

La investigación reportada en esta tesis es parte de los programas de investigación del CICESE (Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California).

La investigación fue financiada por el CONAHCYT (Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías).

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México). El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo o titular de los Derechos de Autor.

**Centro de Investigación Científica y de Educación
Superior de Ensenada, Baja California**



**Maestría en Ciencias
en Acuicultura**

**Indicadores de estrés y desempeño biológico de juveniles de
lobina rayada (*Morone saxatilis*) en agua marina: efecto de la
densidad de cultivo y color del tanque**

Tesis
para cubrir parcialmente los requisitos necesarios para obtener el grado de
Maestro en Ciencias

Presenta:

Denise Encarnación Mayoral Noriega

Ensenada, Baja California, México
2024

Tesis defendida por
Denise Encarnación Mayoral Noriega

y aprobada por el siguiente Comité

Dr. Juan Pablo Lazo Corvera
Director de tesis

Dr. Benjamín Barón Sevilla

Dr. Víctor Ruiz Cortés



Dr. Roberto Cruz Flores
Coordinador del Posgrado en Acuicultura

Dra. Ana Denise Re Araujo
Directora de Estudios de Posgrado

Resumen de la tesis que presenta **Denise Encarnación Mayoral Noriega** como requisito parcial para la obtención del grado de Maestro en Ciencias en Acuicultura

Indicadores de estrés y desempeño biológico de juveniles de lobina rayada (*Morone saxatilis*) en agua marina: efecto de la densidad de cultivo y color del tanque

Resumen aprobado por:

Dr. Juan Pablo Lazo Corvera
Director de tesis

Existen factores ambientales de naturaleza física, química o biológica que afectan directamente la alimentación de los peces. Por ejemplo, las altas densidades de cultivo pueden generar estrés en los organismos, resultando en la merma del consumo de alimento y por ende su crecimiento. Sin embargo, algunas especies toleran altas densidades formando un grupo o cardumen que les confiere un mejor desempeño. Otro factor que afecta el comportamiento de algunas especies es la coloración de los tanques de cultivo; demostrando la necesidad de utilizar tanques con un entorno físico adecuado para la especie a cultivar. Actualmente, *M. saxatilis* se produce en tanques en laboratorio y se engorda en jaulas marinas en Baja California; así que existe un gran interés por mejorar su crecimiento y eficiencia alimenticia. Por ello, el objetivo de esta investigación fue evaluar tres densidades de cultivo (alta: $6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, media: $3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ y baja: $1.5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) y dos colores de tanque (azul celeste y negro) en el crecimiento, supervivencia, utilización del alimento, índices corporales y concentración de cortisol y glucosa de juveniles de lobina rayada en agua marina para su mantenimiento en laboratorio durante nueve semanas. Los resultados demostraron que los organismos obtuvieron el mayor crecimiento en peso en la densidad media, indistintamente del color del tanque. Asimismo, la densidad afectó significativamente los índices hepatosomático y liposomático, ya que disminuyeron conforme aumentó la densidad. El color del tanque influyó de manera importante en el consumo de alimento (azules: $37.4 \pm 1.9 \text{ g}\cdot\text{pez}^{-1}$; negros: $35.9 \pm 2.0 \text{ g}\cdot\text{pez}^{-1}$). La interacción de los factores afectó la TCE, TCA y TEP. Las concentraciones de cortisol ($81.8 \pm 22.5 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$) y glucosa ($83.2 \pm 11.4 \text{ mg}\cdot 100 \text{ ml}^{-1}$) fueron similares en todos los tratamientos y relativamente bajas para la especie. En conclusión, se logró elucidar bajo qué condiciones de cultivo en laboratorio los organismos lograron superar los factores de estrés sin comprometer su crecimiento y supervivencia, reflejándose en un mejor desempeño biológico. Se recomienda utilizar tanques azules o negros con densidades iniciales de $4.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $233 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$ para el cultivo de juveniles de *M. saxatilis* en agua salada bajo condiciones de laboratorio.

Palabras clave: lobina rayada, densidad cultivo, color tanque, estrés, crecimiento

Abstract of the thesis presented by **Denise Encarnación Mayoral Noriega** as a partial requirement to obtain the Master of Science degree in Aquaculture

Stress indicators and biological performance of striped bass (*Morone saxatilis*) juvenile in seawater: effect stock density and tank color

Abstract approved by:

Dr. Juan Pablo Lazo Corvera
Thesis Director

Environmental factors of a physical, chemical or biological nature such as high stocking densities can directly affect fish feeding and generate stress in organisms, resulting in a decrease in food intake and therefore growth. However, some species tolerate high densities, forming a group or shoal resulting in better overall performance. Another factor that influences the behavior of some species is the color of the culture tank; warranting the need to use tanks with a physical environment suitable for the species to be cultivated. Currently, striped bass are produced in tank-based hatcheries to be socked in sea cages for growout in Baja California. Thus, there is interest in improving their growth rate and feed efficiency under laboratory conditions. Therefore, the objective of this research was to evaluate the effect of three stocking densities (high: 6.2 kg m^{-3} , medium: 3.1 kg m^{-3} and low: 1.5 kg m^{-3}) and two tank colors (light blue and black) on the biological performance (growth, survival, food utilization), somatic indices and fish stress using the concentration of cortisol and glucose in blood serum as response variables of juvenile striped bass cultured in seawater for nine weeks. The results showed that the organisms had greater growth in terms of final weight when they were cultured at the medium stocking density, regardless of tank color. Likewise, density had a significant effect on hepatosomatic and liposomatic indices, with a tendency to decrease as density increased. The color of the tank significantly influenced the food consumption (blues: $37.4 \pm 1.9 \text{ g-fish}^{-1}$; blacks: $35.9 \pm 2.0 \text{ g-fish}^{-1}$). The interaction of the factors influenced TCE, TCA and TEP. The concentrations of cortisol ($81.8 \pm 22.5 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$) and glucose ($83.2 \pm 11.4 \text{ mg}\cdot\text{100 ml}^{-1}$) were similar in all treatments indicating low fish stress. In conclusion, it was possible to elucidate under which laboratory culture conditions the organisms were able to overcome the stress factors without compromising their growth and survival; reflected in better biological performance. A stocking density of 4.2 kg m^{-3} o $233 \text{ fish}\cdot\text{m}^{-3}$ for *M. saxatilis* juvenile reared in saltwater under laboratory culture conditions is recommended.

Keywords: striped bass, stocking density, tank color, stress, growth

Dedicatoria

A mi abuelo, **Adrián Noriega** y a mi abuela, **Ernestina García**, quienes, a pesar de la ausencia física, viven y laten fuerte dentro de mí a cada paso que doy.

A mis padres, **Rosa** e **Israel**, porque gracias a su esfuerzo y lucha, he aprendido a seguir de pie ante cualquier adversidad.

A mi hermano y hermana, **Amadeo** y **Airy**, los jóvenes por quienes daría la vida y el corazón entero.

Al amor y compañero en mi vida, **David Luna**, mi luna, mi inspiración, por su apoyo y amor incondicional.

Agradecimientos

Al CICESE (Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California), por permitirme la oportunidad de obtener un posgrado y el uso de instalaciones y equipos para la realización de esta investigación.

Al CONAHCYT (Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías), por el apoyo económico que me concedió para realizar mis estudios de posgrado.

A Pacífico Aquaculture, la empresa que donó los juveniles de lobina rayada necesarios para iniciar esta y todas las demás investigaciones que han surgido. En particular, a César Rodríguez, que ha notado la importancia de generar conocimiento científico para mejorar el cultivo de esta especie.

Al Dr. Juan Pablo Lazo, por las enseñanzas como profesor, por aceptarme como su estudiante y brindarme la oportunidad de decidir sobre esta u otra investigación que hubiese querido realizar, por escuchar, analizar y mejorar cada una de las ideas con que llegaba a su oficina, por la confianza de dejarme desenvolver en su laboratorio y más que nada, por su tiempo, consejos y momentos compartidos.

Al Dr. Benjamín Barón, por su apoyo total desde mi estancia académica, por el tan completo conocimiento compartido en el aula de clases, su disposición a resolver cualquier duda, una u otra llamada de atención, inspirarme a crecer en conocimiento, por todas y cada una de las observaciones realizadas a este trabajo y principalmente, por su tiempo, dedicación y entrega a la investigación.

Al Dr. Víctor Ruiz, por escuchar mis ideas, aceptar formar parte de este equipo talentoso, por su tiempo, atención, comentarios y observaciones en cada etapa de esta obra (de la cual espero se apasione en conocer más) y en particular, por su amistad y confianza.

A la Planta Académica del Departamento de Acuicultura, con quien tuve la fortuna de compartir y convivir: Dr. Miguel Ángel del Río, Dra. Carmen Paniagua, Dr. Misael Rosales y la Dra. Fabiola Lafarga. A la Dra. María del Pilar, por la orientación y permitirme hacer uso de equipos para las mediciones de luz en el sistema experimental. Al Dr. Roberto Cruz, por su atención, tiempo y paciencia para el análisis de muestras en su laboratorio. Especialmente a la Dra. Mónica Hernández, por las enseñanzas en clases, capacitarme en la toma de muestras de sangre, los comentarios y sugerencias a mi trabajo experimental, por permitirme el uso de equipos de su laboratorio y en especial, por su tiempo, palabras y atención; la estimo mucho.

Aunque físicamente no están presentes: al Dr. Eugenio Díaz Iglesias quien me aceptó y recibió en la estancia académica para trabajar juntos en su laboratorio; y a su esposa, la Dra. Marysabel Báez Hidalgo por su cálida atención. Siempre los recuerdo con alegría y cariño.

Al Mtro. Alberto Montoya Márquez (Universidad del Mar), por brindarme de su tiempo en atención, orientación y comentarios para resolver cada duda o pregunta estadística que le consulté.

A los Técnicos de los diferentes Laboratorios del Departamento de Acuicultura: Yanet Guerrero, Jesús Mariscal, Francisco Morineau y Luis Murillo por su apoyo en las diferentes etapas de esta investigación. En especial, a Abelardo Campos, por todo el conocimiento brindado, la orientación dada y más que nada, por la atención, risas y tiempo compartido.

Al personal administrativo, Dalila Mercado, Bibiana Media y Cecilia Loera, por su labor tan importante para el buen desarrollo y funcionamiento del Departamento de Acuicultura. Así como al personal de vigilancia, Don Mario y la Sra. Nancy, porque gracias a su ayuda y disposición se llegó a buen término el trabajo.

A mis compañeros de generación y la anterior, con quienes pude compartir tiempo, pláticas o risas en algún momento de estos dos años; en especial a Noraida Casillas, Damián Hernández, Sofía Moreno, Erick Barrios, Estefanía Murillo y Jocelyne García por regalarme de su tiempo en las diferentes etapas de este trabajo.

A Eliasid Noguera, Dora Trejo, Lorena Garnica, Tania González, Roberto Oyervides y Fátima Castro; estudiantes de Doctorado que me han brindado un consejo, una mano en el proceso experimental, en la revisión de mis escritos y alguno o varios momentos de disfrute durante este trayecto.

Por último y no por eso menos importante, a mi amiga, Argelia Ronquillo, que bien podría llamar mi hermana, por ayudarme cuando solicité su apoyo al inicio y final del bioensayo, por darme ánimos y consejos en cada etapa y por brindarme un espacio en su hogar, en su vida y en su corazón. Asimismo, a Gilberto García, por su apoyo y entusiasmo para la instalación de luz en el sistema experimental, por materializar cada idea que le presenté y por las pláticas y risas que siempre nos comparte.

A cada uno de ustedes y a todos aquellos que de una u otra manera hicieron este tiempo más agradable y memorable: ¡gracias totales!

Tabla de contenido

	Página
Resumen en español.....	ii
Resumen en inglés.....	iii
Dedicatoria	iv
Agradecimientos	v
Lista de figuras	ix
Lista de tablas.....	xi
Capítulo 1. Introducción.....	1
1.1 Las respuestas de estrés en peces	2
1.2 Lobina rayada, <i>Morone saxatilis</i>	4
1.3 Antecedentes	6
1.3.1 Evaluación de respuestas de estrés en lobina rayada.....	6
1.3.2 Factores de estrés en peces	8
1.3.2.1 Densidad de cultivo	8
1.3.2.2 Color de tanques	10
1.4 Justificación	14
1.5 Hipótesis.....	15
1.6 Objetivos	15
1.6.1 Objetivo general	15
1.6.2 Objetivos específicos.....	15
Capítulo 2. Metodología.....	16
2.1 Bioensayo de alimentación	16
2.1.1 Aclimatación de organismos	16
2.1.2 Diseño y sistema experimental	17
2.1.3 Juveniles de lobina rayada	17
2.1.4 Seguimiento del crecimiento	18

2.1.5	Índices de utilización del alimento.....	19
2.1.6	Índices corporales	20
2.1.7	Análisis proximal del músculo	20
2.2	Evaluación del estrés.....	21
2.2.1	Recolección y conservación de muestras.....	21
2.2.2	Determinación de cortisol y glucosa	21
2.3	Análisis estadístico	21
Capítulo 3. Resultados		22
3.1	Calidad del agua	22
3.2	Crecimiento	22
3.3	Consumo de alimento	27
3.4	Indicadores de utilización del alimento	29
3.5	Índices corporales	31
3.6	Composición proximal del músculo	33
3.7	Concentración de cortisol y glucosa.....	34
Capítulo 4. Discusión.....		35
4.1	Desempeño biológico.....	35
4.1.1	Calidad de agua y supervivencia	35
4.1.2	Crecimiento	38
4.1.3	Consumo y utilización del alimento	42
4.2	Índices corporales y composición proximal del músculo.....	45
4.3	Indicadores de estrés	47
4.3.1	Cortisol y glucosa.....	47
Capítulo 5. Conclusiones		50
5.1	Recomendaciones	50
Literatura citada		52
Anexos.....		62

Lista de figuras

Figura	Página
1. Las respuestas de los peces durante la percepción de un estresante.....	4
2. Lobina rayada (<i>Morone saxatilis</i>)	5
3. Desarrollo global de la presente investigación.....	16
4. Sistema experimental.....	18
5. Crecimiento en peso de juveniles de lobina rayada durante 63 días de cultivo.....	23
6. Efecto de la densidad de cultivo en el peso final (g) de juveniles de lobina rayada.....	24
7. Efecto de la densidad de cultivo en la GP (g) de juveniles de lobina rayada.....	26
8. Efecto de la interacción de factores en la TCE de cada tratamiento	26
9. Efecto del color de tanque en el alimento consumido por pez.....	28
10. Efecto de la densidad de cultivo en el alimento consumido por pez.....	28
11. Efecto de la interacción de factores en el CAD de cada tratamiento.....	29
12. Efecto de la interacción de factores en la TCA de cada tratamiento.....	30
13. Efecto de la interacción de factores en la TEP de cada tratamiento.....	31
14. Efecto de la densidad de cultivo en el IHS de juveniles de lobina.....	32
15. Efecto de la densidad de cultivo en el ILS de juveniles de lobina rayada.....	33
16. Peso final (g) de cada tratamiento al terminar el bioensayo de alimentación.....	71
17. Ganancia de peso (g) de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación.....	71
18. Interacción del color de tanque y la densidad de cultivo en la TCE.....	72
19. Distribución de frecuencias de tallas de acuerdo a la densidad de cultivo.....	73
20. Distribución de frecuencias de tallas de acuerdo al color del tanque.....	73
21. Distribución de frecuencias de tallas en todos los tratamientos.....	74
22. Consumo de alimento por pez ($\text{g}\cdot\text{pez}^{-1}$) de cada tratamiento.....	75
23. Interacción del color de tanque y la densidad de cultivo en el ACD.....	75

24.	Interacción de color del tanque y densidad de cultivo en la TCA.....	76
25.	Interacción de color del tanque y densidad de cultivo en la TEP.....	76
26.	Índice hepatosomático de juveniles de lobina rayada de cada tratamiento.....	77
27.	Índice liposomático de juveniles de lobina rayada de cada tratamiento.....	77
28.	Concentración de cortisol ($\text{ng}\cdot\text{ml}^{-1}$) en juveniles de lobina rayada.....	78
29.	Concentración de glucosa ($\text{mg}\cdot 100\text{ ml}^{-1}$) en juveniles de lobina rayada.....	78
30.	Distribución y nado de juveniles de lobina rayada.....	79
31.	Coloración de juveniles de lobina rayada	79

Lista de tablas

Tabla	Página
1. Investigaciones en peces con diferentes colores de tanque.....	13
2. Tratamientos experimentales.....	17
3. Crecimiento de juveniles de lobina rayada al inicio y final del bioensayo.....	25
4. Alimento consumido en cada tratamiento al final del bioensayo.....	27
5. Indicadores de utilización del alimento de juveniles de lobina rayada.....	30
6. Índices corporales de lobina rayada.....	32
7. Composición proximal de músculo de lobina rayada.....	33
8. Concentración de cortisol y glucosa de juveniles de lobina rayada al final del bioensayo...	34
9. Prueba univariada del AVF para el peso final de juveniles de lobina rayada.....	66
10. Prueba univariada del AVF para la GP de juveniles de lobina rayada.....	66
11. Prueba univariada del AVF para la TCE.....	66
12. Prueba univariada del AVF para el AC.....	66
13. Prueba univariada del AVF para el ACD.....	67
14. Prueba univariada del AVF para la TCA.....	67
15. Prueba univariada del AVF para la TEP.....	67
16. Prueba univariada del AVF para el FC.....	67
17. Prueba univariada del AVF para el IVS.....	68
18. Prueba univariada del AVF para el IHS.....	68
19. Prueba univariada del AVF para el ILS.....	68
20. Prueba univariada del AVF para el contenido de humedad en el músculo.....	68
21. Prueba univariada del AVF para el contenido de proteína en el músculo.....	69
22. Prueba univariada del AVF para el contenido de lípidos en el músculo.....	69
23. Prueba univariada del AVF para el contenido de cenizas en el músculo.....	69
24. Prueba univariada del AVF para la concentración de cortisol en suero.....	69

25.	Prueba univariada del AVF para la concentración de glucosa en suero.....	70
26.	Distribución de tallas (%) de juveniles de lobina rayada al final del bioensayo.....	74

Capítulo 1. Introducción

Dado el actual crecimiento poblacional y la tendencia proyectada, se estima que para el 2050 habrá una población de 9.7 billones de habitantes a nivel mundial (UN, 2022); una situación que evidencia la necesidad de grandes cantidades de alimento para satisfacer la actual y futura demanda alimentaria. El sector acuícola proporciona a la humanidad alimentos muy nutritivos, seguros y de buena calidad (Tacon, 2020); sin embargo, esta industria alimentaria se enfrenta a serios desafíos relacionados con el deterioro de la salud y el bienestar de los organismos cultivados cuando se realiza de manera intensiva y súper-intensiva (Dawood et al., 2021).

Las prácticas acuícolas comunes como el transporte, la manipulación, el confinamiento y las altas densidades de cultivo dan como resultado una respuesta de estrés por parte de los peces (Davis & McEntire, 2009) lo que afecta a los organismos según la intensidad y duración del factor estresor (Davis & Parker, 1990). Esta respuesta se caracteriza por la estimulación del hipotálamo, una activación del sistema neuroendocrino, lo que lleva a un aumento de la secreción de corticosteroides y catecolaminas; así como a una posterior progresión de cambios en las respuestas fisiológicas y bioquímicas para aumentar la tolerancia de los organismos a la situación de estrés (Wendelaar Bonga, 1997). Finalmente, se pueden producir cambios en el comportamiento, la fisiología, el sistema inmunológico, la tasa de crecimiento y la resistencia a las enfermedades de los individuos (Barton, 2002).

La alta densidad de población bajo condiciones de cultivo es ampliamente reconocida como un factor crítico que puede influir directamente en la supervivencia, el crecimiento, el estrés, el estado de salud, la calidad del agua y la expresión génica (Ni et al., 2016); sin embargo, la respuesta fisiológica a la densidad de población es específica de la especie (Barton, 2002) y puede variar dentro de las etapas de vida, los sistemas de producción y las condiciones de cultivo (Tolussi et al., 2010). Algunas especies de peces forman jerarquías sociales lineales basadas en la dominancia, tanto en las poblaciones naturales como en los sistemas acuícolas que dependen de la densidad de población (Grobler & Wood, 2013) y que pueden conferir muchas ventajas, incluido el aumento de la tasa de crecimiento y la supervivencia, la disminución de las respuestas al estrés y la mejora del bienestar (Roy et al., 2021).

Otro factor ambiental crítico que afecta el crecimiento, la supervivencia y la respuesta al estrés de los peces cultivados es el color de las paredes y fondo de los tanques (Khan et al., 2022). Este factor influye en los procesos neuronales u hormonales de los organismos, en el comportamiento de los peces al reflejar

u observar la luz y tiene un papel importante en la eficiencia de la captura e ingesta de alimento debido a su contraste con los colores de fondo del tanque (Papoutsoglou et al., 2005). Además, también se ha demostrado que en algunas especies de teleósteos se produce una notable adaptación al color del tanque como resultado final de los mecanismos de defensa y condiciones de estrés (Papoutsoglou et al., 2000).

La lobina rayada (*Morone saxatilis*) es un pez anádromo de gran tamaño (150 cm) que se encuentra a lo largo de la costa atlántica de América del Norte. Se introdujo en la costa del Pacífico, donde actualmente se puede encontrar desde México hasta la Columbia Británica (Penny & Pavey, 2021; DOF, 2022) y tiene un importante potencial acuícola debido a su buen crecimiento, tasa de conversión alimenticia y excelente calidad de filete (Harrell, 1997). Desde hace algunos años se lleva a cabo de manera intensiva su cultivo en la Isla Todos Santos, Ensenada (Baja California), siendo el único sitio del país y del mundo donde se cultiva en jaulas marinas, lo que contribuye de gran manera al cultivo de peces marinos con gran valor comercial en México; sin embargo, existe poca información sobre cuál es la densidad óptima de cultivo en laboratorio o qué efecto puede tener la coloración de los tanques de los sistemas experimentales en los organismos cuando se encuentran en la fase juvenil en agua marina.

En este contexto, establecer el entorno físico adecuado de tanques y determinar la densidad de cultivo adecuada para desarrollar el protocolo de cultivo de cualquier especie con potencial acuícola puede ayudar a mejorar la eficiencia alimenticia, el crecimiento y su productividad (Karnatak et al., 2021). Por lo tanto, el propósito de la presente investigación fue evaluar el efecto del color de tanque (azul celeste y negro) y la densidad de cultivo (alta, media y baja) en el crecimiento, utilización del alimento e indicadores de estrés de juveniles de lobina rayada en agua marina bajo condiciones de laboratorio; ya que es evidente la necesidad de información precisa sobre la influencia de estos factores en su respuesta al estrés y desempeño biológico.

1.1 Las respuestas de estrés en peces

La vida de un pez está llena de superación, afrontamiento y recuperación de desafíos amenazantes. Las amenazas al bienestar de los vertebrados generalmente dan como resultado una cascada fisiológica de eventos que ayudan al organismo a reaccionar y, con suerte, recuperarse o hacer frente a los factores estresantes (Schreck & Tort, 2016). Hans Selye definió el estrés como "la respuesta inespecífica del cuerpo a cualquier demanda que se le haga" (Barton, 2002). De acuerdo con este concepto, existen tres etapas principales en la respuesta al estrés: alarma, resistencia y compensación o agotamiento (muerte), a lo que

Selye denominó Síndrome General de Adaptación (GAS, por sus siglas en inglés) (Selye, 1950; Barton & Iwama, 1991). Esta respuesta es similar independientemente de la naturaleza del factor estresante (Schreck & Tort, 2016). En otras palabras, el estrés puede calificarse como un estado en el que la homeostasis del organismo se ve amenazada y que se restablece mediante un complejo conjunto de respuestas adaptativas (Chrousos, 2009).

La primera etapa del GAS es una reacción de “alarma”, que generalmente consiste en una respuesta fisiológica rápida, caracterizada por la regulación al alza de los sistemas implicados en la huida, la lucha y, lo que es más importante, el afrontamiento. Durante la segunda fase de “resistencia”, el organismo puede responder de dos maneras: (1) supera por completo el factor estresante, lo que permite el restablecimiento de las normas homeostáticas, o (2) supera lo suficiente el factor estresante para permitirle casi recuperarse (compensarse). Por el contrario, si el estrés es muy intenso o prolongado hasta el punto que no sea posible superarlo, entonces el organismo entra en la fase final de “agotamiento”, donde las respuestas en sí mismas pueden volverse desadaptativas y amenazar la salud y el bienestar del pez, para finalmente llevarlo a la muerte (Selye, 1973; Shuter, 1990; Barton & Iwama, 1991; Barton, 2002; Schreck & Tort, 2016). En general, el GAS involucra una cascada hormonal que modula todas las demás respuestas a un estresor; va tan lejos como para sugerir que la ausencia total de estrés es la muerte (Schreck & Tort, 2016).

Para estudiar la respuesta integrada al estrés en los peces, se ha introducido la distinción entre respuestas primarias, secundarias y terciarias (Figura 1). Las respuestas primarias son la activación de centros cerebrales, lo que resulta en la liberación masiva de catecolaminas (principalmente adrenalina y noradrenalina, también llamadas epinefrina y norepinefrina) y corticosteroides (cortisol y compuestos relacionados). Las respuestas secundarias generalmente se definen como las múltiples acciones y efectos inmediatos de estas hormonas a nivel sanguíneo y tisular, incluyendo el aumento en el gasto cardíaco, el consumo de oxígeno y la movilización de sustratos energéticos (e. g., la glucosa) y alteración del equilibrio hidromineral. En otras palabras, una elaborada maquinaria proporciona la mediación química de una señal integrada en el hipotálamo para gastar energía adecuadamente y permitir la lucha o la huida cuando se enfrenta a condiciones estresantes. Las respuestas terciarias se extienden al nivel del organismo y la población: inhibición del crecimiento, de la reproducción y de la respuesta inmune y capacidad reducida para tolerar factores estresantes adicionales (Perry & Reid, 1993; Wendelaar Bonga, 1997; Mommsen et al., 1999; Barton, 2002; Gorissen & Flik, 2016; Schreck & Tort, 2016).

En la exposición a factores estresantes, el hipotálamo del cerebro de los peces secreta la hormona liberadora de corticotropina (CRH) a la glándula pituitaria (Figura 1). Esta glándula, a menudo denominada glándula endocrina maestra, es la interfaz entre el cerebro y los sistemas reguladores endocrinos periféricos que libera a la hormona adrenocorticotrópica (ACTH), cuyo objetivo son las células interrenales de la región cefálica del riñón donde se sintetiza y secreta el glucocorticoide cortisol. Los tejidos diana primarios (i.e. órgano, tejido, célula o componente sub-celular en el que una sustancia química origina diversos efectos) para las acciones del cortisol incluyen las branquias, el hígado, el epitelio intestinal y el cerebro. Esta es la cascada endocrina denominada eje de estrés endocrino o eje hipotálamo-pituitario-interrenal (HPI) (Gorissen & Flik, 2016). Finalmente, la respuesta al estrés culmina en una hiperglucemia transitoria que proporciona al organismo combustible para luchar o huir. Las acciones neurales directas desde el hipotálamo hasta las células cromafines del riñón dan como resultado la liberación de adrenalina glucogenolítica en cuestión de segundos. Luego, el cortisol toma el control para mantener la hiperglucemia durante minutos u horas y permite la redistribución adaptativa y la reasignación de energía (Wendelaar Bonga, 1997; Gorissen & Flik, 2016).

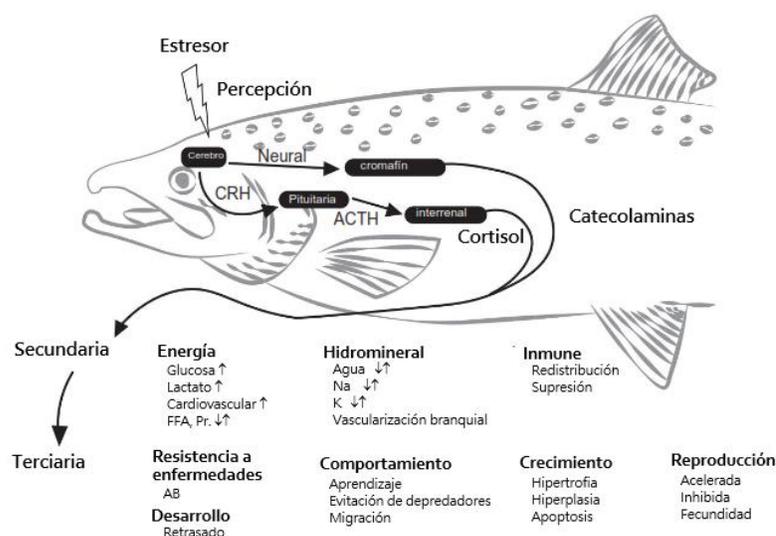


Figura 1. Las respuestas primarias (representadas dentro del pez), secundarias y terciarias de los peces durante la percepción de un estresor. CRH: hormona liberadora de corticotropina, ACTH: hormona adrenocorticotrópica, FFA: ácidos grasos libres, Pr: proteínas y AB: anticuerpos (Tomado y modificado de Schreck & Tort, 2016).

1.2 Lobina rayada, *Morone saxatilis*

La familia Moronidae agrupa especies de agua dulce y anádromas y está representada en América del Norte por cuatro especies dentro del género *Morone*. *M. saxatilis* conocida como lobina rayada (Figura 2) es la más grande y longeva de la familia. Se sabe que vive 35 años y alcanza pesos superiores a los 45 kg,

aunque tales pesos no han sido reportados en los últimos años (Harrell et al., 1990). El área de distribución original de esta especie va desde el río St. Lawrence en Canadá hasta el norte de Florida y a lo largo de la costa del Golfo de México desde el oeste de Florida hasta Luisiana. La distribución incluye ambientes cercanos a la costa, bahías y ríos costeros (Harrell et al., 1990). Para fines del siglo XIX, fue introducida en la costa oeste de los EUA para estimular la pesca deportiva y ahora tiene una distribución en el Océano Pacífico, desde México a la Columbia Británica (Ohs et al., 2009).

Durante los primeros dos años de vida, los juveniles de lobina rayada se encuentran principalmente en grupos pequeños y empiezan a alimentarse de otras especies de peces (Edwards, 1974; Setzler et al., 1980). En los años siguientes, es probable que los organismos, especialmente los que hayan alcanzado un peso de 4.5 kg, se congreguen en grandes cardúmenes; pero, aunque suelen agruparse, los individuos de 13.6 a 18.1 kg se encuentran más a menudo solos o en pequeños grupos (Setzler et al., 1980). Por otra parte, *M. saxatilis* es una especie reostática; es decir, nada contra la corriente, por lo que se ha sugerido que tasas de flujo relativamente altas pueden ser beneficiosas para la resistencia de los peces, ya que, en aguas tranquilas, los organismos nadan en todas direcciones, pero con el primer movimiento del agua se orientan hacia la corriente y a medida que aumenta la velocidad, esta orientación se hace más positiva con poca tendencia a desviarse de ella (Setzler et al., 1980).



Figura 2. Lobina rayada (*Morone saxatilis*).

Esta especie se puede cultivar en sistemas marinos "abiertos" (e. g., áreas costeras) o producir en sistemas terrestres de agua dulce antes de la transferencia a agua marina (Andersen et al., 2021). Los juveniles generalmente toleran un amplio rango de temperaturas, por lo que se pueden aclimatar a temperaturas de 5 a 30 °C (Cook et al., 2006), pero cuando son aclimatados a 22 y 24 °C a lo largo del año prefieren temperaturas entre 20 y 27 °C (Araújo et al., 2021), lo que concuerda con la premisa de que los juveniles son más tolerantes a las altas temperaturas que los adultos (Anweiler et al., 2019). Además, se recomienda que los juveniles alcancen un peso de 4 gramos (g) antes de realizar su siembra en agua marina (DOF, 2022). La lobina rayada es un candidato adecuado para satisfacer parte de la demanda del mercado de productos del mar, ya que el tamaño del mercado objetivo de 1.36 y 2.72 kg se puede lograr entre 18 a 24

meses (Andersen et al., 2021). Además, actualmente se cultiva en jaulas marinas en la isla de Todos Santos en Baja California (México), donde la temperatura promedio del agua de mar oscila entre 14 y 24 °C (Araújo et al., 2021). Por lo que la factibilidad de su comercialización se ha establecido a un ritmo bastante rápido; hasta el punto en que se produce la suficiente biomasa para suministrar constantemente productos a varios puntos de venta del mercado, incluidos cadenas de tiendas de comestibles nacionales y extranjeras (Andersen et al., 2021).

1.3 Antecedentes

1.3.1 Evaluación de respuestas de estrés en lobina rayada

Una gran cantidad de investigaciones han evaluado factores de estrés en diferentes especies acuícolas; sin embargo, los trabajos en la lobina rayada son escasos. En el trabajo de MacFarlane & Benville (1986) recolectaron organismos de aproximadamente dos años de edad con un peso de 944 g en el estuario del Delta de la Bahía de San Francisco para determinar si la exposición al benceno a niveles subletales ($0.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $1.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) durante 21 días producía alteraciones en el cortisol plasmático y la bioquímica sanguínea. Demostraron que las concentraciones de cortisol no fueron proporcionales a la exposición al benceno ni a los niveles de acumulación; sin embargo, aumentaron de dos a tres veces a las ocho horas (h) y regresaron a los niveles de control antes de las 48 h de exposición. Por otra parte, la glucosa plasmática elevada persistió por más tiempo que la respuesta del cortisol en ambas concentraciones de benceno y tuvo valores significativamente mayores en comparación con los valores de control a las 8, 24 y 48 h. Por lo tanto, concluyeron que, a pesar de la persistencia del benceno en la sangre durante la exposición, las respuestas al estrés fueron moderadas y regresaron a los valores de control dentro de los 7 días iniciales.

Wang et al. (2004) se dieron a la tarea de identificar la capacidad de respuesta relativa al estrés en machos sexualmente maduros de lobina rayada de tres años de edad, provenientes de tres familias diferentes. Las lobinas fueron expuestas a un desafío que consistió en permanecer en una red durante un minuto (min), con una periodicidad mensual, durante seis meses consecutivos. Después de cada exposición se midió el cortisol plasmático y se observó que fue más alto en julio ($295 \pm 20.4 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$) y alcanzó su nivel más bajo en diciembre ($88 \pm 10.9 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$) al final del estudio, lo que sugiere que los peces se adaptaron al factor estresor. Además, sugieren que la respuesta al estrés es un rasgo genéticamente relacionado en la lobina

rayada, es decir, que tiene un nivel de cortisol constantemente alto, mientras que otras especies tiene un nivel de cortisol constantemente bajo; y que, los niveles de cortisol plasmático inducidos por el estresor son útiles para identificar la capacidad de respuestas divergentes al estrés en machos de lobina rayada.

En la investigación de Davis & McEntire (2009) se evaluó la capacidad de respuesta al estrés de organismos de un año de edad, se midieron los niveles de cortisol y de glucosa en el plasma, antes y después de disminuir el nivel del agua en los tanques durante 15 min y después de 1, 2, 4, 6 y 24 h de recuperación. Observaron que la concentración de cortisol más alta en el plasma fue de $\approx 720 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$ a los 15 min y se pudo recuperar hasta las 6 horas ($\approx 70 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$). En cuanto a la concentración de glucosa, desde los 15 min hubo un aumento significativo, la concentración más elevada después de 1 h fue de $\approx 315 \text{ mg}\cdot\text{ml}^{-1}$ y no se recupera después de 6 h. De esta forma, evidenciaron la sensibilidad de la respuesta al estrés de la lobina rayada frente a las actividades acuáticas.

Actualmente la lobina rayada se cultiva en jaulas marinas en la isla de Todos Santos en Baja California, México; por lo que se han empezado a realizar investigaciones que puedan ayudar a mejorar la producción comercial de esta especie. En este sentido, Del Rio-Zaragoza et al. (2021) midieron los valores hematológicos y de química sanguínea de organismos cultivados en jaulas marinas de diferente edad y peso (0.17, 0.54 y 1.17 kg) durante la primavera, a fin de proporcionar información relacionada con la tolerancia al estrés y caracterizar el perfil hematológico como indicador del estado de salud de los peces. Los resultados demostraron que los parámetros sanguíneos son diferentes de acuerdo al peso de la lobina rayada; y en el caso de la glucosa sérica, se observó una tendencia a disminuir conforme al incremento del peso de los organismos.

Recientemente, en el estudio realizado por Cabanillas-Gómez et al. (2022) se investigó el efecto de diferentes niveles de inclusión de Triptófano (0.5, 1.0, 1.5 y 2.0 % Trp) en la dieta y de factores de estrés (manipulación e hipoxia) en la respuesta fisiológica de la lobina rayada. Los juveniles con un peso de $200 \pm 3.0 \text{ g}$ se distribuyeron en tanques de 110 litros (L) y se alimentaron durante una semana con las dietas experimentales. Luego, se manipularon durante 5 min o se expusieron a hipoxia por 45 min ($1 \text{ mg}\cdot\text{ml}^{-1}$ de oxígeno disuelto (OD)). Los resultados demostraron que con la manipulación aumentó la concentración de glucosa; y que la hipoxia aumentó las concentraciones de cortisol y glucosa. Además, todas las dietas suplementadas con Trp previnieron el cambio de glucosa bajo hipoxia. Por lo tanto, se concluyó que la adición de Trp a las dietas desempeñó un papel importante en la restauración de la homeostasis de *M. saxatilis* en condiciones de estrés agudo.

1.3.2 Factores de estrés en peces

1.3.2.1 Densidad de cultivo

La alta densidad de población es uno de varios factores que conducen al estrés, y se caracteriza por la producción de cortisol, que tiene varias consecuencias fisiológicas y conductuales en los peces (Barton, 2002); además del aumento de la producción de glucosa y su suministro a los tejidos para proporcionar la energía necesaria para responder al estresor (Barton, 2002; Gorissen & Flik, 2016). Como resultado de las condiciones de alta densidad de cultivo, diferentes especies de peces muestran una reducción del crecimiento, mala salud y menor capacidad de supervivencia (Wang et al., 2020). Sin embargo, cabe destacar que esta condición de cultivo, no siempre se puede interpretar como un factor negativo o constituyente de malestar para todas las especies. Muchas especies viven formando cardúmenes con poco espacio entre los organismos (Pitcher, 1998), algunos estudios han demostrado los peces se encuentran menos estresados cuando la densidad de cultivo favorece su agregación, por tanto, crecen más y tienen una mejor conversión del alimento (Papoutsoglou et al., 1998; North et al., 2006; Roy et al., 2021). Este comportamiento denominado “schooling” se ha observado en la anguila (*Anguilla anguilla*); al punto que pueden ser cultivadas a altas densidades sin que ni el crecimiento, la eficiencia alimenticia, ni el estado sanitario se vean comprometidos y, por ende, su bienestar (de la Gándara, 2003).

En este contexto, Papoutsoglou et al. (1998) evaluaron el efecto de la densidad de cultivo de juveniles de lobina europea (*Dicentrarchus labrax*) de 7 g, sobre el crecimiento, utilización del alimento, composición corporal del pez, hematocrito e índice hepatosomático, así como la calidad del agua, al colocar 650, 325, 165, y 80 peces·m⁻³ en tanques de 200 L. Los resultados indicaron que la tasa de crecimiento aumentó con el incremento de la densidad y que la tasa de conversión alimenticia mejoró con las densidades más altas; además, la composición corporal, el hematocrito y el índice hepatosomático indicaron el buen estado de salud y el buen desarrollo de los peces en todas las densidades. Asimismo, otras investigaciones en esta especie han evaluado el efecto de diferentes densidades en el estrés (Paspatis et al., 2003; Di Marco et al., 2008; Sammouth et al., 2009; Lupatsch et al., 2010; Santos et al., 2010; Roque d’Orbcastel et al., 2010) y han obtenido resultados contradictorios; lo que se atribuye en gran parte a variaciones en el tamaño de los organismos, el manejo de la alimentación, el sistema de cultivo, la calidad del agua y a la intensidad del estresor (e. i., crónico, agudo o ambos).

La lobina rayada híbrida (*M. saxatilis* ♂ x *M. chrysops* ♀), también conocida como “sunshine bass” se obtiene de la cruce del macho de la lobina rayada con la hembra de la lobina blanca (*M. chrysops*). El cultivo de esta especie es exitoso y potencialmente rentable en Estados Unidos; la producción de alevines en criaderos y su engorda en estanques, tanques y jaulas ha sido bien documentada (Ohs et al., 2009). Kemei & Brown (2001), evaluaron diferentes densidades de siembra, desde 0.8 hasta 15 kg·m⁻³, en dos experimentos de 70 y 86 días con juveniles de 7 y 14 g (peso inicial de cada experimento) en acuarios de 38 y 113 L respectivamente. Sus resultados evidenciaron que la ganancia de peso, eficiencia alimenticia y supervivencia fueron similares en todas las densidades, así como la composición proximal del músculo. Concluyeron que esta especie puede sembrarse a una densidad de 15 kg·m⁻³ y cosecharse a 55 kg·m⁻³ sin que se vean afectadas sus variables productivas.

Bajo condiciones de cultivo, cuando los peces se mantienen juntos en grupos, las interacciones entre individuos a menudo conducirán al establecimiento de jerarquías sociales (de dominancia). Una consecuencia de la jerarquía social es que los recursos (e. g., el alimento) no están divididos equitativamente entre todos los miembros del grupo y por lo tanto, se pueden establecer subgrupos con variaciones amplias en talla y peso (Jobling, 1993). Por otra parte, cuando se emplean densidades bajas se pueden desarrollar conductas territorialistas, lo que implica un alto costo energético de defensa territorial, que se logra reducir en ocasiones, aumentando las densidades (Botero, 2004). Ni et al. (2016), evaluaron los efectos de tres densidades de cultivo (baja: 3.7 kg·m⁻³, media: 6.9 kg·m⁻³ y alta: 9.3 kg·m⁻³) sobre el bienestar de los juveniles (42 g) de esturión de Amur (*Acipenser schrenckii*); de acuerdo al crecimiento, composición corporal, parámetros hematológicos y bioquímicos. Sus resultados demostraron que la mortalidad y tasa de conversión alimenticia no se vieron afectadas por la densidad de población. Sin embargo, la tasa de crecimiento y la ganancia de peso en el grupo de alta densidad fueron significativamente menores que en los grupos de densidad baja y media; y los índices hepatoesomático y viscerosomático variaron inversamente con respecto a la densidad. Por otra parte, no se registraron diferencias entre los tratamientos en la concentración de glucosa. Así que concluyeron que una mayor densidad resultó en un aumento de la inmunosupresión y una mayor movilización de energía, lo que fue necesario para permitir que el esturión de Amur pudiera hacer frente a los efectos de las altas densidades.

Algunas investigaciones han demostrado que densidades altas influyen positivamente en el bienestar de ciertas especies, por ejemplo, Roy et al. (2021) evidenciaron que en los juveniles (30 g) de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*), una densidad baja (9 peces·tanque⁻¹ o 3.76 kg·m⁻³) fue un factor de estrés crónico, comparada con densidades altas (18 peces·tanque⁻¹ o 7.66 kg·m⁻³, 27 peces·tanque⁻¹ o 9.67 kg·m⁻³ y 36 peces·tanque⁻¹ o 12.94 kg·m⁻³), ya que generó los niveles de cortisol más altos (170 ng·ml⁻¹) al final de la

prueba de alimentación, lo que provocó efectos negativos en las respuestas fisiológicas como la tasa de supervivencia (44 %), el crecimiento y el comportamiento alimentario. Por esto sugirieron que la densidad mínima adecuada para el cultivo de juveniles de trucha arcoíris es superior a $5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, pero es necesario que el número de peces sea como mínimo de 15 a 20 por tanque; asimismo, concluyeron que esta densidad confiere muchas ventajas para el estado individual de los peces, como mayores tasas de crecimiento y tasas de supervivencia con respuestas fisiológicas saludables.

En general, las investigaciones que han evaluado los efectos de la densidad de cultivo en el desempeño biológico y en el estrés en los peces son diversas, en su mayoría, enfocadas en especies dulce acuícolas, como la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) (Barcellos et al., 1999; Fatima et al., 2021), el bagre africano (*Clarias gariepinus*) (Baßmann et al., 2023), la trucha arcoíris (*O. mykiss*) (North et al., 2006; Hoseini et al., 2020), la lobina negra o “perca americana” (*Micropterus salmoides*) (Petit et al., 2001; Wang et al., 2020; Ni et al., 2021), entre otras. En cuanto a peces diádomos y marinos, se han efectuado trabajos con el salmón del atlántico (*Salmo salar*) (Álvarez et al., 2022), la trucha alpina (*Salvelinus alpinus*) (Brown et al., 1992; Jørgensen et al., 1993), la dorada (*Sparus aurata*) (Montero et al., 1999.; Papoutsoglou et al., 2006; Carbonara et al., 2019; Arechavala-Lopez et al., 2020), varias especies de esturiones (del Atlántico, *Acipenser oxyrinchus*; de Amur, *A. schrenckii*; de China, *A. sinensis*) (Szczepkowski et al., 2011; Li et al., 2012; Long et al., 2019), el rodaballo (*Scophthalmus maximus*) (Jia et al., 2016; Liu et al., 2016, 2019) y otros peces planos (lenguado de California, *Paralichthys californicus*; lenguado senegalés, *Solea senegalensis*; lenguado japonés, *P. olivaceus*; lenguado egipcio, *S. aegyptiaca*) (Pérez-Arvizu, 2009; Salas-Leiton et al., 2010; Duan et al., 2011; Saleh et al., 2016; Seo & Park, 2022). Los resultados de todas estas investigaciones han demostrado que los efectos de la densidad en el desempeño y en el estrés que generan son diferentes de acuerdo a la especie y sus etapas de vida, los tipos de sistema de producción y las prácticas de manejo; por lo tanto, el conocimiento de la densidad de cultivo óptima es un requisito importante para el buen desarrollo de la tecnología de cultivo de especies con potencial acuícola (Tolussi et al., 2010).

1.3.2.2 Color de tanques

El ambiente del tanque de cultivo es muy diferente al de los hábitats naturales de los peces y se ha demostrado que reducen significativamente su bienestar y crecimiento a densidades altas (Santisathitkul et al., 2020). En este sentido, el color del tanque es un factor físico importante que puede mejorar el desempeño de los peces cultivados. Se ha demostrado que el color de las paredes y el fondo inducen

diversas respuestas en relación con la ingesta de alimento, el estrés, el crecimiento y la supervivencia (Opiyo, 2014). Una de las razones por las que la combinación de colores podría ser importante para los peces es que los contrastes de color entre el alimento y el tanque puede aumentar la visibilidad del alimento y por lo tanto la tasa de alimentación (Santisathitkul et al., 2020). Además, es posible que el color afecte directamente los procesos neurales y hormonales, específicamente que las hormonas del estrés se secretan debido al estrés crónico (Papoutsoglou et al., 2000, 2005).

El color del tanque también puede afectar la interacción social de los peces e inducir estrés (Papoutsoglou et al., 2000, 2005), lo que puede afectar su comportamiento, por ejemplo, alterando la eficiencia de la natación, los niveles de actividad y la utilización del hábitat. En este sentido, hay una gran cantidad de investigaciones en las que se han evaluado los efectos de diferentes colores de los tanques en el crecimiento, utilización del alimento e indicadores de estrés en especies de peces como la carpa común (*Cyprinus carpio*) (Papoutsoglou et al., 2000; Ebrahimi, 2011), la trucha arcoíris (*O. mykiss*) (Papoutsoglou et al., 2005; Üstündağ & Rad, 2015; Kasagi et al., 2020), la perca euroasiática (*Perca fluviatilis*) (Strand et al., 2007) el esturión beluga (*Huso huso*) (Banan et al., 2011), esturión esterlete (*A. ruthenus*) (Bayrami et al., 2017), el mero (*Epinephelus coioides*) (Ghavidel et al., 2020), la lobina europea (*D. labrax*) (Kesbiç et al., 2016) y la lobina asiática (*Lates calcarifer*) (Santisathitkul et al., 2020; Morshedi et al., 2022) (Tabla 1). Sin embargo, para el caso de lobina rayada, sólo la investigación de Martin-Robichaud & Peterson (1998) ha evaluado los efectos de la intensidad de la luz, el color del tanque y el fotoperiodo en el éxito inicial del inflado de la vejiga natatoria. Sus resultados indican que los tanques negros y los fotoperiodos cortos (8 h:16 h luz:oscuridad) son preferibles para maximizar el éxito de la inflación de la vejiga natatoria (55 %) durante la crianza temprana de larvas de lobina rayada.

Pocas investigaciones han evaluado el efecto combinado de la densidad de cultivo y del color del tanque. Van Der Salm et al. (2004) evaluaron la influencia de varias condiciones ambientales en el color de la piel del pargo rojo (*Pagrus pagrus*) y su respuesta al estresores. Realizaron dos experimentos en tanques de 500 L con una duración de 30 días cada uno. En el primero, evaluaron tanques de color blanco y rojo con diferentes intensidades de luz a una densidad de $10 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ con organismos de 120 g; en el segundo, utilizaron tanques de color blanco, rojo y negro con dos densidades (10 y $25 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) y peces de 380 g. Los resultados demostraron que el color de del tanque no provocó una respuesta de estrés y no hubo ningún efecto notable de la intensidad de la luz sobre el color del cuerpo de los peces. Por otra parte, la alta densidad ($25 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) no resultó estresante para los peces, pero provocó oscurecimiento de la piel. Por lo tanto, concluyeron que, para inducir en el pargo rojo cultivado un color de piel que sea comparable al de especímenes silvestres, se requiere un ambiente con un fondo claro y utilizar densidades de $10 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$;

asimismo, considerar el número de peces por volumen de agua y no solo la densidad expresada en kg de biomasa por unidad de volumen de agua para evaluar el estrés por hacinamiento.

Karakatsouli et al. (2007), observaron que tanto el color del tanque (negro, blanco y azul claro) como la densidad de cultivo (baja: 112 peces·m⁻³ o 1.96 kg·m⁻³ y alta: 448 peces·m⁻³ o 7.79 kg·m⁻³) afectaron significativamente el crecimiento de los juveniles (17 g) del sargo común (*Diplodus sargus*). El cultivo en tanques negros se relacionó con un menor peso y longitud corporal final, tasa de crecimiento y ganancia de peso. Por otra parte, no se observaron diferencias significativas entre los peces criados en tanques de color azul claro y blanco, que mostraron el mejor crecimiento a bajas densidades. El consumo de alimento fue significativamente diferente entre todos los colores de tanques y con los tanques de color azul claro fue mayor.

Entre los estudios del efecto del color del tanque realizados con peces dulceacuícolas, Opiyo (2014), investigaron el efecto combinado del color del fondo del acuario y la densidad de población sobre el crecimiento y la supervivencia de la tilapia del Nilo (*O. niloticus*). Utilizaron tres colores de fondo (azul, negro y transparente) y dos densidades (baja: 60 alevines·acuario⁻¹ y alta: 120 alevines·acuario⁻¹) en acuarios de 30 L. Concluyeron que la densidad de 60 alevines·acuario⁻¹ dio el mejor crecimiento y fue mayor con fondos azules en comparación con fondos claros y negros. Por otra parte, Marandi et al. (2018) evaluaron los efectos combinados de tres densidades de población (baja: 20 peces·tanque⁻¹ o 0.7 kg·m⁻³; media: 40 peces·tanque⁻¹ o 1.4 kg·m⁻³ y alta: 80 peces·tanque⁻¹ o 2.8 kg·m⁻³) y dos colores de tanque (blanco y negro) sobre el crecimiento, la composición corporal y la coloración de la piel de alevines de carpa común (*C. carpio*) de 1 g, durante un periodo de 45 días. Los resultados mostraron que en la densidad baja con tanques negros se obtuvieron el peso más alto y la tasa de conversión alimenticia más baja.

Recientemente, Khan et al. (2022) evaluaron el efecto de la densidad de siembra (0.5, 1.0 y 1.5 peces·L⁻¹) y el color del fondo de los tanques (blanco y negro) en el crecimiento, el canibalismo y la supervivencia de los alevines de lobina asiática (*L. calcarifer*) en sistemas de recirculación. Sus resultados indicaron que el aumento de peso, la tasa de crecimiento y la supervivencia de los peces se correlacionaron negativamente con la densidad; por otra parte, en los tanques de color blanco lograron un mayor aumento de peso y tasa de crecimiento, una menor mortalidad y mayor supervivencia, por lo que concluyeron que los alevines de lobina asiática crecen mejor a una densidad de población de 0.5 alevines·L⁻¹ y deben evitarse los tanques negros en su cultivo.

Tabla 1. Investigaciones en peces con diferentes colores de tanque.

Nombre común/ Nombre científico	Fase crecimiento	Color tanque	Observaciones	Referencia
Carpa común <i>C. carpio</i>	Juvenil (116 g)	N, V, B	GP y TCE más alta y mejor TCA en tanques B Cortisol plasmático más alto en tanques N > B = V Glucosa plasmática similar en todos tanques	Papoutsoglou et al. (2000)
	Juvenil (4 g)	N, A, R, Am, B	Sin impacto en desempeño biológico, supervivencia o TCE TCA mejor en A ≤ Y ≤ B ≤ N ≤ R Cortisol plasmático más alto en R > N = A = B = Am	Ebrahimi (2011)
Esturión beluga <i>H. huso</i>	Juvenil (99 g)	N, A, V, R, B	Sin impacto en el crecimiento Glucosa plasmática mayor en tanques B	Banan et al. (2011)
Esturión esterlete <i>A. ruthenus</i>	Juvenil (183 g)	N, AO, GC, B	Aumento significativo de peso en tanques N Cortisol plasmático elevado en tanques B	Bayrami et al. (2017)
Lobina asiática <i>L. calcarifer</i>	Juvenil (16 g)	N, A, V, R, B	Crecimiento reducido en tanques A y R Recomiendan tanques N	Santisathitkul et al. (2020)
	Juvenil (160 g)	B, R, N, A	TCE GP máxima y alta TEP en tanques R > B > N > A Glucosa plasmática más alta en B > R = N > A Cortisol más elevado en N > R > B = A	Morshedi et al. (2022)
Lobina europea <i>D. labrax</i>	Juvenil (1 g)	R, A, V, Am	Rendimiento del crecimiento y utilización del alimento afectados por el color del tanque: R = V = A > Y	Kesbiç et al. (2016)
Mero <i>E. coioides</i>	Juvenil (18 g)	N, B, A	Sin impacto en desempeño biológico, supervivencia y TCE TCA mejor en N = B Cortisol plasmático similar en todos los tratamientos Glucosa más alta en A	Ghavidel et al. (2020)
Perca euroasiática <i>P. fluviatilis</i>	Juvenil (60 g)	B, G, N	Rendimiento del crecimiento y utilización del alimento mayor en tanques B = G > N	Strand et al. (2007)
Trucha arcoíris <i>O. mykiss</i>	Juvenil (5 g)	N, A, B	Rendimiento del crecimiento y utilización del alimento mayor en tanques B = A > N	Papoutsoglou et al. (2005)
	Juvenil (5 g)	Be, G, VO, VC	Peso final más alto en Be > VO = VC > G Desempeño del crecimiento similar en todos los tratamientos	Üstündağ & Rad (2015)
	Juvenil (18 g)	N, GO, GC, B, A	Sin impacto en el crecimiento (peso final) de los organismos	Kasagi et al. (2020)

Color de tanque: A=Azul, AO= Azul oscuro, Am=Amarillo, B=Blanco, Be=Beige, G=Gris, GC=Gris claro, GO=Gris oscuro, N=Negro, R=Rojo, V=Verde, VC=Verde claro, VO=Verde oscuro. Índices de eficiencia alimenticia: TCE=Tasa de crecimiento específica, TCA=Tasa de crecimiento específica, GP=Ganancia de peso.

1.4 Justificación

Los peces en cultivo pueden estar expuestos de manera continua o intermite a condiciones estresantes. Una parte fundamental del éxito de la acuicultura es la comprensión de los factores que alteran los equilibrios homeostáticos de los organismos cultivados, sus complicaciones asociadas y los métodos para evitarlos.

En este contexto, la mayor parte de la información y conocimiento sobre las respuestas de los peces a los estresores proviene de investigaciones de laboratorio en las que se evalúan factores relacionados con su cultivo. Los resultados de estas investigaciones han demostrado que el estrés puede variar de acuerdo con la especie, la genética, el estadio de ciclo de vida, el sexo, los factores ambientales físicos, químicos y la duración de la exposición a los estresores. Por lo que, en un sentido amplio, establecer y comprender los factores que pueden modificar el comportamiento de una especie de interés acuícola es una tarea importante de atender, para proporcionar un ambiente óptimo y asegurar el máximo crecimiento mientras se minimizan los efectos negativos del estrés.

Por otra parte, la necesidad de grandes cantidades de alimento para satisfacer la actual y futura demanda alimentaria implica un gran reto para la acuicultura. En este rumbo, una especie de importante valor económico para el cultivo de peces marinos en la parte norte de México es la lobina rayada (*M. saxatilis*). Esta especie se produce comercialmente en jaulas flotantes frente a la costa de la ciudad de Ensenada y es la especie de pez marino cultivado con mayor producción anual en el país; pero hay poca información sobre su respuesta en agua marina a factores ambientales bajo condiciones de cultivo en el laboratorio.

Del mismo modo, considerando que esta especie puede formar cardúmenes y tiene la capacidad de modular su coloración de acuerdo al fondo de los tanques de cultivo, es fundamental conocer su respuesta a factores de estrés que pueden afectar su desempeño biológico y por ende su crecimiento, tasa de conversión alimenticia y su bienestar durante la etapa juvenil, antes de su transferencia a las jaulas marinas. Por lo tanto, la importancia de esta investigación radica en elucidar el efecto de factores como la densidad de cultivo y el color de tanque en las respuestas de estrés de los juveniles de esta especie, y con ello, establecer adecuadas de estas variables para el desarrollo de futuros trabajos de investigación y para su cultivo en agua marina en el laboratorio.

1.5 Hipótesis

El uso de tanques de color negro y una densidad de siembra alta ($6.20 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $345 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$) promueve el mayor crecimiento, una mejor utilización de alimento y menor estrés en los juveniles de lobina rayada cultivados en agua marina.

1.6 Objetivos

1.6.1 Objetivo general

Evaluar el efecto del color de tanque y la densidad de siembra en el desempeño biológico y en los indicadores de estrés en juveniles de lobina rayada cultivada en agua marina.

1.6.2 Objetivos específicos

- Evaluar el efecto combinado del color del tanque (azul celeste y negro) y la densidad de siembra (alta: $6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, media: $3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ y baja: $1.5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) en el crecimiento, la supervivencia (% S), ganancia de peso (GP), alimento consumido, tasa de crecimiento específica (TCE), tasa de conversión alimenticia (TCA), tasa de eficiencia proteica (TEP), factor de condición (FC), índice viscerosomático (IVS), índice hepatosomático (IHS) e índice liposomático (ILS) de juveniles de lobina rayada.
- Evaluar el efecto combinado del color del tanque (azul celeste y negro) y la densidad de siembra (alta: $6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, media: $3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ y baja: $1.5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) en los indicadores de estrés: concentración de cortisol y glucosa en sangre en juveniles de lobina rayada.

Capítulo 2. Metodología

En este capítulo se menciona cómo se desarrolló cada etapa del presente estudio, así como los métodos y análisis que se realizaron. De manera general, la investigación se realizó en dos etapas: (1) bioensayo de alimentación con el seguimiento del crecimiento durante nueve semanas (diciembre, 2022 a febrero, 2023) y (2) cuantificación de los indicadores de estrés al final del bioensayo (Figura 3). Dependiendo de cada etapa, el trabajo de investigación se desarrolló en el Laboratorio de Cultivo de Peces Marinos (LCPM) y en el Laboratorio de Nutrición Acuícola (LNA) en las instalaciones del Departamento de Acuicultura del Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California (CICESE).



Figura 3. Desarrollo global de la presente investigación.

2.1 Bioensayo de alimentación

2.1.1 Aclimatación de organismos

Un lote de 630 juveniles de lobina rayada donado por la empresa “Pacífico Aquaculture” fue transportado vía terrestre en un tanque de 1 m³ con oxigenación a las instalaciones del LCPM del CICESE. Los peces con peso promedio de 13 g se aclimataron en un tanque de 9000 L provisto de un sistema de recirculación de agua marina. La alimentación se suministró cuatro veces al día (10:00, 12:00, 14:00 y 16:00 h) a saciedad aparente con alimento comercial EWOS de 3 mm para peces marinos (54 % proteína, 14 % lípidos, 10 % humedad y 10 % cenizas), durante cuatro semanas previas al bioensayo.

2.1.2 Diseño y sistema experimental

El experimento tuvo un diseño factorial de 2 x 3, donde se evaluó el efecto de dos colores de tanque (azul celeste y negro) y tres densidades de siembra: alta ($6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $345 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$), media ($3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $173 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$) y baja ($1.5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $86 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$), por ello se tuvieron seis tratamientos experimentales distribuidos aleatoriamente en tres bloques para controlar la diferencia de intensidad de luz natural en el LCPM. La codificación de los tratamientos se muestra en la Tabla 2.

Tabla 2. Tratamientos experimentales.

	Densidad Alta ($6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$)	Densidad Media ($3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$)	Densidad Baja ($1.5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$)
Color Azul	AA	AM	AB
Color Negro	NA	NM	NB

El sistema experimental constó de 18 tanques de fibra de vidrio con capacidad total de 275 L (con un volumen útil de 175 L), dividido en tres bloques que fueron dispuestos de acuerdo al promedio de la intensidad de luz natural incidente a lo largo del día (I: 162 lx, II: 113 lx, III: 86 lx) (Figura 4), por lo que los peces se mantuvieron bajo fotoperiodo natural entre diciembre de 2022 y febrero de 2023 ($\approx 10 \text{ h}:14 \text{ h}$ luz:oscuridad); y solamente se utilizó iluminación artificial durante el periodo de suministro del alimento, para la observación del comportamiento de alimentación de los peces y la limpieza de los tanques experimentales. Se contó con aireación constante y recambio parcial de agua del 20 %, por medio de un sistema de recirculación que estuvo integrado por un biofiltro de cama compactada (150 L), bomba centrífuga de 1 HP, una bomba de calor de 2 HP y dos tanques de compensación de 125 L. El acondicionamiento del fondo y paredes de color negro de los tanques experimentales se realizó mediante la colocación de plástico calibre 600 de dicho color en toda la superficie interna de cada tanque. En cuanto a las condiciones del agua de mar, la temperatura y el oxígeno disuelto (OD) se monitorearon diariamente con un analizador YSI Pro-2030; el nitrógeno amoniacal total (NAT: $\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$), nitritos y nitratos se cuantificaron con un Kit colorimétrico API cada tercer día, para controlar los niveles de NAT $<1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, nitritos (NO_2^-) $<0.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y nitratos (NO_3^-) $<40 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$.

2.1.3 Juveniles de lobina rayada

Los juveniles con un peso inicial promedio de 18 g se distribuyeron al azar en los 18 tanques, de acuerdo con las densidades propuestas (60, 30 y 15 peces·tanque⁻¹) y el color del tanque. El alimento comercial se

suministró en forma manual a saciedad aparente tres veces al día (10:00, 13:00 y 16:00 h), durante 63 días. Se consideró como el estado de saciedad el momento en que los peces ya no consumían las partículas de alimento y las dejaban en el fondo del tanque, por lo que se registró del número de partículas no consumidas y fueron removidas después de una hora de la alimentación para cuantificar el alimento real consumido diariamente. Se hizo la limpieza del desagüe de todos los tanques cada mañana antes de dar la primera alimentación y se sifoneó cada tanque después de la última alimentación todos los días. Todos los procedimientos experimentales se llevaron a cabo de acuerdo a las pautas del protocolo establecido por el Comité de Bioética del CICESE (Fuentes-Quesada et al., 2018).

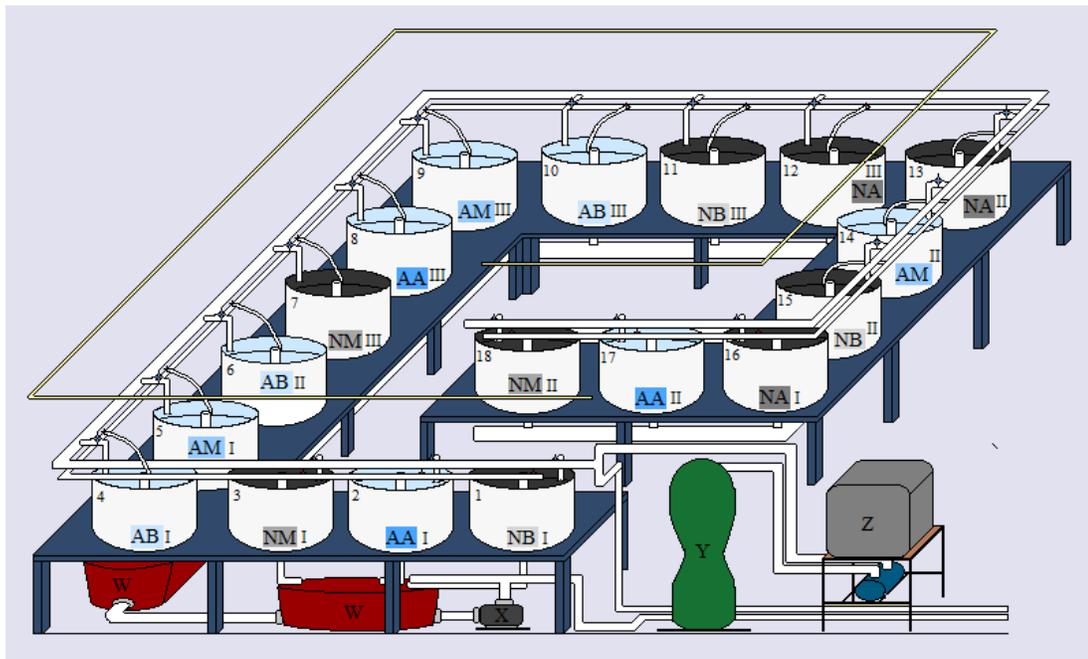


Figura 4. Sistema experimental. I, II, III: número de bloque. 1-18: número de tanque. AA: tanque azul con densidad alta. AM: tanque azul con densidad media. AB: tanque azul con densidad baja. NA: tanque negro con densidad alta. NM: tanque negro con densidad media. NB: tanque negro con densidad baja. W: tanques de compensación. X: bomba. Y: biofiltro. Z: bomba de calor.

2.1.4 Seguimiento del crecimiento

Al inicio del bioensayo, día 21, 35, 49 y 63 se llevaron a cabo biometrías de los organismos. Este proceso consistió en anestésiar a los peces en un tanque con agua de mar y metanosulfotano de triclaína (MS-222) con una concentración de $30 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ por aproximadamente 5 min o hasta que perdieran el equilibrio. Enseguida se registraron el peso (g) y la longitud total (cm) de todos los organismos con una báscula y un ictiómetro respectivamente. Finalmente, se colocaron en un tanque con agua marina para su recuperación y observación antes de que fueran regresados a sus tanques experimentales.

2.1.5 Índices de utilización del alimento

Los índices de utilización del alimento, suelen ser variables respuesta que típicamente se cuantifican para evaluar el crecimiento y la eficiencia alimenticia. Se calculan a partir de los datos de las biometrías.

- Alimento consumido por pez (AC) ($\text{g}\cdot\text{pez}^{-1}$)

$$AC = \frac{\text{Alimento consumido}}{\# \text{ Organismos final}} \quad (1)$$

- Alimento consumido por kg de peso corporal promedio diario (ACD) ($\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) (Castro et al., 2015)

$$ACD = \frac{\frac{\text{Alimento consumido por pez}}{(\text{kg Peso inicial} + \text{kg Peso final})/2}}{\text{Días de cultivo}} \quad (2)$$

- Supervivencia (% S)

$$\% \text{ Supervivencia} = \left(\frac{\# \text{ Organismos final}}{\# \text{ Organismos inicial}} \right) * 100 \quad (3)$$

- Ganancia de peso (GP) (g)

$$GP = \text{Peso final} - \text{Peso inicial} \quad (4)$$

- Tasa de crecimiento específica (TCE)

$$TCE = \frac{\text{Ln peso final} - \text{Ln peso inicial}}{\text{Días de cultivo}} * 100 \quad (5)$$

- Tasa de conversión alimenticia (TCA)

$$TCA = \frac{\text{Alimento consumido}}{\text{Biomasa final} - \text{Biomasa inicial}} \quad (6)$$

- Tasa de eficiencia proteica (TEP)

$$TEP = \frac{\text{Biomasa final} - \text{Biomasa inicial}}{\text{Proteína consumida}} \quad (7)$$

$$\text{Proteína consumida} = (\text{Alimento consumido} * \% \text{ de proteina})/100 \quad (8)$$

2.1.6 Índices corporales

Los índices corporales se obtuvieron de tres organismos de cada tanque al final del bioensayo de alimentación (9 peces·tratamiento⁻¹). Los peces se sacrificaron con una sobredosis (200 mg·L⁻¹) de metanosulfonato de tricaína (MS-222); se registró el peso (g) y la longitud total (m) de cada organismo con una báscula y un ictiómetro respectivamente. Posteriormente fueron disecados para obtener el peso de vísceras, hígado y grasa visceral. Los índices corporales se calcularon de acuerdo a Ni et al. (2021) de la siguiente manera:

- Factor de condición (FC):

$$FC = \frac{\text{Peso del organismo}}{\text{Longitud total}^3} * 100 \quad (9)$$

- Índice viscerosomático (IVS):

$$IVS = \frac{\text{Peso de vísceras}}{\text{Peso total}} * 100 \quad (10)$$

- Índice hepatosomático (IHS):

$$IHS = \frac{\text{Peso del hígado}}{\text{Peso total}} * 100 \quad (11)$$

- Índice liposomático (ILS):

$$IHS = \frac{\text{Peso de grasa visceral}}{\text{Peso total}} * 100 \quad (12)$$

2.1.7 Análisis proximal del músculo

Para este análisis se utilizaron los mismos organismos que se recolectaron para cuantificar los índices corporales, después de disecar los tejidos correspondientes. Se almacenaron a -20 °C hasta el momento en que se tomaron las muestras de músculo para analizarlas. El análisis proximal del músculo se realizó por triplicado mediante las técnicas establecidas por la Association of Official Analytical Chemists (AOAC, 2005); humedad (deshidratación a 135 °C·2 h⁻¹), proteína (Microkjeldahl), lípidos (extracción Soxhlet) y cenizas (incineración a 550°C·4 h⁻¹) (ver Anexo A).

2.2 Evaluación del estrés

En esta sección se describe cómo se obtuvieron las muestras necesarias para cuantificar de los indicadores de estrés en los juveniles de lobina rayada al final del bioensayo de alimentación.

2.2.1 Recolección y conservación de muestras

Al final del experimento y tras un periodo de ayuno de 16 h, se recolectaron aleatoriamente tres peces de cada tanque (9 peces·tratamiento⁻¹) y se anestesiaron con metanosulfotano de tricaina (MS-222) a una concentración de 30 mg·L⁻¹ por aproximadamente 3 min o hasta que perdieron el equilibrio. La muestra de sangre se recolectó utilizando una jeringa desechable estéril de 3 ml mediante punción caudal y se mantuvo en un tubo eppendorf de 1.5 ml en hielo por lo menos 1 h. El suero se recolectó después de centrifugar la muestra a 7000 rpm a 4 °C durante 10 min y se almacenó a -80 °C para su posterior análisis.

2.2.2 Determinación de cortisol y glucosa

La cuantificación de cortisol en el suero se hizo mediante un inmunoensayo enzimático competitivo colorimétrico con un kit de Cortisol ELISA (Cortisol Elisa Calbiotech) de acuerdo a las indicaciones del fabricante (GRUPO MEXLAB, México) y se reportaron en ng·ml⁻¹. La cuantificación de glucosa en suero se llevó a cabo mediante el método de la glucosa-oxidasa utilizando un kit comercial (GLUCOSE GOD/PAP, GL 2623) siguiendo los protocolos del fabricante (RANDOX, United Kingdom) y se reportaron como mg·100 ml⁻¹ (mg·dL⁻¹) (Ver Anexo B).

2.3 Análisis estadístico

El crecimiento en peso, los índices de utilización del alimento, índices corporales e indicadores de estrés se analizaron mediante el Análisis de Varianza Factorial (AVF) (considerando el diseño por bloques) y se aplicó la prueba de rangos múltiples de Duncan a las variables que presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$). Los supuestos de normalidad y homocedasticidad se realizaron con la prueba Shapiro-Wilks y Levene. Todos los análisis se realizaron con un nivel de significancia de $\alpha = 0.05$. El procesamiento y análisis de los datos se llevó a cabo con el programa para computadora STATISTICA 7 (StatSoft, 2004).

Capítulo 3. Resultados

En esta sección se presentan de manera gráfica y con descripción general los resultados obtenidos en las etapas de la investigación; su comparación y análisis se encuentran en la sección de discusiones.

3.1 Calidad del agua

Los valores promedio de calidad de agua en el sistema experimental fueron de 22.3 ± 0.1 °C de temperatura, 34.5 ppt de salinidad, pH de 7.9 y con un flujo de agua de $0.057 \text{ L}\cdot\text{s}^{-1}$. El oxígeno disuelto (OD) promedio en las densidades altas, media y baja fue de $4.5 \pm 0.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, $5.2 \pm 0.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $5.5 \pm 0.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente. Los compuestos nitrogenados se mantuvieron en los niveles adecuados: NAT: $0-0.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, NO_2^- : $0-0.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y NO_3^- : $10-40 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$.

3.2 Crecimiento

La tendencia del crecimiento en peso para los juveniles de lobina rayada en el periodo experimental se muestra en la Figura 5. El peso y longitud corporal, biomasa, supervivencia (%) y ganancia de peso (GP) de cada tratamiento al inicio y final del bioensayo se muestran en la Tabla 3. A partir de las densidades de siembra alta de $6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, media de $3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ y baja de $4.7 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, se obtuvieron densidades promedio finales de $19.3 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, $10.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ y $4.7 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, respectivamente (Tabla 3).

El análisis de varianza factorial (ver Anexo C.1) demostró que el color del tanque no tuvo un efecto significativo en el peso final de los organismos, por lo que el peso final promedio en los tanques de color azul ($56.6 \pm 2.4 \text{ g}$) fue similar al de los tanques de color negro ($56.5 \pm 2.9 \text{ g}$). Por otra parte, la densidad de cultivo afectó significativamente el peso final, siendo mayor para la densidad media ($58.7 \pm 2.3 \text{ g}$) en comparación con la densidad alta ($56.1 \pm 1.7 \text{ g}$) y la densidad baja ($54.8 \pm 2.1 \text{ g}$), que fueron similares entre sí (Figura 6). En cuanto al efecto de la interacción de ambos factores tampoco afectó significativamente el peso final (ver Anexo D).

La GP al final del bioensayo presentó la misma tendencia que el peso final (ver Anexo C.2). La densidad de cultivo tuvo efecto significativo en esta variable, siendo similar entre la densidad alta ($38.0 \pm 1.8 \text{ g}$) y baja

(36.7 ± 2.0 g), pero significativamente menores de la densidad media (40.6 ± 2.2 g) (Figura 7). Además, el color del tanque no influyó en la GP, por lo que fue similar tanto en los tanques azules (38.5 ± 2.4 g) como en los negros (38.4 ± 2.7 g), y el efecto de la interacción entre ambos factores tampoco afectó significativamente esta variable (ver Anexo D).

Los resultados del análisis estadístico para la tasa de crecimiento específica (TCE) tuvieron una tendencia similar (ver Anexo C.3), pues la densidad de cultivo tuvo un efecto significativo en esta variable, pero no el color del tanque, que no afectó significativamente la TCE. Sin embargo, la interacción del color de tanque y la densidad afectó significativamente esta variable (ver Anexo D), porque en los tanques azul, la densidad alta (1.76 ± 0.04) y baja (1.79 ± 0.04) fueron estadísticamente similares entre sí, pero diferentes de la densidad media (1.89 ± 0.05). En cambio, para los tanques negros, la TCE fue similar entre las densidades media (1.84 ± 0.08) y alta (1.83 ± 0.04), pero diferentes de la baja (1.74 ± 0.07) (Figura 8).

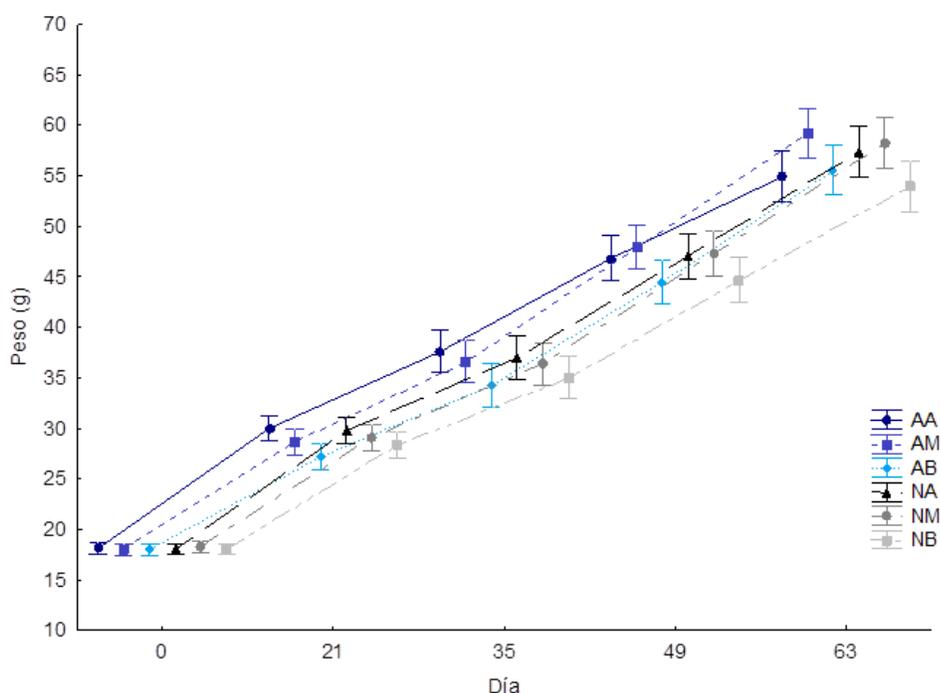


Figura 5. Crecimiento en peso de juveniles de lobina rayada durante 63 días de cultivo en agua marina (valor promedio de tres réplicas \pm error estándar).

Aunado a lo anterior, también se obtuvo la distribución de frecuencias de tallas (peso final) de los organismos de acuerdo al color del tanque, la densidad de cultivo y la interacción de ambos factores al final del bioensayo (ver Anexo E); así como el porcentaje de peces que superaron cada talla (ver Anexo E.1).

Los peces que se utilizaron en el experimento tuvieron un peso homogéneo (18.1 ± 0.4 g) y para el final del bioensayo, no se observaron diferencias importantes en la distribución final del peso corporal de los peces con respecto a la densidad de cultivo, ya que el 87, 86 y 84 % de la población tuvo un peso corporal final entre los 45-72 g en la densidad baja, media y alta respectivamente. En cuanto al color del tanque, el 88 y 83 % de la población alcanzaron un peso corporal final entre los 45-72 g en los tanques azules y negros respectivamente. Por otra parte, la clase de peso más frecuente (27.3 %) se encontró entre los 52-58 g seguida de la clase 59-65 g (22.1 %) y 45-51 g (21.9 %). Sin embargo, estos resultados sólo fueron descriptivos y comparativos ya que no se realizó ningún análisis estadístico que afirme una diferencia significativa en la distribución de tallas en los diferentes tratamientos.

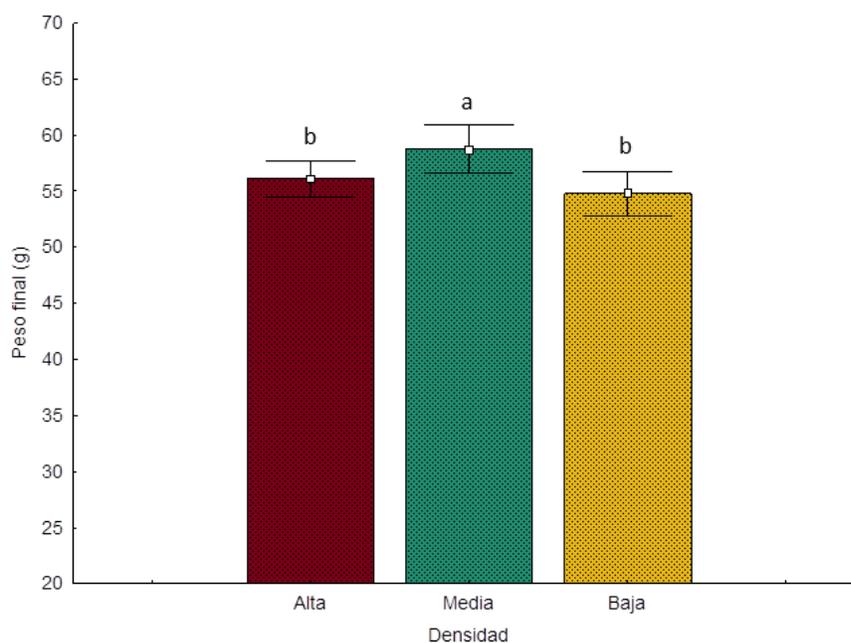


Figura 6. Efecto de la densidad de cultivo en el peso final (g) de juveniles de lobina rayada al final de 63 días de cultivo en agua marina (valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar). Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

Tabla 3. Crecimiento de juveniles de lobina rayada al inicio y final del bioensayo de alimentación.

	AA	AM	AB	NA	NM	NB	<i>p valor</i>		
							Color	Densidad	Color x Densidad
Peso i (g)	18.1 ± 0.3	18.0 ± 0.5	18.0 ± 0.5	18.0 ± 0.1	18.3 ± 0.5	18.0 ± 0.6	0.63	0.84	0.74
Long i (cm)	11.5 ± 0.1	11.4 ± 0.1	11.4 ± 0.1	11.4 ± 0.0	11.4 ± 0.1	11.4 ± 0.2	0.51	0.75	0.75
BIO i (g)	1,087.3 ± 15.0	540.3 ± 13.9	270.0 ± 7.0	1,084.0 ± 6.6	548.7 ± 16.2	270.7 ± 9.6	ND	ND	ND
Densidad i (kg·m ⁻³)	6.2 ± 0.1	3.1 ± 0.1	1.5 ± 0.0	6.2 ± 0.0	3.1 ± 0.1	1.5 ± 0.1	ND	ND	ND
Peso f (g)	54.9 ± 0.9 ^{bc}	59.2 ± 0.9 ^a	55.6 ± 2.2 ^{abc}	57.4 ± 1.3 ^{abc}	58.2 ± 3.4 ^{ab}	54.0 ± 2.0 ^c	0.96	0.02	0.21
Long f (cm)	16.7 ± 0.0 ^b	17.1 ± 0.1 ^{ab}	16.9 ± 0.3 ^{ab}	17.0 ± 0.0 ^{ab}	17.2 ± 0.3 ^a	16.7 ± 0.2 ^b	0.72	0.05	0.14
BIO f (g)	3,293.3 ± 56.0	1,775.9 ± 26.5	833.8 ± 33.3	3,441.9 ± 80.8	1,746.8 ± 101.3	809.2 ± 30.1	ND	ND	ND
Densidad f (kg·m ⁻³)	18.8 ± 0.3	10.1 ± 0.2	4.8 ± 0.2	19.7 ± 0.5	10.0 ± 0.6	4.6 ± 0.2	ND	ND	ND
Sup (%)	100	100	100	100	100	100	ND	ND	ND
GP (g)	36.8 ± 1.1 ^{bc}	41.2 ± 1.1 ^a	37.6 ± 1.9 ^{bc}	39.3 ± 1.3 ^{abc}	39.9 ± 3.1 ^{ab}	35.9 ± 2.0 ^c	0.88	0.01	0.13
TCE	1.76 ± 0.04 ^{bc}	1.89 ± 0.05 ^a	1.79 ± 0.04 ^{bc}	1.83 ± 0.04 ^{ab}	1.84 ± 0.08 ^{ab}	1.74 ± 0.07 ^c	0.66	0.01	0.04

Long: longitud total, BIO: biomasa, i: inicial, f: final, Sup: supervivencia, GP: ganancia de peso. TCE: tasa de crecimiento específico. Valor promedio de tres réplicas ± desviación estándar. Letras distintas en renglones presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan. ND: no determinado.

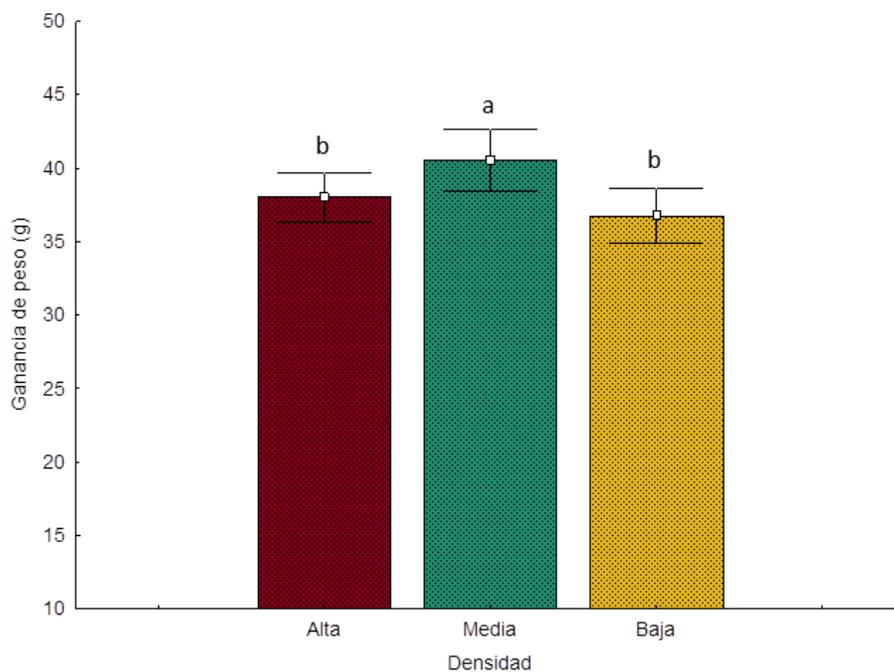


Figura 7. Efecto de la densidad de cultivo en la GP (g) de juveniles de lobina rayada al final de 63 días de cultivo en agua marina (valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar). Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

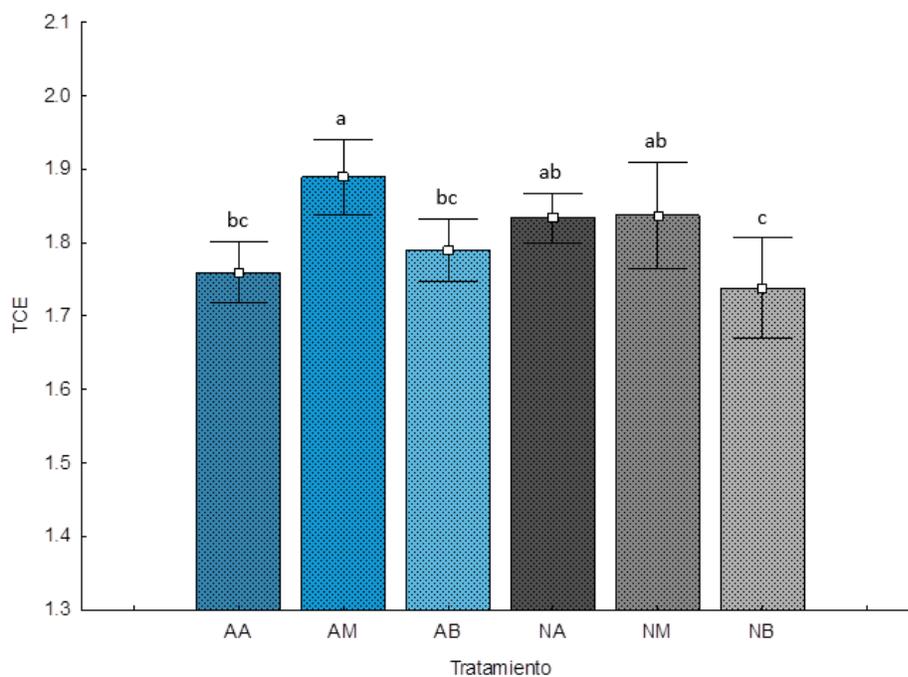


Figura 8. Efecto de la interacción de factores en la TCE de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rangos múltiples de Duncan.

3.3 Consumo de alimento

Los resultados del consumo de alimento de cada tratamiento se pueden observar en la Tabla 4. De acuerdo con el análisis de varianza factorial (ver Anexo C.4), el color del tanque afectó significativamente el alimento consumido por pez (AC), siendo mayor el consumo en los tanques de color azul ($37.4 \pm 1.9 \text{ g}\cdot\text{pez}^{-1}$) que en los tanques de color negro ($35.9 \pm 2.0 \text{ g}\cdot\text{pez}^{-1}$) (Figura 9). Asimismo, la densidad de cultivo tuvo un efecto significativo, debido a que hubo un mayor consumo en las densidades medias ($38.0 \pm 2.0 \text{ g}\cdot\text{pez}^{-1}$) y alta ($37.2 \pm 0.9 \text{ g}\cdot\text{pez}^{-1}$), pero ambas fueron mayores que la densidad baja ($34.7 \pm 1.6 \text{ g}\cdot\text{pez}^{-1}$) (Figura 10). Por otra parte, la interacción entre el color del tanque y la densidad de cultivo no tuvo un efecto significativo en el alimento consumido por pez (ver Anexo F).

El alimento consumido por kg de peso corporal promedio diario (ACD) se vio afectado por el color del tanque y la densidad de cultivo (ver Anexo C.5). Por otro lado, la interacción de ambos factores (ver Anexo F) también tuvo un efecto significativo, esto porque el ACD en los tanques de color azul fue diferente entre todas las densidades, pues fue mayor en la alta ($16.4 \pm 0.1 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$), seguido de la media ($16.1 \pm 0.1 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) y al final la baja ($15.3 \pm 0.3 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$). En cambio, en los tanques de color negro, el consumo de alimento más alto se presentó en la densidad alta ($15.5 \pm 0.1 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) que fue estadísticamente diferente a la densidad baja ($15.0 \pm 0.2 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$), pero ambas similares con la densidad media ($15.3 \pm 0.3 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) (Figura 11).

Tabla 4. Alimento consumido en cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación.

	AA	AM	AB	NA	NM	NB	<i>p</i> valor		
							Col	Den	Col x Den
Alimento total consumido (g)	2,264.56 ± 33.08	1,171.66 ± 21.40	531.11 ± 29.31	2,203.99 ± 59.22	1,107.09 ± 72.42	511.16 ± 14.86	ND	ND	ND
AC ($\text{g}\cdot\text{pez}^{-1}$)	37.74 ± 0.55 ^{ab}	39.06 ± 0.71 ^a	35.41 ± 0.95 ^{bc}	36.73 ± 0.99 ^{ab}	36.90 ± 0.41 ^{ab}	34.08 ± 0.99 ^c	0.04	0.01	0.77
ACD ($\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$)	16.41 ± 0.06 ^a	16.06 ± 0.13 ^b	15.27 ± 0.31 ^{cd}	15.46 ± 0.13 ^c	15.30 ± 0.29 ^{cd}	15.03 ± 0.19 ^d	0.00	0.00	0.02

AC: alimento consumido por pez ($\text{g}\cdot\text{pez}^{-1}$). ACD: alimento consumido por kg peso corporal promedio diario ($\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$). Valor promedio de tres réplicas ± desviación estándar. Letras distintas en el renglón presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan. ND: no determinado. Col: color. Den: densidad.

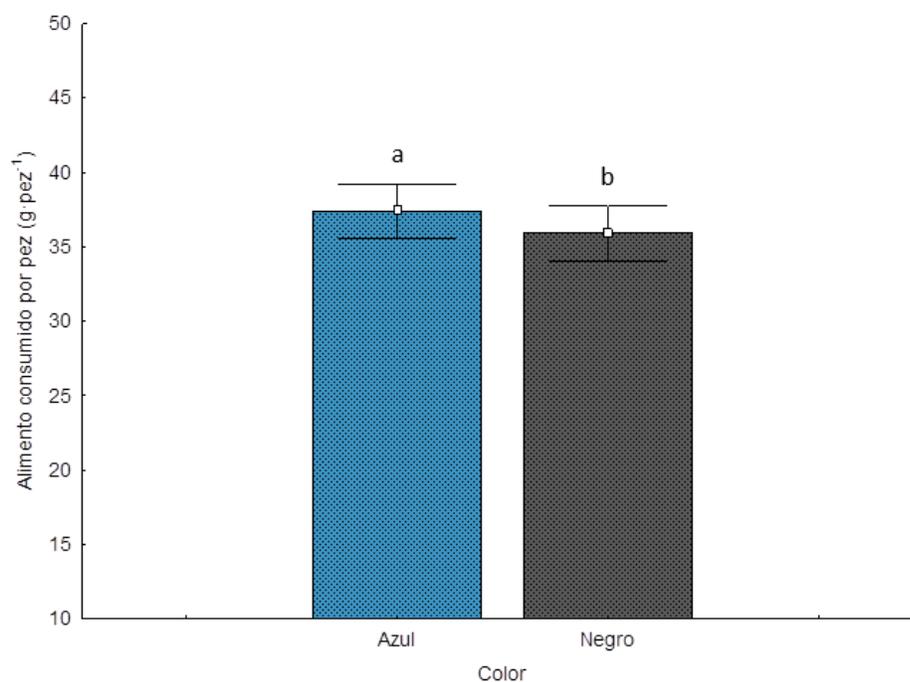


Figura 9. Efecto del color de tanque en el alimento consumido por pez ($\text{g}\cdot\text{pez}^{-1}$). Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

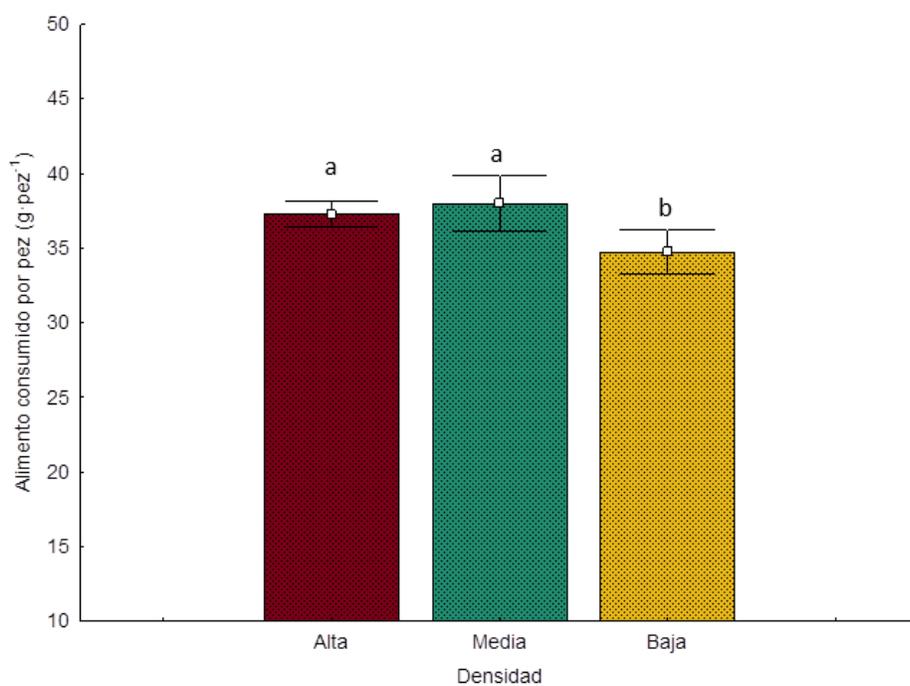


Figura 10. Efecto de la densidad de cultivo en el alimento consumido por pez ($\text{g}\cdot\text{pez}^{-1}$). Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

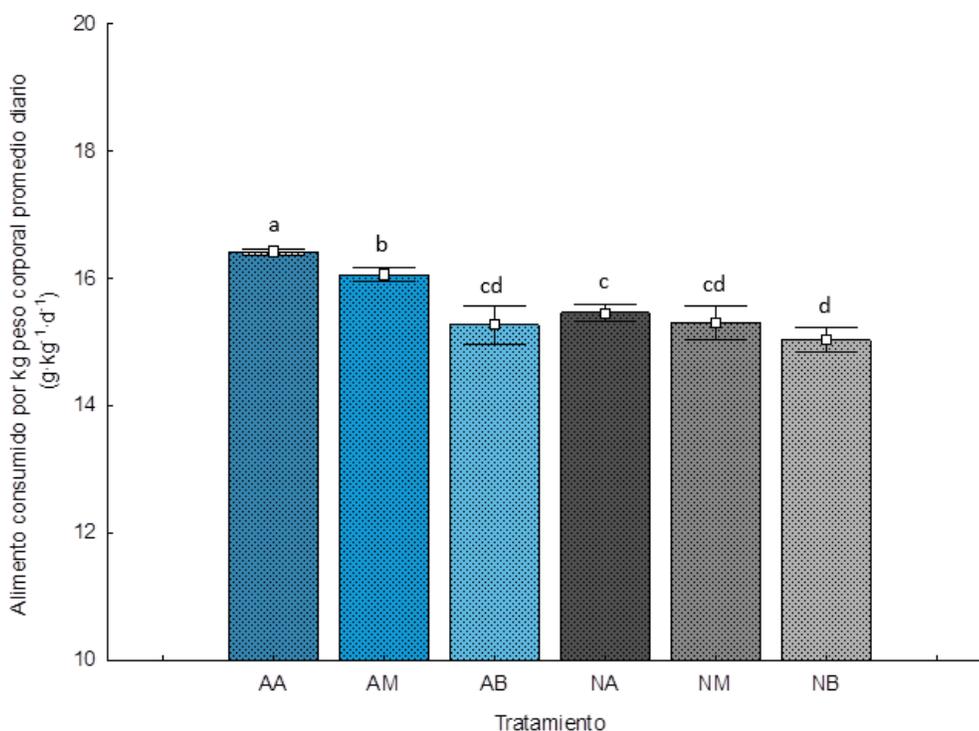


Figura 11. Efecto de la interacción de factores en el consumo de alimento por kg peso corporal promedio diario (ACD) ($\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) de cada tratamiento. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

3.4 Indicadores de utilización del alimento

Los índices de utilización del alimento de cada tratamiento al final del bioensayo se muestran en la Tabla 5. De acuerdo con el análisis estadístico (ver Anexo C.6 y C.7), la tasa de conversión alimenticia (TCA) se vio afectada por el color del tanque y por la densidad de cultivo. La interacción de ambos factores también afectó la tasa de conversión (ver Anexo G), porque en los tanques azules, la densidad media (0.95 ± 0.02) y baja (0.94 ± 0.01) fueron estadísticamente similares entre sí, pero diferentes de la densidad alta (1.03 ± 0.02). En cambio, para los tanques negros, la TCA fue más alta se presentó en la densidad baja (0.95 ± 0.02) que fue estadísticamente diferente a la densidad media (0.92 ± 0.01), pero ambas similares con la densidad alta (0.93 ± 0.01) (Figura 12).

En cuanto a la tasa de eficiencia proteica (TEP), el color del tanque tuvo un efecto significativo en esta variable, así como la densidad de cultivo. Por otra parte, la interacción de ambos factores también tuvo un efecto significativo en este índice (ver Anexo G), pues en los tanques azules, la densidad media (1.95 ± 0.04) y baja (1.97 ± 0.02) fueron estadísticamente similares entre sí, pero significativamente mejores que

la densidad alta (1.80 ± 0.03). Por el contrario, para los tanques negros, la mayor TEP se obtuvo en la densidad media (2.0 ± 0.03) que fue significativamente diferente a la densidad baja (1.95 ± 0.05), pero ambas similares con la densidad alta (1.98 ± 0.02) (Figura 13).

Tabla 5. Indicadores de utilización del alimento de juveniles de lobina rayada al final del bioensayo de alimentación.

	AA	AM	AB	NA	NM	NB	<i>p</i> valor		
							Col	Den	Col x Den
TCA	1.03 ± 0.02 ^a	0.95 ± 0.02 ^b	0.94 ± 0.01 ^{bc}	0.93 ± 0.01 ^{bc}	0.92 ± 0.01 ^c	0.95 ± 0.02 ^b	0.00	0.00	0.00
TEP	1.80 ± 0.03 ^c	1.95 ± 0.04 ^b	1.97 ± 0.02 ^{ab}	1.98 ± 0.02 ^{ab}	2.00 ± 0.03 ^a	1.95 ± 0.05 ^b	0.00	0.00	0.00

TCA: tasa de conversión alimenticia, TEP: tasa de eficiencia proteica. Valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en renglones presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan. Col: color. Den: densidad.

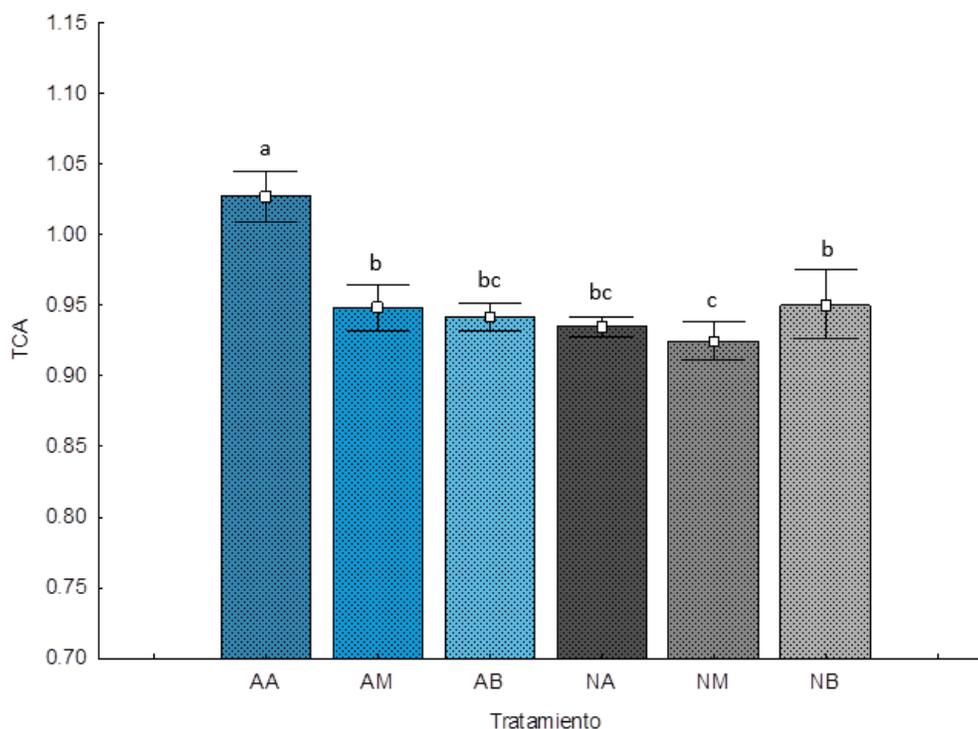


Figura 12. Efecto de la interacción de factores en la TCA de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

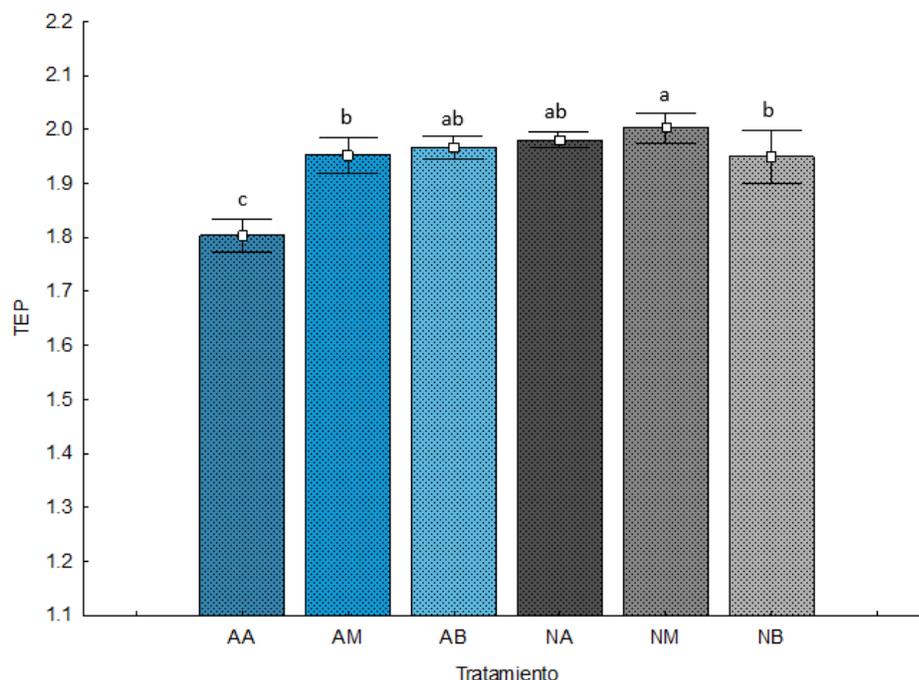


Figura 13. Efecto de la interacción de factores en la TEP de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan.

3.5 Índices corporales

Los índices corporales obtenidos al final del bioensayo de alimentación se pueden observar en la Tabla 6. El análisis de varianza factorial (ver Anexo C.8 y C.9) evidenció que el factor de condición (FC) y el índice viscerosomático (IVS) no se vieron significativamente afectados por el color del tanque, la densidad de cultivo ni la interacción de ambos factores. El valor promedio del FC y el IVS en los seis tratamientos fue de 1.16 ± 0.02 y 9.98 ± 0.59 respectivamente.

Por otra parte, se demostró que sólo la densidad de cultivo tuvo un efecto significativo en el índice hepatosomático (IHS) y en el índice liposomático (ILS) (ver Anexo C.10 y C.11). Los valores promedio del IHS en la densidad alta (1.99 ± 0.13) y baja (2.26 ± 0.15) fueron significativamente diferentes entre sí, pero ambos similares con la densidad media (2.10 ± 0.09) (Figura 14). Esta misma tendencia se observó para el ILS (Figura 15), siendo diferentes entre sí los valores promedios de la densidad alta y baja (2.79 ± 0.25 y 3.49 ± 0.42 respectivamente), pero ambos similares a la densidad media (3.15 ± 0.29). En cuanto al color del tanque, los valores promedio del IHS y el ILS en tanques azules (2.13 ± 0.19 y 3.15 ± 0.46

respectivamente) fueron similares con los tanques negros (2.11 ± 0.14 y 3.14 ± 0.42 respectivamente) (ver Anexo H).

Tabla 6. Índices corporales de lobina rayada de los tratamientos al final del bioensayo de alimentación.

	AA	AM	AB	NA	NM	NB	<i>p valor</i>		
							Color	Densidad	Color x Densidad
FC	1.17 ± 0.01	1.18 ± 0.02	1.14 ± 0.02	1.17 ± 0.02	1.15 ± 0.01	1.16 ± 0.02	0.29	0.25	0.06
IVS	9.21 ± 0.28	9.90 ± 0.46	10.49 ± 0.40	10.23 ± 0.36	10.06 ± 0.81	9.97 ± 0.57	0.37	0.26	0.07
IHS	1.95 ± 0.16^b	2.09 ± 0.08^{ab}	2.33 ± 0.09^a	2.02 ± 0.11^b	2.11 ± 0.12^{ab}	2.19 ± 0.19^{ab}	0.74	0.01	0.37
ILS	2.73 ± 0.38^b	3.18 ± 0.43^{ab}	3.53 ± 0.22^a	2.85 ± 0.12^b	3.11 ± 0.16^{ab}	3.45 ± 0.62^a	0.96	0.02	0.87

FC: factor de condición, IVS: índice viscerosomático, IHS: índice hepatosomático, ILS: índice liposomático. Valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en renglones presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

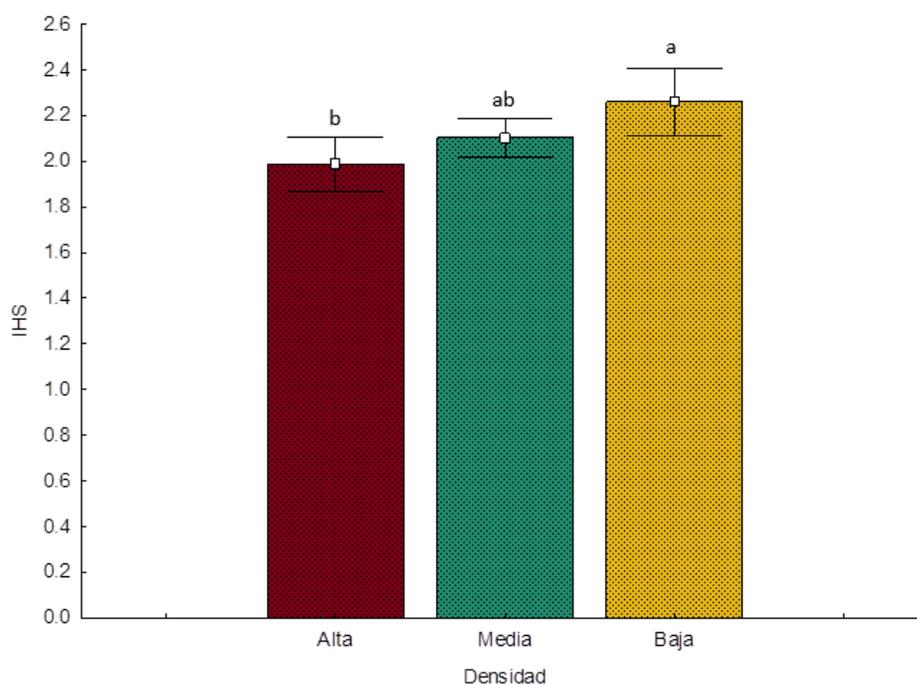


Figura 14. Efecto de la densidad de cultivo en el IHS de juveniles de lobina rayada después de 63 días de cultivo en agua marina (valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar). Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

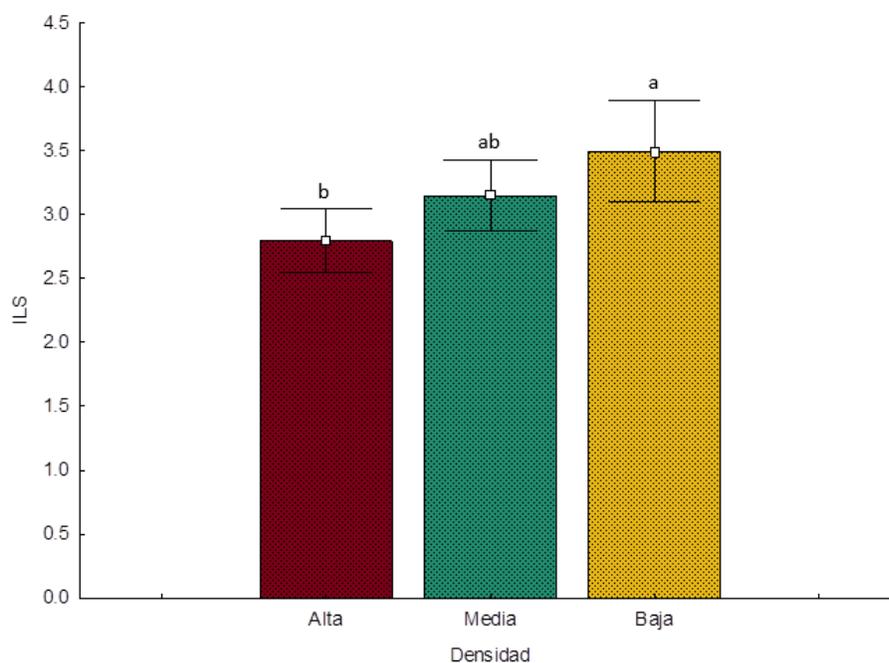


Figura 15. Efecto de la densidad de cultivo en el ILS de juveniles de lobina rayada después de 63 días de cultivo en agua marina (valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar). Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo con la prueba de rango múltiple de Duncan.

3.6 Composición proximal del músculo

La composición proximal del músculo de juveniles de lobina rayada de los diferentes tratamientos al final del bioensayo de alimentación se muestra en la Tabla 7. Se demostró que el color del tanque, la densidad de cultivo y la interacción entre estos dos factores no tuvieron un efecto significativo en la composición proximal del músculo de los seis tratamientos (ver Anexo C.12 a C.15). Así que, el músculo de juveniles de lobina rayada tuvo en promedio 75.8 ± 0.61 % humedad, 19.4 ± 0.44 % proteína, 2.6 ± 0.35 % lípidos y 1.3 ± 0.04 % cenizas. La composición proximal del músculo inicial solo se reporta como referencia para comparar con la composición final de manera descriptiva pero no estadísticamente.

Tabla 7. Composición proximal de músculo de lobina rayada al final del bioensayo de alimentación.

(%)	Inicial	AA	AM	AB	NA	NM	NB
Humedad	77.1 ± 0.2	76.9 ± 0.6	76.9 ± 0.6	76.7 ± 1.0	77.3 ± 0.6	76.7 ± 0.6	76.4 ± 0.3
Proteína	19.7 ± 0.3	19.8 ± 0.6	20.0 ± 0.4	20.0 ± 0.6	19.9 ± 0.2	19.9 ± 0.1	20.0 ± 0.7
Lípidos	2.0 ± 0.1	2.8 ± 0.6	2.6 ± 0.3	2.7 ± 0.2	2.2 ± 0.3	2.7 ± 0.2	2.4 ± 0.1
Cenizas	1.6 ± 0.0	1.3 ± 0.0	1.3 ± 0.0	1.4 ± 0.1	1.3 ± 0.0	1.3 ± 0.0	1.3 ± 0.0

Valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar.

3.7 Concentración de cortisol y glucosa

Las concentraciones de cortisol y glucosa en el suero sanguíneo de juveniles de lobina rayada al final del bioensayo de alimentación de todos los tratamientos se presentan en la Tabla 8. El color del tanque, la densidad de cultivo y la interacción entre ambos factores no tuvieron un efecto significativo en la concentración de cortisol y glucosa de los organismos (ver Anexo C.16. y C.17). Así que, la concentración promedio de cortisol en los peces dentro de los tanques azules fue de $76.4 \pm 27.5 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$ y de $87.3 \pm 15.9 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$ en los tanques negros. En cuanto a la densidad de cultivo, las concentraciones promedio fueron de 79.7 ± 31.2 , 81.6 ± 14.0 y $84.2 \pm 23.2 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$ en los peces cultivados en la densidad alta, media y baja respectivamente.

La concentración promedio de glucosa fue de $82.3 \pm 11.7 \text{ mg}\cdot 100 \text{ ml}^{-1}$ en los peces dentro de los tanques azules y de $84.2 \pm 11.7 \text{ mg}\cdot 100 \text{ ml}^{-1}$ en peces dentro de los tanques negros. Con respecto a la densidad de cultivo, la concentración promedio de glucosa en los organismos mantenidos en la densidad alta, media y baja fue de 81.9 ± 13.7 , 83.6 ± 9.6 y $84.2 \pm 12.6 \text{ mg}\cdot 100 \text{ ml}^{-1}$ respectivamente.

Por lo tanto, la concentración promedio de cortisol y glucosa en suero sanguíneo de juveniles de lobina rayada en los seis tratamientos al final de los 63 días de cultivo fue de $81.8 \pm 22.5 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$ y $83.2 \pm 11.4 \text{ mg}\cdot 100 \text{ ml}^{-1}$ respectivamente (ver Anexo I). La concentración de cortisol y glucosa inicial solo se reporta como referencia para comparar con las concentraciones finales de manera descriptiva pero no estadísticamente.

Tabla 8. Concentración de cortisol y glucosa de juveniles de lobina rayada al final del bioensayo de alimentación.

	Inicial	AA	AM	AB	NA	NM	NB
Cortisol ($\text{ng}\cdot\text{ml}^{-1}$)	102.9 ± 1.6	73.2 ± 43.3	75.3 ± 12.2	80.9 ± 30.8	86.3 ± 20.5	88.0 ± 14.9	87.5 ± 19.0
Glucosa ($\text{mg}\cdot\text{dL}^{-1}$)	86.5 ± 7.2	72.5 ± 6.1	86.3 ± 5.8	88.1 ± 16.1	91.2 ± 13.0	81.0 ± 13.2	80.3 ± 9.5

Valor promedio de tres réplicas \pm desviación estándar.

Para mayor información en la tendencia de los resultados se pueden ver la Figura 16 a 18 del Anexo D (crecimiento), Figura 19 a 21 del Anexo E (distribución de tallas), Figura 22 y 23 del Anexo F (consumo de alimento), Figura 24 y 25 del Anexo G (indicadores de utilización del alimento), Figura 26 y 27 de Anexo H (índices corporales) y la Figura 28 y 29 del Anexo I (indicadores de estrés).

Capítulo 4. Discusión

En esta investigación, se enfatiza la importancia de documentar la influencia de factores como el color del tanque y la densidad de cultivo que a menudo se omiten en la producción y/o investigación sobre el crecimiento, la eficiencia alimenticia, los índices corporales y algunos indicadores de estrés (cortisol y glucosa) en juveniles de *M. saxatilis*, una especie con importante valor comercial y científico, ya que existe la necesidad de conocer su comportamiento, crecimiento y fisiología cuando se mantiene en laboratorio.

4.1 Desempeño biológico

4.1.1 Calidad de agua y supervivencia

Los peces producidos en sistemas de cultivo generalmente se encuentran en densidades superiores a las que se encuentran en la naturaleza. A medida que aumenta la densidad, la calidad del agua suele disminuir, pues un mayor número de peces respira y excreta residuos metabólicos, lo que los obliga a adaptarse a condiciones que no son óptimas (Harrell et al., 1990; Ellis et al., 2002; Santos et al., 2010). La supervivencia, el crecimiento y la condición física de los peces dependen en gran medida de la calidad del agua (Setzler et al., 1980; Sammouth et al., 2009); cuya atención se ha focalizado mayormente en el oxígeno y el nitrógeno amoniacal, por considerarse los principales parámetros que se modifican por el aumento de la densidad (Ellis et al., 2002).

En este trabajo, la concentración de oxígeno disuelto (OD) de 4.5 mg·L⁻¹, 5.2 mg·L⁻¹ y 5.5 mg·L⁻¹ en las densidades alta, media y baja respectivamente, se encontraron dentro de las condiciones óptimas para la especie, ya que los resultados de Anweiler et al. (2019) indican que la lobina rayada juvenil está limitada metabólicamente cuando las concentraciones de OD caen por debajo de 4.0 mg·L⁻¹. Los cambios significativos en la calidad del agua resultan de las actividades metabólicas de los peces, siendo el OD el principal factor limitante detectable en sistemas de producción (Harrell et al., 1990) y de acuerdo con Klyashtorin y Yarzhombek en Setzler et al. (1980), la concentración crítica de oxígeno para juveniles de lobina rayada de un peso entre 0.3 - 22 g está entre 4.0 y 4.5 mg·L⁻¹ a 22 °C. Sin embargo, la disminución de los niveles de oxígeno a esta concentración crítica (para el metabolismo estándar), en particular durante la alimentación, no provoca la muerte de los peces pero restringe la actividad motora y conduce a una

reducción en el consumo de alimento, a un mayor gasto de energía para el intercambio de gases y a una tasa de crecimiento reducida (Ellis et al., 2002). Es probable que, en el presente trabajo, las concentraciones de oxígeno en el tratamiento con altas densidades hayan ocasionado breves periodos limitantes durante la alimentación, ya que la tasa de crecimiento más alta se registró en la densidad media donde la concentración promedio de OD ($5.2 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$) fue mayor que con la densidad alta ($4.5 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$). Por lo tanto, la optimización de esta variable denso-dependiente debe evaluarse en futuras investigaciones en las que las densidades de siembra sean iguales o mayores a $6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$.

El nitrógeno amoniacal es un metabolito residual producido por los peces como resultado del catabolismo de los aminoácidos. En los sistemas de cultivo, el nitrógeno amoniacal normalmente se encuentra en forma no ionizada (NH_3) (mucho más tóxica para los peces) y en forma ionizada (NH_4^+); la suma de estas especies químicas se denomina nitrógeno amoniacal total (NAT) y su concentración en el agua depende de la temperatura y el pH (Masser et al., 1992). Se ha informado que, un pH que oscila entre 6.7 y 8.5 se considera óptimo para el cultivo intensivo de lobina rayada y que el valor de la concentración letal media (LC50) del NAT se encuentra entre 1.5 y $2.8 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. También se ha observado que, concentraciones entre $0.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y la LC50, reducen el consumo de alimento y la tasa de crecimiento de la lobina rayada y sus híbridos, además, producen alteraciones en el tejido branquial (filamentos branquiales en forma de maza) y reducen la resistencia a las enfermedades (Harrell et al., 1990). En este contexto, ya que la temperatura promedio en el sistema experimental fue de $22 \text{ }^\circ\text{C}$ y el pH del agua tuvo un valor promedio de 7.9, la concentración de $0.3 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ del NAT estuvo constituida por $\approx 4\%$ de NH_3 , un valor relativamente bajo para producir efectos tóxicos en los peces (Emerson et al., 1975). Por lo tanto, estas condiciones permitieron llevar a cabo de manera correcta el cultivo de los juveniles de lobina rayada; pues a pesar de que la densidad de cultivo en todo el sistema fue elevada, pasando de $3.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ (inicial) a $9.9 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ (final), la concentración de NAT se logró mantener dentro los niveles aceptables para la especie.

Otros compuestos nitrogenados en los sistemas de cultivo son los nitritos (NO_2^-) y nitratos (NO_3^-). El nitrito es el producto intermedio de la nitrificación del amoníaco, ocupa el segundo lugar en toxicidad para los peces y los niveles en sistemas de cultivo intensivo deben permanecer por debajo de $2.0 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ para garantizar un crecimiento y una supervivencia adecuados. Por otra parte, el nitrato es el compuesto nitrogenado final de la nitrificación del amoníaco y es el menos tóxico. Los juveniles y adultos de lobina rayada pueden soportar niveles superiores a $800 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, sin embargo, la alimentación y el crecimiento mejoran cuando el nitrato no excede los $38 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ (Harrell et al., 1990). Así que de acuerdo a los valores obtenidos de nitritos y nitratos de $0.1 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $40 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente, se puede decir que se logró mantener la calidad del agua en condiciones óptimas para la especie. Este resultado se debe en gran

medida a la limpieza del tren de desagüe cada mañana antes de la primera alimentación (lugar donde se acumulaban heces del día anterior), a la limpieza del tanque (eliminación de heces) una hora después de suministrar la tercera ración de alimento, al recambio diario del 20 % del agua y a los retro-lavados del biofiltro, pero principalmente del manejo de la alimentación, ya que la contaminación del agua depende, por una parte, del racionamiento y distribución del alimento, y por otra, de su digestibilidad y equilibrio nutrimental para obtener un mínimo de excretas (Guillaume, 2004), lo que influye en el desempeño biológico de los peces.

El efecto de la calidad del agua en el metabolismo, la alimentación y el crecimiento de los peces puede variar sustancialmente entre especies (Kestemont & Baras, 2001). Por ejemplo, algunas investigaciones con juveniles (6 g) de la lobina europea (*D. labrax*), han reportado que la calidad del agua fue relativamente más pobre en densidades altas de $4.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, con concentraciones de OD de $5.9 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y NAT de $0.37 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, que en densidades bajas de $1.0 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, con valores de $6.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ y $0.10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de OD y NAT respectivamente; sin embargo, esta diferencia en la calidad del agua no tuvo un efecto negativo en el crecimiento de los organismos (Papoutsoglou et al., 1998). En cambio, Santos et al. (2010) observaron que el aumento de la densidad (desde 8.1 hasta $75.4 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) y la disminución de la calidad del agua redujeron el consumo de alimento y crecimiento de los juveniles de 82 g de *D. labrax*.

Hoseini et al. (2020) obtuvieron resultados semejantes en juveniles de 50 g de trucha arcoíris (*O. mykiss*), cuando se mantuvieron en densidades de 15 y $25 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$, en donde la concentración del NAT (0.01 y $0.03 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente) y del OD (5.18 y $6.47 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ respectivamente) fueron afectadas significativamente por el aumento de la densidad, lo que se reflejó en una disminución del crecimiento. Por el contrario, otras investigaciones en las que se ha evaluado el efecto de la densidad, reportaron que un aumento de la densidad de cultivo no alteró la calidad del agua en juveniles de la dorada (*S. aurata*) (2.6 y $10.6 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$), el sargo común (*D. sargus*) (2.0 y $7.80 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$), la lobina europea (*D. labrax*) (10 , 20 , 40 , 70 y $100 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$), el esturión del Atlántico (*A. oxyrinchus*) (1.27 , 2.49 y $3.80 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$), el esturión de Amur (*A. schrenckii*) (0.3 , 0.75 y $1.78 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) y el esturión chino (*A. sinensis*) (4.8 , 8.9 y $12.6 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$), ya que el OD y NAT se mantuvieron bajo control (Montero et al., 1999; Karakatsouli et al., 2007; Roque d'Orbcastel et al., 2010; Szczepkowski et al., 2011; Li et al., 2012; Long et al., 2019).

Para cualquier organismo que se enfrente a desafíos ambientales, las respuestas fisiológicas compensatorias es la clave para su supervivencia (Gorissen & Flik, 2016), así que se esperaba que alguno de los factores que se evaluaron en esta investigación se reflejaran de manera directa en la supervivencia de los organismos, sin embargo, los resultados demostraron que la densidad de cultivo y el color del

tanque no tuvieron un efecto negativo, ya que la supervivencia (100 %) fue similar en todos los tratamientos. Esto coincide con los resultados obtenidos con juveniles de lobina europea (*D. labrax*), en los que el incremento de las densidades desde 0.5 kg·m⁻³ hasta 100 kg·m⁻³, no afectaron la supervivencia (Papoutsoglou et al., 1998; Di Marco et al., 2008; Lupatsch et al., 2010; Roque d'Orbcastel et al., 2010; Sammouth et al., 2009; Santos et al., 2010). Una respuesta similar se ha observado en otras especies como la lobina rayada híbrida (*M. saxatilis* x *M. chrysops*) (Kemeh & Brown, 2001), la lobina negra (*M. salmoides*) (Wang et al., 2020), la dorada (*S. aurata*) (Papoutsoglou et al., 2006; Carbonara et al., 2019), la trucha arcoíris (*O. mykiss*) (North et al., 2006; Hoseini et al., 2020; Roy et al., 2021), el esturión del Atlántico (*A. oxyrinchus*) (Szczepkowski et al., 2011), el esturión de Amur (*A. schrenckii*) (Ni et al., 2016) y el esturión chino (*A. sinensis*) (Long et al., 2019), en la que las densidades de cultivo se encontraron desde 0.2 kg·m⁻³ hasta 80 kg·m⁻³.

Por otra parte, Paspatis et al. (2003) observaron una baja mortalidad (<4 %) cuando los juveniles de la lobina europea (*D. labrax*) de 5 g se mantuvieron a una densidad de 5 kg·m⁻³. Un resultado similar se obtuvo cuando los juveniles de la lobina negra (*M. salmoides*) de 8 g se mantuvieron a una densidad de 1.13 kg·m⁻³ (Ni et al., 2021). Todos estos resultados aparentemente contradictorios, podrían estar relacionados con las densidades experimentales, con la especie, y con las diferencias de edad y pesos de los organismos, el canibalismo que se presenta en edades tempranas y la calidad del agua, sin embargo, como se mencionó anteriormente, en el presente trabajo la calidad del agua se mantuvo en los valores recomendados para la lobina y aunque la concentración de OD disminuyó con el aumento de la densidad, no tuvo un efecto negativo en la supervivencia de los juveniles de lobina rayada, lo que confirma el hecho de que los peces cultivados con una calidad de agua óptima crecen más rápido y son capaces de resistir mejor los estresores y desafíos que afecten su supervivencia (Harrell et al., 1990).

4.1.2 Crecimiento

Durante el desarrollo del bioensayo se observó el comportamiento de alimentación de los peces en los diferentes tratamientos, el consumo de alimento, la ganancia de peso (GP) y el peso final. Los resultados indicaron que, independientemente del color del tanque, el peso final y la GP se vieron afectados por la densidad de cultivo, pues fueron mayores con la densidad de siembra media (3.1 kg·m⁻³) en comparación con las densidades alta (6.2 kg·m⁻³) y baja (1.5 kg·m⁻³). Esto significó que el color azul y negro de los tanques no tuvo un efecto significativo en el crecimiento de los juveniles de lobina rayada, y se asemeja a lo obtenido por Banan et al. (2011), Ghavidel et al. (2020), Kasagi et al. (2020) y Morshedi et al. (2022) en el

esturión beluga (*H. huso*), el mero (*E. coioides*), la trucha arcoíris (*O. mykiss*) y lobina asiática (*L. calcarifer*). Sin embargo, en la trucha arcoíris (*O. mykiss*), la perca euroasiática (*P. fluviatilis*), el esturión esterlete (*A. ruthenus*) y la lobina asiática (*L. calcarifer*) el color de tanque influyó para lograr un mayor peso corporal final (Papoutsoglou et al., 2005; Strand et al., 2007; Bayrami et al., 2017; Santisathikul et al., 2020). Las discrepancias en los resultados de estas investigaciones se pueden relacionar con las diferencias experimentales en cuanto al contraste entre el color del tanque y el alimento, la temperatura del agua, el régimen y técnica de alimentación, así como características propias del alimento que utilizaron (composición nutricional, flotabilidad, tamaño, atractabilidad o palatabilidad, entre otras) y su distribución en el tanque, afectado directamente el consumo del alimento y finalmente el crecimiento (Alanärä et al., 2001).

En cuanto al efecto de la densidad, los peces cultivados en la densidad media alcanzaron un peso final de 58.7 g, mientras que en las densidades baja y alta se registraron los menores pesos corporales (54.8 g y 56.1 g respectivamente). Estos resultados son similares con los observados en la lobina negra (*M. salmoides*) para los primeros 30 días de cultivo, donde la densidad media ($0.4 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) propició un mayor incremento en peso en comparación con las densidades baja ($0.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) y alta ($0.6 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$), sin embargo, después de 60 días de cultivo, el peso corporal fue mayor en la densidad baja (Wang et al., 2020). Ni et al. (2021), observaron que el peso final y la GP de juveniles de lobina negra cultivados en densidades de $0.95 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ y $0.76 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ también fueron mayores y estadísticamente diferentes que en una densidad de $1.13 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$. Por lo tanto, los valores promedio de peso final y GP obtenidos con las densidades evaluadas en este trabajo probablemente tengan relación con (1) la concentración de OD, ya que fue menor en la densidad alta y (2) con el consumo de alimento, debido a que fue menor en la densidad baja, pues aunque los peces fueron alimentados a saciedad aparente, también se ha informado de un menor consumo y utilización de alimentos inducidos por el estrés social en un grupo con un número pequeño de peces, donde los individuos dominantes monopolizan el alimento disponible (e. g., en salmónidos) y el resto de los peces comen menos y crecen más lentamente (Farrell et al., 2011).

En este contexto, diversas investigaciones han informado sobre una relación negativa entre la densidad de población y el crecimiento (Petit et al., 2001; Paspatis et al., 2003; Karakatsouli et al., 2007; Santos et al., 2010; Szczepkowski et al., 2011; Li et al., 2012; Long et al., 2019; Hoseini et al., 2020; Khan et al., 2022), mientras que otras han encontrado que la ingesta de alimento y el crecimiento fueron menores en los peces cultivados en densidades bajas en comparación con los cultivados en densidades altas (Papoutsoglou et al., 1998; North et al., 2006; Batzina et al., 2014; Roy et al., 2021). Estos resultados indican que hay especies de peces que requieren una mayor densidad de población para un óptimo

crecimiento y rendimiento, como la trucha alpina (*S. alpinus*), que disminuyó su crecimiento a densidades relativamente bajas ($15 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$), pero mejoró a densidades más altas ($60 - 120 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) (Jørgensen et al., 1993). Por el contrario, Di Marco et al. (2008), Sammouth et al. (2009), Lupatsch et al. (2010) y Roque d'Orbcastel et al. (2010) encontraron que las densidades de población no influyeron en el crecimiento de juveniles de lobina europea (*D. labrax*). Resultados similares se han obtenido en la dorada (*S. aurata*) (Montero et al., 1999; Arechavala-Lopez et al., 2020); así como en la lobina rayada híbrida (*M. saxatilis* x *M. chrysops*) pues exhibieron un comportamiento de escolarización en densidades superiores a $5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ (Kemeh & Brown, 2001). Estas diferencias en los efectos de la densidad podrían estar relacionadas con las especies y tamaños de los peces, el estadio de vida, el estado nutricional, la tasa de intercambio de agua, entre otras condiciones de cultivo (Wang et al., 2020). Así que, la densidad y las relaciones jerárquicas que se establecieron en la densidad media ($3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) resultaron en mayor peso corporal final y GP en *M. saxatilis*. En contraste, la densidad baja no promovió la agregación alimentaria observada en varias especies y condujo a un menor crecimiento (Wang et al., 2020). Otro factor que se debe tener en cuenta para el cultivo de juveniles de lobina rayada es la relación entre el número de peces y el volumen del estanque, ya que la densidad expresada en kilogramos por volumen de agua no es suficiente para promover un crecimiento adecuado y para limitar el efecto estresor de los factores denso-dependientes.

En cuanto al efecto de la interacción del color de tanque con la densidad de cultivo en la TCE, en los tanques azules los índices de crecimiento (tasa de crecimiento, peso final corporal y GP), fueron similares en las densidades alta (1.76) y baja (1.79), pero significativamente menores que en la densidad media (1.89), posiblemente por el efecto de una menor concentración de OD asociada con la densidad alta y un menor consumo de alimento, resultados de la falta de agregación de los peces en la densidad baja. En cambio, en los tanques de color negro la TCE en las densidades media (1.84) y alta (1.83) fueron significativamente mayor que en la densidad baja (1.74), lo que pudo propiciar un ambiente menos estresante, al mejorar la capacidad mimética y promover un mejor comportamiento de agregación de los peces, que favoreció un mayor consumo de alimento y por lo tanto una mayor TCE.

Entre los pocos trabajos en los que se ha evaluado el efecto combinado del color de tanque y la densidad de cultivo en el desempeño de peces marinos destaca el de Karakatsouli et al. (2007) con juveniles (17 g) del sargo común (*D. sargo*). En esta especie, los tanques negros y la densidad de cultivo alta ($7.79 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) condujeron a un menor consumo de alimento y a una reducción del crecimiento (peso corporal final, TCE y GP) en comparación con una densidad baja de $1.96 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ y con tanques azules o blancos. La interacción del color del tanque con la densidad de cultivo no tuvo un efecto significativo en el desempeño de los organismos. Por lo tanto, la reducción del crecimiento en los tanques negros la relacionaron con la

reducción del consumo de alimento, producto de un contraste deficiente del alimento con respecto al color del tanque. Aunado a esto, en las densidades altas se registró un aumento de la mortalidad producto de la alta agresividad de los organismos, lo que confirma que aunque algunas especies toleran altas densidades, la exposición a mayores densidades no disminuye la agresividad que caracteriza a ciertas especies y también puede resultar en un aumento de la variabilidad del peso de los organismos, lo que aumenta la competencia intraespecífica (Jobling, 1995). Por otra parte, Khan et al. (2022) informaron que en los alevines de la lobina asiática (*L. calcarifer*), la reducción de la densidad redujo en forma significativa la mortalidad, mejoró la supervivencia y el crecimiento. Sus hallazgos también indicaron que, si bien los tanques negros eran comparativamente ventajosos para reducir el canibalismo, los tanques blancos mejoraban la visibilidad del alimento y por lo tanto mejoraban el consumo del alimento, lo que también disminuyó el comportamiento agresivo y mejoró el crecimiento y la supervivencia. Estos resultados son parcialmente similares a los del presente trabajo, sin embargo, es importante mencionar que, en las densidades altas, independientemente del color de tanque, *M. saxatilis* no presentó un comportamiento agresivo o de canibalismo, ya que los peces fueron alimentados a saciedad aparente sin que el alimento fuera un factor limitante.

En la mayoría de estudios en los que se ha evaluado el efecto del aumento de la densidad, se ha encontrado una correlación inversa con la tasa de crecimiento específico (TCE), debido a un menor consumo y mayor desperdicio de los alimentos, disminución del factor de conversión alimenticia, mayor deterioro de la calidad del agua, comportamiento agresivo de los organismos y estrés por hacinamiento (Petit et al., 2001; Santos et al., 2010; Szczepkowski et al., 2011; Li et al., 2012; Carbonara et al., 2019). Algunos trabajos en la dorada o sargo común (*D. sargus*), la lobina europea (*D. labrax*), y la lobina negra (*M. salmoides*), (Papoutsoglou et al., 2006; Sammouth et al., 2009; Roque d'Orbcastel et al., 2010; Ni et al., 2021) han demostrado que la TCE fue similar con diferentes densidades, sin embargo, se observó un efecto negativo de la densidad una vez que superaron los 70 y 100 kg·m⁻³, en estas condiciones de hacinamiento, de competencia por el espacio vital y por el alimento, el estrés resultante induce un incremento en la demanda de energía y la reducción del apetito, lo que conduce a una reducción del crecimiento y a una mayor tasa de conversión alimenticia (Ni et al., 2021). Por el contrario, en la lobina europea (*D. labrax*) (Papoutsoglou et al., 1998) y la trucha arcoíris (*O. mykiss*) (Roy et al., 2021), la TCE se incrementó en relación directa con el aumento de la densidad, lo que asociaron con un comportamiento de agregación que redujo la conducta agresiva entre los organismos. Por lo tanto, con base en los resultados de crecimiento (peso corporal final, GP y TCE) del presente trabajo y mediante un modelo cuadrático (Forster, 2000), se estimó que la densidad óptima para los juveniles de lobina rayada es de 4.0 a 4.2 kg·m⁻³ (222 a

233 peces·m⁻³) y para favorecer el comportamiento gregario de esta especie, el número de peces no debe ser menor de 37 a 39 por tanque.

4.1.3 Consumo y utilización del alimento

Es bien sabido que el crecimiento es afectado por diversos factores, principalmente por la calidad del alimento y por la capacidad del pez para utilizar los nutrientes del alimento ingerido (Kestemont & Baras, 2001). En el presente trabajo, el alimento consumido por pez (AC) fue mayor en los tanques azules (37.4 g·pez⁻¹) y en las densidades media (38.0 g·pez⁻¹) y alta (35.9 g·pez⁻¹). Estos resultados son parecidos a los que obtuvieron Papoutsoglou et al. (2005), Strand et al. (2007) y Ghavidel et al. (2020) con trucha arcoíris (*O. mykiss*), perca euroasiática (*P. fluviatilis*) y el mero de manchas naranjas (*E. coioides*) en los que el color azul o blanco favorecieron el consumo de alimento, en contraste con los tanques de color negro. Este resultado se podría vincular con un pobre contraste entre las partículas de alimento y el color negro del tanque (Papoutsoglou et al., 2000).

La importancia de un contraste adecuado entre el alimento y el color del tanque se ha demostrado por sus efectos en el consumo de alimento y por ende en el crecimiento (Papoutsoglou et al., 2005; Strand et al., 2007; Bayrami et al., 2017; Santisathitkul et al., 2020). También se han observado que en algunos casos afecta el consumo pero no el peso final o en la GP (Ghavidel et al., 2020) y en otros no tiene un efecto significativo en el consumo de alimento ni en el crecimiento (Banan et al., 2011; Kasagi et al., 2020; Morshedi et al., 2022). Estos resultados contradictorios se deben en gran parte a la especie, a su tamaño (peso o longitud), a las características del alimento, el color de los tanques, a la intensidad de luz y la densidad de siembra, por lo que para identificar las condiciones óptimas para el cultivo de cada especie es importante considerar todas estas variables que modifican las condiciones ideales para su bienestar y producción (Ghavidel et al., 2020). Por lo tanto, a pesar de las diferencias en el AC en tanques de color azul o negro, los juveniles de lobina rayada se pueden cultivar en ambos colores de tanque y obtenerse pesos corporales finales, GP y TCE similares.

En cuanto al alimento consumido por kg de peso corporal promedio diario (ACD), su importancia radica en que de cierta manera se estandarizó el consumo de alimento por unidad de peso (kg). En consecuencia, también se vio afectada por el color del tanque y la densidad de cultivo, sin embargo, se demostró que la interacción de estos dos factores afectó significativamente esta variable, por lo que el consumo en los tanques azules fue significativamente diferente en todas las densidades, con una tendencia a aumentar

con el incremento de la densidad, es decir, que el aumento de la densidad de cultivo en los tanques azules propició un mayor ACD. En cambio, en los tanques de color negro, el valor promedio más alto se obtuvo en la densidad alta ($15.5 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) y el más bajo se obtuvo en la densidad baja ($15.0 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$), siendo el ACD de la densidad media ($15.3 \text{ g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) similar con los valores de las dos densidades, por lo que se puede decir que el efecto de los tanques negros con una densidad media y alta en el consumo de alimento diario de los peces, se atribuye al incremento de las interacciones sociales entre los individuos (Papst *en* Pérez-Arvizu, 2009) y se confirmó que el comportamiento gregario de *M. saxatilis* favoreció la localización del alimento con mayor precisión y rapidez, estimuló el apetito y aumentó la ingesta (Wang et al., 2020).

En el presente estudio, la TCA y la TEP se vieron afectadas por el color del tanque y la densidad de cultivo, así como por la interacción de ambos factores. En este caso, los peces cultivados en tanque de color negro con una densidad media tuvieron la menor TCA (0.92) y la mayor TEP (2.0). Por otro lado, en los tanques azules los valores promedio menos favorables de la TCA y TEP se obtuvieron en la densidad alta (1.03 y 1.80 respectivamente). Los valores de estos índices podrían tener relación los costos energéticos relativamente altos de la natación, con el resultado de que no hay un efecto negativo sobre el crecimiento, pero se reduce la eficiencia alimenticia (Farrell et al., 2011). De acuerdo a esto, existió congruencia con el comportamiento de los peces en los diferentes tratamientos, pues en los tanques negros el nado de los peces fue relativamente más tranquilo con una distribución en toda el área del fondo del tanque y en toda la columna de agua a cualquier densidad de cultivo (ver Figura 30 del Anexo J); además, los peces en tanques negros lograron camuflarse, reducir su visibilidad y por lo tanto, minimizar una fuente potencial de estrés (Strand et al., 2007; McLean, 2021), lo que pudo beneficiar la eficiencia alimenticia (ver Figura 31 de Anexo J).

En las investigaciones que han evaluado el color del tanque en especies como la trucha arcoíris (*O. mykiss*), el esturión esterlete (*A. ruthenus*) y el mero (*E. coioides*), han obtenido mejores índices de conversión alimenticia y eficiencia proteica en tanques de color negro (Papoutsoglou et al., 2005; Bayrami et al., 2017; Ghavidel et al., 2020). Sin embargo, las respuestas de diferentes especies de peces con respecto al color del tanque son contradictorios, ya que incluso, en algunos trabajos el color del tanque no afectó TCA (Papoutsoglou et al., 2000; Üstündağ & Rad, 2015; Kesbiç et al., 2016; Morshedi et al., 2022). Por lo que es posible que estos resultados se deban al comportamiento y capacidad de respuesta de cada especie ante las coloraciones de los tanques experimentales bajo las que se estudiaron.

La mayoría de los estudios han registrado un efecto adverso del aumento de la densidad con una reducción en la eficiencia de la conversión alimenticia, es decir un aumento en la TCA (Petit et al., 2001; Paspatis et

al., 2003; Szczepkowski et al., 2011; Li et al., 2012; Long et al., 2019; Hoseini et al., 2020; Wang et al., 2020). Las bajas tasas de crecimiento y la alta TCA en densidades de población altas se han relacionado con alteraciones en la competencia por los alimentos, dificultades de los peces para moverse o alcanzar alimento, las interacciones sociales o el comportamiento agresivo (El-Sayed, 2006), así como con cambios neurohormonales y/o metabólicos debido a la respuesta al estrés y deterioro de la calidad del agua que conduce a situaciones estresantes relacionado con la limitación de espacio (Vijayan & Leatherland, 1988; Alanara & Brannas, 1996; Montero et al., 1999; Ellis et al., 2002). Sin embargo, también se ha reportado que la eficiencia de conversión aumentó a medida que se incrementó la densidad en la lobina rayada híbrida (40 y 270 g) con una TCA entre 1.5 y 2.3 (Harrell et al., 1990). Asimismo, con densidades altas de 2.1 y 4.2 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$ se generó una mejor TCA (3.2) en la lobina europea (*D. labrax*) en comparación con densidades bajas de 0.5 y 1.0 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$ (Papoutsoglou et al., 1998). De manera similar, en la investigación de Roy et al. (2021), la baja densidad (3.76 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$) alteró la supervivencia, el crecimiento y eficiencia alimenticia de juveniles de la trucha arcoíris (*O. mykiss*) en comparación con una densidad alta de 12.9 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$.

Por otra parte, algunas investigaciones en la lobina europea (*D. labrax*) y la lobina negra (*M. salmoides*) han evidenciado que una densidad intermedia puede generar una mejor TCA que a densidades bajas o altas (Santos et al., 2010; Ni et al., 2021). En cambio, en ciertos trabajos con sargo común (*D. sargus*) o dorada (*S. aurata*) y esturión de Amur (*A. schrenckii*), la TCA ha sido similar en diferentes densidades de cultivo (Papoutsoglou et al., 2006; Ni et al., 2016; Carbonara et al., 2019). Por lo tanto, ya que la alimentación de los peces depende de sus capacidades sensoriales para localizar alimentos, su capacidad para capturar, manipular e ingerir alimentos, y sus capacidades fisiológicas y bioquímicas para digerir y transformar los nutrientes ingeridos (Kestemont & Baras, 2001); las diferencias en las TCA de los diferentes tratamientos se pueden atribuir a que la cantidad de energía metabolizable podría ser parcialmente compensada por una disminución en los requisitos de mantenimiento, reduciendo su impacto sobre la energía retenida. En otras palabras, y aunque en este trabajo no se realizó un balance energético o cuantificación de la energía, quizás los requisitos de mantenimiento de energía varió según la interacción del color del tanque y la densidad de cultivo; lo que sugiere una respuesta de adaptación a la situación de estrés (Santos et al., 2010).

Los trabajos que han evaluado el efecto combinado del color de tanque y la densidad de cultivo en el desempeño de peces marinos realmente son pocos. Un ejemplo es el de Karakatsouli et al. (2007) con juveniles (17 g) del sargo común (*D. sargo*), donde la TCA (1.5) no se vio afectada por el color del tanque, pero los valores más altos (1.6) se observaron en los de color azul claro y por otra parte, la alta densidad

de cultivo condujo una mayor TCA, algo parcialmente similar a los resultados del presente trabajo. Con respecto a peces de agua dulce, los trabajos de Opiyo (2014) y Marandi et al. (2018) con alevines de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) y carpa común (*C. carpio*), demostraron que el color del tanque y la densidad de cultivo afectaron la TCA en la tilapia, con valores de 1.18 en tanques azules y 1.22 en la densidad baja de $0.6 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$. En la carpa, solamente la densidad de cultivo afectó la TCA con un valor de 1.32 en la densidad baja de $0.7 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$. Así que, a pesar de que los juveniles de lobina rayada cultivados en tanques azules con densidades altas ($6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) obtuvieron la TCA menos eficiente (1.03), este valor es mejor a lo obtenido con *O. niloticus* y *C. carpio* en densidades bajas. Por lo tanto, ya que este atributo probablemente esté relacionado con el comportamiento gregario de *M. saxatilis*; puede ser un rasgo positivo para la acuicultura, pues significaría una ventaja sobre otras especies cultivadas cuando la economía de producción mejora con densidades de biomasa de peces más altas (Papoutsoglou et al., 1998).

Específicamente, en cuanto a trabajos que han informado de tasas de conversión alimenticia en juveniles de lobina rayada, reportaron TCAs de 1.4 a 2.1 cuando se cultivaron a los peces en jaulas flotantes, de 1.1 a 2.8 cuando se alimentaron con una tasa del 3.5 % de su peso corporal (Setzler et al., 1980) y recientemente, el trabajo de Hernández-Bautista (2023) reportó una TCA de 1.4 a 1.7 en juveniles (7 g) alimentados con dietas a base de harina de subproductos de ave bajo una densidad de $0.38 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$. Por lo tanto, las TCAs de 0.9 a 1.0 obtenidas en el presente trabajo son menores a las reportadas anteriormente y probablemente se deba a las propiedades específicas (físicas y nutrimentales) del alimento comercial, así como a que, bajo condiciones de laboratorio, la ingesta de alimento puede evaluarse con mejor precisión cuantificando la cantidad de alimento aparente consumido.

4.2 Índices corporales y composición proximal del músculo

La lobina rayada almacena lípidos preferentemente en los mesenterios que rodean las vísceras, por lo que esta observación se puede utilizar como un indicador general del estado nutricional de los organismos (Jacobs et al., 2008). En este sentido, el índice liposomático (ILS) fue similar en ambos colores de tanque, pero la densidad de cultivo afectó significativamente este índice, con una tendencia a disminuir conforme aumentó la densidad. Los resultados coinciden con investigaciones en las que se ha reportado que, a medida que se incrementa la densidad de cultivo, la acumulación de grasa en la cavidad abdominal disminuye (Papoutsoglou et al., 2006) y esta reducción parece estar relacionada con una utilización de la reserva de lípidos para hacer frente a la demanda de energía causada por el ambiente de hacinamiento (Ni et al., 2016).

El almacenamiento de reservas de energía (lípidos y glucógeno) en el hígado también se ha utilizado para evaluar el estado de salud de varias especies (Brown & Murphy, 1991). En general, las variaciones del IHS reflejan los efectos de factores como la temperatura, el tipo y la ingesta de alimentos y las demandas metabólicas reproductivas (Adams & McLean, 1985). En este sentido, los resultados indicaron que al aumentar la densidad de cultivo disminuyó el IHS. Esto coincide con estudios que examinaron el IHS de la dorada (*S. auratus*) y el esturión de Amur (*A. schrenckii*), en los que el incremento de la densidad tuvo un efecto inverso en este índice (Montero et al., 1999; Ni et al., 2016), pero también contrasta con algunos trabajos en la lobina europea (*D. labrax*) y la lobina negra (*M. salmoides*) en los que el IHS fue similar para las diferentes densidades evaluadas, probablemente debido a que el incremento de la densidad fue relativamente pequeño (Papoutsoglou et al., 1998; Wang et al., 2020; Ni et al., 2021). Por otra parte, las investigaciones que han evaluado el color del tanque en el IHS, han reportado que este factor no tuvo efecto significativo en el esturión beluga (*H. huso*) y el mero (*E. coioides*) cuando estuvieron en tanques de color negro, blanco y azul (Banan et al., 2011; Ghavidel et al., 2020), lo que coincide con los resultados de esta investigación, pues el IHS fue similar en los tanques de color azul y negros. Por el contrario, otros trabajos en trucha arcoíris (*O. mykiss*), esturión esterlete (*A. ruthenus*) y lobina asiática (*L. calcarifer*) han determinado que el color sí tuvo influencia en el IHS y que repercutió de acuerdo al tipo de alimento utilizado, la especie y el tamaño de los organismos (Papoutsoglou et al., 2005; Bayrami et al., 2017; Santisathitkul et al., 2020).

El índice viscerosomático (IVS) de los juveniles de lobina rayada fue similar en ambos colores de tanque y en las tres densidades de cultivo. Wang et al. (2020) observaron que el IVS fue similar en la lobina negra (*M. salmoides*) cultivada a densidades de 0.2, 0.4 y 0.6 kg·m⁻³. En cambio, Ni et al. (2021) demostraron que el IVS disminuyó en la lobina negra (*M. salmoides*) con el aumento de la densidad de 0.76 a 1.13 kg·m⁻³; asimismo, Ni et al. (2016) informaron que una alta densidad (27 kg·m⁻³) provocó una disminución del IVS en el esturión de Amur (*A. schrenckii*). Con respecto al color del tanque, Santisathitkul et al. (2020) establecieron que el IVS fue similar en tanques de color blanco, negro, rojo, verde, azul y transparente en la lobina asiática (*L. calcarifer*). En cambio, Ghavidel et al. (2020) indicaron que el IVS del mero (*E. coioides*) fue menor en tanques de color blanco que en tanques de color azul y negro. En este sentido, se puede decir que el IVS es relativamente insensible a las condiciones ambientales y que no contribuye significativamente a la estimación del estado de salud de los juveniles de lobina rayada, pero significa un porcentaje de peso de los organismos que suele eliminarse en la producción acuícola y probablemente podría aprovecharse para otros fines (e. g., obtención de harinas de subproductos de pescado).

Con respecto al factor de condición (FC), fue similar en todos los tratamientos y coincide con trabajos en especies como el mero (*E. coioides*) (Ghavidel et al., 2020), la lobina asiática (*L. calcarifer*) (Santisathitkul et al., 2020; Morshedi et al., 2022), la trucha arcoíris (*O. mykiss*) (North et al., 2006), la dorada o sargo común (*D. sargus*) (Papoutsoglou et al., 2006), el esturión del Atlántico (*A. oxyrinchus*) (Szczepkowski et al., 2011) y la lobina negra (*M. salmoides*) (Ni et al., 2021). Generalmente, una reducción del FC es un signo de mala condición de los peces (Opiyo, 2014), y la densidad de población tiene diferentes efectos sobre las condiciones de salud de los peces de acuerdo a la especie y etapas de crecimiento (Ni et al., 2021), así que puede decirse que a pesar de las diferencias de crecimiento en las densidades de cultivo, los peces tuvieron una condición similar.

La composición proximal del músculo de los juveniles de lobina rayada al final del bioensayo de alimentación fue similar en todos los tratamientos. Kemeh & Brown (2001) también observaron que las densidades de cultivo de la lobina rayada híbrida (*M. saxatilis* x *M. chrysops*) no tuvieron un efecto en la composición proximal del músculo (76.1 % de humedad, 20.5 % de proteína, 2.2 % de lípidos y 1.9 % de cenizas). Por otra parte, Ni et al. (2021) observaron un efecto significativo de la densidad de cultivo en el contenido lipídico del músculo de juveniles de lobina negra (*M. salmoides*), con 1.48 % y 1.32 % para las densidades extremas. En cuanto al efecto del color del tanque, ningún trabajo ha reportado resultados sobre su efecto en la composición nutricional del músculo de alguna otra especie. Por lo tanto, de acuerdo a los índices corporales y la composición proximal del músculo de *M. saxatilis*, se demostró que la densidad de cultivo y el color del tanque no afectaron negativamente el estado de salud de los juveniles de lobina rayada.

4.3 Indicadores de estrés

4.3.1 Cortisol y glucosa

La exposición a los factores estresantes que afectan a los peces pueden ser desde muy breves (agudo), como ser perseguido por una red o escapar de un depredador, hasta aquellos que son prolongados e incluso más o menos permanentes (crónicos), por ejemplo, el hacinamiento, el OD, el NAT y otros factores dependientes de la densidad de cultivo o las relaciones sociales jerárquicas e influir directamente en el consumo de alimento y en el crecimiento (Harrell et al., 1990; Anras et al., 2001; Schreck & Tort, 2016). En este sentido, los resultados indicaron que la densidad y el color del tanque influyeron en el desempeño

biológico de los juveniles de la lobina rayada, pero los efectos adversos del incremento de la densidad o del color del tanque no fueron evidentes en los indicadores de estrés, ya que los niveles de cortisol y glucosa fueron similares en todos los tratamientos.

La falta de respuesta clara en las variables de respuesta al estrés en *M. saxatilis* utilizada en el presente estudio podría indicar que la intensidad de los estresores aplicados fue baja o temporal. Los pocos trabajos sobre la respuesta de estrés en lobina rayada evaluaron estresores agudos y reportaron niveles de cortisol y glucosa contradictorios a los reportados en el presente trabajo (MacFarlane & Benville, 1986; Davis & McEntire, 2009; Cabanillas-Gómez et al., 2022). Estos resultados pueden ser causa de la diferencia de edad de los organismos y del estresor, ya que de acuerdo con Del Rio-Zaragoza et al. (2021), las diferencias en el tamaño (peso) y la edad son factores importantes en la magnitud de la respuesta al estrés para *M. saxatilis*.

Por otra parte, con respecto a la evaluación de estrés crónico en lobina rayada, Wang et al. (2004) determinaron que el cortisol plasmático en machos sexualmente maduros fue disminuyendo a lo largo de seis meses de experimentación. Esta tendencia fue similar con el presente estudio, pues el valor promedio de cortisol al inicio del bioensayo era de $102.9 \pm 1.6 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$ y de $81.8 \pm 22.5 \text{ ng}\cdot\text{ml}^{-1}$ al final de las nueve semanas de cultivo, lo que podría reflejar un proceso de adaptación a la densidad, así como a los procesos involucrados en el mantenimiento experimental de los organismos, como la limpieza de los tanques, las biometrías, los retro-lavados del biofiltro y las mediciones de calidad del agua, es decir, que los juveniles de lobina rayada superaron los factores de estrés sin afectar negativamente su crecimiento y eficiencia alimenticia. Por lo tanto, los niveles de cortisol y glucosa obtenidos en esta investigación podrían considerarse como un valor basal para futuras comparaciones en cuanto a la respuesta de estrés de un factor crónico.

En especies como el esturión beluga (*H. huso*) y el mero (*E. coioides*), el color del tanque no afectó la concentración de glucosa, pero sí tuvo un efecto significativo en el cortisol, pues fue menor en tanques rojos, verdes y negros que en tanques de color blanco y azul (Banan et al., 2011; Ghavidel et al., 2020). Por otra parte, se han observado niveles más altos de cortisol y glucosa en el esturión esterlete (*A. ruthenus*) cuando se mantienen en tanques blancos (Bayrami et al., 2017). En la lobina europea (*D. labrax*) la concentración de glucosa fue mayor en tanques blancos, pero en tanques negros se presentó el mayor nivel de cortisol (Morshedi et al., 2022). Por lo tanto, es posible que el color de tanque sea un estresor especie específico, pero es incierto si este efecto es transitorio o crónico, ya que los niveles comparativos

de cortisol y glucosa generalmente se han evaluado después de un periodo de exposición determinado, pero poco se ha explorado su génesis (McLean, 2021).

La mayor parte de las investigaciones han informado que la densidad de cultivo produce estrés, que se caracteriza por un incremento de los niveles de cortisol y glucosa en la sangre. Si la exposición al estresor es muy prolongada puede provocar cambios en el comportamiento y afectar de manera negativa el crecimiento y desempeño biológico en especies como la dorada (*S. aurata*) (Montero et al., 1999), el esturión de Amur (*A. schrenckii*) (Li et al., 2012), el esturión chino (*A. sinensis*) (Long et al., 2019) y la lobina negra (*M. salmoides*) (Wang et al., 2020; Ni et al., 2021). En otras especies como la trucha arcoíris (*O. mykiss*) se ha observado lo contrario (North et al., 2006; Roy et al., 2021). Por otra parte, también se ha reportado que la densidad de cultivo no tuvo ningún efecto significativo en los niveles de cortisol y glucosa en la dorada (*S. aurata*) (Arechavala-Lopez et al., 2020; Carbonara et al., 2019), el esturión de Amur (*A. schrenckii*) (Ni et al., 2016) y la lobina europea (*D. labrax*) (Sammouth et al., 2009; Roque d'Orbcastel et al., 2010; Santos et al., 2010). En esta última especie, Lupatsch et al. (2010) observaron que los niveles de cortisol pero no los niveles de glucosa se ven afectados por la densidad. De manera similar, Di Marco et al. (2008) observaron que la concentración de cortisol y glucosa en esta especie fueron similares en densidades de 15, 30 y 45 kg·m⁻³ luego de seis semanas de cultivo, pero la densidad afectó el cortisol y glucosa después de un desafío de hacinamiento (100 kg·m⁻³) por 15 min al final de la experimentación.

Todos estos resultados aparentemente contradictorios pueden estar relacionados con las especies estudiadas y con la intensidad y duración de los factores experimentales dependientes de la densidad de cultivo, como la calidad del agua, el espacio físico (volumen de agua) en la unidad de cultivo y la disponibilidad de alimentos (Davis & Parker, 1990; Wendelaar Bonga, 1997; Ellis et al., 2002). Además, ya que la densidad de cultivo es un factor de estrés crónico, puede promover un aumento sostenido del cortisol, así como una posterior progresión de cambios en las respuestas fisiológicas y bioquímicas de los organismos para aumentar la tolerancia al estresor (Barton & Iwama, 1991; Wendelaar Bonga, 1997). En este sentido, imponer un estresor agudo después de que los peces fueron expuestos a estrés crónico, podría evidenciar un efecto significativo en los niveles de cortisol y confirmarse el efecto del estresor crónico (Di Marco et al., 2008; Lupatsch et al., 2010; Santos et al., 2010). Aunado a esto, los niveles de glucosa también varían de acuerdo a la fase de crecimiento, el estado nutricional y la estrategia alimenticia de los peces, así como el tipo y la composición nutrimental del alimento (Di Marco et al., 2008), por lo que debe considerarse bajo qué condiciones y en qué momento se cuantifica este índice secundario del estrés.

Capítulo 5. Conclusiones

El color del tanque (azul celeste y negro) y las densidades de cultivo (alta: $6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $345 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$, media: $3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $173 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$ y baja: $1.5 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $86 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$) afectaron la TCE, el ACD, la TCA y la TEP de juveniles de lobina rayada (18 g). El color azul del tanque influyó positivamente en el consumo de alimento por pez (AC). La densidad media promovió el mayor peso corporal final (58.7 g) y la mayor ganancia de peso (GP: 40.6 g). Por lo tanto, la densidad óptima de cultivo para los juveniles de lobina rayada es de 4.0 a $4.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$.

El color del tanque no tuvo ningún efecto significativo en los índices corporales. La densidad de cultivo tuvo un efecto inversamente proporcional en los índices hepatosomático (IHS) y liposomático (ILS). La composición proximal del músculo de *M. saxatilis* fue similar en todos los tratamientos. Por lo tanto, los peces se encontraron en un estado saludable.

El color del tanque no afectó la calidad del agua. La densidad de cultivo influyó en la concentración de oxígeno disuelto (OD); sin embargo, la supervivencia fue del 100 % en todos los tratamientos y no se presentaron brotes o signos de enfermedades. Por lo tanto, se puede considerar que *M. saxatilis* no se estresó durante el periodo experimental, ya que las concentraciones de cortisol y glucosa fueron similares en todos los tratamientos.

La lobina rayada tiene un comportamiento gregario que le permite tolerar densidades relativamente altas en tanques de color azul o color negro sin afectar su desempeño biológico en sistemas de producción en laboratorio. Por lo tanto, para favorecer el comportamiento gregario de esta especie es necesario un mínimo de 37 a $39 \text{ peces}\cdot\text{tanque}^{-1}$.

5.1 Recomendaciones

De acuerdo con los resultados de crecimiento e índices de utilización del alimento, se recomienda la densidad de cultivo de $3.1 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ o $173 \text{ peces}\cdot\text{m}^{-3}$ para el mantenimiento de juveniles de *M. saxatilis* en agua marina en condiciones de laboratorio.

Con base en el crecimiento y el consumo de alimento por pez, se recomienda utilizar tanques de color azul para el cultivo de juveniles de lobina rayada en sistemas de producción en laboratorio. En cambio, para obtener una mejor eficiencia alimenticia (TCA y TEP), se recomiendan tanques de color negro. Además, para juveniles de *M. saxatilis* con un peso promedio de 18 a 57 g se recomienda una tasa de alimentación entre el 2.5 y 3.0 %.

De acuerdo con los resultados de la concentración de OD, se sugiere que en alguna investigación posterior se evalúe proveer mayor concentración de OD en una densidad superior o igual a $6.2 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$ para determinar el efecto de esta variable denso-dependiente en el desempeño biológico de *M. saxatilis*.

Ya que las concentraciones de cortisol y de glucosa en suero de juveniles de lobina rayada fueron similares en todos los tratamientos, se aconseja realizar una prueba de estrés agudo al final de la experimentación para obtener un efecto significativo del estrés crónico que se esté evaluando; o bien, múltiples muestreos a lo largo de la exposición crónica para evidenciar el proceso de adaptación al estresor.

Debido a que el análisis estadístico demostró que la variación en la intensidad de la luz natural a lo largo del día pudo afectar algunas variables respuesta (ver Anexo C), se propone que en alguna investigación a futuro se considere esta variable como posible factor de estrés en el desempeño biológico de *M. saxatilis*.

Literatura citada

- Alanara, A., & Brannas, E. (1996). Dominance in demand-feeding behaviour in Arctic charr and rainbow trout: The effect of stocking density. *Journal of Fish Biology*, 48(2), 242-254. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1996.tb01116.x>
- Alanärä, A., Kadri, S., & Paspatis, M. (2001). Feeding Management. En D. Houlihan, T. Boujard, & M. Jobling (Eds.), *Food Intake in Fish* (pp. 332-353). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9780470999516.ch14>
- Álvarez, C. A., Santana, P. A., Cárcamo, C. B., Cárdenas, C., Morales-Lange, B., Ramírez, F., Valenzuela, C., Boltaña, S., Alcaíno, J., Guzmán, F., & Mercado, L. (2022). Effect of Fish Stock Density on Hormone Genes Expression from Brain and Gastrointestinal Tract of *Salmo salar*. *Animals*, 12(9), 1174. <https://doi.org/10.3390/ani12091174>
- Andersen, L. K., Abernathy, J., Berlinsky, D. L., Bolton, G., Booker, M. M., Borski, R. J., Brown, T., Cerino, D., Ciaramella, M., Clark, R. W., Frinsko, M. O., Fuller, S. A., Gabel, S., Green, B. W., Herbst, E., Hodson, R. G., Hopper, M., Kenter, L. W., Lopez, F., ... StriperHub. (2021). The status of striped bass, *MORONE SAXATILIS*, as a commercially ready species for U.S. marine aquaculture. *Journal of the World Aquaculture Society*, 52(3), 710-730. <https://doi.org/10.1111/jwas.12812>
- Anras, M. B., Beauchaud, M., Juell, J., Covés, D., & Lagardère, J. (2001). Environmental Factors and Feed Intake: Rearing Systems. En D. Houlihan, T. Boujard, & M. Jobling (Eds.), *Food Intake in Fish* (pp. 157-188). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9780470999516.ch7>
- Anweiler, K. V., Brenkert, K., Darden, T. L., McElroy, E. J., & Denson, M. R. (2019). Effects of temperature and hypoxia on the metabolic performance of juvenile striped bass (*Morone saxatilis*). *Fishery Bulletin*, 117(4), 337-347. <https://doi.org/10.7755/FB.117.4.6>
- AOAC, C. (2005). Official methods of analysis of the Association of Analytical Chemists International. *Official Methods: Gaithersburg, MD, USA*. https://www.researchgate.net/publication/292783651_AOAC_2005
- Araújo, B. C., Rodriguez, M., Honji, R. M., Rombenso, A. N., del Rio-Zaragoza, O. B., Cano, A., Tinajero, A., Mata-Sotres, J. A., & Viana, M. T. (2021). Arachidonic acid modulated lipid metabolism and improved productive performance of striped bass (*Morone saxatilis*) juvenile under sub- to optimal temperatures. *Aquaculture*, 530, 735939. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735939>
- Arechavala-Lopez, P., Nazzaro-Alvarez, J., Jardí-Pons, A., Reig, L., Carella, F., Carrassón, M., & Roque, A. (2020). Linking stocking densities and feeding strategies with social and individual stress responses on gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Physiology & Behavior*, 213, 112723. <https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2019.112723>
- Banan, A., Kalbassi, M. R., Bahmani, M., & Sadati, M. A. Y. (2011). Effects of colored light and tank color on growth indices and some physiological parameters of juvenile beluga (*Huso huso*): Effects of light and tank color on juvenile beluga. *Journal of Applied Ichthyology*, 27(2), 565-570. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01682.x>

- Barcellos, L. J. G., Nicolaiewsky, S., De Souza, S. M. G., & Lulhier, F. (1999). The effects of stocking density and social interaction on acute stress response in Nile tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) fingerlings. *Aquaculture Research*, 30(11-12), 887-892. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.1999.00419.x>
- Barton, B. A. (2002). Stress in Fishes: A Diversity of Responses with Particular Reference to Changes in Circulating Corticosteroids. *Integrative and Comparative Biology*, 42(3), 517-525. <https://doi.org/10.1093/icb/42.3.517>
- Barton, B. A., & Iwama, G. K. (1991). Physiological changes in fish from stress in aquaculture with emphasis on the response and effects of corticosteroids. *Annual Review of Fish Diseases*, 1, 3-26. [https://doi.org/10.1016/0959-8030\(91\)90019-G](https://doi.org/10.1016/0959-8030(91)90019-G)
- Baßmann, B., Hahn, L., Rebl, A., Wenzel, L. C., Hildebrand, M.-C., Verleih, M., & Palm, H. W. (2023). Effects of Stocking Density, Size, and External Stress on Growth and Welfare of African Catfish (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822) in a Commercial RAS. *Fishes*, 8(2), 74. <https://doi.org/10.3390/fishes8020074>
- Batzina, A., Dalla, C., Papadopoulou-Daifoti, Z., & Karakatsouli, N. (2014). Effects of environmental enrichment on growth, aggressive behaviour and brain monoamines of gilthead seabream *Sparus aurata* reared under different social conditions. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Molecular & Integrative Physiology*, 169, 25-32. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2013.12.001>
- Bayrami, A., Allaf Noverian, H., & Asadi Sharif, E. (2017). Effects of background colour on growth indices and stress of young sterlet (*Acipenser ruthenus*) in a closed circulated system. *Aquaculture Research*, 48(5), 2004-2011. <https://doi.org/10.1111/are.13033>
- Botero. (2004). Comportamiento de los peces en la búsqueda y captura de alimento. *Revista Colombiana De Ciencias Pecuarias*, 17(1), 63–75. <https://revistas.udea.edu.co/index.php/rccp/article/view/323926/20781106>
- Brown, G. E., Brown, J. A., & Srivastava, R. K. (1992). The effect of stocking density on the behaviour of Arctic charr (*Salvelinus alpinus* L.). *Journal of Fish Biology*, 41(6), 955-963. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1992.tb02722.x>
- Brown, M. L., & Murphy, B. R. (1991). Relationship of Relative Weight (W_r) to Proximate Composition of Juvenile Striped Bass and Hybrid Striped Bass. *Transactions of the American Fisheries Society*, 120(4), 509-518. [https://doi.org/10.1577/1548-8659\(1991\)120<0509:RORWTP>2.3.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8659(1991)120<0509:RORWTP>2.3.CO;2)
- Cabanillas-Gómez, M., López, L. M., Bardullas, U., Espinoza-Villegas, R. E., True, C. D., & Galaviz, M. A. (2022). Effect of dietary tryptophan on blood and plasma parameters of striped bass *Morone saxatilis*, exposed to acute stressors. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 50(4), 529-540. <https://doi.org/10.3856/vol50-issue4-fulltext-2929>
- Carbonara, P., Alfonso, S., Zupa, W., Manfrin, A., Fiocchi, E., Pretto, T., Spedicato, M. T., & Lembo, G. (2019). Behavioral and physiological responses to stocking density in sea bream (*Sparus aurata*): Do coping styles matter? *Physiology & Behavior*, 212, 112698. <https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2019.112698>
- Castro, C., Corraze, G., Pérez-Jiménez, A., Larroquet, L., Cluzeaud, M., Panserat, S., & Oliva-Teles, A. (2015). Dietary carbohydrate and lipid source affect cholesterol metabolism of European sea bass

- (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. *British Journal of Nutrition*, 114(8), 1143-1156. <https://doi.org/10.1017/S0007114515002731>
- Chrousos, G. P. (2009). Stress and disorders of the stress system. *Nature Reviews Endocrinology*, 5(7), 374-381. <https://doi.org/10.1038/nrendo.2009.106>
- Cook, A. M., Duston, J., & Bradford, R. G. (2006). Thermal tolerance of a northern population of striped bass *Morone saxatilis*. *Journal of Fish Biology*, 69(5), 1482-1490. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2006.01211.x>
- Davis, K. B., & McEntire, M. (2009). Comparison of the Cortisol and Glucose Stress Response to Acute Confinement among White Bass, *Morone chrysops*, Striped Bass, *Morone saxatilis*, and Sunshine Bass, *Morone chrysops X Morone saxatilis*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 40(4), 567-572. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2009.00275.x>
- Davis, K. B., & Parker, N. C. (1990). Physiological stress in striped bass: Effect of acclimation temperature. *Aquaculture*, 91(3-4), 349-358. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(90\)90199-W](https://doi.org/10.1016/0044-8486(90)90199-W)
- Dawood, M. A. O., Noreldin, A. E., & Sewilam, H. (2021). Long term salinity disrupts the hepatic function, intestinal health, and gills antioxidative status in Nile tilapia stressed with hypoxia. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 220, 112412. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2021.112412>
- De la Gándara, F. (2003). ¿Son las tareas propias de un cultivo intensivo de peces mediterráneos compatibles con su bienestar? *I Congreso Internacional sobre Bienestar Animal*. Colegio de Veterinarios de Murcia. 1-7 p. https://www.researchgate.net/publication/228553089_SON_LAS_TAREAS_PROPIAS_DE_UN_CULTIVO_INTENSIVO_DE_PECES_MEDITERRANEOS_COMPATIBLES_CON_SU_BIENESTAR
- Del Rio-Zaragoza, O. B., Cavalheiro Araújo, B., & Viana, M. T. (2021). Health status evaluation of striped bass (*Morone saxatilis*) exposed to low temperature in sea cage culture during the grow-out. *Aquaculture Research*, 52(6), 2435-2445. <https://doi.org/10.1111/are.15093>
- Di Marco, P., Priori, A., Finoia, M. G., Massari, A., Mandich, A., & Marino, G. (2008). Physiological responses of European sea bass *Dicentrarchus labrax* to different stocking densities and acute stress challenge. *Aquaculture*, 275(1-4), 319-328. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.12.012>
- DOF. (2022). Carta Nacional Acuícola. Acuerdo mediante el cual se da a conocer la actualización de la Carta Nacional Acuícola. 17-10-2022. Diario Oficial de la Federación. 120 p. <https://www.gob.mx/inapesca/documentos/carta-nacional-acuicola-5ta-version>
- Duan, Y., Dong, X., Zhang, X., & Miao, Z. (2011). Effects of dissolved oxygen concentration and stocking density on the growth, energy budget and body composition of juvenile Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus* (Temminck et Schlegel): Effects of DO and stocking density on *P. olivaceus*. *Aquaculture Research*, 42(3), 407-416. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02635.x>
- Ebrahimi, G. (2011). Effects of Rearing Tank Background Color on Growth Performance in Juvenile Common Carp, *Cyprinus carpio* L.. *Agricultural Journal*, 6: 213-217. <https://dx.doi.org/10.3923/aj.2011.213.217>

- Edwards, B. (1974). *Biology of the striped bass, Morone saxatilis (Walbaum), in the lower colorado river (Arizona-California-Nevada)*. [Tesis de maestría, Arizona State University]. <http://www.nativefishlab.net/library/textpdf/15769.pdf>
- Ellis, T., North, B., Scott, A. P., Bromage, N. R., Porter, M., & Gadd, D. (2002). The relationships between stocking density and welfare in farmed rainbow trout. *Journal of Fish Biology*, 61(3), 493-531. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2002.tb00893.x>
- El-Sayed, A. F. M. (Ed.). (2006). *Tilapia culture*. CABI Publishing. <https://doi.org/10.1079/9780851990149.0000>
- Emerson, K., Russo, R. C., Lund, R. E., & Thurston, R. V. (1975). Aqueous Ammonia Equilibrium Calculations: Effect of pH and Temperature. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, 32(12), 2379-2383. <https://doi.org/10.1139/f75-274>
- Farrell, A. P., Stevens, E. D., Cech, J. J., & Richards, J. G. (Eds.). (2011). *Encyclopedia of fish physiology: From genome to environment*. Academic Press, an imprint of Elsevier. <https://books.google.com.mx/books?id=3bsgS125KHOC>
- Fatima, S., Komal, W., Manzoor, F., Latif, A. A., Liaqat, R., Ameen, S., & Janjua, R. S. (2021). Analysis of the growth performance, stress, profile of fatty acids and amino acids and cortisol in Tilapia (*Oreochromis niloticus*), cultured at high stocking density using in-pond raceway system. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 28(12), 7422-7431. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.08.048>
- Forster, I. 2000. Nutrient requirements. En Stickney, R.R. (Ed.), *Encyclopedia of Aquaculture* (pp.592-600). John Wiley y Sons Inc. https://www.researchgate.net/publication/226577673_Aquaculture
- Fuentes-Quesada, J. P., Viana, M. T., Rombenso, A. N., Guerrero-Rentería, Y., Nomura-Solís, M., Gomez-Calle, V., Lazo, J. P., & Mata-Sotres, J. A. (2018). Enteritis induction by soybean meal in Totoaba macdonaldi diets: Effects on growth performance, digestive capacity, immune response and distal intestine integrity. *Aquaculture*, 495, 78-89. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.05.025>
- Ghavidel, S., Kochanian, P., & Salati, A. P. (2020). The effects of the tank colour on growth performance and physiological responses in fingerling grouper, *Epinephelus coioides*. *Aquaculture Research*, 51(1), 276-281. <https://doi.org/10.1111/are.14373>
- Gorissen, M., & Flik, G. (2016). The Endocrinology of the Stress Response in Fish. En *Fish Physiology* (pp. 75-111). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802728-8.00003-5>
- Grobler, J. M. B., & Wood, C. M. (2013). The physiology of rainbow trout in social hierarchies: Two ways of looking at the same data. *Journal of Comparative Physiology B*, 183(6), 787-799. <https://doi.org/10.1007/s00360-013-0752-5>
- Guillaume, J. (2004). *Nutrición y alimentación de peces y crustáceos*. Ediciones Mundi-Prensa. <https://books.google.com.mx/books?id=k3A44mLcKnAC>
- Harrell, R. M. (Ed.). (1997). *Striped bass and other Morone culture*. Elsevier Science. <https://books.google.com.mx/books?id=pddjwQSCBmAC>
- Harrell, R. M., Kerby, J. H., & Minton, R. V. (1990). *Culture and propagation of striped bass and its hybrids* (Updated and rev). Striped Bass Committee, Southern Division, American Fisheries Society.

<https://fisheries.tamu.edu/files/2013/09/Culture-and-Propagation-of-Striped-Bass-and-its-Hybrids.pdf>

- Hernández-Bautista, J. D. (2023). Evaluación de la sustitución parcial y total de la harina de pescado por harina de subproducto avícola, en juveniles de lobina rayada (*Morone saxatilis*): efecto en el crecimiento, la actividad enzimática, digestibilidad y calidad nutrimental del músculo. [Tesis de maestría, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California]. <http://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/3941>
- Hoseini, S. M., Taheri Mirghaed, A., Ghelichpour, M., Pagheh, E., Iri, Y., & Kor, A. (2020). Effects of dietary tryptophan supplementation and stocking density on growth performance and stress responses in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 519, 734908. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734908>
- Jacobs, J. M., Rhodes, M. R., Martin, B., McIntosh, D., Van Heukelem, W. F., & Harrell, R. M. (2008). Tissue-Specific Sampling for the Estimation of Striped Bass Whole-Body Proximate Composition. *Transactions of the American Fisheries Society*, 137(2), 386-392. <https://doi.org/10.1577/T06-239.1>
- Jia, R., Liu, B.-L., Feng, W.-R., Han, C., Huang, B., & Lei, J.-L. (2016). Stress and immune responses in skin of turbot (*Scophthalmus maximus*) under different stocking densities. *Fish & Shellfish Immunology*, 55, 131-139. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2016.05.032>
- Jobling, M. (1993). Bioenergetics: Feed intake and energy partitioning. En J. C. Rankin & F. B. Jensen (Eds.), *Fish Ecophysiology* (pp. 1-44). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-94-011-2304-4_1
- Jobling, M. (1995). Simple indices for the assessment of the influences of social environment on growth performance, exemplified by studies on Arctic charr. *Aquaculture International*, 3(1). <https://doi.org/10.1007/BF00240922>
- Jørgensen, E. H., Christiansen, J. S., & Jobling, M. (1993). Effects of stocking density on food intake, growth performance and oxygen consumption in Arctic charr (*Salvelinus alpinus*). *Aquaculture*, 110(2), 191-204. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(93\)90272-Z](https://doi.org/10.1016/0044-8486(93)90272-Z)
- Karakatsouli, N., Papoutsoglou, S. E., & Manoliosos, G. (2007). Combined effects of rearing density and tank colour on the growth and welfare of juvenile white sea bream *Diplodus sargus* L. in a recirculating water system. *Aquaculture Research*, 38(11), 1152-1160. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2007.01780.x>
- Karnatak, G., Das, B. K., Puthiyottil, M., Tayung, T., Kumari, S., Lianthuamluaia, L., Sarkar, U. K., Behera, B. K., Tiwari, V. K., Chadha, N. K., Das, A. K., Hassan, Md. A., & Ali, Y. (2021). Environmental parameters and stocking density influence growth, feed utilization and economics of butter catfish, *Ompok bimaculatus* (Bloch, 1794) production in floating net cages in a large tropical reservoir, India. *Environmental Science and Pollution Research*, 28(42), 59720-59730. <https://doi.org/10.1007/s11356-021-14900-8>
- Kasagi, S., Miura, M., Okazaki, T., Mizusawa, K., & Takahashi, A. (2020). Effects of tank color brightness on the body color, somatic growth, and endocrine systems of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *General and Comparative Endocrinology*, 298, 113581. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2020.113581>

- Kemeh, S., & Brown, P. B. (2001). Evaluation of Different Stocking Densities for Hybrid Striped Bass in Small-Scale Recirculation Systems. *North American Journal of Aquaculture*, 63(3), 234-237. [https://doi.org/10.1577/1548-8454\(2001\)063<0234:EODSDF>2.0.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8454(2001)063<0234:EODSDF>2.0.CO;2)
- Kesbiç, O. S., Yiğit, M., & Acar, Ü. (2016). Effects of Tank Color on Growth Performance and Nitrogen Excretion of European Seabass (*Dicentrarchus labrax*) Juveniles. *Proceedings of the National Academy of Sciences, India Section B: Biological Sciences*, 86(1), 205-210. <https://doi.org/10.1007/s40011-014-0441-5>
- Kestemont, P., & Baras, E. (2001). Environmental Factors and Feed Intake: Mechanisms and Interactions. En D. Houlihan, T. Boujard, & M. Jobling (Eds.), *Food Intake in Fish* (pp. 131-156). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9780470999516.ch6>
- Khan, Md. S. K., Salin, K. R., Yakupitiyage, A., Tsusaka, T. W., Shrestha, S., & Siddique, M. A. M. (2022). Effect of stocking density and tank colour on nursery growth performance, cannibalism and survival of the Asian seabass *Lates calcarifer* (Bloch, 1790) in a recirculating aquaculture system. *Aquaculture Research*, 53(6), 2472-2483. <https://doi.org/10.1111/are.15765>
- Li, D., Liu, Z., & Xie, C. (2012). Effect of stocking density on growth and serum concentrations of thyroid hormones and cortisol in Amur sturgeon, *Acipenser schrenckii*. *Fish Physiology and Biochemistry*, 38(2), 511-520. <https://doi.org/10.1007/s10695-011-9531-y>
- Liu, B., Fei, F., Li, X., Wang, X., & Huang, B. (2019). Effects of stocking density on stress response, innate immune parameters, and welfare of turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture International*, 27(6), 1599-1612. <https://doi.org/10.1007/s10499-019-00413-2>
- Liu, B., Jia, R., Han, C., Huang, B., & Lei, J.-L. (2016). Effects of stocking density on antioxidant status, metabolism and immune response in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 190, 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2016.07.007>
- Long, L., Zhang, H., Ni, Q., Liu, H., Wu, F., & Wang, X. (2019). Effects of stocking density on growth, stress, and immune responses of juvenile Chinese sturgeon (*Acipenser sinensis*) in a recirculating aquaculture system. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 219, 25-34. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2019.02.002>
- Lupatsch, I., Santos, G. A., Schrama, J. W., & Verreth, J. A. J. (2010). Effect of stocking density and feeding level on energy expenditure and stress responsiveness in European sea bass *Dicentrarchus labrax*. *Aquaculture*, 298(3-4), 245-250. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.11.007>
- MacFarlane, R. B., & Benville, P. E. (1986). Primary and secondary stress responses of striped bass (*Morone saxatilis*) exposed to benzene. *Marine Biology*, 92(2), 245-254. <https://doi.org/10.1007/BF00392842>
- Marandi, A., Harsij, M., Adineh, H., & Jafaryan, H. (2018). Interaction of fish density and background color effects on growth performance, proximate body composition and skin color of common carp, *Cyprinus carpio*. *International Journal of Aquatic Biology*, 6(3). <https://doi.org/10.22034/ijab.v6i3.470>

- Martin-Robichaud, D. J., & Peterson, R. H. (1998). Effects of light intensity, tank colour and photoperiod on swimbladder inflation success in larval striped bass, *Morone saxatilis* (Walbaum). *Aquaculture Research*, 9, 539-547. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.1998.00234.x>
- Masser, M. P., Rakocy, J., & Losordo, T. M. (1992). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Management of Recirculating Systems. *Southern Regional Aquaculture Center*, 452. <https://fisheries.tamu.edu/files/2013/09/SRAC-Publication-No.-451-Recirculating-Aquaculture-Tank-Production-Systems-An-Overview-of-Critical-Considerations.pdf>
- McLean, E. (2021). Fish tank color: An overview. *Aquaculture*, 530, 735750. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735750>
- Mommsen, T. P., Vijayan, M. M., & Moon, T. W. (1999). Cortisol in teleosts: Dynamics, mechanisms of action, and metabolic regulation. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 9, 211–268. <https://doi.org/10.1023/A:1008924418720>
- Montero, D., Izquierdo, M. S., Tort, L., Robaina, L., & Vergara, J. M. (1999). High stocking density produces crowding stress altering some physiological and biochemical parameters in gilthead seabream, *Sparus aurata*, juveniles. *Fish Physiology and Biochemistry* 20, 53–60. <https://doi.org/10.1023/A:1007719928905>
- Morshedi, V., Pradhoshini, K. P., Tangestani, N., Ghasemi, A., Sotoudeh, E., Gamoori, R., & Musthafa, M. S. (2022). Effects of rearing tank colour on growth indices, blood chemistry, digestive enzymes, expression of stress and growth-related genes of Asian sea bass juvenile (*Lates calcarifer*). *Aquaculture Research*, 53(10), 3780-3787. <https://doi.org/10.1111/are.15884>
- Ni, M., Liu, M., Lou, J., Mi, G., Yuan, J., & Gu, Z. (2021). Stocking density alters growth performance, serum biochemistry, digestive enzymes, immune response, and muscle quality of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) in in-pond raceway system. *Fish Physiology and Biochemistry*, 47(4), 1243-1255. <https://doi.org/10.1007/s10695-021-00948-3>
- Ni, M., Wen, H., Li, J., Chi, M., Bu, Y., Ren, Y., Zhang, M., Song, Z., & Ding, H. (2016). Effects of stocking density on mortality, growth and physiology of juvenile Amur sturgeon (*Acipenser schrenckii*). *Aquaculture Research*, 47(5), 1596-1604. <https://doi.org/10.1111/are.12620>
- North, B. P., Turnbull, J. F., Ellis, T., Porter, M. J., Migaud, H., Bron, J., & Bromage, N. R. (2006). The impact of stocking density on the welfare of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 255(1-4), 466-479. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.01.004>
- Ohs, C. L., Miller, C. L., & Creswell, R. L. (2009). Candidate Species for Florida Aquaculture: Hybrid Striped Bass, *Morone saxatilis* x *Morone chrysops*: FA155/FA155, 12/2008. *EDIS*, 2009(1). <https://doi.org/10.32473/edis-fa155-2008>
- Opiyo, M. A. (2014). Combined Effects of Stocking Density and Background Colour on Growth Performance and Survival of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*, L.) Fry Reared in Aquaria. *Journal of FisheriesSciences.Com*. <https://doi.org/10.3153/jfscom.201429>
- Papoutsoglou, S. E., Karakatsouli, N., & Chiras, G. (2005). Dietary l-tryptophan and tank colour effects on growth performance of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) juveniles reared in a recirculating water system. *Aquacultural Engineering*, 32(2), 277-284. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2004.04.004>

- Papoutsoglou, S. E., Karakatsouli, N., Pizzonia, G., Dalla, C., Polissidis, A., & Papadopoulou-Daifoti, Z. (2006). Effects of rearing density on growth, brain neurotransmitters and liver fatty acid composition of juvenile white sea bream *Diplodus sargus* L. *Aquaculture Research*, 37(1), 87-95. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2005.01401.x>
- Papoutsoglou, S. E., Mylonakis, G., Miliou, H., Karakatsouli, N. P., & Chadio, S. (2000). Effects of background color on growth performances and physiological responses of scaled carp (*Cyprinus carpio* L.) reared in a closed circulated system. *Aquacultural Engineering*, 22(4), 309-318. [https://doi.org/10.1016/S0144-8609\(00\)00056-X](https://doi.org/10.1016/S0144-8609(00)00056-X)
- Papoutsoglou, S. E., Tziha, G., Vrettos, X., & Athanasiou, A. (1998). Effects of stocking density on behavior and growth rate of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles reared in a closed circulated system. *Aquacultural Engineering*, 18(2), 135-144. [https://doi.org/10.1016/S0144-8609\(98\)00027-2](https://doi.org/10.1016/S0144-8609(98)00027-2)
- Paspatis, M., Boujard, T., Maragoudaki, D., Blanchard, G., & Kentouri, M. (2003). Do stocking density and feed reward level affect growth and feeding of self-fed juvenile European sea bass *Aquaculture*, 216(1-4), 103-113. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00417-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00417-9)
- Penny, F. M., & Pavey, S. A. (2021). Increased acute thermal tolerance and little change to hematology following acclimation to warm water in juvenile Striped Bass, *Morone saxatilis*. *Environmental Biology of Fishes*, 104(4), 489-500. <https://doi.org/10.1007/s10641-021-01088-6>
- Pérez-Arvizu, M. L. P. (2009). Efecto de la densidad de siembra en juveniles de lenguado de California *Paralichthys californicus* evaluado mediante indicadores de estrés. [Tesis de maestría, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California]. <http://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/1130>
- Perry, S. F., & Reid, S. D. (1993). β -adrenergic signal transduction in fish: Interactive effects of catecholamines and cortisol. *Fish Physiol Biochem* 11, 195–203. <https://doi.org/10.1007/BF00004567>
- Petit, G., Beauchaud, M., & Buisson, B. (2001). Density effects on food intake and growth of largemouth bass (*Micropterus salmoides*): Density effects on largemouth bass. *Aquaculture Research*, 32(6), 495-497. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2001.00589.x>
- Pitcher, T. J. (1998). Shoaling and schooling behaviour in fishes. In: *Comparative Psychology: a Handbook* (Ed. by G. Greenberg & M. M. Hararway), pp. 748–760. <https://www.researchgate.net/publication/299389540>
- Roque d'Orbcastel, E., Lemarié, G., Breuil, G., Petochi, T., Marino, G., Triplet, S., Dutto, G., Fivelstad, S., Coeurdacier, J.-L., & Blancheton, J.-P. (2010). Effects of rearing density on sea bass (*Dicentrarchus labrax*) biological performance, blood parameters and disease resistance in a flow through system. *Aquatic Living Resources*, 23(1), 109-117. <https://doi.org/10.1051/alr/2009056>
- Roy, J., Terrier, F., Marchand, M., Herman, A., Heraud, C., Surget, A., Lanuque, A., Sandres, F., & Marandel, L. (2021). Effects of Low Stocking Densities on Zootechnical Parameters and Physiological Responses of Rainbow Trout (*Oncorhynchus mykiss*) Juveniles. *Biology*, 10(10), 1040. <https://doi.org/10.3390/biology10101040>

- Salas-Leiton, E., Anguis, V., Martín-Antonio, B., Crespo, D., Planas, J. V., Infante, C., Cañavate, J. P., & Manchado, M. (2010). Effects of stocking density and feed ration on growth and gene expression in the Senegalese sole (*Solea senegalensis*): Potential effects on the immune response. *Fish & Shellfish Immunology*, 28(2), 296-302. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2009.11.006>
- Saleh, H. H. E., Allam, S. M., Abou-Zied, R. M., Mohammed, R. A., & Aljilany, S. S. A. (2016). Effect of diet type and stocking density on growth performance and blood parameters of the Egyptian sole (*Solea aegyptiaca* Chabanaud, 1927). *Abbassa International Journal for Aquaculture*, 9 (1): 84-134. <https://abbassajournal.com/magazine/wp-content/uploads/2017/11/Effect-Of-Diet-Type-And-Stocking-Density-On-Growth-Performance-And-Blood-Parameters-Of-The-Egyptian-Sole-Solea-Aegyptiaca-Chabanaud-1927.pdf>
- Sammouth, S., d'Orbcastel, E. R., Gasset, E., Lemarié, G., Breuil, G., Marino, G., Coeurdacier, J.-L., Fivelstad, S., & Blancheton, J.-P. (2009). The effect of density on sea bass (*Dicentrarchus labrax*) performance in a tank-based recirculating system. *Aquacultural Engineering*, 40(2), 72-78. <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2008.11.004>
- Santisathitkul, N., Thongprajukaew, K., Saekhow, S., Sandos, P., Buntomnimit, S., & Kanghae, H. (2020). Optimal background colour for rearing Asian seabass (*Lates calcarifer*). *Aquaculture Research*, 51(4), 1743-1752. <https://doi.org/10.1111/are.14521>
- Santos, G. A., Schrama, J. W., Mamauag, R. E. P., Rombout, J. H. W. M., & Verreth, J. A. J. (2010). Chronic stress impairs performance, energy metabolism and welfare indicators in European seabass (*Dicentrarchus labrax*): The combined effects of fish crowding and water quality deterioration. *Aquaculture*, 299(1-4), 73-80. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.11.018>
- Schreck, C. B., & Tort, L. (2016). The Concept of Stress in Fish. En *Fish Physiology* (pp. 1-34). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802728-8.00001-1>
- Selye, H. (1950). Stress and the General Adaptation Syndrome. *British Medical Journal*, 1(4667):1383-92. <https://doi.org/10.1136/bmj.1.4667.1383>
- Selye, H. (1973). Homeostasis and Heterostasis. *Perspectives in Biology and Medicine*, 16(3), 441-445. <https://doi.org/10.1353/pbm.1973.0056>
- Seo, J., & Park, J. (2022). Does stocking density affect growth performance and hematological parameters of juvenile olive flounder *Paralichthys olivaceus* in a Recirculating Aquaculture System? *Animals*, 13(1), 44. <https://doi.org/10.3390/ani13010044>
- Setzler, E. M., Boynton, W. R., Wood, K. V., Zion, H. H., Lubbers, L., Mountford, N. K., Frere, P., Tucker, L., & Mihursky, J. A. (1980). *Synopsis of biological data on striped bass, Morone saxatilis (Walbaum)*. FAO fisheries synopsis no. 121; NOAA technical report NMFS CIRC 433. <https://repository.library.noaa.gov/view/noaa/2955>
- Shuter, B. J. (1990). Population-Level Indicators of Stress. *American Fisheries Society Symposium*, 8, 145-166. <https://www.researchgate.net/publication/235633664>
- Sköld, H. N., Aspengren, S., Cheney, K. L., & Wallin, M. (2016). Fish Chromatophores—From Molecular Motors to Animal Behavior. En *International Review of Cell and Molecular Biology* (pp. 171-219). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/bs.ircmb.2015.09.005>

- StatSoft, Inc. (2004). STATISTICA (data analysis software system), version 7. <https://www.statistica.com/en/>
- Strand, Å., Alanärä, A., Staffan, F., & Magnhagen, C. (2007). Effects of tank colour and light intensity on feed intake, growth rate and energy expenditure of juvenile Eurasian perch, *Perca fluviatilis* L. *Aquaculture*, 272(1-4), 312-318. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.08.052>
- Szczepkowski, M., Szczepkowska, B., & Piotrowska, I. (2011). Impact of higher stocking density of juvenile Atlantic sturgeon, *Acipenser oxyrinchus* Mitchell, on fish growth, oxygen consumption, and ammonia excretion. *Archives of Polish Fisheries*, 19(2). <https://doi.org/10.2478/v10086-011-0007-6>
- Tacon, A. G. J. (2020). Trends in Global Aquaculture and Aquafeed Production: 2000–2017. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*, 28(1), 43-56. <https://doi.org/10.1080/23308249.2019.1649634>
- Tolussi, C. E., Hilsdorf, A. W. S., Caneppele, D., & Moreira, R. G. (2010). The effects of stocking density in physiological parameters and growth of the endangered teleost species piabanha, *Brycon insignis* (Steindachner, 1877). *Aquaculture*, 310(1-2), 221-228. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.10.007>
- UN, (United Nations). Department of Economic and Social Affairs, Population Division (2022). *World Population Prospects 2022: Summary of Results*. UN DESA/POP/2022/TR/NO. 3. <https://desapublications.un.org/file/989/download>
- Üstündağ, M., & Rad, F. (2015). Effect of Different Tank Colors on Growth Performance of Rainbow Trout Juvenile (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792). *Journal of Agricultural Sciences*, 21(1), 144-151. <https://doi.org/10.15832/tbd.15181>
- Van Der Salm, A. L., Martínez, M., Flik, G., & Wendelaar Bonga, S. E. (2004). Effects of husbandry conditions on the skin colour and stress response of red porgy, *Pagrus pagrus*. *Aquaculture*, 241(1-4), 371-386. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.08.038>
- Vijayan, M. M., & Leatherland, J. F. (1988). Effect of stocking density on the growth and stress-response in brook charr, *Salvelinus fontinalis*. *Aquaculture*, 75(1-2), 159-170. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(88\)90029-4](https://doi.org/10.1016/0044-8486(88)90029-4)
- Wang, C., King, W., & Woods, L. C. (2004). Physiological indicators of divergent stress responsiveness in male striped bass broodstock. *Aquaculture*, 232(1-4), 665-678. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.08.008>
- Wang, Y., Ni, J., Nie, Z., Gao, J., Sun, Y., Shao, N., Li, Q., Hu, J., Xu, P., & Xu, G. (2020). Effects of stocking density on growth, serum parameters, antioxidant status, liver and intestine histology and gene expression of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) farmed in the in-pond raceway system. *Aquaculture Research*, 51(12), 5228-5240. <https://doi.org/10.1111/are.14862>
- Wendelaar Bonga, S. E. (1997). The stress response in fish. *Physiological Reviews*, 77(3), 591-625. <https://doi.org/10.1152/physrev.1997.77.3.591>

Anexos

A. Análisis proximales

Los análisis proximales de las muestras de músculo de los peces se realizaron por triplicado mediante la metodología de la AOAC (2005). Dichos análisis consistieron en la siguiente manera:

- Humedad (Método 930.15)

El método se basa en la deshidratación directa de la muestra en un horno de convección de aire a 135°C por dos horas. La fórmula utilizada para esta determinación fue la siguiente:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{\text{Peso charola con m. húmeda} - \text{Peso charola con m. seca}}{\text{Peso charola con m. húmeda} - \text{Peso charola vacía}} \times 100 \quad (13)$$

- Cenizas (Método 938.08)

Una cantidad de muestra seca se incinera en una mufla a una temperatura de 550°C. El peso residuo corresponderá a las cenizas de la muestra.

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{\text{Peso crisol con cenizas} - \text{Peso crisol vacío}}{\text{Peso de la muestra}} \times 100 \quad (14)$$

- Proteína (Método 940.25)

El método Microkjeldahl inicia con una digestión de la muestra seca, destilación por arrastre de vapor y finalmente titulación, lo que permite obtener de manera indirecta el contenido de nitrógeno. El factor 6.25 (100/16) fue usado para convertir el nitrógeno total a la proteína cruda.

$$\% \text{ Nitrógeno total} = \frac{V \times N \times meqN}{m} \times 100 \quad (15)$$

$$\% \text{ Proteína cruda} = \% \text{ Nitrógeno total} \times \text{Factor de conversión} \quad (16)$$

Donde:

V= Volumen de HCl gastado al titular la muestra (ml)

N=Normalidad de HCl estandarizado

meqN=miliequivalentes de Nitrógeno = 0.014 g

m=peso de la muestra (g)

- Lípidos (Método 948.15)

Esta técnica fue llevada a cabo por calentamiento continuo de una muestra del músculo con éter de petróleo. El extracto obtenido fue la grasa cruda.

$$\% \text{ Grasa cruda} = \frac{C2 - C1}{m} \times 100 \quad (17)$$

Donde:

C1=Peso (g) del vaso antes de la extracción

C2=Peso (g) del vaso después de la extracción

m=peso de la muestra (g)

Bases de expresión del análisis proximal

Existen muestras que contienen gran cantidad de agua, por lo que es común expresar los resultados de un análisis proximal como porcentaje en base húmeda (% BH), sin embargo, algunas técnicas requieren que la muestra sea deshidratada antes de su análisis, así que se obtendrán resultados en base seca (% BS). Bajo estas circunstancias es necesario corregir el resultado de cada técnica para expresarlo en base húmeda, tal como se encuentra en la muestra, mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de nutriente en BH} = \frac{(\% \text{ de nutriente en BS} \times (100 - \% \text{ humedad del alimento}))}{100} \quad (18)$$

Si una muestra por naturaleza es seca, no es necesario hacer la corrección.

B. Determinación cortisol y glucosa

Los análisis de las muestras de suero sanguíneo de los peces se realizaron por triplicado mediante la metodología del fabricante. Dichos análisis consistieron en la siguiente manera:

- Cortisol (Cortisol Elisa Calbiotech; GRUPO MEXLAB).

- Descripción:

El kit Cortisol es un ensayo de competición en fase sólida (ELISA). Las muestras y el conjunto enzimático de Cortisol son añadidos a los pozos sensibilizados con anticuerpos monoclonales (anti-Cortisol). El Cortisol en las muestras compite con el Cortisol Conjugado Enzimático por los sitios de unión. El Cortisol y el Conjugado Enzimático que no se haya unido son desechados por la Solución de Lavado. Al agregar el sustrato la intensidad de la coloración va a ser inversamente proporcional a la concentración de Cortisol en las muestras. La curva estándar es preparada relacionando la intensidad de Cortisol.

- Procedimiento:

Todas las muestras y reactivos deben ser llevados a temperatura ambiente (18-23 °C). Cortar el número de pozos a utilizar. Cerrar y sellar el resto de los pozos no utilizados y refrigerarlos a 2-8 °C. Dispensar 25µL de los estándares de Cortisol, control y muestras en los pozos designados. Agregar 50 µL de reactivo de Biotina a cada pozo. Agregar 100 µL del conjugado enzimático de Cortisol en cada pozo (para preparar este reactivo se debe diluir el Conjugado Enzimático Cortisol en un factor de 1:21 con el Diluyente del Ensayo en un recipiente apropiado). Mezclar suavemente los pozos en agitador por 10 s. Incubar a temperatura ambiente (18-23 °C) por 60 min. Retirar el líquido de los pocillos. Enjuagar y lavar los pocillos tres veces con 300 µL de solución de lavado 1X (previamente se debe de adicionar el contenido de la botella de solución de lavado (25 ml, 20X) a 475 ml de agua destilada o des ionizada y conservar a temperatura ambiente). Golpear la placa sobre papel absorbente. Agregar 100 µL de sustrato TMB en cada pozo. Incubar a temperatura ambiente (18-23 °C) por 15 min. Frenar la reacción agregando 50 µL de solución de frenado a cada pozo. Mezclar por 30 s. es importante que en este paso cambie el color azul a amarillo completamente. Leer la densidad óptica a 450 nm con un lector de placa de micro valoración en un plazo de 20 min después de haber agregado la solución de frenado.

- Glucosa (GLUCOSE GOD/PAP, GL 2623; RANDOX)

- Descripción:

La glucosa se determina después de una oxidación enzimática en presencia de glucosa oxidasa. El peróxido de hidrógeno formado reacciona, catalizado por la peroxidasa, con fenol y 4-aminofenazona para formar un indicador de quinoneimina rojo-violeta.

- Consideraciones:

El método es lineal hasta una concentración de glucosa de $22.2 \text{ mmol}\cdot\text{L}^{-1}$ ($400 \text{ mg}\cdot\text{dL}^{-1}$). Para muestras con valores superiores a dichas concentraciones realizar la dilución correspondiente.

- Procedimiento:

Mezclar Glucosa Reactivo, Patrón y/o muestra. Incubar durante 25 min a $15\text{-}25 \text{ }^\circ\text{C}$ o 10 min a $37 \text{ }^\circ\text{C}$. Medir absorbancia del patrón ($A_{\text{patrón}}$) y de la muestra (A_{muestra}) frente al reactivo blanco antes de 60 min a 500 nm. Aunque la absorbancia se puede leer en cualquier momento durante un periodo de hasta 60 min después del tiempo especificado de incubación, el intervalo entre la adición de la muestra y la lectura debe de ser exactamente el mismo que para el Patrón/Control y la muestra.

C. Análisis de Varianza Factorial

Crecimiento

Tabla 9. Prueba univariada para el peso final de juveniles de lobina rayada.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.01	0.01	0.00	0.96
Densidad	2	48.20	24.10	6.09	0.02
Color*Densidad	2	14.64	7.32	1.85	0.21
Bloque	2	7.99	3.99	1.01	0.40
Error	12	39.60	3.97		

Tabla 10. Prueba univariada para la GP de juveniles de lobina rayada.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.08	0.08	0.02	0.88
Densidad	2	45.27	22.63	7.05	0.01
Color*Densidad	2	16.13	8.07	2.51	0.13
Bloque	2	10.78	5.39	1.68	0.24
Error	12	32.11	3.57		

Tabla 11. Prueba univariada para la TCE al final de bioensayo de alimentación de juveniles de lobina rayada.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.00	0.00	0.21	0.66
Densidad	2	0.03	0.02	8.06	0.01
Color*Densidad	2	0.02	0.01	4.19	0.04
Bloque	2	0.02	0.01	4.92	0.03
Error	12	0.04	0.00		

Consumo de alimento

Tabla 12. Prueba univariada para el consumo de alimento por pez.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	10.09	10.09	5.20	0.04
Densidad	2	34.51	17.25	8.90	0.01
Color*Densidad	2	1.04	0.52	0.27	0.77
Bloque	2	5.44	2.72	1.40	0.29
Error	12	19.39	1.94		

Tabla 13. Prueba univariada para el consumo de alimento por kg de peso corporal promedio diario.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	1.90	1.90	61.9	0.00
Densidad	2	1.93	0.96	31.5	0.00
Color*Densidad	2	0.41	0.20	6.6	0.02
Bloque	2	0.20	0.10	3.3	0.08
Error	12	0.31	0.03		

Indicadores de utilización del alimento

Tabla 14. Prueba univariada para la TCA al final de bioensayo de alimentación de juveniles de lobina rayada.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.006	0.006	42.2	0.00
Densidad	2	0.007	0.003	23.7	0.00
Color*Densidad	2	0.008	0.004	28.5	0.00
Bloque	2	0.002	0.001	6.8	0.01
Error	12	0.001	0.000		

Tabla 15. Prueba univariada para la TEP al final de bioensayo de alimentación de juveniles de lobina rayada.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.022	0.022	39.7	0.00
Densidad	2	0.024	0.012	21.4	0.00
Color*Densidad	2	0.029	0.014	25.7	0.00
Bloque	2	0.008	0.004	6.8	0.01
Error	12	0.006	0.001		

Índices corporales

Tabla 16. Prueba univariada para el FC de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.000	0.000	1.38	0.26
Densidad	2	0.001	0.000	1.72	0.22
Color*Densidad	2	0.002	0.001	4.02	0.05
Bloque	2	0.001	0.000	1.74	0.22
Error	12	0.003	0.000		

Tabla 17. Prueba univariada para el IVS de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.23	0.23	0.91	0.36
Densidad	2	0.79	0.40	1.59	0.25
Color*Densidad	2	1.77	0.88	3.55	0.07
Bloque	2	0.64	0.32	1.29	0.32
Error	12	2.49	0.25		

Tabla 18. Prueba univariada para el IHS de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.00	0.00	0.12	0.73
Densidad	2	0.23	0.11	6.83	0.01
Color*Densidad	2	0.04	0.02	1.14	0.36
Bloque	2	0.04	0.02	1.31	0.31
Error	12	0.16	0.02		

Tabla 19. Prueba univariada para el ILS de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.00	0.00	0.00	0.956
Densidad	2	1.47	0.73	8.28	0.008
Color*Densidad	2	0.04	0.02	0.22	0.809
Bloque	2	0.71	0.35	3.99	0.053
Error	12	0.89	0.09		

Composición proximal del músculo

Tabla 20. Prueba univariada para el contenido de humedad en el músculo de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.01	0.01	0.02	0.90
Densidad	2	0.85	0.43	1.07	0.38
Color*Densidad	2	0.33	0.17	0.41	0.67
Bloque	2	1.12	0.56	1.40	0.29
Error	12	3.99	0.40		

Tabla 21. Prueba univariada para el contenido de proteína en el músculo de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.00	0.00	0.00	0.97
Densidad	2	0.14	0.07	0.24	0.79
Color*Densidad	2	0.02	0.01	0.04	0.96
Bloque	2	0.40	0.20	0.73	0.51
Error	12	2.76	0.28		

Tabla 22. Prueba univariada para el contenido de lípidos en el músculo de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.27	0.27	2.78	0.13
Densidad	2	0.04	0.02	0.18	0.84
Color*Densidad	2	0.30	0.15	1.54	0.26
Bloque	2	0.53	0.27	2.73	0.11
Error	12	0.97	0.10		

Tabla 23. Prueba univariada para el contenido de cenizas en el músculo de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	0.00	0.00	0.47	0.51
Densidad	2	0.01	0.00	2.78	0.11
Color*Densidad	2	0.00	0.00	0.13	0.88
Bloque	2	0.00	0.00	1.70	0.23
Error	12	0.01	0.00		

Indicadores de estrés

Tabla 24. Prueba univariada para la concentración de cortisol en suero de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	526.4	526.4	2.16	0.17
Densidad	2	60.7	30.3	0.12	0.88
Color*Densidad	2	39.6	19.8	0.08	0.92
Bloque	2	5514.4	2757.2	11.30	0.00
Error	12	2440.7	244.1		

Tabla 25. Prueba univariada para la concentración de glucosa en suero de juveniles de lobina rayada al final de bioensayo de alimentación.

Efecto	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Media de cuadrados	F calculada	p
Color	1	16.4	16.4	0.12	0.74
Densidad	2	18.1	9.0	0.06	0.94
Color*Densidad	2	645.8	322.9	2.31	0.15
Bloque	2	134.4	67.2	0.48	0.63
Error	12	1394.9	139.5		

D. Crecimiento

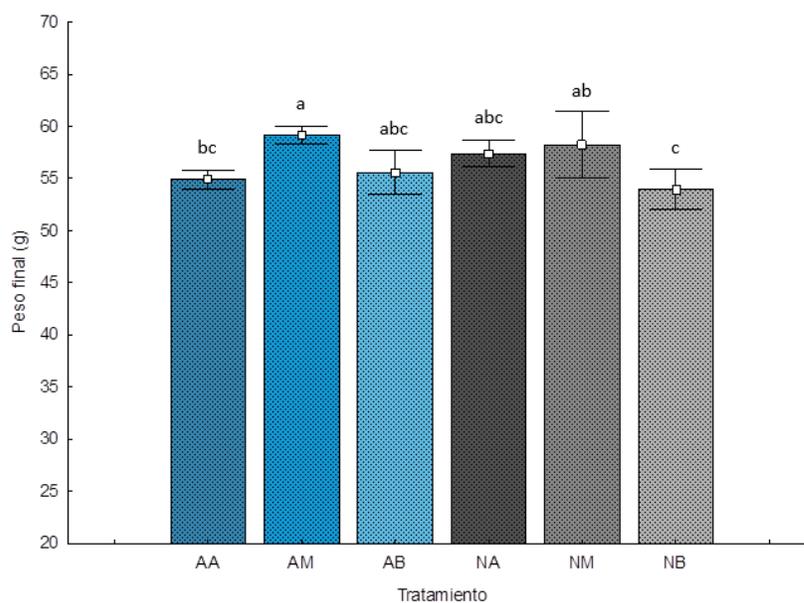


Figura 16. Peso final (g) de cada tratamiento al terminar el bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan.

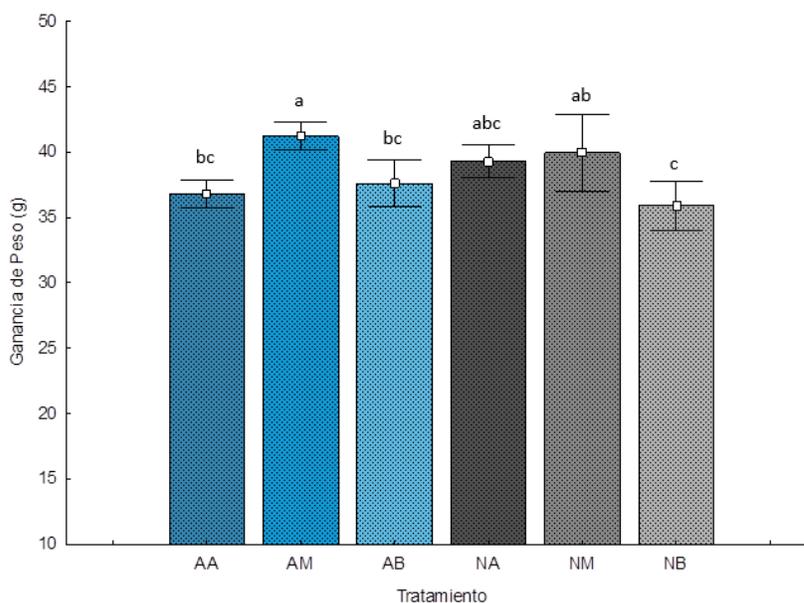


Figura 17. Ganancia de peso (g) de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan.

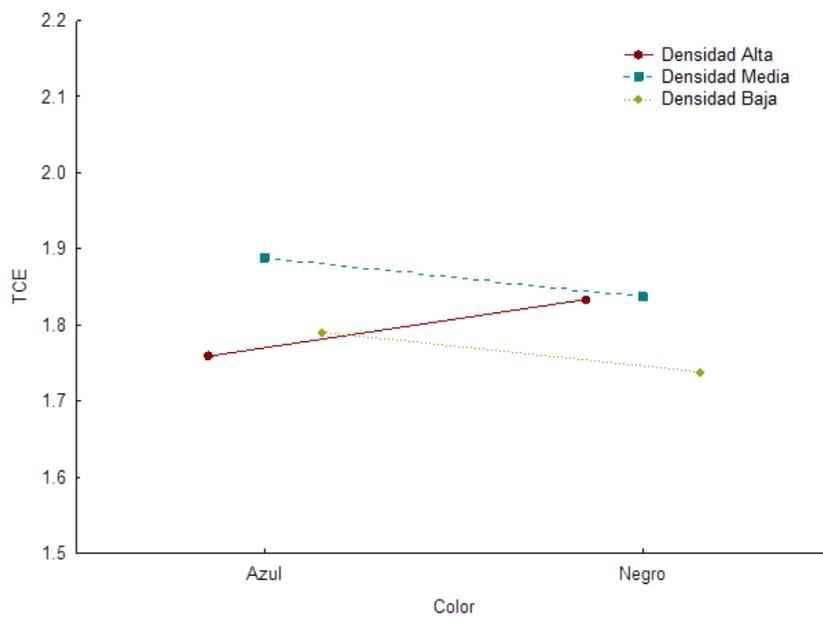


Figura 18. Interacción del color de tanque y la densidad de cultivo en la TCE de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan.

E. Distribución de tallas

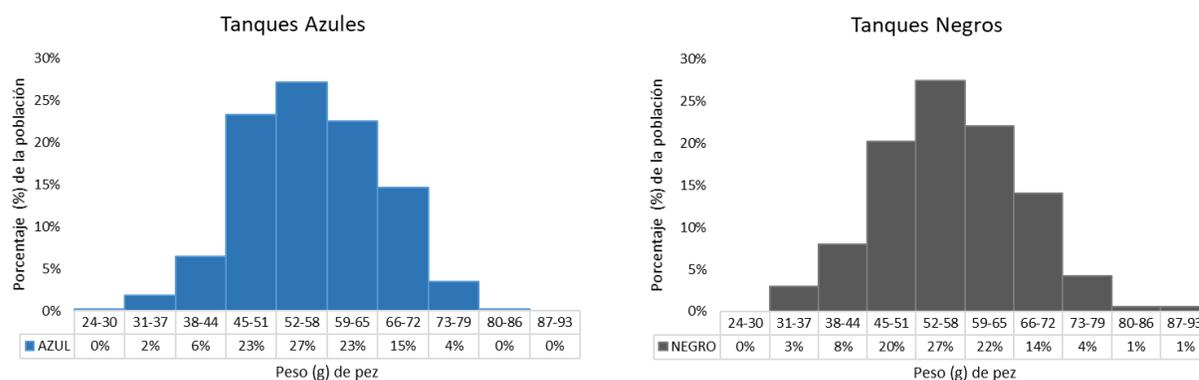


Figura 19. Distribución de frecuencias de tallas de acuerdo al color del tanque al final del bioensayo de alimentación.

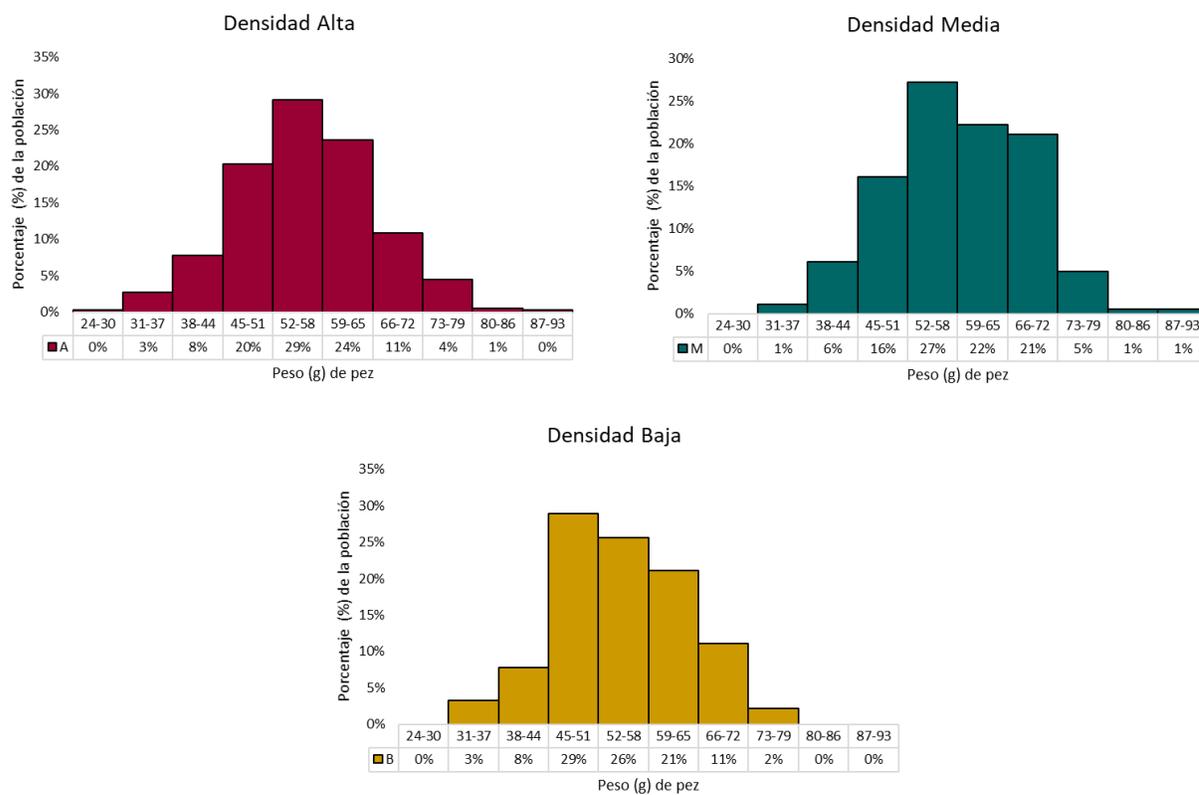


Figura 20 Distribución de frecuencias de tallas de acuerdo a la densidad de cultivo al final del bioensayo de alimentación.

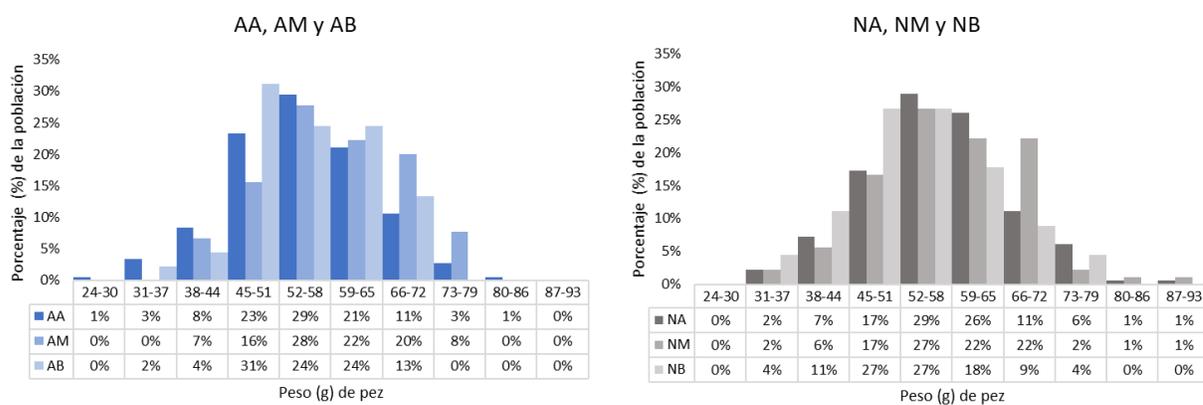


Figura 21. Distribución de frecuencias de tallas en los tratamientos al final del bioensayo de alimentación.

Tabla 26. Distribución de tallas (%) de juveniles de lobina rayada al final del bioensayo de alimentación.

Talla (g)	AA	AM	AB	NA	NM	NB
≥ 24	100 %	100 %	100 %	100 %	100 %	100 %
≥ 31	99 %	100 %	100 %	100 %	100 %	100 %
≥ 38	96 %	100 %	98 %	98 %	98 %	96 %
≥ 45	88 %	93 %	93 %	91 %	92 %	84 %
≥ 52	64 %	78 %	62 %	73 %	76 %	58 %
≥ 59	35 %	50 %	38 %	44 %	49 %	31 %
≥ 66	14 %	28 %	13 %	18 %	27 %	13 %
≥ 73	3 %	8 %	0 %	7 %	4 %	4 %
≥ 80	1 %	0 %	0 %	1 %	2 %	0 %
≥ 87	0 %	0 %	0 %	1 %	1 %	0 %

F. Consumo de alimento

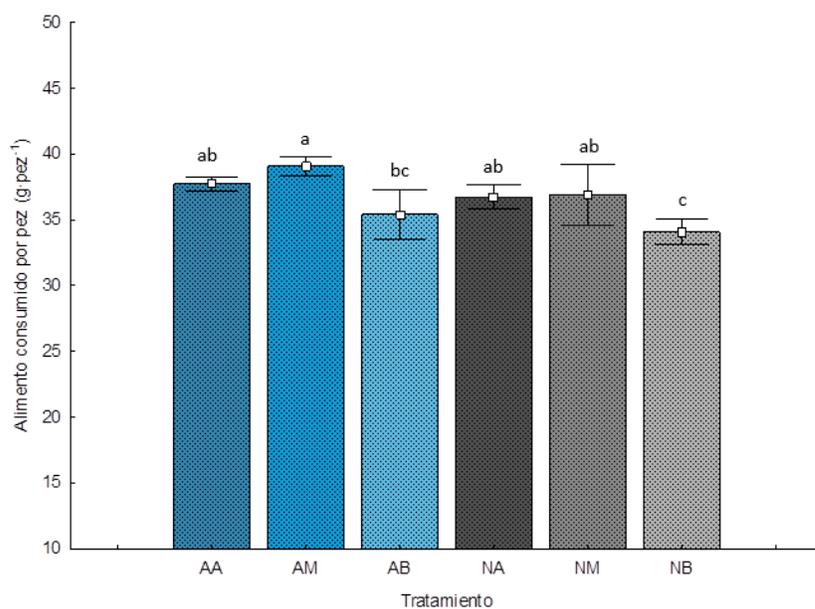


Figura 22. Consumo de alimento por pez ($\text{g}\cdot\text{pez}^{-1}$) de cada tratamiento. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan.

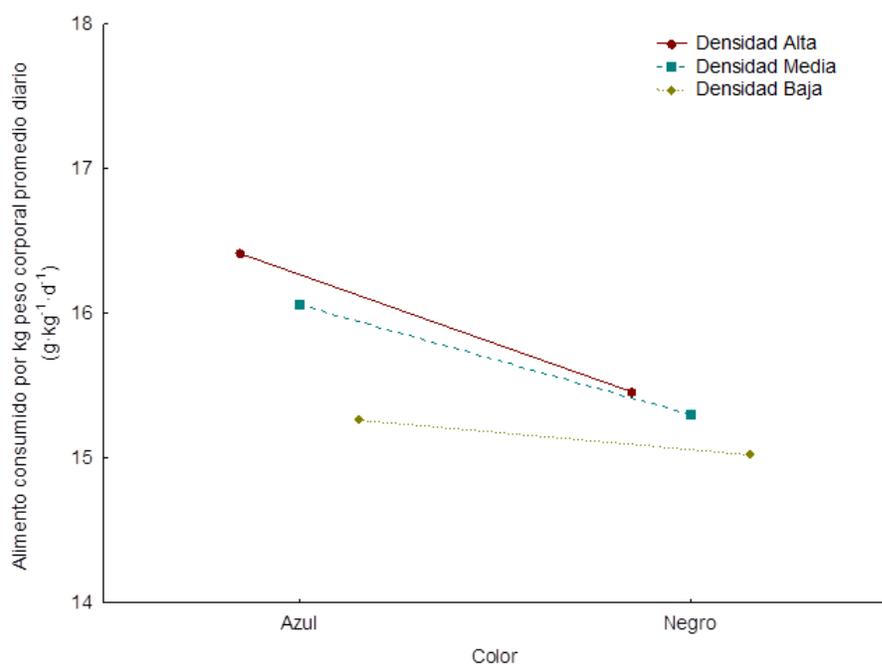


Figura 23. Interacción del color de tanque y la densidad de cultivo en el alimento consumido por kg peso corporal promedio diario ($\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}\cdot\text{d}^{-1}$) de juveniles de lobina rayada después de 63 días de cultivo en agua marina.

G. Indicadores de utilización del alimento

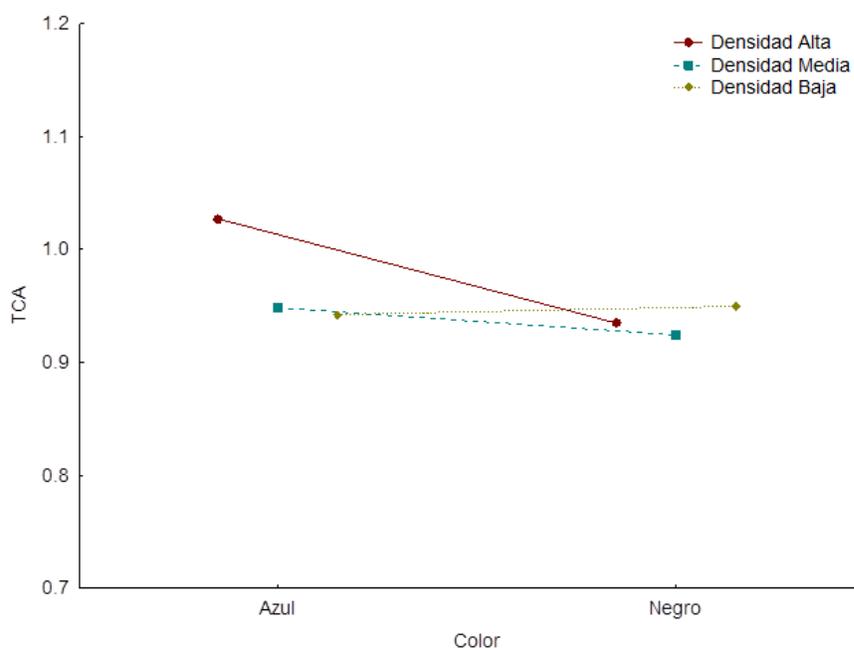


Figura 24. Interacción de color del tanque y densidad de cultivo en la TCA de juveniles de lobina rayada después de 63 días de cultivo en agua marina.

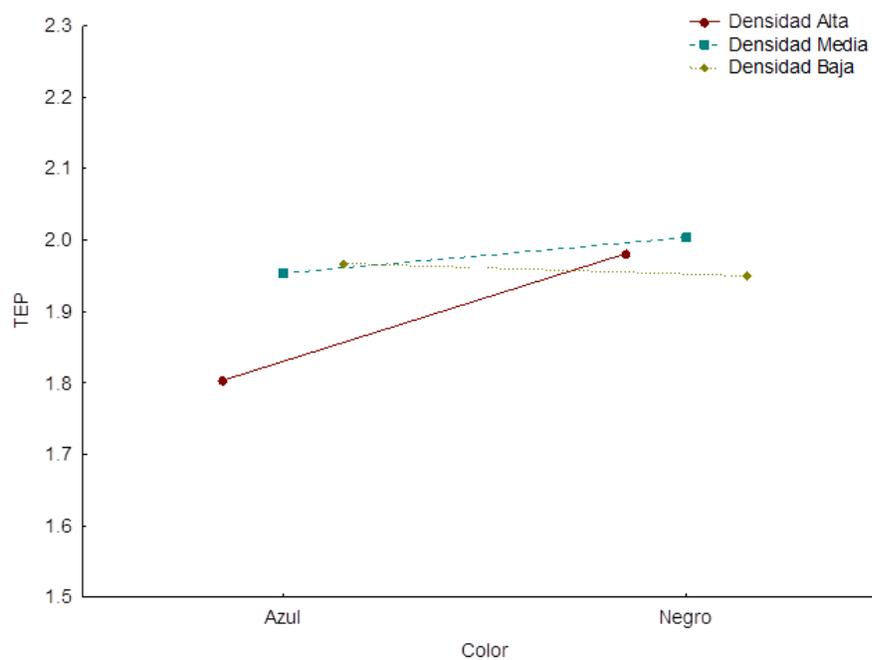


Figura 25. Interacción de color del tanque y densidad de cultivo en la TEP de juveniles de lobina rayada después de 63 días de cultivo en agua marina.

H. Índices corporales

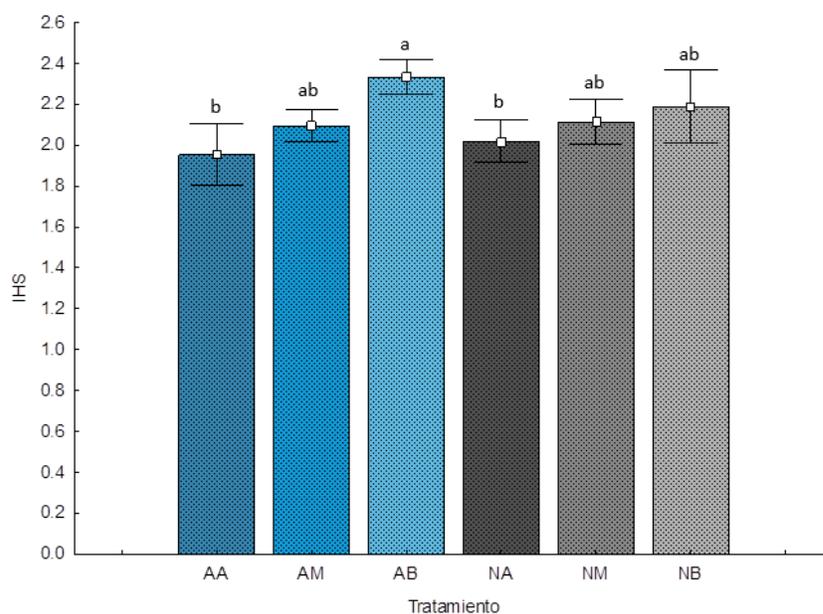


Figura 26. Índice hepatosomático de juveniles de lobina rayada de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan.

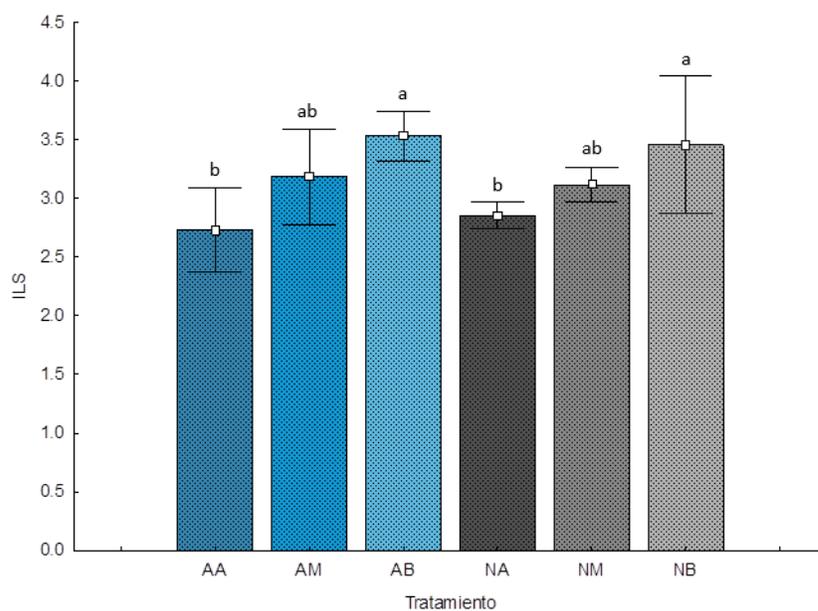


Figura 27. Índice liposomático de juveniles de lobina rayada de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar. Letras distintas en las barras presentan diferencias significativas ($p < 0.05$) de acuerdo a la prueba de rango múltiple de Duncan.

I. Indicadores de estrés

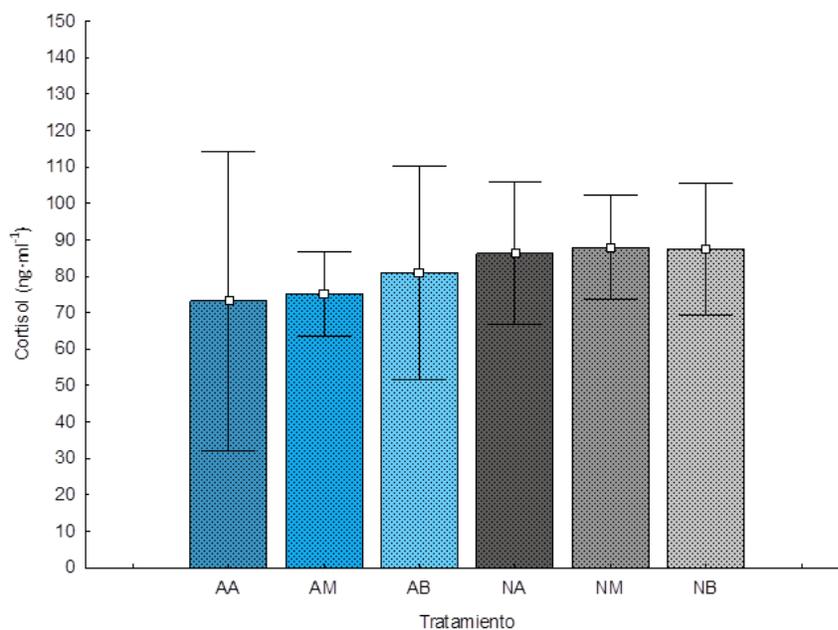


Figura 28. Concentración de cortisol (ng·ml⁻¹) en juveniles de lobina rayada de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar.

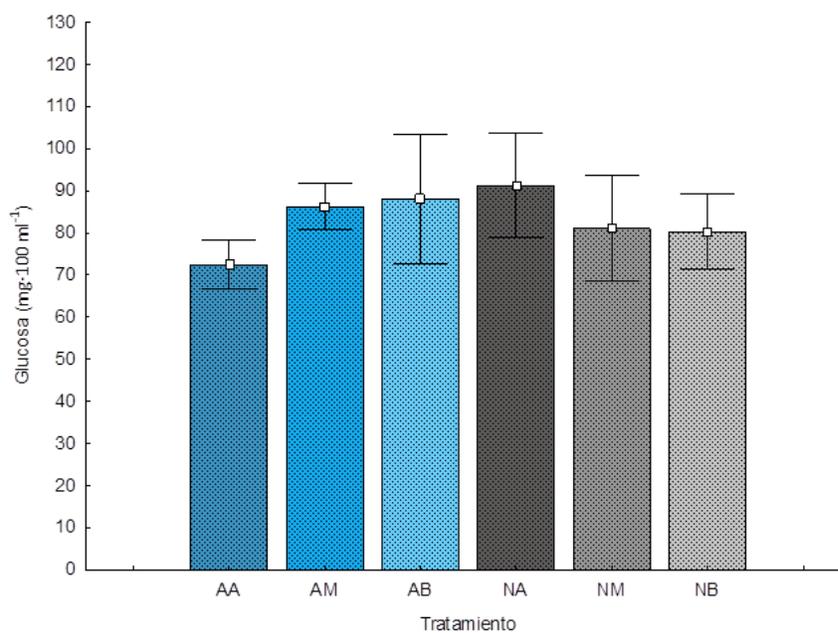


Figura 29. Concentración de glucosa (mg·100 ml⁻¹) en juveniles de lobina rayada de cada tratamiento al final del bioensayo de alimentación. Promedio de tres réplicas \pm desviación estándar.

J. Coloración y distribución de los peces en los tanques

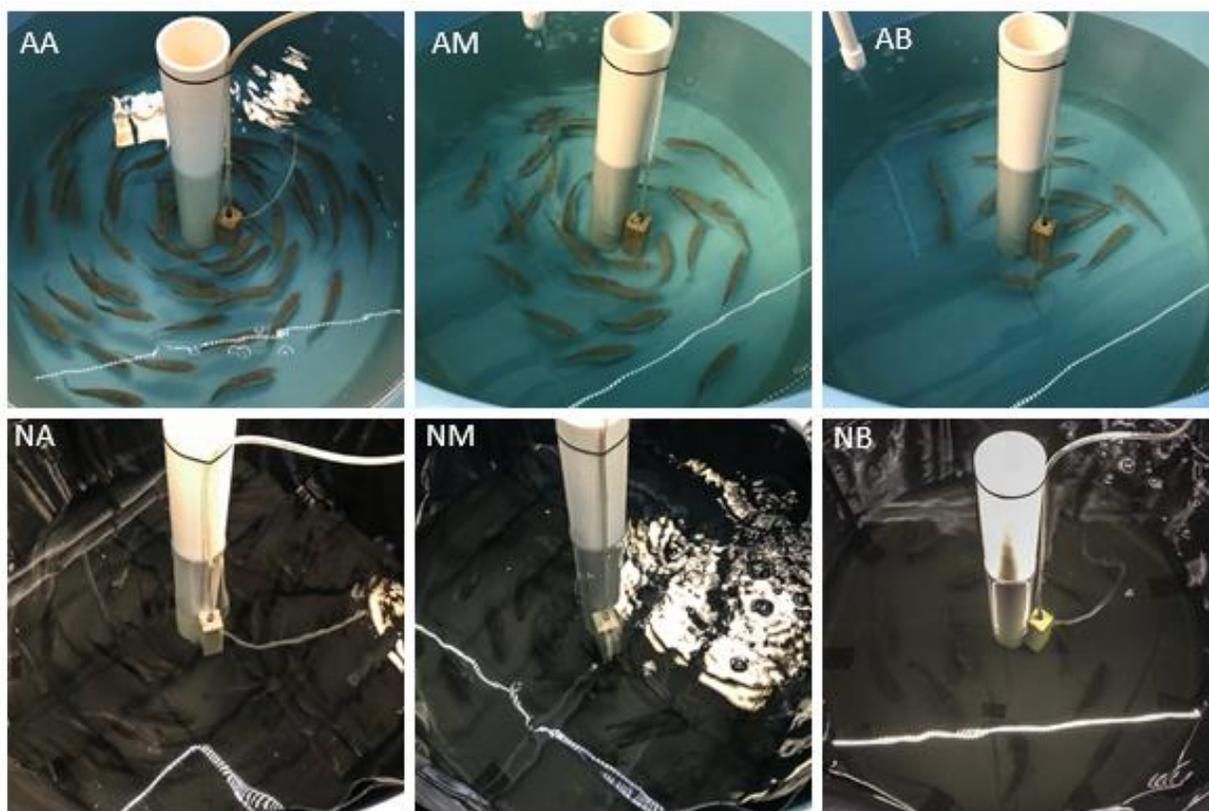


Figura 30. Distribución y nado de juveniles de lobina rayada durante el bioensayo de alimentación. AA: tanque azul con densidad alta. AM: tanque azul con densidad media. AB: tanque azul con densidad baja. NA: tanque negro con densidad alta. NM: tanque negro con densidad media. NB: tanque negro con densidad baja.

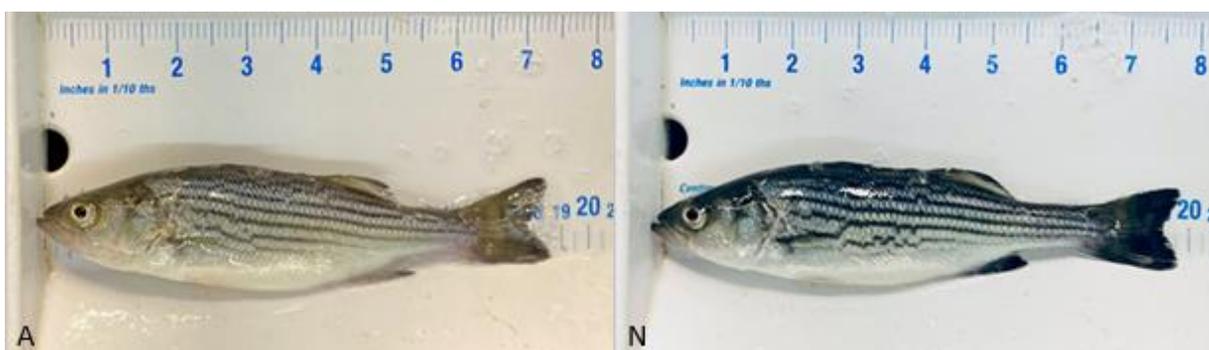


Figura 31. Coloración de juveniles de lobina rayada durante el bioensayo de alimentación. A: organismo cultivado en tanque azul. N: organismo cultivado en tanque negro.