mortalidad acumulada al día 3 después de la eclosión (3 DDE), se tomaron 96 huevos para ocupar una placa de microtitulación de 96 pocillos (Spanopoulos, 2017) (figura 16). Así mismo, diariamente se contabilizo la mortalidad para ambas pruebas.

El Índice de supervivencia larval (SAI) se calcula utilizando la siguiente ecuación:

$$SAI = \frac{1}{N} \sum_{i:1}^k (N - h_i) \times i$$

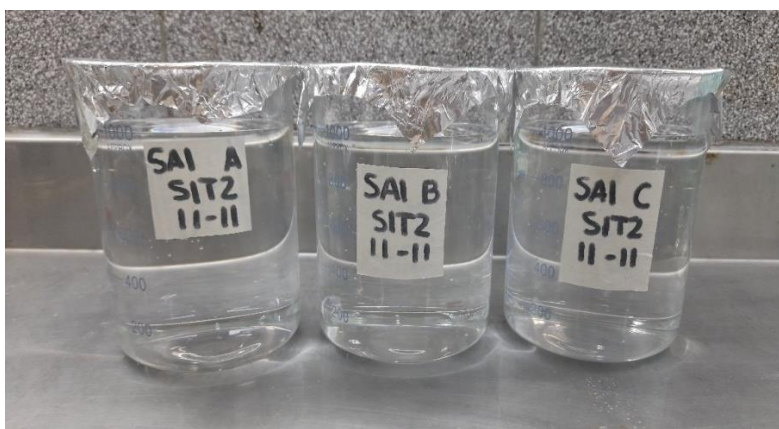
Donde:

N = número total de larvas iniciales;  $h_i$  = mortalidad acumulada en “i” horas, y k= número de horas que han transcurrido hasta que todas las larvas han muerto o el experimento ha terminado.

*Nota.* Fuente: Watanabe et al. (2016) como se citó en Wang et al. (2013).

### Figura 15

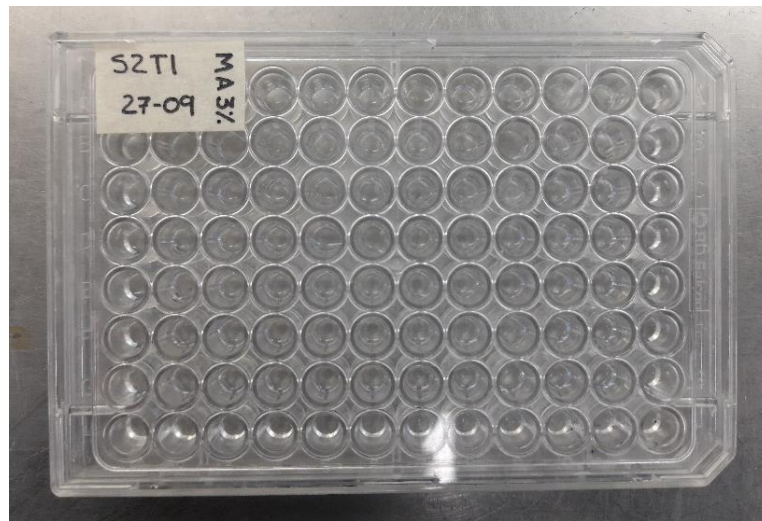
*Vasos de precipitado de 1L para evaluar el índice de supervivencia larval*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**Figura 16**

*Placa de microtitulación de 96 pocillos con huevos viables*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**3.7. Análisis de datos**

Para el análisis de los resultados se usó el programa de Excel V. 2016 para registrar todos los datos de la parte experimental y con el software SPSS v.26.0 se evaluó los aspectos estadísticos de los parámetros evaluados.

Para la normalidad se aplicó la prueba de Kolmogórov-Smirnov y se evaluó la homogeneidad de varianzas aplicando la prueba de Levene.

Así mismo, se han utilizado datos promedio de los parámetros evaluados de un seguimiento similar en reproductores del medio natural en el mismo periodo de estudio con fines estadísticos. De esta manera, para determinar diferencias significativas entre los dos lotes de reproductores se aplicó la prueba de T de student para muestras independientes o en casos donde los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas no se cumplen prueba no paramétrica Test U de Mann Whitney. Además, se determinó la correlación entre los parámetros evaluados en reproductores F1 con la aplicación del coeficiente de Spearman.

#### IV. Resultados

A continuación, se detallarán los resultados del presente experimento, en donde se obtuvieron 67 puestas fueron de reproductores F1, desde el 1 de noviembre del 2021 al 31 de marzo del 2022. En la tabla 3 se presenta valores promedios de los diversos parámetros evaluados. En el caso de los reproductores del medio natural en el mismo periodo se reportaron 73 desoves.

**Tabla 3**

*Cuadro comparativo de resultados obtenidos de reproductores F1*

Parámetro	Reproductores F1 (n=67)		
	Tanque 1	Tanque 2	Promedio
Porcentaje de huevos viables (%)	65,04 ± 22,62	70,36 ± 20,00	67,26 ± 21,57
Porcentaje de fertilización (%)	68,73 ± 21,56	71,03 ± 20,14	69,71 ± 20,93
Porcentaje de eclosión (%)	95,65 ± 3,34	95,76 ± 3,10	95,70 ± 3,18
Diámetro de huevo (µm)	805,31 ± 14,93	803,22 ± 9,32	804,48 ± 12,98
Diámetro de gota oleosa (µm)	177,97 ± 7,63	178,60 ± 6,64	178,21 ± 7,24
Longitud de larva eclosionada (mm)	1,74 ± 0,11	1,78 ± 0,16	1,76 ± 0,13
SAI	13,21 ± 4,31	12,08 ± 4,02	12,64 ± 4,17
MA3 (%)	26,27 ± 10,88	29,79 ± 11,49	28,09 ± 11,25

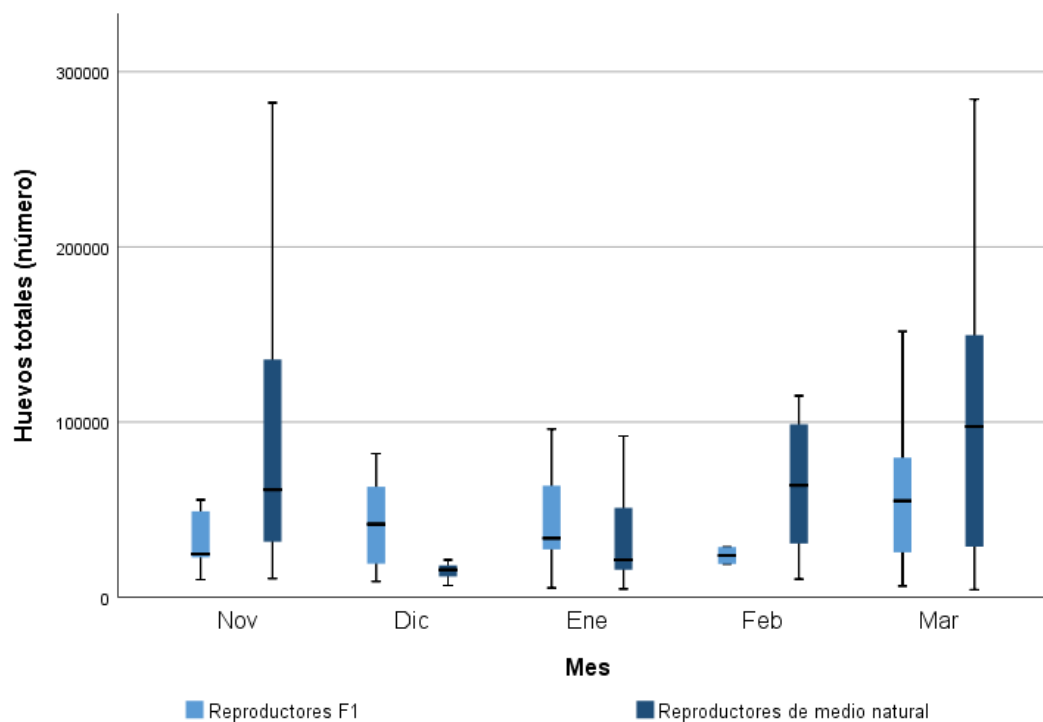
*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

#### 4.1. Número de huevos totales, porcentaje de huevos viables y no viables

Los valores obtenidos de los huevos de reproductores de primera generación provenientes del sistema 1 y reproductores de medio natural provenientes del sistema 2 de *Anisotremus scapularis* se detallan en la figura 17. Así mismo, en la figura 18 se observan huevos de puestas de chitas.

**Figura 17**

*Cantidad de huevos totales desovados de reproductores de primera generación y medio natural de chita*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

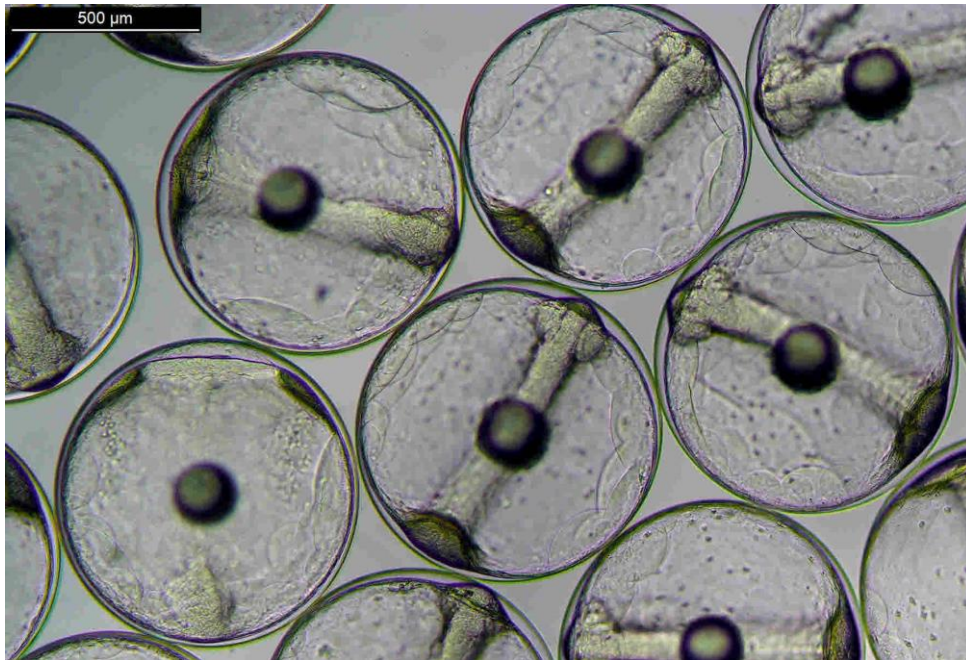
Durante los meses de experimentación, se observó que la menor cantidad promedio de huevos fue en el mes de febrero para desoves de reproductores de primera generación con un valor promedio  $23\,833 \pm 6\,835$  huevos y el mayor en marzo con  $57\,825 \pm 38\,111$  huevos.

Así mismo, en puestas de reproductores F1 se han obtenido, en promedio durante toda la etapa de experimentación, valores menores ( $45\,280 \pm 28\,949$  huevos) en comparación con el obtenido por reproductores de medio natural ( $679\,65 \pm 68\,206$  huevos).

Por otra parte, la prueba U de Mann Whitney reveló que no existe diferencias significativas con respecto a la cantidad de huevos totales presentado entre los meses de noviembre a marzo en desoves de reproductores F1 y reproductores de medio natural ( $p > 0,05$ ).

## Figura 18

*Huevos fecundados provenientes de reproductores de primera generación de chita*



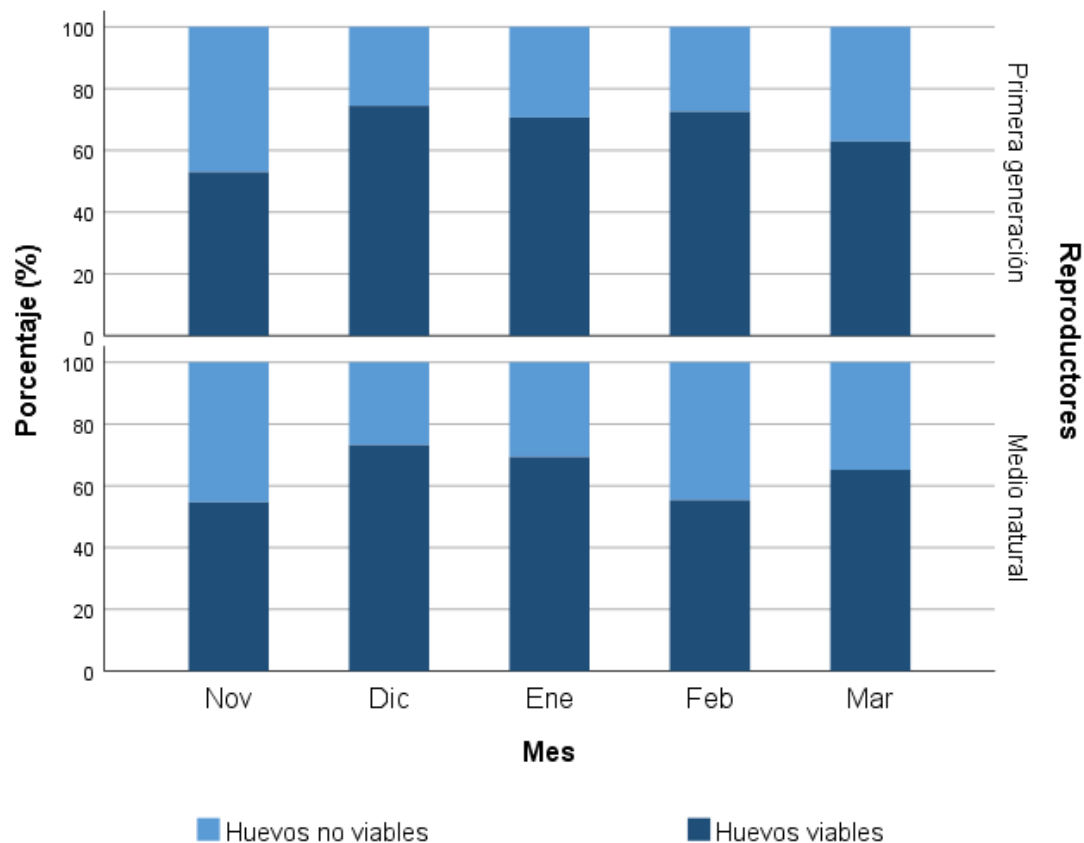
*Nota.* Estadio del desarrollo embrionario del huevo: Inicio de faríngrula con vesícula de Kupffer. Identificado en base al trabajo de Montes et al. (2019).

En relación al porcentaje de huevos viables, los resultados se observan en la figura 19. Durante los meses de experimentación, se observó que el menor porcentaje de huevos viables fue en el mes de noviembre para desoves de reproductores de primera generación con un valor promedio  $52,99 \pm 19,92\%$  y el mayor en diciembre con  $74,42 \pm 17,88\%$ .

Así mismo, en puestas de reproductores F1 se han obtenido, en promedio durante toda la etapa de experimentación, valores mayores ( $67,26 \pm 21,57 \%$ ) en comparación con el obtenido por reproductores de medio natural ( $64,54 \pm 19,60 \%$ ). En relación a lo anterior, la prueba de T de student denotó que no presento diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) al evaluar el porcentaje de huevos viables de las puestas y su relación sobre sus progenitores.

**Figura 19**

*Porcentaje de huevos no viables y viables desovados provenientes de reproductores F1 y medio natural*



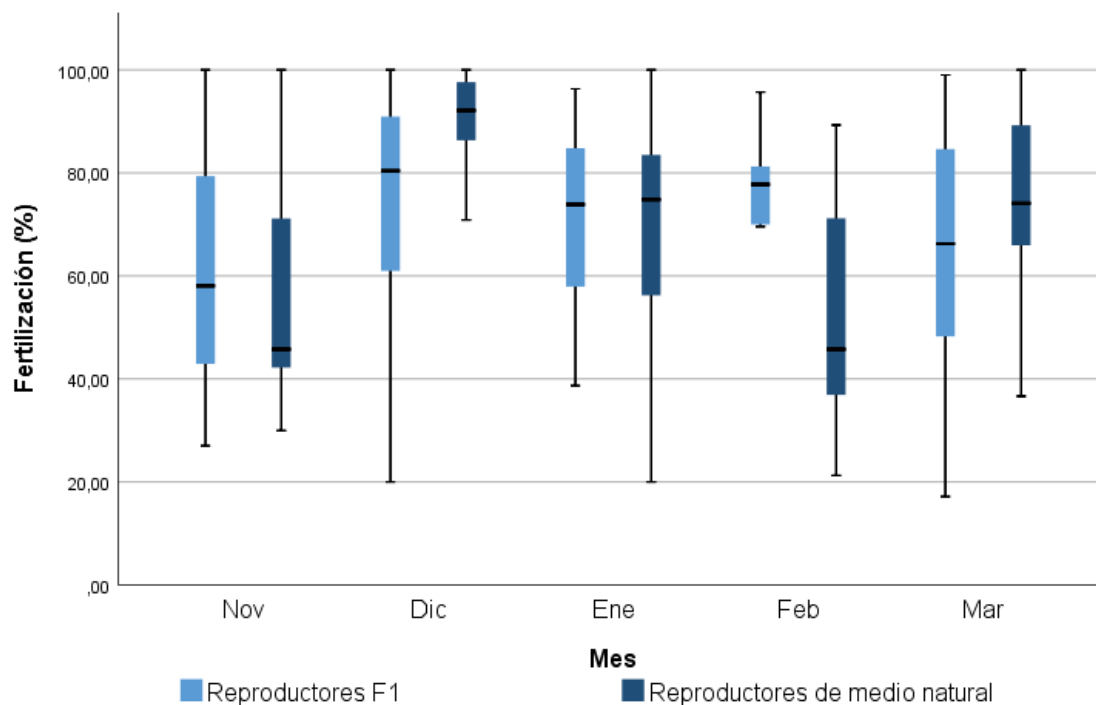
*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

#### **4.2. Porcentaje de fertilización y eclosión**

Los valores promediados de porcentajes de fertilización y eclosión obtenidos de desoves de reproductores F1 y medio natural de *A. scapularis* se detallan en las figuras 20 y 21, respectivamente.

**Figura 20**

*Porcentaje de fertilización de huevos desovados por reproductores F1 y medio natural*



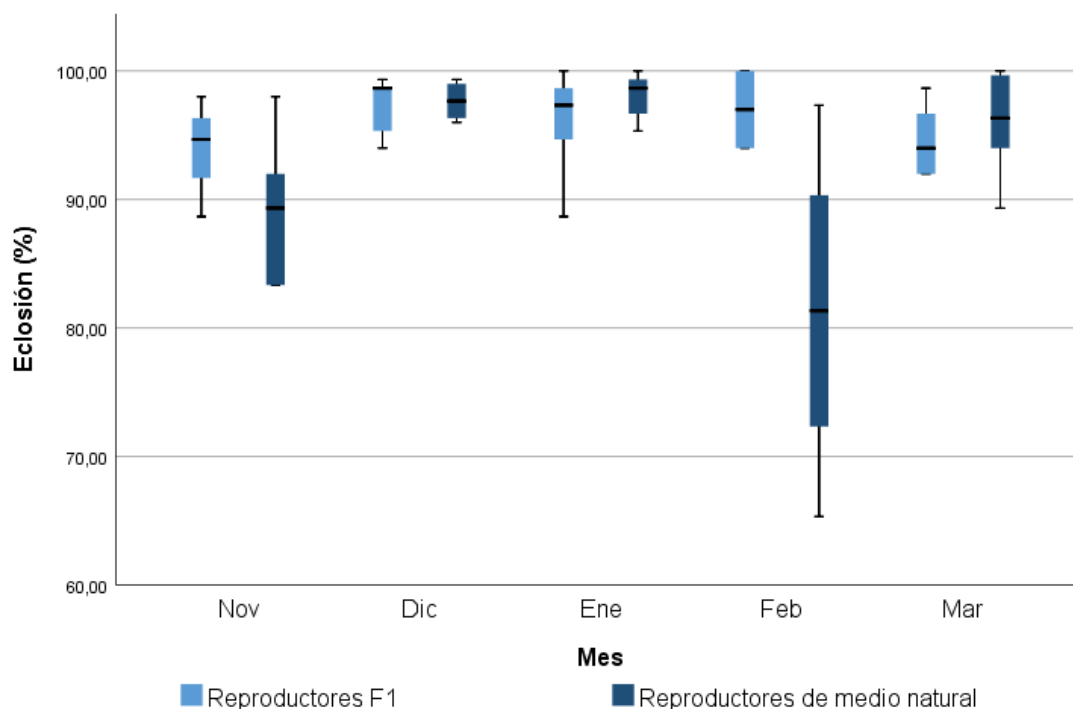
*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

Durante los meses de experimentación, se observó que el menor porcentaje de fertilización fue en el mes de noviembre para desoves de reproductores de primera generación con un valor promedio  $60,15 \pm 23,65\%$  y el mayor en febrero con  $78,85 \pm 10,65\%$ .

Así mismo, en puestas de reproductores F1 se han obtenido, en promedio durante toda la etapa de experimentación, valores ligeramente menores ( $69,71 \pm 20,93\%$ ) en comparación con el obtenido por reproductores de medio natural ( $70,22 \pm 21,61\%$ ).

**Figura 21**

*Porcentaje de eclosión de huevos desovados por reproductores F1 y medio natural*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

En relación al porcentaje de eclosión durante toda la etapa de experimentación, se observó que el menor porcentaje de fertilización fue en el mes de noviembre para desoves de reproductores de primera generación con un valor promedio  $93,78 \pm 4,73\%$  y el mayor en diciembre con  $97,20 \pm 2,38\%$ .

Así mismo, se han obtenido altos porcentajes de eclosión provenientes de puestas de reproductores de primera generación de *A scapularis* ( $95,70 \pm 3,18\%$ ) en comparación con reproductores de medio natural ( $93,51 \pm 7,75$ ).

Por otra parte, la prueba U de Mann Whitney reveló que existe diferencias significativas con respecto al porcentaje de fertilización y eclosión en desoves de reproductores F1 y reproductores de medio natural ( $p < 0,05$ ).

### 4.3. Medición de huevos, gotas oleosas y larvas

En la figura 22, se presenta una larva recién eclosionada proveniente de un desove de reproductores de primera generación de *A. scapularis*. Además, los resultados de la medición de huevos fecundados, gotas oleosas y larvas provenientes de desoves de reproductores F1 y medio natural, estos se presentan en las figuras 23, 24 y 25, respectivamente.

#### Figura 22

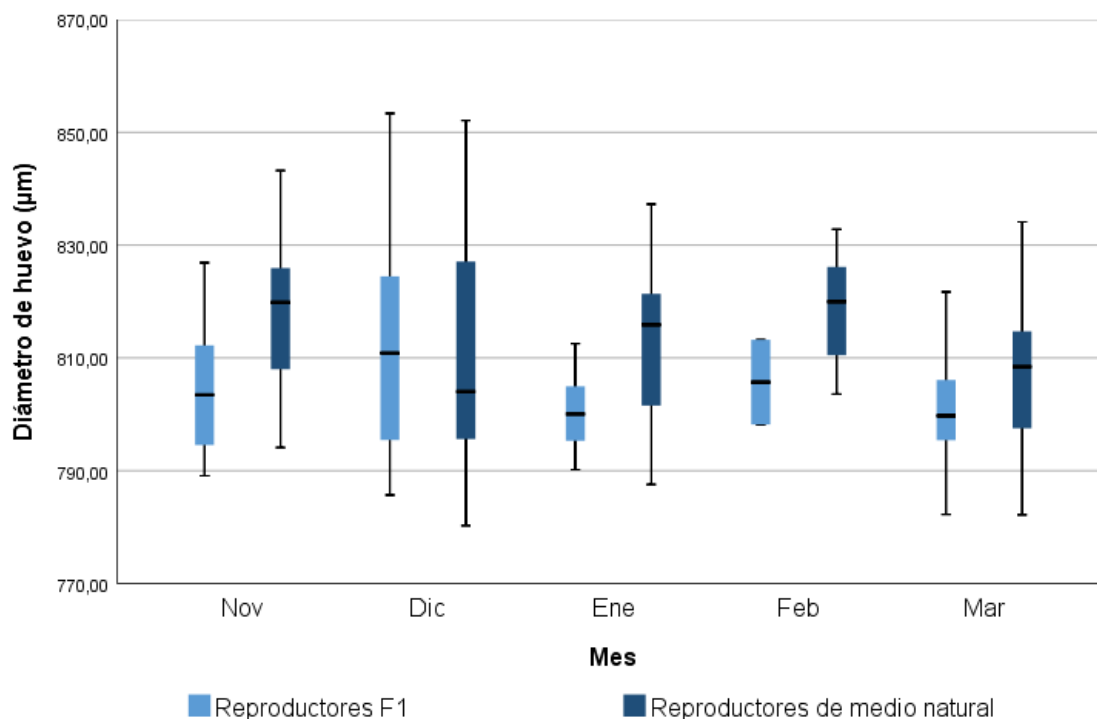
Larva recién eclosionada proveniente de reproductores de primera generación de chita



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

**Figura 23**

*Diámetro de huevos viables de reproductores F1 y medio natural de chita*



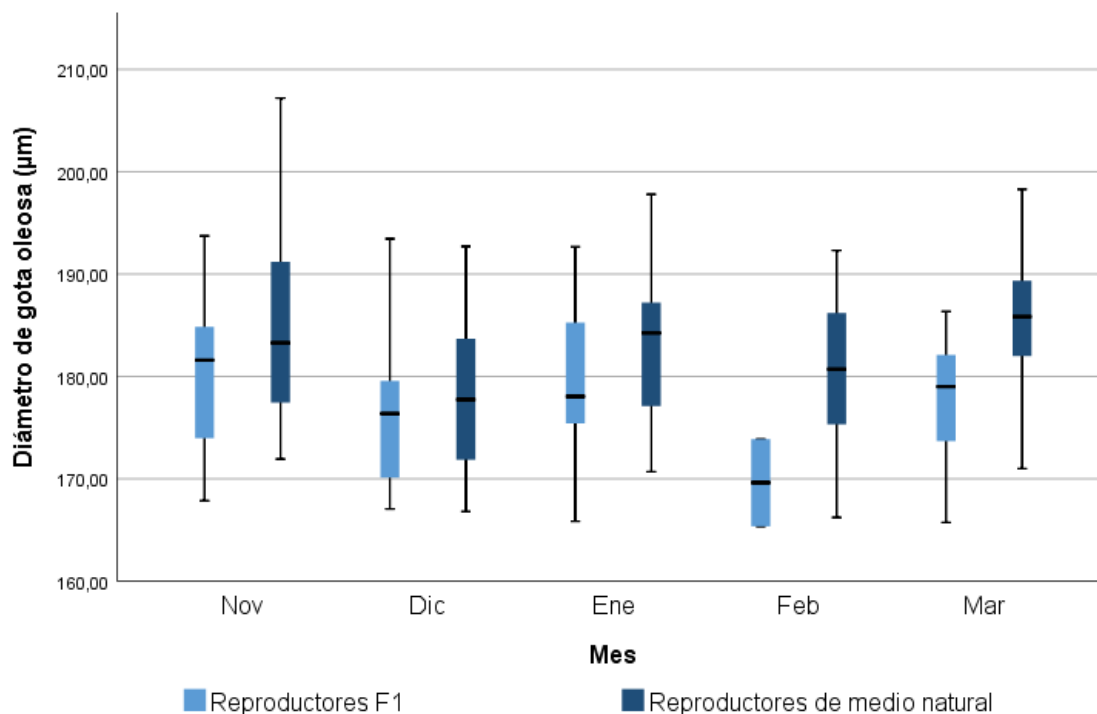
*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

Durante los meses de experimentación, se observó que el menor diámetro de huevos fue en el mes de enero para desoves de reproductores de primera generación con un valor promedio de  $800,73 \pm 6,82 \mu\text{m}$  y el mayor en marzo con  $811,36 \pm 18,10 \mu\text{m}$ .

Con relación a lo anterior, se han obtenido menores diámetros, en promedio durante toda la etapa de experimentación, provenientes de puestas de reproductores de primera generación de *A scapularis* ( $804,48 \pm 12,98 \mu\text{m}$ ) en comparación con reproductores de medio natural ( $811,55 \pm 15,88 \mu\text{m}$ ).

**Figura 24**

*Diámetro de gotas oleosas de huevos de reproductores F1 y medio natural*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

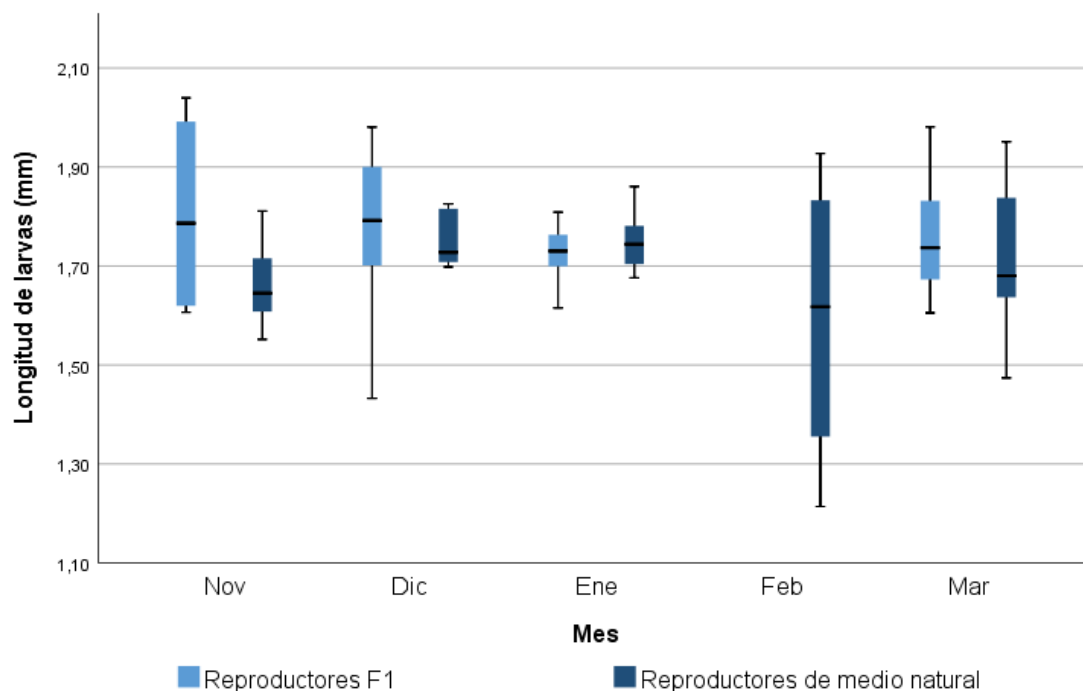
Durante los meses de experimentación, se observó que el menor diámetro de gota oleosa fue en el mes de febrero para desoves de reproductores de primera generación con un valor promedio de  $169,61 \pm 6,02 \mu\text{m}$  y el mayor en noviembre con  $180,21 \pm 8,09 \mu\text{m}$ .

Así mismo, en puestas de reproductores F1 se han obtenido valores menores ( $178,21 \pm 7,24 \mu\text{m}$ ), en promedio durante toda la etapa de experimentación, en comparación con el obtenido por reproductores de medio natural ( $183,10 \pm 8,00 \mu\text{m}$ ).

La prueba U de Mann Whitney reveló que existen diferencias significativas con respecto al diámetro de huevo y gota oleosa ( $p < 0,05$ ), obteniéndose mayores diámetros de huevos y gota oleosa en puestas provenientes de reproductores de ambiente natural.

**Figura 25**

*Longitud de larvas eclosionadas provenientes de reproductores F1 y medio natural de chita*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

Con respecto a la longitud total de larvas eclosionadas, durante los meses de experimentación se obtuvo un menor valor en el mes de enero con  $1,72 \pm 0,06$  mm y mayor en noviembre con  $1,81 \pm 0,21$  mm en larvas provenientes de desoves de reproductores F1.

En relación a lo anterior, en puestas de reproductores F1 se han obtenido valores mayores ( $1,76 \pm 0,13$  mm), en promedio durante toda la etapa de experimentación, en comparación con el obtenido por reproductores de medio natural ( $1,70 \pm 0,14$  mm).

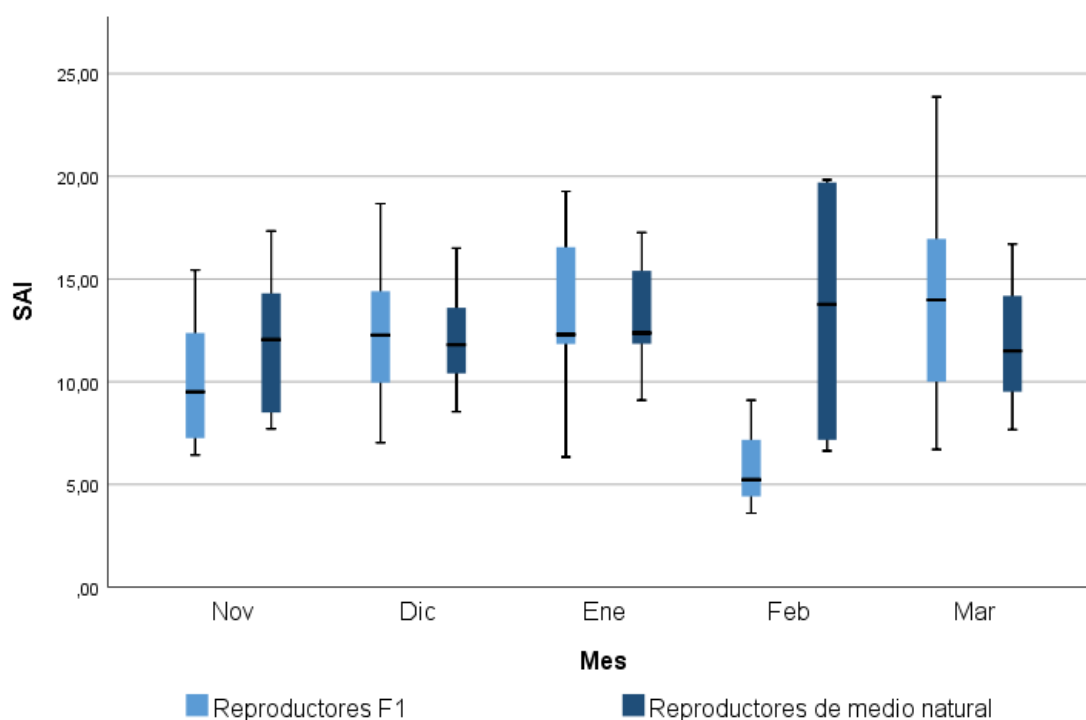
Por otra parte, la prueba U de Mann Whitney reveló que no existe diferencias significativas con respecto a la longitud de larva eclosionada presentado entre los meses de noviembre a marzo en desoves de reproductores F1 y reproductores de medio natural ( $p > 0,05$ ).

#### 4.4. Índice de supervivencia larval y mortalidad acumulada al día 3

Los resultados del Índice de supervivencia larval (SAI) y mortalidad acumulada al día 3 (MA3) se calcularon por cada sistema de cultivo y se presentan en las figuras 26 y 27.

**Figura 26**

*Índice de supervivencia larval obtenidos de larvas de reproductores F1 y medio natural de chita*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

Durante los meses de experimentación, se observó que el valor menor fue en el mes de febrero para desoves de reproductores de primera generación con un valor promedio de  $5,98 \pm 2,82$  y el mayor en marzo con  $14,11 \pm 4,74 \mu\text{m}$ .

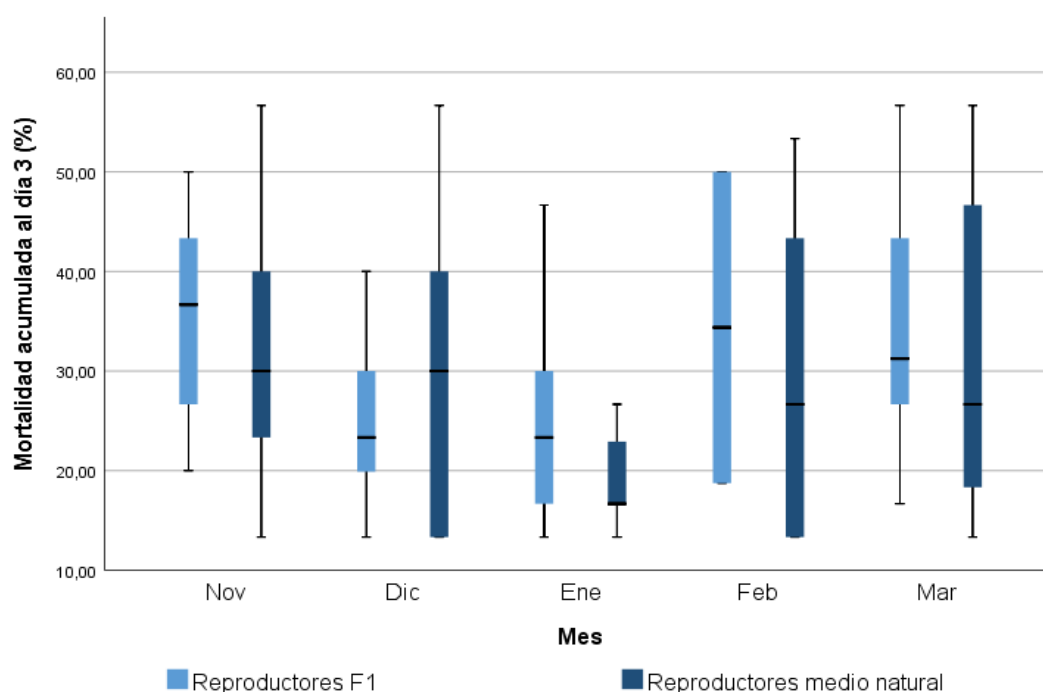
Con relación a lo anterior, se han obtenido mayores valores, en promedio durante toda la etapa de experimentación, provenientes de puestas de reproductores de primera generación

de *A scapularis* ( $12,64 \pm 4,17$ ) en comparación con reproductores de medio natural ( $12,30 \pm 3,43$ ).

Por otra parte, la prueba U de Mann Whitney reveló que no existe diferencias significativas con respecto al índice de supervivencia larval presentado entre los meses de noviembre a marzo en desoves de reproductores F1 y reproductores de medio natural ( $p > 0,05$ ).

### Figura 27

*Mortalidad acumulada al día 3 obtenido de larvas de reproductores F1 y medio natural de chita*



*Nota.* Fuente: Elaboración propia.

Con relación a la mortalidad acumulada al día 3 (%), se obtuvo un valor mínimo en el mes de enero de  $24,13 \pm 9,66\%$  y máximo de  $35,33 \pm 12,16\%$  en noviembre en larvas provenientes de desoves de reproductores F1.

Por lo que se refiera a la mortalidad acumulada al día 3, se han obtenido valores ligeramente mejores, en promedio durante toda la etapa de experimentación, con puestas de reproductores F1 ( $28,09 \pm 11,25\%$ ) en comparación con reproductores de medio natural ( $29,46 \pm 14,21\%$ )

Por otra parte, la prueba U de Mann Whitney reveló que no existe diferencias significativas con respecto a la mortalidad acumulada al día 3 presentado en desoves de reproductores F1 y reproductores de medio natural ( $p > 0,05$ ).

#### **4.5. Correlación de parámetros**

En general se observó una baja relación ( $0,11 \pm 0,40$ ) entre los parámetros reproductivos evaluados en los reproductores de chita de primera generación; sin embargo, fue significativa ( $p < 0,05$ ) en algunos casos (Tabla 4). La relación altamente significativa y positiva se observó entre el porcentaje de eclosión y el índice de supervivencia larval.

Asimismo, se observó relaciones altamente significativas y negativas entre el porcentaje de eclosión y la mortalidad acumulada al día 3, y entre el índice de supervivencia larval y la mortalidad acumulada al día 3.

**Tabla 4**

*Correlación de los parámetros reproductivos de reproductores de “chita” Anisotremus scapularis de primera generación (F1)*

	<b>PF</b>	<b>PHV</b>	<b>HT</b>	<b>PE</b>	<b>DGO</b>	<b>DH</b>	<b>LL</b>	<b>SAI</b>	<b>MA3</b>
<b>PF</b>	1,000	0,321	-0,110	0,166	-0,200	-0,061	0,108	-0,212	0,158
<b>PHV</b>	0,321	1,000	-0,212	0,356	0,133	-0,342	0,038	-0,004	-0,069
<b>HT</b>	-0,110	-0,212	1,000	-0,225	-0,122	0,257	0,057	-0,020	0,107
<b>PE</b>	0,166	0,356	-0,225	1,000	0,105	-0,194	0,341	<b>0,411*</b>	<b>-0,484*</b>
<b>DGO</b>	-0,200	0,133	-0,122	0,105	1,000	0,205	0,135	-0,090	0,118
<b>DH</b>	-0,061	-0,342	0,257	-0,194	0,205	1,000	0,263	-0,126	0,229
<b>LL</b>	0,108	0,038	0,057	0,341	0,135	0,263	1,000	-0,090	0,032
<b>SAI</b>	-0,212	-0,004	-0,020	<b>0,411*</b>	-0,090	-0,126	-0,090	1,000	<b>-0,940*</b>
<b>MA3</b>	0,158	-0,069	0,107	<b>-0,484*</b>	0,118	0,229	0,032	<b>-0,940*</b>	1,000

*Nota.* PF= Porcentaje de fertilización, PHV= Porcentaje de huevos viables, HT= Huevos totales, PE= Porcentaje de eclosión, DGO= Diámetro de gota oleosa, DH= Diámetro de huevo, LL= Longitud de larva, SAI= Índice de supervivencia larval y MA3= Mortalidad acumulada al día 3.

Fuente: Elaboración propia.

## V. Discusión de los resultados

En los aspectos reproductivos evaluados en este trabajo, se han obtenido mejores resultados en relación al porcentaje de huevos viables, porcentaje de eclosión, longitud de larvas recién eclosionadas, SAI y MA3, con un valor estadísticamente mayor en el porcentaje de eclosión, proveniente de puestas de reproductores F1 en comparación con la población de medio natural. Quiñones-Arreola et al. (2015) reportó que en reproductores de población silvestre de *Seriola rivoliana* se obtiene un mejor desempeño reproductivo (porcentaje de fertilización, número total de desoves y huevos producidos) en comparación con reproductores de primera generación. Sin embargo, Soares et al. (2015) manifiesta que en reproductores F1 de *Argyrosomus regius* muestran una mejora en el porcentaje de eclosión y el tamaño de huevo, demostrando que tanto los reproductores F1 como los reproductores de ambiente natural de esta especie producen huevos y larvas de buena calidad. Este estudio obtuvo mejores resultados en el porcentaje de desempeño reproductivo y calidad larval en reproductores F1 de *Anisotremus scapularis*.

Para evaluar la calidad de los huevos de una especie animal, se miden varios factores zootécnicos, como el tamaño de los huevos, la cantidad, frecuencia y volumen de los desoves. También se evalúa la fecundidad, el porcentaje de eclosión y la supervivencia a la primera alimentación (Spanopoulos, 2017). En el presente estudio evaluó el porcentaje de huevos viables, diámetros de huevos y gotas, como indicadores del desempeño reproductivo, porcentaje de fertilización y eclosión como parámetros de calidad de los desoves, SAI y MA3 como calidad larval para reproductores de *A. scapularis* F1.

En relación al porcentaje de huevos viables, los huevos de peces marinos pelágicos presentan flotabilidad debido al alto contenido de agua y, en menor medida, lípidos (Brown, 1998). Así mismo, altos valores en porcentaje de huevos viables son considerados como factores de buena calidad de los huevos (Chacón-Guzmán et al., 2020). Con respecto al

presente estudio, se obtienen mayores valores con reproductores F1 ( $67,26 \pm 21,57\%$ ) en comparación con reproductores de medio natural ( $64,54 \pm 19,60\%$ ). Cabe agregar que el porcentaje de huevos viables reportado por Espinoza et al. (2019) utilizando reproductores de ambiente natural de *A. scapularis* fue de 79,1%, dicho valor se encuentra dentro de los datos obtenidos en el presente trabajo. De igual manera en trabajos realizados en reproductores F1 y F2 de *Lutjanus guttatus* se obtuvo un 96,4 y 91,7 % (Flores, 2013; Chacón-Guzmán et al., 2021) y en reproductores en cautiverio de *L. guttatus* 91,2 y 89,0 % de huevos viables (Chacón-Guzmán et al., 2020; Martínez-Moreno et al., 2016).

En cuanto al porcentaje de fertilización, se encontró una diferencia estadística en puestas de reproductores F1 ( $69,71 \pm 20,93$ ) en comparación con los de ambiente natural ( $70,22 \pm 21,61\%$ ). Esta diferencia estadística es probable que se deba a que los espermatozoides no llegan a fertilizar la totalidad de huevos desovados por reproductores F1. Según Cosson et al. (2008), en los peces marinos, los espermatozoides deben competir para fertilizar el huevo, ya que el micropilo solo permanece abierto durante un corto periodo de tiempo, de 10 a 20 segundos en contacto con el agua. Por otro lado, Montes et al. (2019) reporta un porcentaje de fertilización de 83,45% para la especie en estudio, el cual se encuentra dentro de los valores obtenidos en el presente experimento. De igual manera en trabajos realizados en reproductores en cautiverio de *L. guttatus* 90%; sin embargo, las larvas de estos desoves son sensibles al manejo y a la temperatura (Boza-Abarca et al., 2008).

En relación al porcentaje de eclosión, el porcentaje en reproductores F1 ( $95,70 \pm 3,18\%$ ) es estadísticamente mayor que en reproductores de medio natural ( $93,51 \pm 7,75\%$ ), y la diferencia significativa podría deberse a un posible envejecimiento de huevos fertilizados que se pudo presentar en los reproductores del medio natural, lo cual coincide con Samarin et al. (2008) al describir que la tasa de eclosión disminuye debido a que ocurre la desnaturalización o envejecimiento de los huevos a medida que ocurre su desarrollo embrionario. Así mismo,

Wright-Moore et al. (2019) considera huevos de alta calidad a aquellos que poseen porcentajes de eclosión superiores a 75%. Lo cual se encuentra dentro de lo reportado para la especie en estudio con un rango de 75 a 100 % y 80,89 % (IMARPE, 2016; Montes et al., 2019). Por otro lado, en reproductores de *Orthopristis chrysoptera*, también perteneciente a la familia Haemulidae, se obtuvo de 63 a 93 % de eclosión (Kaiser et al., 2018) y en *Archosargus probatocephalus* 80% (Merino-Contreras et al., 2018). Así mismo, los datos presentados son superiores a los reportados en reproductores de *Dicentrarchus labrax* 40 a 60% (Superio et al., 2021) y en *Paralichthys orbignyanus*  $71,9 \pm 23,1\%$  (Radonic, 2011), especies del mismo orden que *A. scapularis*.

Con respecto al diámetro de huevo, en este trabajo se obtuvieron que los diámetros en reproductores F1 ( $804,48 \pm 12,98 \mu\text{m}$ ), fueron significativamente menores en comparación con los diámetros de los reproductores de medio natural ( $811,55 \pm 15,88 \mu\text{m}$ ). En este caso en particular, la diferencia de los datos comparados proviene de diferentes lotes de reproductores, los cuales alcanzaron mayores proporciones en los ejemplares de medio natural en ambientes controlados, ello concuerda con Barneche et al. (2018), al manifestar que los peces marinos en condiciones de pocas variaciones estacionales presentan huevos 15,2% más grandes debido a que no presentan altas variaciones en la temperatura. En contraste, los reproductores de chita criados en ambientes controlados no experimentaron altas variaciones de temperatura, lo que influyó en el tamaño de los huevos que produjeron. Es importante destacar que las hembras más pequeñas tienden a poner huevos más pequeños, pero si se cultivan en ambientes con mayores fluctuaciones de temperatura, la calidad de las larvas podría verse aún más afectada (Barneche et al., 2018). De igual manera, en el estudio de Beck et al. (2022) atribuyen las variaciones en el tamaño de los huevos durante el desove al desarrollo embrionario. De igual forma se debe considerar lo manifestado por Spíndola et al. (2014) al describir que el diámetro de los huevos es un factor determinante de la calidad larval, con un impacto considerable en

las tasas de supervivencia. Sin embargo, las larvas de F1 presentaron una mayor longitud y supervivencia larval como se detalla párrafos más abajo.

Por otro lado, los valores de los diámetros de huevos en este estudio son mayores a los reportados por Montes et al. (2019) con  $752 \pm 25 \mu\text{m}$ . De igual forma, se presentó un diámetro de 760 a 810  $\mu\text{m}$  en reproductores de *Orthopristis chrysoptera* (Kaiser et al., 2018), de  $793,9 \pm 1,06 \mu\text{m}$  en reproductores F1 de *Lutjanus peru* (Spanopoulos, 2017), en *L. guttatus*  $750,0 \pm 24,5 \mu\text{m}$  (Chacón-Guzman et al., 2020), especie perteneciente a la familia Sciaenidae, en *Archosargus probatocephalus*  $797,4 \pm 10,3 \mu\text{m}$  (Merino-Contreras et al., 2018). Así mismo, en comparación con otras especies se reportan mayores valores al obtenido en el presente estudio como en organismos F1 de *Argyrosomus regius* con  $1040 \pm 100 \mu\text{m}$  (Soares et al., 2015) y en *Pagrus pagrus*  $900 \pm 30 \mu\text{m}$  (Radonic et al., 2005).

Con respecto al diámetro de gota oleosa, en puestas de reproductores F1 ( $178,21 \pm 7,24 \mu\text{m}$ ) son estadísticamente menores a los presentados en reproductores de medio natural ( $183,10 \pm 8,00 \mu\text{m}$ ), esto se debe a la presencia de organismos de mayores dimensiones en este último lote, ello concuerda con Carter et al. (2015) al encontrar que a mayor tamaño de la hembra se obtienen gotas oleosas de mayor tamaño, brindando de mayores reservas energéticas a las larvas. Así mismo, los valores obtenidos son mayores a los reportados para huevos desovados de reproductores de chita mencionados por Montes et al. (2019) e IMARPE (2015) con  $165,00 \pm 14,00 \mu\text{m}$  y  $165,00 \pm 0,60 \mu\text{m}$ , respectivamente. Además, Spanopoulos-Zarco et al. (2016) reporto un diámetro de gota oleosa con  $137,6 \pm 0,6 \mu\text{m}$  en puestas de reproductores de *Lutjanus peru*, el cual es menor al obtenido en el presente trabajo.

Respecto a la longitud de larvas recién eclosionadas, en el presente estudio se han obtenido valores mayores en puestas de reproductores F1 ( $1,76 \pm 0,13 \text{ mm}$ ) en comparación con reproductores de medio natural ( $1,70 \pm 0,14 \text{ mm}$ ). Garrido et al. (2015) manifiesta que larvas de menor tamaño presentan una mortalidad alta que las larvas de tamaño relativamente

grande al eclosionar, debido a que las larvas de mayor medida tienen una ventaja competitiva en términos de tamaño, permitiéndoles acceder a una mayor variedad de presas y, por lo tanto, mayor supervivencia. En relación a lo anterior, las larvas obtenidas de reproductores F1 presentan una ventaja debido a que su tamaño es mayor que el de las larvas de reproductores de medio natural. En comparación con especies de familias filogenéticamente relacionadas, se han obtenido valores mayores a los reportados en larvas F1 y F2 de *Lutjanus guttatus* con  $2,42 \pm 0,05$  y  $2,25 \pm 0,04$  mm (Martínez-Moreno et al., 2016; Chacón-Guzmán et al., 2021). Sin embargo, los datos obtenidos en reproductores F1 son menores a los reportados para larvas eclosionadas de reproductores de chita por Montes et al. (2019) e IMARPE (2015) con valores de  $2,56 \pm 0,051$  y  $2,56 \pm 0,05$  mm respectivamente. Por otro lado, los valores obtenidos son mayores que los reportados en larvas provenientes de *Archosargus probatocephalus* con  $1,65 \pm 0,25$  mm (Merino, 2018).

Por otra parte, Wang et al. (2013) manifiestan que el almacenamiento de los nutrientes y las condiciones de vida de las larvas está relacionado con el índice de supervivencia larval debido a que buscan mantener el equilibrio osmótico sin afectar sus funciones fisiológicas. En los resultados de este índice, se han obtenido valores mayores en puestas de reproductores F1 ( $12,64 \pm 4,17$ ) en comparación con reproductores de medio natural ( $12,30 \pm 3,43$ ), Kjørsvik et al. (1990) manifiesta que larvas de mayores dimensiones sobreviven más tiempo en inanición, indicándonos la relación de los mayores resultados en la longitud de las larvas F1 con el SAI. Así mismo, la supervivencia a la inanición de las larvas de reproductores F1 representa una buena condición debido a que sobrevivió al consumo del saco vitelino (3 DDE) y gota oleosa (5 DDE). No obstante, las larvas de ambos lotes morían en su totalidad al octavo día (8 DDE) en condiciones de inanición. Además, se encontró una correlación positiva significativa entre el SAI y el porcentaje de eclosión., coincidiendo con Kawano (2017) al describir que la eclosión de larvas grandes presenta mayores tasas de supervivencia y, al mismo tiempo, son

individuos más rápidos; sin embargo, en la especie *Pagrus pagrus* se ha determinado que no existe correlación entre porcentaje de eclosión y SAI (Radonic et al., 2005). Así mismo, los valores obtenidos coinciden con los presentados en larvas de *A. scapularis* con un rango de 4 a 19 (IMARPE, 2016), en *P. pagrus* con 3,4 a 29,8 y 18,3 (Radonic et al., 2005; Aristizabal et al., 2009) y en reproductores F1 de *Paralichthys orbignyanus* con  $10,1 \pm 6,9$  (Radonic, 2011).

En la comparación de la mortalidad acumulada al día 3, se denota que es menor en reproductores F1 ( $28,09 \pm 11,25\%$ ) con respecto a reproductores de medio natural ( $29,46 \pm 14,21\%$ ). Aristizabal et al. (2007) manifiesta que los desoves se consideran de buena calidad cuando la mortalidad al día 3 es menor a 10%, mientras que aquellas con mortalidades mayores a 35% se consideran de mala calidad, en tal sentido, se han obtenido desoves de calidad regular con reproductores F1. Los valores obtenidos se encuentran dentro del reportado en larvas de *A. scapularis* con valores entre 1 a 71 % (IMARPE, 2016). En otras especies como en *Dentex dentex* con  $24,85 \pm 16,85\%$  (Giménez et al., 2006) y en *Sardina pilchardus* con una mortalidad acumulada al día 2 de 34,5% (Garrido et al., 2015) y menor valor en reproductores de *Pagrus pagrus* 82,4 % (Aristizabal et al., 2009).

## VI. Conclusiones

- En relación al desempeño reproductivo de reproductores F1, en el periodo de evaluación de noviembre del año 2021 al mes de marzo del 2022, se obtuvieron un total de 67 puestas con un promedio de 45 280 huevos/mes. El promedio de porcentaje de huevos viables fue de  $67,26 \pm 21,57$  %, con un diámetro de huevo promedio de  $804,48 \pm 12,98$   $\mu\text{m}$ , diámetro de gota oleosa de  $178,21 \pm 7,24$   $\mu\text{m}$  y una longitud de larvas recién eclosionadas de  $1,76 \pm 0,13$  mm.
- En relación con los índices de calidad de los desoves en reproductores de primera generación, en el porcentaje de fertilización se obtuvo un promedio de  $69,71 \pm 20,93$  % y en el caso del porcentaje de eclosión,  $95,70 \pm 3,18$ %.
- Sobre la calidad larval, en el índice de supervivencia larval se ha obtenido un promedio de  $12,64 \pm 4,17$  y una mortalidad acumulada al día 3 promedio de  $28,09 \pm 11,25$ %.
- Los resultados obtenidos en este estudio sugieren que la utilización de reproductores F1 es una alternativa viable para la producción en acuicultura, gracias a su desempeño reproductivo y la calidad de los desoves y larvas reportados. Asimismo, se corrobora que los reproductores de primera generación pueden ser utilizados para la formación de un lote de reproductores y, de esta manera, garantizar la producción de larvas viables. Estos hallazgos pueden ser de gran relevancia para mejorar la eficiencia de los sistemas de acuicultura y contribuir al desarrollo de una producción más sostenible y rentable.

## **VII. Recomendaciones**

- Algunos estudios sugieren determinar el porcentaje de dimorfismos u otras malformaciones en larvas, lo cual es aplicable a larvas de reproductores de medio natural y primera generación como índice de calidad larval.
- Se recomienda que, para lograr mejores resultados, es crucial continuar realizando más experiencias y recopilar datos adicionales a fin de conocer la especie.
- Puede realizarse pruebas con alimentación exógena posterior al día 5 después de eclosión para evaluar su consumo y determinar factores de conversión en ese estadio.

### VIII. Referencias

- Alvarez-Lajonchère, L. y Hernández Molejón, O. (2001). *Producción de juveniles de peces estuarinos para un Centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías*. The world aquaculture society.
- Andrade, C., Nogueira, N., Cunha, M., Pousão-Ferreira, P., Ribeiro, L., Bandarra, N., Gavaia, P. y Arantzamendi, L. (2011). Development of fish larvae quality for red porgy *Pagrus pagrus* and grouper *Epinephelus marginatus*. [conferencia]. *World Aquaculture 2011. Aquaculture for a Changing World. Portugal*.  
[https://www.researchgate.net/publication/241687378\\_Fish\\_larvae\\_quality\\_descriptors\\_an\\_appraisal\\_of\\_methods\\_for\\_red\\_Porgy\\_Pagrus\\_pagrus\\_and\\_grouper\\_Epinephelus\\_marginatus\\_produced\\_under\\_different\\_rearing\\_conditions](https://www.researchgate.net/publication/241687378_Fish_larvae_quality_descriptors_an_appraisal_of_methods_for_red_Porgy_Pagrus_pagrus_and_grouper_Epinephelus_marginatus_produced_under_different_rearing_conditions)
- Anita, N. y Dewi, N. (2020). Evaluation of hatching rate, growth performance, and survival rate of cantang grouper (*Epinephelus fuscoguttatus x lanceolatus*) in concrete pond at Situbondo, East Java, Indonesia. *IOP Conference Series Earth and Environmental Science*. IOP Publishing.  
[https://www.researchgate.net/publication/339486259\\_Evaluation\\_of\\_hatching\\_rate\\_growth\\_performance\\_and\\_survival\\_rate\\_of\\_cantang\\_grouper\\_Epinephelus\\_fuscoguttatus\\_lanceolatus\\_in\\_concrete\\_pond\\_at\\_Situbondo\\_East\\_Java\\_Indonesia](https://www.researchgate.net/publication/339486259_Evaluation_of_hatching_rate_growth_performance_and_survival_rate_of_cantang_grouper_Epinephelus_fuscoguttatus_lanceolatus_in_concrete_pond_at_Situbondo_East_Java_Indonesia)
- Aparicio, B. (2004). Importancia de los lípidos en la reproducción y ontogenia del pez blanco de Pátzcuaro (*Chirostoma estor estor*). [Tesis de maestría, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste].  
[https://207.249.123.213/jspui/bitstream/1001/358/1/aparicio\\_b.pdf](https://207.249.123.213/jspui/bitstream/1001/358/1/aparicio_b.pdf)
- Aristizábal, E. (2006). Desove en cautiverio y calidad de los huevos y larvas del besugo, *Pagrus pagrus* (L.). *Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero*.

[https://www.researchgate.net/publication/267260682\\_DESOVE\\_EN\\_CAUTIVERIO\\_Y\\_CALIDAD\\_DE\\_LOS\\_HUEVOS\\_Y\\_LARVAS\\_DEL\\_BESUGO\\_Pagrus\\_pagrus\\_L](https://www.researchgate.net/publication/267260682_DESOVE_EN_CAUTIVERIO_Y_CALIDAD_DE_LOS_HUEVOS_Y_LARVAS_DEL_BESUGO_Pagrus_pagrus_L)

- Aristizabal, E., Suárez, J. y Vega, A. (2007). Evaluación de la calidad de los huevos de besugo (*Pagrus Pagrus*) durante seis estaciones reproductivas consecutivas. *INIDEP*.  
<https://revistapuerto.com.ar/wp-content/uploads/2007/12/150.pdf>
- Aristizabal, E., Suárez, J., Vega, A. y Bargas, R. (2009). Egg and larval quality assessment in the Argentinean red porgy (*Pagrus pagrus*). *Aquaculture*, 287, pp. 329-334.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.10.044>
- Atta, R. (2006). Estudio comparativo en dos sistemas de preparación de los progenitores de *Piaractus brachyomus* (Estación acuícola “El Prado” departamento de Santa Cruz). [Tesis de maestría, Universidad Autónoma Gabriel Rene Moreno].  
<http://www.riiaamazonia.org/PUBS/T15.pdf>
- Avilés, M. (2005). Calidad de huevos y larvas según el manejo de los reproductores de la cabrilla (*Paralabrax maculatofasciatus*, Pisces: Serranidae). [Memoria de doctorado, Universidad de Barcelona].  
[https://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/797/AAQ\\_TESIS.pdf?sequence=1](https://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/797/AAQ_TESIS.pdf?sequence=1)
- Barneche, D., Burgess, S., y Marshall, J. (2018). Global environmental drivers of marine fish egg size. *Global Ecology and Biogeography: A Journal of Macroecology*, 27 (8), pp. 890–898. <https://doi.org/10.1111/geb.12748>
- Beck, S., Räsänen, K., Kristjánsson, B., Skúlason, S., Jónsson, Z., Tsinganis, M., y Leblanc, C. (2022). Variation in egg size and offspring phenotype among and within seven Arctic charr morphs. *Ecology and Evolution*, 12 (10). <https://doi.org/10.1002/ece3.9427>
- Bobé, J. (2015). Egg quality in fish: Present and future challenges. *Animal Frontiers*, 5(1), pp. 66–72. <https://doi.org/10.2527/af.2015-0010>

- Boza-Abarca, J., Calvo-Vargas, E., Solis-Ortiz, N. y Komen, J. (2008). Induced spawning and larval rearing of spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, at the Marine Biology Station, Puntarenas, Costa Rica. *Ciencias Marinas* 34(2), pp. 239-252. <https://doi.org/10.7773/cm.v34i2.1246>
- Boza, J., Ramírez, M., Barquero, J., Calvo, E. y Berrocal, K. (2016). Desove espontáneo, ontogenia y crecimiento en cautiverio de *Cynoscion squamipinnis* (Perciformes: Sciaenidae). Costa Rica. *Revista de Biología Tropical* 64(3), pp. 991-1005. <https://doi.org/10.15517/rbt.v64i3.20785>
- Brown, N. (1998). Egg Quality, Triploidy Induction and Weaning of the Atlantic Halibut *Hippoglossus hipoglossus*. [Tesis de doctorado]. University of Stirling.
- Burgos, Y. y Yela, A. (2010). Efecto de diferentes fotoperíodos y salinidades sobre la Larvicultura de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1989) en la estación acuícola Bahía Málaga, Buenaventura, Colombia. [Tesis de pregrado, Universidad de Nariño]. <https://sired.udenar.edu.co/5249/1/81751.pdf>
- Carrera, L., Cota, N., Linares, J., Castro, A., Orihuela, L., Silva, E. y Montes, M. (2018). Manual para acondicionamiento y reproducción de chita *Anisotremus scapularis*. *Informe Instituto del Mar del Perú*. 45(2).
- Carrera, L., Fontes, J., Cardoso, G., Padilha, M., y Opazo, R. (2022). Reproductive cycle of the female *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) on the marine coast of Callao, basic knowledge to go towards its aquaculture. *Frontiers in marine science* 9. <https://doi.org/10.3389/fmars.2022.1033718>
- Carter, A., Carton, A., McCormick, M., Tobin, A., y Williams, A. (2015). Maternal size, not age, influences egg quality of a wild, protogynous coral reef fish *Plectropomus leopardus*. *Marine Ecology Progress Series* 529, pp. 249–263. <https://doi.org/10.3354/meps11277>

- Castro, A., Cota, N., Montes, M. y Carrera, L. (2021). Protocolo del cultivo larvario de chita *Anisotremus scapularis* en condiciones de laboratorio. *Instituto del Mar del Perú*.
- Castro, A., Cota, N., Montes, M. y Carrera, L. (2022). Evaluación de la densidad de cultivo sobre el crecimiento y supervivencia de larvas de chita *Anisotremus scapularis* (Tschui, 1846) en laboratorio. *Marine and fisheries sciences* 35(1). <https://doi.org/10.47193/mafis.3512022010102>
- Chacón-Guzmán, J., Carvajal-Oses, M., Toledo-Agüero, P. y Flores-Gatica, H. (2020). Comparación del perfil de ácidos grasos de las gónadas y huevos de *Lutjanus guttatus* (Perciformes: Lutjanidae) obtenidas de reproductores silvestres y de cautiverio. *Uniciencia* 34 (1), pp. 32-59. <http://dx.doi.org/10.15359/ru.34-1.3>
- Chacón-Guzmán, J., Carvajal-Oses, M. y Herrera-Ulloa, Á. (2021). Optimización del cultivo larvario para la producción de juveniles de pargo manchado *Lutjanus guttatus* en Costa Rica. *Uniciencia* 35(2), pp. 10-26. <http://dx.doi.org/10.15359/ru.35-2.2>
- Ching, F., Othman, N., Anuar, A., Shapawi, R. y Senoo, S. (2018). Natural spawning, embryonic and larval development of F2 hybrid grouper, tiger grouper *Epinephelus fuscoguttatus* x giant grouper *E. lanceolatus*. *International Aquatic Research*. 10, pp. 391-402. <https://doi.org/10.1007/s40071-018-0214-5>
- Chirichigno, N. y Cornejo, R. (2001). Catálogo comentado de los peces marinos del Perú. Publicación especial. *Instituto del Mar del Perú*.
- Chirichigno, N. y Vélez, J. (1998). Clave para identificar los peces marinos del Perú. 2ª ed. Perú: *Instituto del Mar del Perú*.
- Cosson, J., Groison, A., Suquet, M., Fauvel, C., Dreanno, C., y Billard, R. (2008). Marine fish spermatozoa: racing ephemeral swimmers. *Reproduction*, 136(3), pp. 277–294. <https://doi.org/10.1530/REP-07-0522>

- Cota, N. (2016). Ontogenia del sistema digestivo y caracterización de la actividad enzimática de las larvas de chita *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846). [Tesis de maestría, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California]. Repositorio institucional CICESE. <https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1007/1357/1/245481.pdf>
- Dionicio-Acedo, J., Rosado-Salazar, M., Flores-Mego, J., Flores-Ramos, L. y Aguirre-Velarde, A. (2017). Evaluación de dietas comerciales en el crecimiento y su efecto en la composición bioquímica muscular de juveniles de chita, *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) (Familia: Haemulidae). *Latin american journal of aquatic research* 45 (2). <http://dx.doi.org/10.3856/vol45-issue2-fulltext-16>
- Espinoza, L., Chili, V., Pepe, R., Pino, J. y Contreras, Z. (2019). Captura, acondicionamiento y primer desove de sargo *Anisotremus scapularis* en la Región Tacna. *Revista Ciencia y Desarrollo*. <https://doi.org/10.33326/26176033.2019.25.867>
- Espinoza, L. (2019). Efecto de la densidad y el tiempo de transporte en la sobrevivencia de juveniles de sargo (*Anisotremus scapularis*). [Tesis de maestría, Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann - Tacna]. Repositorio institucional UNJBG. [http://repositorio.unjbg.edu.pe/bitstream/handle/UNJBG/3922/78\\_2019\\_espinoza\\_ramos\\_la\\_espg\\_doctorado\\_ciencias\\_ambientales.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://repositorio.unjbg.edu.pe/bitstream/handle/UNJBG/3922/78_2019_espinoza_ramos_la_espg_doctorado_ciencias_ambientales.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Fischer, W., Krupp, F., Schenerider, W., Sommer, C., Carpenter, K. y Niem, H. (1995). Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico centro-oriental. Vertebrados.
- Flores, H. (2013). Cultivo de pargo manchado *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869), una oportunidad para Colombia. *Revista Científica Sabia* 2, pp. 26-38.

- Froese, R. y Pauly, D. (2011). FishBase. World Wide Web electronic publication. *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) Peruvian grunt. <https://www.fishbase.se/Summary/SpeciesSummary.php?id=8255ylang=spanish>
- Garrido, S., Ben-Hamadou, R., Santos, A., Ferreira, S., Teodósio, M., Cotano, U., Irigoien, X., Peck, M., Saiz, E. y Ré, P. (2015). Born small, die young: Intrinsic, size-selective mortality in marine larval fish. *Scientific Reports* 5. <https://doi.org/10.1038/srep17065>
- Giménez, G., Estévez, A., Lahnsteiner, F., Zecevic, B., Bell, J., Hernderson, R., Piñera, J. y Sanchez-Prado, J. (2006). Egg quality criteria in common dentex (*Dentex dentex*). *Aquaculture* 260(1-4), pp. 232-243. <https://doi.org/10.1016/J.AQUACULTURE.2006.06.028>
- Google maps. (s.f.). Búsqueda: IMARPE. <https://goo.gl/maps/j6JwvXwJ2ecqS7q9A>
- Iannacone, J. y Alvarino, L. (2012). Microecología del monogeneo *Mexicana sp.* en las branquias de *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) (Osteichthyes, Haemulidae) de la costa marina de Lima, Perú. *Neotropical helminthology* 6 (2), pp. 277-285.
- Ibarra-Castro, L., Muñoz-Meza, L. y Álvarez-Lajonchère, L. (2012). Estudios sobre el manejo e incubación de huevos del pargo flamenco *Lutjanus guttatus* (Pisces, Lutjanidae). *Hidrobiológica*. 22(1), pp.49-57.
- Instituto del Mar del Perú [IMARPE]. (2015). Ciclo de vida de la chita *Anisotremus scapularis*. *Serie de divulgación científica* 1(1). <https://repositorio.imarpe.gob.pe/handle/20.500.12958/3004>
- Instituto del Mar del Perú [IMARPE]. (2016). Anuario Científico Tecnológico IMARPE 2016. *Instituto del Mar del Perú* 16.
- Instituto del Mar del Perú [IMARPE]. (2022). Catálogo Digital de la Biodiversidad Acuática del Perú: *Chita*. <https://biodiversidadacuatica.imarpe.gob.pe/Catalogo/Especie?id=152>

- Kaiser, J., Faulk, C., Thompson, K. y Fuiman, L. (2018). Baitfish Aquaculture: Spawning and Juvenile Requirements of Pigfish. *World Aquaculture* 49(3), pp. 48-51.
- Kawano, S. (2017). Fish larvae feed in the danger zone. *The journal of experimental biology*, 220(15), pp. 2683–2683. <https://doi.org/10.1242/jeb.147496>
- Kjørsvik, E., Mangor-Jensen, A. y Holmefjord, I. (1990). Egg Quality in Fishes. *Advances in Marine Biology* 26. 71-113. [https://doi.org/10.1016/S0065-2881\(08\)60199-6](https://doi.org/10.1016/S0065-2881(08)60199-6)
- La Barbera, A. (2014). Obtención de puestas del pez de limón ("*Seriola dumerili*") mediante inducciones con GnRH $\alpha$ , aplicada con inyección e implante. Calidad de las puestas obtenidas. [Tesis de maestría]. Universidad de las Palmas de Gran Canaria.
- Lahnsteiner, F. y Patarnello, P. (2005). The shape of the lipid vesicle is a potential marker for egg quality determination in the gilthead seabream, *Sparus aurata*, and in the sharpnout seabream, *Diplodus puntazzo*. *Aquaculture* 246, pp. 423-435.
- Magnotti, C., Cipriano, F. y Ronzani, V. (2020). Avanços na reprodução da tainha *Mugil liza*: maturação e desova de reprodutores selvagens e fl em cativeiro. *Ciências e interdisciplinaridades: desafios, pesquisas e novas perspectivas* 21.
- Martínez-Moreno, R., Dumas, S. y Garduño-Dionate, M. (2016). Efecto de la temperatura durante el desarrollo temprano del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* en La Paz, Baja California Sur, México. *Ciencia Pesquera* 24 (2), pp. 31-40.
- Mata, E., Rosas, J., Velásquez, A. y Cabrera, T. (2004). Inducción hormonal al desove y descripción larval del corocoro *Orthopristis ruber* Cuvier (Pisces: Haemulidae). *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 39 (1), pp. 21-29.
- Matsuo, Y., Kasahara, Y., Hagiwara, A., Sakakura, Y. y Arakawa, T. (2006). Evaluation of larval quality of viviparous scorpionfish *Sebastes marmoratus*. *Fisheries Sciences*, 72 (5), pp.948-954. <https://doi.org/10.1111/j.1444-2906.2006.01242.x>

- Merino, M. (2018). Fisiología digestiva de larvas y juveniles de sargo *Archosargus probatocephalus* (Perciformes: Sparidae). [Tesis de doctorado] Universidad Veracruzana.
- Merino-Contreras, M., Sánchez-Morales, F., Jiménez-Badillo, M., Álvarez-González, C., Meiners-Mandujano, C. y Peña-Marín, E. (2018). Aclimatación en cautiverio del sargo *Archosargus probatocephalus* (Perciformes: Sparidae). *Revista Ecosistemas y recursos agropecuarios* 5 (15). <https://doi.org/10.19136/era.a5n15.1730>
- Ministerio de la Producción [PRODUCE]. (2009). *Plan Nacional de Desarrollo Acuícola*.
- Ministerio de la Producción [PRODUCE]. (2019). IMARPE: investigaciones en el cultivo de chita permitirá su producción comercial en ambiente natural y controlado. *Nota informativa. PRODUCE* <https://www.gob.pe/institucion/imarpe/noticias/50940-imarpe-investigaciones-en-el-cultivo-de-chita-permitira-su-produccion-comercial-en-ambiente-natural-y-controlado>
- Ministerio de la Producción [PRODUCE]. (2020). *Anuario estadístico: Pesquero y Acuícola 2019*.
- Ministerio de la Producción [PRODUCE]. (2022). Imarpe desarrolla proyecto de investigación para mejorar la reproducción de chita e impulsar su cultivo a escala comercial. *Nota de prensa. PRODUCE*. <https://www.gob.pe/institucion/produce/noticias/586389-imarpe-desarrolla-proyecto-de-investigacion-para-mejorar-la-reproduccion-de-chita-e-impulsar-su-cultivo-a-escala-comercial>
- Mira-López, T., Medina-Robles, V., Velasco-Santamaría, Y. y Cruz-Casallas, P. (2007). Valores morfométricos en larvas de yamú *Brycon amazonicus* (PISCES: CHARACIDAE) obtenidas con semen fresco y crioconservado. *Actualidades biológicas* 29(87), 209-219.
- Moguel, I. (2010). Caracterización bioquímica y fisiológica de embriones y larvas vitelinas del huachinango del pacífico *Lutjanus peru*: implicaciones en la calidad de los desoves.

- [Tesis de maestría, Instituto Politécnico Nacional]. Repositorio Institucional IPN. <https://repositoriodigital.ipn.mx/bitstream/123456789/13515/1/moguelh1.pdf>
- Montes, M., Castro, A., Linares, J., Orihuela, L. y Carrera, L. (2019). Embryonic development of Peruvian grunt *Anisotremus scapularis* (Perciformes: Haemulidae). *Instituto del Mar del Perú*.
- Parra, B., Ruiz, L. y Prieto, A. (2007). Índices ecológicos y parámetros biométricos de Haemulidae (Pisces: Perciformes) en la zona de la Isla de Cubagua, Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 25(1), pp. 51-61.
- Passaro, M. (2015). Determinación de temperatura y densidad óptima en cultivo larval de lenguado *Paralichthys adspersus* (STEINDACHNER, 1867) en condiciones de laboratorio. [Tesis de pregrado]. Universidad Nacional Federico Villarreal.
- Peña, R. (2015). Criterios de Calidad de Huevos y sus Implicaciones en el Cultivo de Peces Marinos. *Nutrición Acuícola: Investigación y Desarrollo*, pp. 402-434.
- Peña-Marín, E., Ibarra-Castro, L., Martínez-Brown, J., Tovar-Ramírez, D., Asencio-Alcudia, G., Pérez-Morales, A. y Álvarez-González, C. (2018). Cultivo de larvas de peces en el Pacífico mexicano: problemáticas y perspectivas. *Universidad de Colima*. [https://www.researchgate.net/publication/329539026\\_Cultivo\\_de\\_larvas\\_de\\_peces\\_en\\_el\\_Pacifico\\_mexicano\\_problematicas\\_y\\_perspectivas](https://www.researchgate.net/publication/329539026_Cultivo_de_larvas_de_peces_en_el_Pacifico_mexicano_problematicas_y_perspectivas)
- Pertiwi, P., Abinawanto, A. y Yimastria, S. (2018) Fertilization rate of Lukas fish (*Puntius bramoides*). *AIP Conference Proceedings 2023*(1). <https://doi.org/10.1063/1.5064157>
- Programa Nacional de Innovación en Pesca y Acuicultura [PNIPA]. (2018). Sechura innova en acuicultura con investigación y tecnología. <https://pnipa.gob.pe/sechura-innova-en-acuicultura-con-investigacion-y-tecnologia/>

- Programa Nacional de Innovación en Pesca y Acuicultura [PNIPA]. (2021). Hoja de ruta para el cultivo de peces marinos en el Perú. *Programa Nacional de Innovación en Pesca y Acuicultura*.
- Quiñones-Arreola, M., Arcos-Ortega, F., Gracia-López, V., Casillas-Hernández, R., Weirich, C., Morris, T., Díaz-Tenorio, M. y Ibarra-Gámez, C. (2015). Reproductive broodstock performance and egg quality of wild-caught and first-generation domesticated *Seriola rivoliana* reared under same culture conditions. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 43 (5), pp. 953-962. <http://dx.doi.org/10.3856/vol43-issue5-fulltext-15>
- Radonic, M., López, A., Oka, M. y Aristizábal, E. (2005). Effect of the incubation temperature on the embryonic development and hatching time of eggs of the red porgy *Pagrus pagrus* (Linne, 1758) (Pisces: Sparidae). *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 40 (2), pp. 91-99. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-19572005000200001>
- Radonic, M. (2011). Biología reproductiva del lenguado *Paralichthys orbignyanus*: Maduración y potencial reproductivo en ejemplares cultivados y salvajes. [Tesis de doctorado]. Universidad Nacional de Mar del Plata.
- Rasines, I. (2013). Reproducción en cautividad del lenguado senegalés (*Solea senegalensis*): inducción hormonal a la ovulación y obtención de huevos para la fecundación artificial. [Tesis de doctorado]. Universidad de Oviedo.
- Rideout, R., Rose, G. y Burton, M. (2005). Skipped spawning in female iteroparous fishes. *Fish and Fisheries*, 6, pp. 50-72.
- Rocha, A., Ruiz, S. y Coll, J. (2002). Método sencillo para producir huevos embrionados de pez cebra. *Investigación agraria. Producción y sanidad animales*, 17(1-2), pp. 93-102.
- Ruiz-Ramírez, S., Lucano-Ramírez, G., González-Sansón, G., Rojo-Vázquez, J. y Arellano-Martínez, M. (2012). Biología reproductiva de *Anisotremus interruptus* (Perciformes:

- Haemulidae) en el Pacífico central mexicano. *Revista de Biología Tropical*, 60(2), pp. 709-720.
- Samarin, A., Ahmadi, M., Azuma, T., Rafiee, G., Amiri, B., y Naghavi, M. (2008). Influence of the time to egg stripping on eyeing and hatching rates in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* under cold temperatures. *Aquaculture*, 278(1-4), pp. 195-198. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.03.034>
- Sarmiento, L. (2014). Composición y distribución espacio temporal del ictioplancton en el golfo de Chiriqui República de Panamá. [Tesis de maestría]. Universidad de Panamá.
- Schaerlinger, B. y Zarski, D. (2015). Evaluation and Improvements of Egg and Larval Quality in Percid Fishes. *Biology and Culture of Percid Fishes*. [https://doi.org/10.1007/978-94-017-7227-3\\_6](https://doi.org/10.1007/978-94-017-7227-3_6)
- Serrano-Pinto, V. (2021). Caracterización proteica de huevos de jurel en cautiverio como biomarcadores tempranos de calidad de huevos y larvas. *Revista PCTI*, 12.
- Slembrouck, J., Subagja, J., Day, D., Firdausi y Legendre., M. (2003). *Artificial fertilization and egg incubation techniques*.
- Soares, F., Ribeiro, L., Gamboa, M., Duarte, S., Candeias, A., Castanho, S., Barata, M., Lourenço, T. y Pousão-Ferreira, P. (2015). Comparative analysis on natural spawning of F1 meagre, *Argyrosomus regius*, with wild broodstock spawns in Portugal. *Fish Physiology and Biochemistry*, 41, pp. 1509-1514. <https://doi.org/10.1007/s10695-015-0103-4>
- Spanopoulos, M. (2017). Estimación del inicio de la pubertad en juveniles de *Lutjanus peru* nacidos en cautiverio y los efectos del manejo nutricional sobre la calidad de los desoves. [Tesis de doctorado]. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste.
- Spanopoulos-Zarco, M., Estrada-Godínez, J., Pérez-Urbiola, J., Gracia-López, V., Ascencio-Valle, F., Carrillo, M., Quiñones-Arreola, M. y Maldonado-García, M. (2016).

- Evaluación de la primera madurez sexual del huachinango del Pacífico (*Lutjanus peru*) nacido en cautiverio. *Latin american journal of aquatic research*, 44(4), pp. 750-759. <http://dx.doi.org/10.3856/vol44-issue4-fulltext-10>
- Spíndola, J., Resende, L., Mazzoni, R., Ferreira, C. y Feitosa, J. (2014). Reproductive tactics optimizing the survival of the offspring of *Cichlasoma orientale* (Perciformes: Cichlidae). *Revista de biología tropical*, 62(3), pp. 1007-1018.
- Superio, J., Fakriadis, L., Tsigenopoulos, C., Lancerotto, S., Villena, A., Vervelakis, E. y Mylonas, C. (2021). Spawning kinetics and parentage contribution of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) broodstocks, and influence of GnRHa-induced spawning. *Aquaculture Reports*, 21. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100766>
- Tavera, J. (2012). Evolución, filogenia y biogeografía de la subfamilia Haemulinae (Percoidei: Haemulidae) en el nuevo mundo. [Tesis de doctorado]. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste.
- Vega, R., Pradenas, M., Estrada, J., Ramírez, D., Valdebenito, I., Mardones, A., Dantagnan, P., Alfaro, D., Encinca, F. y Pichara, C. (2012) Evaluación y comparación de la eficiencia de dos sistemas de incubación de huevos de *Genypterus chilensis* (Guichenot, 1848). *Latin American Journal of Aquatic Research*, 40(1), pp. 187-200.
- Wang, Y., Li, L., Cui, G., y Lu, W. (2013). Ontogenesis from embryo to juvenile and salinity tolerance of Japanese devil stinger *Inimicus japonicus* during early life stage. *SpringerPlus*, 2(1), pp. 289. <https://doi.org/10.1186/2193-1801-2-289>
- Watanabe, W., Shah, A., Ostrowski, A., Montgomery, F., Gabel, J., Morris, J. y Seaton, P. (2016). Live prey enrichment and artificial microdiets for larviculture of Atlantic red porgy *Pagrus pagrus*. *Aquaculture Reports*, 3, pp. 93-107. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2016.01.003>

- World Register of Marine Species [WoRMS]. (2008). WoRMS taxon details: *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846).  
<https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=279622>
- Wright-Moore, W., Watanabe, W., Bourdelais, A., Alam, M., Rezek, T., Carroll, P. y Woolrigde, C. (2019). Spawning performance and egg quality of wild-caught and first generation southern flounder *Paralichthys lethostigma* broodstock induced with piscine and mammalian GnRH analogs. *Aquaculture*, 506(15), pp. 367-379.  
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.03.062>
- Yanac, C. (2021). Efecto del contenido proteico en la dieta sobre el crecimiento y utilización del alimento en juveniles de chita (*Anisotremus scapularis*). [Tesis de pregrado]. Universidad Nacional Agraria La Molina.