

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**

**Respuesta hematológica y crecimiento de lobina rayada
(*Morone saxatilis*) cultivada en agua de mar a diferentes
temperaturas**

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

Presenta:

Cesar Alonso Cerda Gallegos

Ensenada, Baja California, México
2024

Tesis defendida por
Cesar Alonso Cerda Gallegos

y aprobada por el siguiente Comité

Dra. Mónica Hernández Rodríguez
Directora de tesis

Dra. Ma. Elena Solana Arellano

Dr. Roberto Cruz Flores

M. en C. Cesar Omar Rodríguez Arana



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 **Cesar Alonso Cerda Gallegos** como requisito parcial para la obtención del grado de Maestro en Ciencias en Acuicultura.

Respuesta hematológica y crecimiento de lobina rayada (*Morone saxatilis*) cultivada en agua de mar a diferentes temperaturas

Resumen aprobado por:

Dra. Mónica Hernández Rodríguez
Directora de tesis

Las variaciones térmicas influyen en los procesos fisiológicos de los peces, los cuales muestran respuestas adaptativas a diferentes condiciones de temperatura, y estas pueden ser evaluadas después de un periodo de aclimatación. El objetivo de este estudio fue evaluar los parámetros sanguíneos y el crecimiento de lobina rayada (*Morone saxatilis*) cultivada en agua de mar a diferentes temperaturas de aclimatación (16, 19, 21 y 24 °C). La aclimatación a las distintas temperaturas tuvo una duración de 45 días, y cada una de ellas por triplicado. Se colocaron 17 lobinas por tanque, con un peso inicial promedio de 29.4 ± 3.6 g. A los 45 días de aclimatación, las lobinas en la condición térmica de 24 °C tuvieron un crecimiento significativamente mayor en peso final, ganancia de peso, tasa de crecimiento específica y coeficiente de crecimiento térmico en comparación con los organismos de 16, 19 y 21 °C. El índice hepatosomático y viscerosomático fue significativamente menor en los peces a 24 °C, en comparación con los de 16, 19 y 21 °C. En la biometría hemática se tuvieron diferencias en la concentración de hemoglobina, hemoglobina corpuscular media, concentración de hemoglobina corpuscular media, conteo de células blancas, conteo de trombocitos y diferencial de leucocitos. En relación con la química sanguínea, el efecto de la temperatura se tuvo en las concentraciones de proteína total, globulinas, relación albúmina/globulina, colesterol, triglicéridos, glucosa, presión parcial de dióxido de carbono, presión parcial de oxígeno y saturación de oxígeno.

Palabras clave: Lobina rayada, *Morone saxatilis*, temperatura, hematología, crecimiento

Abstract of the thesis presented by **Cesar Alonso Cerda Gallegos** as a partial requirement to obtain the Master of Science degree in Aquaculture.

Hematological response and growth of striped bass (*Morone saxatilis*) cultured in seawater at different temperatures

Abstract approved by:

Dra. Mónica Hernández Rodríguez
Thesis Director

Thermal variations influence the physiological processes of fish, which show adaptive responses to different temperature conditions, and these can be evaluated after an acclimation period. The objective of this study was to evaluate the blood parameters and growth of striped bass (*Morone saxatilis*) cultured in seawater at different acclimation temperatures (16, 19, 21, and 24 °C). The acclimation period to the different temperatures lasted 45 days, with each temperature by triplicate. 17 bass were placed per tank, with an initial average weight of 29.4 ± 3.6 g. Following a 45-day acclimation period, bass maintained at 24 °C exhibited significantly greater final weight, weight gain, specific growth rate, and thermal growth coefficient than those held at 16, 19, and 21 °C. The hepatosomatic and viscerosomatic indices were significantly lower in fish at 24 °C compared to those at 16, 19, and 21 °C. In the complete blood count, differences were observed in the hemoglobin concentration, mean corpuscular hemoglobin, mean corpuscular hemoglobin concentration, white blood cell count, thrombocytes count and differential leukocyte count. Regarding blood chemistry, the temperature had an effect on total protein, globulins, albumin/globulin ratio, cholesterol, triglycerides, glucose, partial pressure of carbon dioxide, partial pressure of oxygen, and oxygen saturation concentrations.

Keywords: Striped bass, *Morone saxatilis*, temperature, hematology, growth

Dedicatoria

A mis padres, Manuel y Alba, por todo su amor, cariño y apoyo que me han brindado para lograr mis metas. Agradezco infinitamente que siempre estén para mí y por cuidar de mis pequeñines.

A mis pequeñines Ody, Bambi, Maya y Mila.

A mi hermano, Juan, por todo su apoyo con mis pequeñines.

Agradecimientos

Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) por otorgarme una beca para realizar mis estudios de posgrado.

Al Centro de Investigación Científica y Educación Superior de Ensenada, Baja California (CICESE) por permitirme el uso de sus instalaciones.

A la empresa Pacifico Aquaculture por proporcionar los peces y el alimento para este estudio.

A la Dra. Mónica Hernández Rodríguez, por brindarme su confianza y aceptarme como su estudiante, por compartir su conocimiento, su experiencia, sus cuestionamientos y sus observaciones que me permitieron realizar y culminar de manera exitosa mi proyecto de tesis. Gracias por su dedicación.

A los miembros del comité, el Dr. Roberto Cruz Flores, a la Dra. Ma. Elena Solana Arellano y al M. en C. Cesar Omar Rodríguez Arana por sus observaciones, preguntas y consejos que permitieron enriquecer la investigación.

Al técnico Luis Alberto Murillo Valenzuela, por brindarme su apoyo y asesoría con los sistemas y su funcionamiento, su ayuda en los muestreos, y por hacer más amena mi estancia en el laboratorio.

Al Dr. Roberto Cruz Flores, por haber facilitado material para poder realizar el análisis de mis muestras.

Al Dr. Oscar Del Río Zaragoza, por haber facilitado el préstamo de equipo para realizar el análisis de mis muestras.

Al M. en C. Abelardo Campos, por su asesoría con las técnicas de laboratorio y el uso de los equipos.

A la M. en C. Yanet Guerrero, por su apoyo con las técnicas de laboratorio.

A Doris y a Victoria, por ser mi Kelly y mi Michelle de mi Destiny's Child.

A Doris, mi amiga, colega y compañera de laboratorio por todo su apoyo con relación a los sistemas, mantenimiento de peces, biometrías, su orientación con las técnicas de laboratorio y el uso de equipos, y por sus consejos, motivación y paciencia.

A Victoria, mi amiga y compañera de laboratorio adoptada por su gran apoyo durante las biometrías, sus consejos, y motivación.

A Lesly, mi mejor amiga, mi roomie y colega por su compañía, su apoyo en las biometrías, las pláticas, sus palabras de motivación, y por estar al tanto de la salud de mis pequeñines.

A Evelyn, mi amiga y vecina de laboratorio, por su apoyo en las biometrías, pláticas y por compartir sus conocimientos de las microalgas.

A Iliana, por su amistad, las conversaciones sobre gustos musicales, y su apoyo durante el muestreo final.

A Erick y Eliasid, por su apoyo en las biometrías.

A mis compañeros y compañeras de generación, Aldo, Angélica, Helena, Hillary, Mayra, Nayeli, Noé, Romario y Sergio por todos los momentos compartidos que hicieron más agradable mi estancia en Ensenada.

A Dalila Mercado y Bibiana Medina, por su amable apoyo con trámites administrativos.

Al personal de seguridad, la Sra. Nancy y Don Mario por estar al pendiente del sistema y por notificarme cuando fuese necesario.

Tabla de contenido

	Página
Resumen en español.....	ii
Resumen en inglés.....	iii
Dedicatoria	iv
Agradecimientos.....	v
Lista de figuras.....	ix
Lista de tablas	x
Capítulo 1. Introducción.....	1
1.1 Biología y producción actual de la lobina rayada (<i>Morone saxatilis</i>).....	1
1.2 Antecedentes	2
1.2.1 Efecto de la temperatura en el crecimiento de los peces.....	2
1.2.2 Hematología en peces.....	3
1.2.2.1 Biometría hemática en peces.....	4
1.2.2.2 Química sanguínea en peces.....	6
1.3 Justificación	9
1.4 Hipótesis.....	9
1.5 Objetivos	9
1.5.1 Objetivo general.....	9
1.5.2 Objetivos específicos.....	9
Capítulo 2. Metodología.....	11
2.1 Obtención de juveniles.....	11
2.2 Diseño experimental	11
2.3 Crecimiento	12
2.4 Hematología	14
2.4.1 Biometría hemática	14

2.4.2	Química sanguínea	16
2.4.2.1	Alanina aminotransferasa	16
2.4.2.2	Aspartato aminotransferasa	16
2.4.2.3	Proteína total	17
2.4.2.4	Albúmina	17
2.4.2.5	Colesterol	17
2.4.2.6	Triglicéridos	18
2.5	Análisis estadístico	18
Capítulo 3.	Resultados	19
3.1	Crecimiento	19
3.2	Hematología	19
3.2.1	Biometría hemática	19
3.2.2	Química sanguínea	22
Capítulo 4.	Discusión.....	27
Capítulo 5.	Conclusiones	38
Literatura citada		39

Lista de figuras

Figura	Página
1 Lobina rayada (<i>Morone saxatilis</i>) (Tomada de Pacifico Aquaculture).	2
2 Sitios de punción para obtener muestras de sangre en peces (Modificada de Seibel <i>et al.</i> , 2011).	4
3 Hematocitómetro. RBC en cuadrantes marcados con color rojo y WBC en cuadrantes marcados con color azul.	15
4 Crecimiento de lobina rayada (<i>M. saxatilis</i>) aclimatada a diferentes temperaturas. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) al día 45 de cultivo.....	21

Lista de tablas

Tabla	Página
1 Parámetros de calidad del agua en las diferentes temperaturas de aclimatación de lobina rayada. Medias \pm desviación estándar.....	12
2 Parámetros de crecimiento de lobina rayada (<i>M. saxatilis</i>) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.....	20
3 Parámetros hemáticos de lobina rayada (<i>M. saxatilis</i>) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.....	21
4 Conteo diferencial de leucocitos y trombocitos de lobina rayada (<i>M. saxatilis</i>) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.....	22
5 Parámetros bioquímicos de lobina rayada (<i>M. saxatilis</i>) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.....	23
6 Gases, electrolitos y estado ácido – base en sangre de lobina rayada (<i>M. saxatilis</i>) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.....	24
7 Perfil sanguíneo con valores base para juveniles de lobina rayada (<i>M. saxatilis</i>) aclimatada a 24 °C.....	25

Capítulo 1. Introducción

1.1 Biología y producción actual de la lobina rayada (*Morone saxatilis*)

La lobina rayada (*Morone saxatilis*) (Figura 1), es una especie perteneciente a la familia Moronidae. Esta especie tiene hábitos alimenticios carnívoros, los cuales varían de acuerdo con su etapa de vida, en larvas y juveniles, su dieta está basada principalmente de copépodos, posteriormente, en etapas tardías de juveniles y adultos, su alimentación generalmente consiste de otros peces y crustáceos, e incluso pueden consumir algunos moluscos, como gasterópodos, cefalópodos y bivalvos (LeDoux-Bloom, 2012; Nelson *et al.*, 2003).

Las poblaciones de lobina rayada se encuentran distribuidas a lo largo de la costa del Atlántico, desde el río San Lorenzo en Montreal, Canadá hasta el río San Juan en Florida, EE. UU., y parte del Golfo de México, en estuarios de la zona oeste de Florida, Alabama, Misisipi y Luisiana. En 1879, esta especie fue introducida en el río Sacramento, en California, EE. UU., extendiéndose posteriormente hasta Ensenada, Baja California, México, así como en diversos países europeos y asiáticos (Setzler *et al.*, 1980). Es una especie eurihalina y anádroma que, durante los primeros años de vida (2 – 4 años) se encuentran en aguas salobres, hasta que llega a la etapa adulta, o debido a factores asociados al tamaño y maduración sexual, es que se vuelve migratoria (Able *et al.*, 2012; Andersen *et al.*, 2021). La reproducción de la lobina rayada se lleva a cabo en agua dulce y a finales de la primavera, en el sitio los machos ya se encuentran presentes para cuando las hembras llegan a desovar. El desove y la fertilización de los huevos ocurren principalmente cuando el agua alcanza la temperatura de 18 °C. Durante su ciclo biológico, la especie está expuesta a diferentes condiciones ambientales, en las cuales se puede destacar las variaciones de temperatura, durante las primeras etapas de vida, su rango de temperatura esta entre los 6 – 27 °C, y antes de llegar a su etapa adulta, prefieren temperatura de entre 20 – 25 °C (LeDoux-Bloom, 2012).

En el año 2022, EE. UU. tuvo una producción comercial de lobina rayada de 3,972,465 lb, con un valor económico de más de 14 millones de dólares, mientras que, como actividad recreativa se cosecharon 35,951,595 lb (NOAA, 2022).



Figura 1. Lobina rayada (*Morone saxatilis*) (Tomada de Pacifico Aquaculture).

1.2 Antecedentes

1.2.1 Efecto de la temperatura en el crecimiento de los peces

Los peces son organismos poiquiloterms, por lo cual, depende totalmente de las condiciones térmicas del hábitat para regular su temperatura corporal. Las variaciones térmicas tienen gran influencia en el estado fisiológico, al causar alteraciones en procesos metabólicos, en el desempeño biológico y en el comportamiento de los peces (García Villarreal, 2016; Boltaña *et al.*, 2017). La respuesta de los peces en relación con las temperaturas de aclimatación, se pueden clasificar como: tolerancia, resistencia y preferencia. En la zona de tolerancia térmica, se encuentra la temperatura donde los procesos fisiológicos se realizan eficazmente, debido a que convergen la temperatura de aclimatación y la temperatura preferida, que es mejor conocida como el preferendum final (Jobling, 1981).

La lobina rayada (*M. saxatilis*) a lo largo de su ciclo biológico está expuesta a diferentes temperaturas, las cuales están relacionadas a su estadio de vida. El mayor porcentaje de eclosión de huevos y el mejor crecimiento de larvas ocurre a una temperatura alrededor de los 18 °C. Posteriormente, cuando son alevines, prefieren estar en temperaturas más cálidas de entre 26.9 – 30.3 °C, con un preferendum final en 27 °C. Al llegar a un estadio juvenil, dicha especie tiene su crecimiento máximo a una temperatura de 24 °C. Por último, en etapa adulta, durante el verano suelen preferir temperaturas cercanas a los 21.6 °C (Tomasso, 1997).

La temperatura juega un papel importante en el consumo de alimento y en la conversión alimenticia. Cox y Coutant (1981), reportan que en un gradiente de temperatura de 12 – 34.5 °C, la mejor ganancia de peso diaria y el mayor consumo de alimento ocurre a una temperatura de 25.0 ± 1.1 °C, seguida de una temperatura de 23.1 ± 0.5 °C, en la cual registraron la mayor conversión alimenticia. Coutant *et al.* (1984), mencionan que los juveniles durante la temporada de primavera y verano, prefieren estar dentro de un rango de temperatura de 24 – 27 °C, mientras que en verano se encuentran en temperaturas de entre 20 – 25 °C.

En lobina rayada híbrida (*M. saxatilis* x *M. chrysops*), se ha evaluado el efecto de la concentración de oxígeno disuelto (3.0 ± 0.1 , 5.1 ± 0.1 , 7.7 ± 0.1 mg l⁻¹) y la temperatura (20, 22 y 29 °C) en el consumo de alimento y crecimiento. El oxígeno disuelto en concentraciones bajas (≤ 3 mg l⁻¹), ocasiona en los peces la disminución en el consumo de alimento, especialmente a altas temperaturas (29 °C), mientras que el crecimiento, no es afectado por el nivel de oxígeno disuelto, excepto cuando este se encuentra en baja concentración y, en temperaturas elevadas (Marcek *et al.*, 2019). En larvas de lobina rayada, Kellogg y Gift (1983) reportaron que los peces expuestos a un gradiente térmico entre 19.7 ± 0.4 – 34.8 ± 0.3 (°C) tuvieron un preferendum final de 27 °C.

Pascoli *et al.* (2011) en lobina europea (*Dicentrarchus labrax*), reportaron que el cambio estacional y las variaciones térmicas afectan la condición corporal de los peces, de octubre a diciembre de 2009, registraron una disminución del factor de condición, de 1.05 a menos de 0.95 cuando disminuyó la temperatura del agua de 13 °C a menores de 5 °C, las cuales se mantuvieron así hasta marzo de 2010. Posteriormente en mayo de 2010, con el incremento de la temperatura (25 – 30 °C), se observó el aumento en la condición corporal (>1.20), siendo mayor que la registrada en octubre de 2009.

La temperatura y su interacción con otros factores no solo afecta el comportamiento de los peces, también ocasiona alteraciones en otros procesos fisiológicos, los cuales se podrían conocer por medio de un análisis clínico. Este tipo de estudios se pueden realizar a través de la toma de muestras biológicas, como la sangre, la cual permite conocer la condición de salud en la que se encuentran los organismos, mediante la evaluación de sus diferentes componentes.

1.2.2 Hematología en peces

La hematología es un método clínico que permite evaluar el estado fisiológico y de salud de animales a

través del análisis de las células sanguíneas e índice bioquímicos de la sangre, los cuales están influenciados por factores intrínsecos como la especie, edad, sexo, peso y madurez sexual; y extrínsecos como temperatura, oxígeno disuelto, calidad del agua, fotoperiodo, nutrición, alimentación, estrés, infecciones por patógenos, densidad del cultivo, transporte y manejo de los organismos (Witeska *et al.*, 2022).

El manejo de los organismos es un factor importante en la toma de muestras de sangre, la cual también dependerá de la técnica de muestreo. En peces se utilizan tres métodos (Figura 2), la primera y más utilizada por ser menos invasiva es por medio en la punción de la vena caudal, donde la aguja se puede introducir de dos formas, ventral o lateralmente, mediante la identificación de la línea media e insertándola entre las escamas y ejerciendo presión negativa sobre el embolo hasta entrar en el vaso sanguíneo; de forma ventral, el pez se coloca dorsalmente y la aguja se introduce a un ángulo de 90° en la línea media de la aleta ventral, aplicando presión negativa sobre el embolo, hasta encontrar la vena. El segundo procedimiento es por vía intracardiaca, la cual consiste en obtener la muestra directamente del corazón. El corte caudal, es la tercer técnica y se diferencia de las anteriores, porque se requiere sacrificar a los peces, sin embargo, casi no se emplea debido a que el fluido corporal puede contaminar la muestra de sangre (Grant, 2015; Witeska *et al.*, 2022).

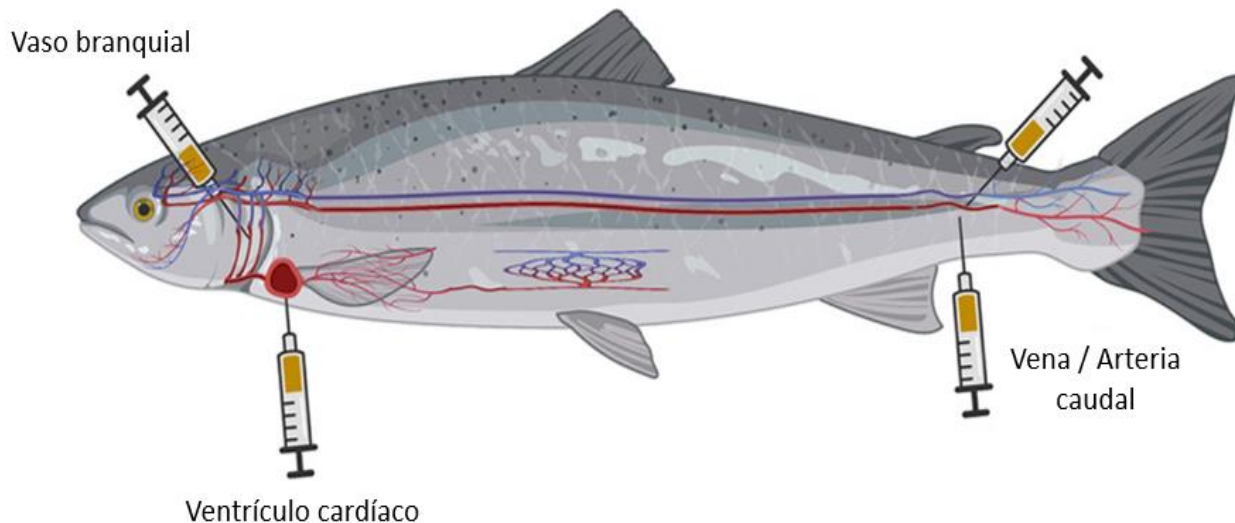


Figura 2. Sitios de punción para obtener muestras de sangre en peces (Modificada de Seibel *et al.*, 2011).

1.2.2.1 Biometría hemática en peces

Los eritrocitos o glóbulos rojos son las células sanguíneas más abundantes en la sangre, al representar el 98-99%. A diferencia de otras especies animales, los peces cuentan con eritrocitos nucleados, los cuales

tienen una forma ovalada-elíptica, con un tamaño de 10 – 15 μm . El nivel de hemoglobina presente en los eritrocitos influye en el transporte e intercambio de gases, además de que la hemoglobina pueda variar de acuerdo con la especie y al medio natural en la que esta se encuentre, lo que les permite realizar adaptaciones fisiológicas, a determinadas concentraciones de oxígeno (Fänge, 1994; Grant, 2015). En dichas células se puede evaluar el hematocrito y los índices eritrocitarios, los cuales incluyen el volumen corpuscular medio (MCV por sus siglas en inglés), hemoglobina corpuscular media (MCH por sus siglas en inglés) y la concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC por sus siglas en inglés) (Claus et al., 2008; Grant, 2015).

El hematocrito (Hct) en peces teleósteos tiene un rango de entre 20 – 45%, e indica la concentración de eritrocitos por volumen de sangre. En peces, valores menores a un 20% se consideran con indicativos de anemia, la cual puede ser causada por diversos factores como hemorragias, anemia hemolítica o hipoplásica. Los valores mayores de Hct a un 45%, están relacionados a deshidratación, estrés, hipoxia, contracción esplénica, inflamación de glóbulos rojos y en el caso de peces, a la madurez sexual. El Hct puede variar de acuerdo con varios aspectos, como la vía en la cual fue colectada la muestra sanguínea, siendo menor el porcentaje en aquellas obtenidas cerca de la aleta dorsal, en comparación con aquellas colectadas más cerca de la aleta caudal. El Hct está altamente influenciado por factores relacionados a los peces, como el nivel de actividad, el estadio de vida, así como por las condiciones ambientales (Grant, 2015).

Los leucocitos o glóbulos blancos están clasificados como granulocitos (neutrófilos, eosinófilos y basófilos) y agranulocitos (linfocitos y monocitos). Los granulocitos representan un 4.5 – 18% de los leucocitos en sangre en peces teleósteos (Fänge, 1992). Los neutrófilos o también llamados heterófilos, componen el 5.9% total de los leucocitos, y los núcleos de estos varían de acuerdo con la especie, pueden ser multilobulados, bilobulados o redondos. Este tipo de células participan en la respuesta inflamatoria y como línea de defensa contra patógenos, por medio de la fagocitosis. Los eosinófilos raramente están presentes en peces teleósteos, cuando estos se encuentran en circulación tienen una estructura parecida a la de un neutrófilo, en comparación con estos últimos, los eosinófilos son ligeramente de mayor tamaño y presentan un núcleo basófilo redondo o lobulado, y están involucrados en la respuesta de defensa contra parásitos. Los basófilos son aún más difíciles de encontrar en la sangre, sólo se ha reportado en algunas especies de peces teleósteos, tienen una forma redonda con gránulos basófilos y un núcleo (Fänge, 1992; Grant, 2015).

Los linfocitos son una de las células más abundantes, representan de 50 – 80% del total de los leucocitos, estos miden entre 4.5 – 8.2 μm , y son clasificados con base en su tamaño, como chicos, medianos y grandes, siendo los chicos los que se encuentran en mayor proporción. Los monocitos tienen una forma circular u ovalada, al igual que sus núcleos, los cuales también pueden llegar a presentar una forma bilobulada. Estos también suelen estar presentes en tejido, actuando durante procesos inflamatorios y como células fagocíticas. Los trombocitos son células encargadas del proceso de coagulación de la sangre, y tienen una estructura circular-elíptica, con un núcleo situado en el área central. Además, estas células participan en la respuesta inmunológica, mediante la formación de líneas de defensa, a través de su capacidad fagocítica (Fänge, 1992; Grant, 2015; Witeska *et al.*, 2022).

Los parámetros hematológicos como el recuento total de eritrocitos, hematocrito, hemoglobina e índices eritrocitarios están altamente influenciados por los cambios estacionales, los cuales provocan variaciones en la temperatura del agua y en la concentración de oxígeno disuelto. Lochmiller *et al.* (1989), reportan que los valores hemáticos más altos en *M. saxatilis* se observan en la temporada de otoño e invierno, mientras que, en verano, se registraron los valores más bajos. En Hct obtuvieron valores desde 33.7% con una temperatura de 24.9 °C, a 54.7% a 17.1 °C, en un periodo de 15 meses; mientras que, en la concentración de hemoglobina registraron un rango de 6.2 a 10.9 g dl^{-1} , a una temperatura de 24.9 °C y 16 °C, respectivamente. En la lobina europea (*D. labrax*), Pascoli *et al.* (2011) reportaron valores de hematocrito mayores al 32%, en temperaturas por arriba de los 25 °C. Además, el hematocrito disminuía conforme la temperatura era más fría, hasta llegar a un valor de 24% a una temperatura de 5 °C.

Los valores hematológicos y químicos están relacionados con la edad de los peces, Hrubec *et al.* (2001) en la lobina rayada híbrida, evaluaron los cambios en la hematología, a los 4, 6, 9, 15 y 19 meses de edad. Los autores reportaron que a los 4 y 6 meses de edad se tienen valores significativamente menores en el recuento total de eritrocitos y hematocrito en comparación a las otras edades. Los linfocitos, neutrófilos y monocitos se mostraron elevados en las edades de 6 y 9 meses, a excepción de los neutrófilos y monocitos, que también se encontraron aumentados a los 15 meses; en cambio los eosinófilos registraron valores elevados a los 9 meses de edad.

1.2.2.2 Química sanguínea en peces

La glucosa es un metabolito que presenta valores variados entre especies, estas diferencias están relacionadas con la actividad de los peces, siendo mayor en especies pelágicas y menor en especies

bentónicas, con un rango de entre 3.6 – 270 mg dl⁻¹. La edad, el tamaño, el estado reproductivo y la nutrición de los organismos también influyen en la concentración de la glucosa (Donald y Milligan, 1992). En lobina europea se reportaron valores de 71 – 151 mg dl⁻¹. para un rango térmico de 13 – 21 °C (Roche *et al.*, 1989)

En relación con la albúmina, se ha documentado que este parámetro conforma del 25 – 50% de la proteína total, con valores entre 1.0 - 2.4 g dl⁻¹ en peces teleósteos. Las globulinas son las proteínas más abundantes después de la albumina, componen alrededor del 2 – 15% de la proteína total, y estas varían de acuerdo con la especie, en teleósteos los valores se encuentran desde los 44 – 650 mg ml⁻¹. La proteína total mantiene concentraciones estables entre peces, con un rango de 2 – 8 g dl⁻¹, pero este puede variar cuando hay un desequilibrio osmótico entre el compartimiento extracelular e intracelular, por lo tanto, este cambio osmótico ocasiona un aumento o descenso en los valores de proteína total. Este parámetro sanguíneo es un indicador sobre el estado de salud del hígado, y las concentraciones elevadas indican alteraciones en dicho órgano, lo cual ocasiona una disminución en las enzimas aminotransferasas, aunado a una alteración en el catabolismo de aminoácidos (Donald y Milligan, 1992; Coz-Rakovac *et al.*, 2005). En condiciones térmicas de 22.8 – 24.8 °C en *D. labrax*, se documentaron niveles de 1.0 – 1.5 y 4.0 – 4.5 g dl⁻¹, para albumina y proteína total, respectivamente (Pavlidis *et al.*, 1997). Roche *et al.* (1989) en la misma especie obtuvieron valores de alanina aminotransferasa (ALT) y aspartato aminotransferasa (AST) de 28.3 – 317.8 U l⁻¹ y 40.6 – 527 U l⁻¹, respectivamente, en temperaturas de entre 13 – 21 °C.

En relación con la concentración de colesterol, se ha observado que los valores varían de acuerdo con la especie y su biología, desde 300 a 1470 mg dl⁻¹ en *Oncorhynchus tshawytscha* y *Gadus morhua*, respectivamente. Los triglicéridos es la fuente principal de lípidos ante una respuesta fisiológica, y su nivel de concentración plasmática está asociado principalmente a la madurez sexual, hábitos alimenticios y en el caso de las hembras, antes y durante el desove, en donde estos se encuentran en niveles altos, para posteriormente disminuir de 20 – 50% (Donald y Milligan, 1992).

Davis y Parker (1990), reportaron un incremento en la concentración de cortisol en *M. saxatilis* mantenidas a una temperatura de 30 °C, mientras que el hematocrito era elevado en temperaturas mayores a los 16 °C, mientras que la concentración de glucosa en plasma disminuyó conforme aumentó la temperatura. Resultados similares fueron reportados por Pascoli *et al.* (2011) en *D. labrax*, en donde registraron los mayores niveles de cortisol (240 ng ml⁻¹) a una temperatura ≥30 °C. Posteriormente, la concentración fue disminuyendo conforme la temperatura decrecía, hasta llegar a valores <20 ng ml⁻¹ con una temperatura

≤ 5 °C; estos cambios térmicos que experimentan los peces estuvieron relacionados con el cambio estacional.

En el estudio de Coz-Rakovac *et al.* (2005) con lobina europea expuesta a un rango de temperatura de entre 11.5 – 23.2 °C y una salinidad de 16 – 40 ppt, evaluaron diferentes componentes químicos de la sangre, como las enzimas aspartato y alanina aminotransferasas, las cuales fueron similares entre cultivos, con 44-45 U l⁻¹ y <5.00 U l⁻¹, respectivamente. En cuanto al colesterol, glucosa, triglicéridos y proteína total, obtuvieron valores de 105.9 – 141.9 mg dl⁻¹, 66.2 – 192.0 mg dl⁻¹, 59.2 – 184.0 mg dl⁻¹ y 3.6 – 4.9 g dl⁻¹, respectivamente.

En diferentes estudios se ha reportado que los niveles de lactato varían principalmente por la actividad de nado de los peces, siendo mayor en aquellas especies pelágicas, que presentan un movimiento más activo, en comparación a especies bentónicas, que suelen tener un nado más lento. También procesos de estrés como el manejo y el transporte pueden llegar a incrementar su concentración en sangre, por lo que es un parámetro indicativo del bienestar en peces (Barrett y Connor, 1962; Vaage *et al.*, 2023).

Los iones Na⁺ y K⁺, son electrolitos importantes de la sangre, los cuales permiten conocer el estado de salud de los peces, ya que participan en procesos fisiológicos vitales, como la osmorregulación y la homeostasis (Kulkarni, 2015; Fazio *et al.*, 2021). Las condiciones ambientales tienen un efecto en la concentración iónica, principalmente la salinidad del agua (Donald y Milligan, 1992; Fazio *et al.*, 2021). Marino *et al.* (2021) evaluaron diversos parámetros bioquímicos, en sangre de lobina europea en cautiverio, a una temperatura de 14 °C y una salinidad de 37 ppm; con estos valores se establecieron los rangos de referencia de tres iones, Ca⁺⁺ (1.95 – 6.66 mmol l⁻¹), Na⁺ (171.2 – 194.0 mmol l⁻¹) y de K⁺ (1.54 – 5.34 mmol l⁻¹). En *Oncorhynchus mykiss*, Fazio *et al.* (2021), reportaron valores de Ca⁺⁺ en 3.16 ± 0.50 mmol l⁻¹, de Na⁺ 157.40 ± 5.15 mmol l⁻¹ y 4.50 ± 1.19 mmol l⁻¹ de K⁺.

La lobina rayada (*M. saxatilis*) que se utilizó en este estudio, ha sido transferida al agua de mar por lo que es importante evaluar la condición fisiológica mediante el crecimiento y parámetros hematológicos a determinadas condiciones térmicas, para establecer los valores sanguíneos de referencia, los cuales indican el estado de salud de los peces.

1.3 Justificación

La lobina rayada (*Morone saxatilis*) es una especie de gran importancia económica en la región de Ensenada, Baja California, México. Se comercializa a nivel estatal, nacional y en gran parte de Estados Unidos de América, razón por la cual es importante seguir contribuyendo a la generación de conocimiento sobre aspectos biológicos, como su respuesta fisiológica a determinadas condiciones de temperatura, misma que puede ser evaluada a través de los parámetros de crecimiento y hematológicos. Esta información permitirá conocer su capacidad de respuesta reflejado en su condición de salud. Además, los resultados podrán ser utilizados por el sector productivo para implementar mejoras en su crianza y lograr un mejor desempeño biológico de la especie en condiciones de cautiverio.

1.4 Hipótesis

La lobina rayada aclimatada a una temperatura de 24 °C, tendrá un mayor desempeño en variables de crecimiento y respuesta hematológica en comparación con los peces aclimatados en el intervalo térmico de 16 a 21 °C.

1.5 Objetivos

1.5.1 Objetivo general

Evaluar los parámetros hematológicos y de crecimiento de lobina rayada (*Morone saxatilis*) a distintas temperaturas de aclimatación.

1.5.2 Objetivos específicos

1. Evaluar el efecto de la temperatura de aclimatación (16, 19, 21 y 24 °C) en la supervivencia y el crecimiento (ganancia de peso, tasa de crecimiento específica, coeficiente de crecimiento térmico, índice de condición de Fulton, tasa de conversión alimenticia, índice hepatosomático e índice viscerosomático) de lobina rayada.

2. Evaluar la respuesta hemática (conteo total de eritrocitos, índices eritrocitarios, hematocrito, concentración de hemoglobina, conteo total de leucocitos, diferencial de leucocitos y trombocitos) de lobina rayada aclimatada a las diferentes temperaturas.
3. Evaluar el efecto de la temperatura de aclimatación (16, 19, 21 y 24 °C) en la química sanguínea (enzimas alanina y aspartato aminotransferasas, proteína total, albúmina, globulinas, relación albúmina/globulina, colesterol, triglicéridos, glucosa y lactato) de lobina rayada.
4. Evaluar el efecto de la temperatura de aclimatación (16, 19, 21 y 24 °C) en los gases, electrolitos y estado ácido – base en sangre ($p\text{CO}_2$, $p\text{O}_2$, $c\text{SO}_2$, $c\text{TCO}_2$, Na^+ , Ca^{++} , K^+ , pH, CHCO_3) de lobina rayada.

Capítulo 2. Metodología

2.1 Obtención de juveniles

Los juveniles de lobina rayada (*M. saxatilis*) con un peso de ~3.38 g, fueron proporcionados por la empresa Pacifico Aquaculture S.A.P.I de C.V. en Ensenada, Baja California, México. Las 350 lobinas se colocaron en un tanque de 1500 l conectado a un sistema de flujo abierto de agua de mar, ubicado en el laboratorio húmedo del Departamento de Acuicultura del CICESE. Durante el mantenimiento de los peces se registró una temperatura de 22.4 ± 0.4 °C, una concentración de oxígeno disuelto de 8.5 ± 0.7 mg l⁻¹ y salinidad de 33.8 ± 0.9 ppm. Dichos parámetros de calidad fueron medidos diariamente con un multiparámetros YSI 2030. El nitrógeno amoniacal total, nitritos y nitratos, fueron medidos cada tercer día con kits colorimétricos de la marca API®, manteniendo valores <1.0 mg l⁻¹ de nitrógeno amoniacal total y <0.25 mg l⁻¹ de nitritos y nitratos. Los organismos fueron alimentados a razón del 3% de su biomasa con alimento comercial de la marca EWOS con 54% proteína y 14% de lípidos, el cual se suministró tres veces al día.

2.2 Diseño experimental

Se utilizaron 12 tanques con una capacidad de 430 l conectados a un sistema de flujo abierto de agua de mar, con un recambio de agua del 200% diario, en donde se establecieron cada una de las cuatro temperaturas de aclimatación (16, 19, 21 y 24 °C), por triplicado. Dichas temperaturas se alcanzaron mediante la disminución o aumento de 1 °C por día, hasta llegar a la condición térmica establecida en cada uno de los tanques. Para establecer y mantener cada una de las temperaturas se utilizaron cajas electrónicas programadas y calentadores de titanio de 1000 W para las temperaturas de 21 y 24 °C, y enfriadores Aqualogic para la temperatura de 16 y 19 °C. Las lobinas con un peso promedio de 29.4 ± 3.6 g fueron distribuidas en los tanques experimentales, colocando 17 peces por tanque. Durante el periodo de aclimatación, se les suministró la dieta comercial de la marca EWOS con 54% proteína y 14% de lípidos, la cual fue proporcionado dos veces al día, a saciedad aparente. El experimento se llevó a cabo en las instalaciones del Departamento de Acuicultura del CICESE y tuvo una duración de 45 días, durante ese periodo los peces fueron pesados en una báscula OHAUS® modelo Scout Pro y medidos con un ictiómetro al comienzo y cada 15 días hasta finalizar la aclimatación.

Los parámetros fisicoquímicos de temperatura, salinidad y oxígeno disuelto se midieron diariamente con un multiparámetro YSI 2030, y dos veces por semana el nitrógeno amoniacal total, nitritos y nitratos con kits colorimétricos de la marca API® (Tabla 1).

Tabla 1. Parámetros de calidad del agua en las diferentes temperaturas de aclimatación de lobina rayada. Medias \pm desviación estándar.

Temperatura (°C)	Salinidad (ppm)	OD (mg l ⁻¹)	OD (%)	NAT (mg l ⁻¹)	Nitritos (mg l ⁻¹)	Nitratos (mg l ⁻¹)
16.0 \pm 0.15	34.1 \pm 0.06	8.2 \pm 0.17	102 \pm 1.91	0.03 \pm 0.05	<0.25	3.89 \pm 0.96
19.0 \pm 0.04	34.2 \pm 0.07	7.6 \pm 0.30	100 \pm 4.10	0.16 \pm 0.08		4.67 \pm 1.53
21.0 \pm 0.05	34.1 \pm 0.10	7.5 \pm 0.51	103 \pm 7.11	0.13 \pm 0.02		3.83 \pm 0.14
24.0 \pm 0.05	34.1 \pm 0.04	6.8 \pm 0.88	98 \pm 12.75	0.17 \pm 0.09		6.81 \pm 4.26

OD: oxígeno disuelto; NAT: nitrógeno amoniacal total

Al finalizar el periodo de aclimatación, los peces fueron colocados en una cubeta con un volumen de agua de 10 l donde se agregó el aceite de clavo como anestésico a una concentración de 0.05 ml l⁻¹, lo que facilitó el manejo de los organismos de manera segura. Las muestras sanguíneas se recolectaron de la vena caudal con una jeringa de 1cc y aguja de 0.4 x 13 mm. Las muestras de sangre se dividieron en dos fracciones, una parte se colocó en tubos BD microtainer® con EDTA para su posterior análisis y cálculo de los parámetros hematológicos. La segunda fracción se colocó en un tubo de 1.5 ml marca Eppendorf para separar el suero sanguíneo y realizar los análisis de la química sanguínea. Posteriormente, a los peces se les realizó la eutanasia mediante una punción en el cerebro con un disector recto; para extraer el hígado y las vísceras, las cuales fueron pesadas en una balanza analítica (AND® modelo ER-182a) para el cálculo de los índices hepatosomático y viscerosomático.

2.3 Crecimiento

La supervivencia se evaluó diariamente, y fue expresada en porcentaje. En relación con los parámetros productivos, los organismos fueron pesados en una báscula OHAUS® modelo Scout Pro y medidos con un ictiómetro al comienzo y cada 15 días hasta finalizar la aclimatación, posteriormente se realizó el cálculo de cada una de las variables de respuesta con las siguientes fórmulas:

Ganancia de peso (GP)

$$GP = Pf - Pi \quad (1)$$

Donde GP es la ganancia de peso; Pf es el peso final (g) y Pi es peso inicial (g).

Tasa de crecimiento específica (TCE)

$$TCE = \left(\frac{\ln Pf - \ln Pi}{t} \right) \times 100 \quad (2)$$

Donde TCE es la tasa de crecimiento específica; $\ln Pf$ es logaritmo natural del peso final, $\ln Pi$ es logaritmo del peso inicial y t es el tiempo de duración del experimento.

Coefficiente de crecimiento térmico (CCT)

$$CCT = \frac{Pf^{(1/3)} - Pi^{(1/3)}}{T \times \Delta t} \times 1000 \quad (3)$$

Donde CCT es el coeficiente de crecimiento térmico; Pf es el peso final (g); Pi es el peso inicial (g); T es la temperatura del agua (°C); Δt : es el tiempo del cultivo (T x Δt representa la suma térmica en grados-días).

Índice de condición de Fulton (K)

$$K = \left(\frac{P}{L^3} \right) \times 100 \quad (4)$$

Donde K es el índice de condición de Fulton; P es el peso corporal (g) y L es la longitud total (cm).

Tasa de conversión alimenticia (TCA)

$$TCA = \left(\frac{AC}{GP} \right) \quad (5)$$

Donde TCA es la tasa de conversión alimenticia; AC es el alimento consumido (g) y GP es la ganancia de peso (g).

Índice hepatosomático (IHS)

$$IHS = \left(\frac{Ph}{Pt} \right) \times 100 \quad (6)$$

Donde IHS es el índice hepatosomático; Ph es el peso del hígado (g) y Pt es el peso total del pez (g).

Índice viscerosomático (IVS)

$$IVS = \left(\frac{Pv}{Pt} \right) \times 100 \quad (7)$$

Donde IVS es el índice viscerosomático; Pv es el peso de las vísceras (g) y Pt es el peso total del pez (g).

2.4 Hematología

2.4.1 Biometría hemática

Para obtener el hematocrito se usaron tubos capilares con heparina Corning®, los cuales fueron llenados con sangre hasta ocupar $\frac{3}{4}$ y sellados con plastilina. Dichos tubos se centrifugaron durante 10 minutos, a 10,000 RPM (5117.1X·g) en una centrifuga para microhematocrito (Adams CT-2900; Clay Adams®). Posteriormente, estos se situaron en un lector de microhematocrito (Adams A-2970; Clay Adams®), para su medición en relación con la proporción del suero y el paquete celular.

La concentración de hemoglobina (Hb) se midió con unas microcubetas y el equipo HemoCue® Hb 201+, para lo cual se colocó una gota de sangre (10 μ l) en un pedazo ParaFilm®, enseguida se situó verticalmente la microcubeta, se llenó por capilaridad, y se introdujo al analizador, y a través de una reacción de metahemoglobina azídica modificada se obtuvo la concentración y se expresó en g dl⁻¹.

El conteo total de eritrocitos (RBC por sus siglas en inglés), y conteo total de leucocitos (WBC por sus siglas en inglés), se realizó mezclando la muestra de sangre con la solución de Natt-Herrick en una proporción de 1:200, posteriormente se colocó una gota de la dilución en un hematocitómetro (Figura 3) y se realizó el conteo por ambos lados de la cámara, en un microscopio Axio Scope.A1 (Zeiss®). El conteo total de eritrocitos, los índices eritrocitarios y el conteo total de leucocitos fueron calculados con las siguientes fórmulas:

Eritrocitos (RBC) (Witeska *et al.*, 2022)

$$RBC = \left(\frac{\# \text{ de eritrocitos contados}}{0.020} \right) \times 200 \quad (8)$$

Volumen corpuscular medio (MCV)

$$MCV = \left(\frac{Hct (\%)}{RBC \text{ total}} \right) \times 10 \quad (9)$$

Hemoglobina corpuscular media (MCH)

$$MCH = \left(\frac{Hb (g/dl)}{RBC \text{ total}} \right) \times 10 \quad (10)$$

Concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC)

$$MCHC = \left(\frac{Hb \text{ (g/dl)}}{Hct \text{ (\%)}} \right) \times 100 \quad (11)$$

Leucocitos (WBC) (Witeska *et al.*, 2022)

$$WBC = \left(\frac{\# \text{ de glóbulos blancos}}{0.8} \right) \times 200 \quad (12)$$

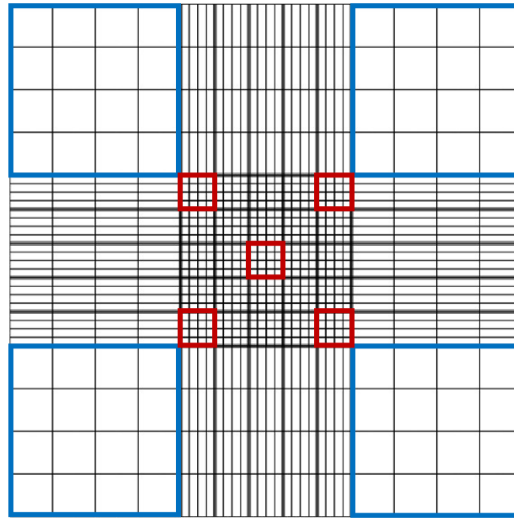


Figura 3. Hematómetro. RBC en cuadrantes marcados con color rojo y WBC en cuadrantes marcados con color azul.

El conteo diferencial de leucocitos y trombocitos se realizó por medio de frotis sanguíneos, colocando una alícuota de sangre en el extremo de un portaobjetos, y con otro portaobjetos en un ángulo de 45° se extendió la muestra hacia el extremo, y se dejó secar al aire. Los frotis sanguíneos fueron teñidos utilizando la metodología del kit Hemacolor, en la cual primero se sumergieron cinco veces por un segundo en la solución fijadora con metanol (Reactivo 1), después se colocaron tres veces por un segundo en la solución con eosina A (Reactivo 2), posteriormente fueron sumergidos en la solución con azul B (Reactivo 3), seis veces durante un segundo, y por último, se colocaron en una solución tampón con pH 7.2 (Reactivo 4), y se dejaron secar a temperatura ambiente. Una vez secos, las laminillas se cubrieron con un cubreobjetos y fueron sellados con resina Cytoseal® 60. Los frotis sanguíneos se observaron por medio de un microscopio Axio Scope.A1 (Zeiss®) con el objetivo 63X, y se realizó el conteo hasta llegar a número de 100 células.

2.4.2 Química sanguínea

Los valores de glucosa, lactato, presión parcial de dióxido de carbono (pCO_2), presión parcial de oxígeno (pO_2), saturación de oxígeno (cSO_2), dióxido de carbono total ($cTCO_2$), Na^+ , Ca^{++} , K^+ , pH y bicarbonato ($cHCO_3$), fueron determinados en el equipo epoc® para análisis de sangre. Para realizar estos análisis, se utilizó una tarjeta de análisis epoc®, la cual se insertó en la ranura del equipo, posteriormente la sangre fue colocada en la tarjeta por medio de una jeringa de 3 ml sin aguja posicionada verticalmente en el orificio de entrada de la tarjeta, en seguida se inyectó cuidadosamente la sangre y después de tres minutos aproximadamente, los resultados se visualizaron en la pantalla del equipo.

El suero previamente ultracongelado ($-80\text{ }^\circ\text{C}$) se descongeló en un recipiente con hielo, para realizar el análisis de alanina aminotransferasa, aspartato aminotransferasa, proteína total, albúmina, colesterol y triglicéridos.

2.4.2.1 Alanina aminotransferasa

La concentración de alanina aminotransferasa fue determinada a través de la metodología del kit ELITechGroup. Se colocaron 200 μl de reactivo de trabajo y 10 μl de suero en una microplaca con 96 pocillos por triplicado. Posteriormente la microplaca fue introducida en el espectrofotómetro Varioskan Flash marca Thermo Scientific, se incubó a una temperatura de $37\text{ }^\circ\text{C}$ y se realizó la lectura de la absorbancia al minuto 1, 2 y 3, a una longitud de onda de 340 nm. Para el cálculo de las concentraciones, se utilizó la fórmula $\Delta A/\text{min} \times 3333$, considerando la diferencia de las absorbancias entre el minuto 1 y 2.

2.4.2.2 Aspartato aminotransferasa

La concentración de aspartato aminotransferasa fue determinada a través de la metodología del kit ELITechGroup. Se colocaron 200 μl de reactivo de trabajo y 10 μl de suero en una microplaca con 96 pocillos por triplicado. Posteriormente la microplaca fue introducida en el espectrofotómetro Varioskan Flash marca Thermo Scientific, se incubó a una temperatura de $37\text{ }^\circ\text{C}$ y se realizó la lectura de la absorbancia al minuto 1, 2 y 3, a una longitud de onda de 340 nm. Para el cálculo de las concentraciones, se utilizó la fórmula $\Delta A/\text{min} \times 3333$, considerando la diferencia de las absorbancias entre el minuto 1 y 2.

2.4.2.3 Proteína total

La concentración de proteína total (PT) fue determinada a través de la metodología del kit ELITechGroup. Se realizó una curva de calibración por medio de diluciones de agua destilada y la solución estándar (Std) de 6 g dl⁻¹ del kit Total Protein Plus. Las concentraciones preparadas en tubos Eppendorf de 1.5 ml fueron 60, 30, 15, 7.5, 6, 3.75, 1.875 mg ml⁻¹. Se colocaron 200 µl del reactivo R y 2 µl de las concentraciones o de suero en una microplaca con 96 pocillos, y posteriormente esta fue introducida en el espectrofotómetro Varioskan durante un periodo de incubación de 10 minutos a 37 °C, y se registró la absorbancia con una longitud de onda de 546 nm. Los valores obtenidos fueron sustituidos en la ecuación de la regresión lineal de la curva de calibración.

2.4.2.4 Albúmina

La concentración de albúmina fue determinada a través de la metodología especificada en el kit ELITechGroup. Se realizó una curva de calibración por medio de diluciones de agua destilada y la solución estándar (Std) de 3.5 g dl⁻¹ del kit Albumin. Las concentraciones preparadas en tubos Eppendorf de 1.5 ml fueron 17.5, 8.75, 4.37, 2.18 y 1.09 mg ml⁻¹. Se colocaron 200 µl del reactivo R y 2 µl de las concentraciones o de suero en una microplaca con 96 pocillos, y posteriormente esta fue introducida en el espectrofotómetro Varioskan durante un periodo de incubación de 1 minuto a 37 °C, y se registró la absorbancia con una longitud de onda de 620 nm. Los valores obtenidos fueron sustituidos en la ecuación de la regresión lineal de la curva de calibración.

2.4.2.5 Colesterol

La concentración de colesterol fue determinada a través de la metodología del kit ELITechGroup. Se realizó una curva de calibración por medio de diluciones de agua destilada y la solución estándar (Std) de 200 mg dl⁻¹ del kit Cholesterol SL. Las concentraciones preparadas en tubos Eppendorf de 1.5 ml fueron 2, 1, 0.5, 0.25, 0.2, 0.125, 0.063 mg ml⁻¹. Se colocaron 200 µl del reactivo R y 2 µl de las concentraciones o de suero en una microplaca con 96 pocillos, posteriormente fue introducida en el espectrofotómetro Varioskan durante un periodo de incubación de 5 minutos a 37 °C, y se registró la absorbancia con una longitud de onda de 505 nm. Los valores obtenidos fueron sustituidos en la ecuación de la regresión lineal de la curva de calibración.

2.4.2.6 Triglicéridos

La concentración de triglicéridos fue determinada a través de la metodología del kit ELITechGroup. Se realizó una curva de calibración por medio de diluciones de agua destilada y la solución estándar (Std) de 200 mg dl⁻¹ del kit Triglycerides Mono SL New. Las concentraciones preparadas en tubos Eppendorf de 1.5 ml fueron 2, 1, 0.5, 0.25, 0.2, 0.125, 0.063 mg ml⁻¹. Se colocaron 200 µl del reactivo R y 2 µl de las concentraciones o de suero en una microplaca con 96 pocillos, y posteriormente esta fue introducida en el espectrofotómetro Varioskan durante un periodo de incubación de 10 minutos a 37 °C, y se registró la absorbancia con una longitud de onda de 505 nm. Los valores obtenidos fueron sustituidos en la ecuación de la regresión lineal de la curva de calibración.

2.5 Análisis estadístico

Los análisis estadísticos para los datos de parámetros de crecimiento y hematológicos se efectuaron mediante el uso del software STATISTICA Versión 10. Se evaluó la normalidad y homogeneidad de varianzas a través de la prueba de Shapiro-Wilk y Bartlett, respectivamente. En caso de cumplir con los supuestos, se realizó un ANOVA de una vía. Posteriormente para determinar las diferencias entre tratamientos se realizó una prueba post hoc de Tukey. En caso de no cumplirse con el supuesto de homogeneidad de varianzas, se realizó una prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis y una prueba post hoc de Dunn para conocer las diferencias entre rangos. Las diferencias significativas se determinaron con un $\alpha= 0.05$.

Capítulo 3. Resultados

3.1 Crecimiento

En todos los tratamientos se tuvo una supervivencia del 100%. En relación con el peso final, ganancia de peso, tasa de crecimiento específica, coeficiente de crecimiento térmico y tasa de conversión alimenticia se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) (Tabla 2). Los peces con un mayor crecimiento al día 45 del cultivo fueron los aclimatados a una temperatura de 24 °C, mientras que las lobinas con un menor crecimiento fueron aquellas que se mantuvieron a 16 °C (Figura 3). En cuanto a los peces aclimatados a 19 y 21 °C, no hubo diferencias entre sí. En el índice de condición de Fulton no se registraron diferencias significativas ($p > 0.05$). En relación con la tasa de conversión alimenticia, se observó una disminución a medida que aumentaba la temperatura, siendo los organismos aclimatados a 16 °C los que presentaron la mayor TCA, significativamente diferente a la registrada en 19, 21 y 24 °C. En el caso del índice hepatosomático, el menor índice se registró en los peces aclimatados a 24 °C (2.06 ± 0.42), por el contrario, las lobinas a 16 °C tuvieron el mayor índice (2.91 ± 0.74). En relación con el índice viscerosomático, las lobinas aclimatadas a 24 °C obtuvieron el menor índice (4.49 ± 1.77), en comparación a los organismos aclimatados a las temperaturas de 16, 19 y 21 °C.

En general, en cuanto a los parámetros de crecimiento e índices hepatosomático y viscerosomático, las principales diferencias se encontraron en los extremos térmicos (16 y 24 °C), mientras que en las temperaturas de 19 y 21 °C, los valores fueron muy similares.

3.2 Hematología

3.2.1 Biometría hemática

En relación con el hematocrito, eritrocitos y volumen corpuscular medio no se presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$). En la concentración de hemoglobina, se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los juveniles de lobina aclimatados a 16 °C, en los cuales se registró la mayor concentración comparado con los organismos de 21 y 24 °C, los cuales tuvieron las menores concentraciones de Hb con

valores de 8.9 y 9.1 g dl⁻¹, respectivamente (Tabla 3). En cuanto a los leucocitos, la mayor concentración se observó en los peces aclimatados a 19 °C ($12.5 \pm 2.44 \times 10^3$ cel μl^{-1}), mientras que la menor se encontró en el tratamiento de 21 °C ($6.7 \pm 4.34 \times 10^3$ cel μl^{-1}), siendo diferentes significativamente entre sí ($p < 0.05$). Los juveniles aclimatados a 16 °C no fueron diferentes con respecto a los 19 y 24 °C, y el tratamiento de 24 °C, en comparación con 21 °C. En relación con la hemoglobina corpuscular media (MCH) se observó que conforme la temperatura aumentaba, la concentración disminuía, registrando diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tratamientos 16 y 19 °C, con respecto a las temperaturas de 21 y 24 °C. El valor más alto de la concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC) se registró en los peces a una temperatura de 16 °C (27.6 ± 1.38 g dl⁻¹) ($p < 0.05$), en comparación a los de 21 y 24 °C, mientras que el mínimo se observó en las lobinas de la condición térmica de 21 °C (23.7 ± 1.79 g dl⁻¹) (Tabla 3).

Tabla 2. Parámetros de crecimiento de lobina rayada (*M. saxatilis*) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.

	16 °C	19 °C	21 °C	24 °C	<i>p</i>
Supervivencia (%)	100	100	100	100	
PI (g)	29.01 \pm 3.87	30.39 \pm 3.08	28.92 \pm 3.67	29.39 \pm 3.65	> 0.05
PF (g)	37.04 \pm 5.84 ^a	50.53 \pm 7.04 ^b	50.87 \pm 7.40 ^b	61.32 \pm 10.45 ^c	< 0.001
GP (g)	8.02 \pm 1.99 ^a	20.14 \pm 3.73 ^b	21.95 \pm 3.12 ^b	31.93 \pm 1.55 ^c	< 0.001
TCE (% día⁻¹)	0.57 \pm 0.12 ^a	1.20 \pm 0.14 ^b	1.34 \pm 0.16 ^b	1.75 \pm 0.07 ^c	< 0.001
CCT	0.27 \pm 0.06 ^a	0.60 \pm 0.08 ^b	0.67 \pm 0.08 ^b	0.90 \pm 0.03 ^c	< 0.001
K	1.13 \pm 0.05	1.14 \pm 0.02	1.13 \pm 0.01	1.14 \pm 0.03	> 0.05
TCA	2.00 \pm 0.30 ^a	1.11 \pm 0.17 ^b	1.14 \pm 0.15 ^b	0.93 \pm 0.09 ^b	< 0.001
IHS	2.91 \pm 0.74 ^a	2.49 \pm 0.49 ^b	2.27 \pm 0.27 ^b	2.06 \pm 0.42 ^c	< 0.001
IVS	5.68 \pm 1.11 ^a	6.03 \pm 1.21 ^a	5.36 \pm 0.81 ^a	4.49 \pm 1.77 ^b	< 0.001

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

PI: peso inicial; PF: peso final; GP: ganancia de peso; TCE: tasa de crecimiento específica; CCT: coeficiente de crecimiento térmico; K: índice de condición de Fulton; TCA: tasa de conversión alimenticia; IHS: índice hepatosomático; IVS: índice viscerosomático.

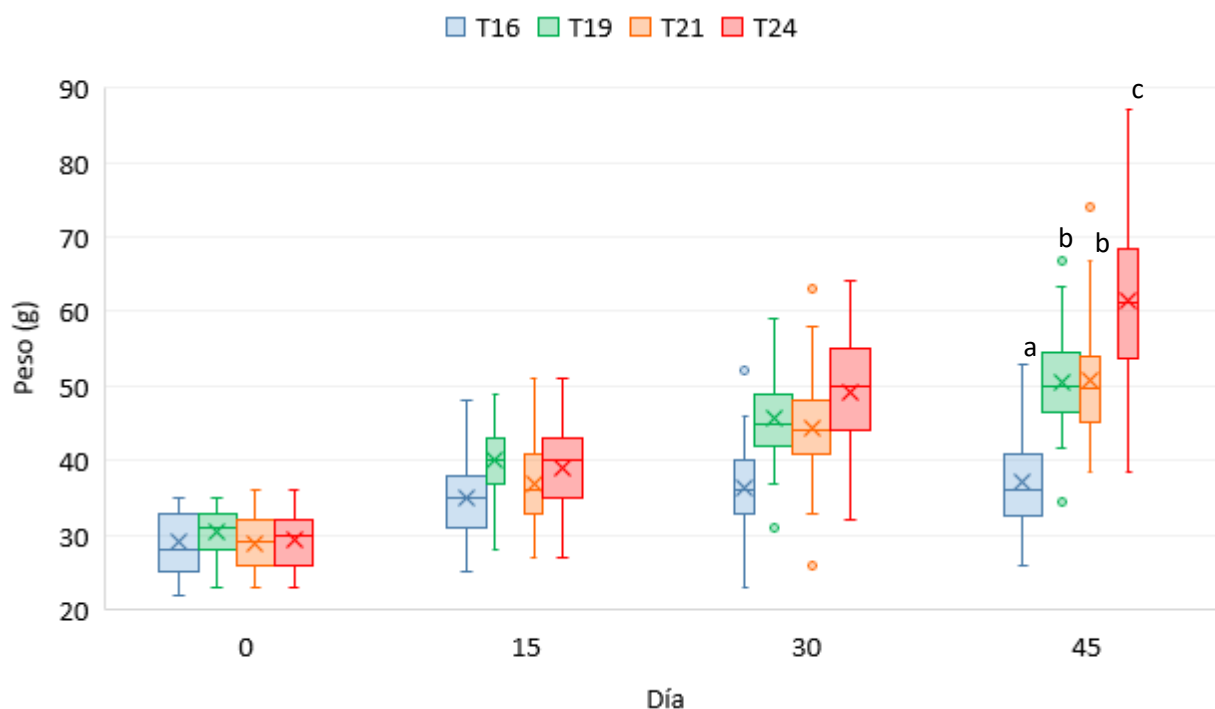


Figura 4. Crecimiento de lobina rayada (*M. saxatilis*) aclimatada a diferentes temperaturas. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) al día 45 de cultivo.

Tabla 3. Parámetros hemáticos de lobina rayada (*M. saxatilis*) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar

	16 °C	19 °C	21 °C	24 °C	<i>p</i>
Hct (%)	36 \pm 1.84	36 \pm 3.37	37 \pm 4.10	36 \pm 2.58	> 0.05
Hb (g dl⁻¹)	10.0 \pm 0.61 ^a	9.4 \pm 0.75 ^{ab}	8.9 \pm 0.64 ^b	9.1 \pm 0.62 ^b	< 0.001
RBC (x10⁶ cel μl⁻¹)	3.21 \pm 2.83	3.09 \pm 3.31	3.32 \pm 2.95	3.22 \pm 2.80	> 0.05
WBC (x10³ cel μl⁻¹)	10.9 \pm 2.56 ^{ac}	12.5 \pm 2.44 ^a	6.7 \pm 4.34 ^b	8.19 \pm 3.50 ^{bc}	< 0.001
MCV (fl)	114.3 \pm 10.25	118.7 \pm 15.86	114.1 \pm 10.17	113.7 \pm 11.93	> 0.05
MCH (pg)	31.5 \pm 2.47 ^a	30.6 \pm 2.70 ^a	27.0 \pm 1.92 ^b	28.4 \pm 1.82 ^b	< 0.001
MCHC (g dl⁻¹)	27.6 \pm 1.38 ^a	26.0 \pm 1.60 ^{ab}	23.7 \pm 1.79 ^c	25.2 \pm 2.00 ^{bc}	< 0.001

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

Hct: hematocrito; Hb: hemoglobina; RBC: eritrocitos (RBC, por sus siglas en inglés); WBC: leucocitos (WBC, por sus siglas en inglés); MCV: volumen corpuscular medio (MCV, por sus siglas en inglés); MCH: hemoglobina corpuscular media (MCH, por sus siglas en inglés); MCHC: concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC, por sus siglas en inglés)

En relación con el conteo diferencial de leucocitos, específicamente en el porcentaje de basófilos y eosinófilos no se realizó análisis estadístico debido a que sólo se encontraron presentes en la temperatura de 16 °C (Tabla 4), lo cual podría deberse a la técnica utilizada para el conteo de las células. En cuanto a los linfocitos, la presencia de este tipo celular fue mayor en los peces de la temperatura de 21 °C, en comparación con 19 y 24 °C ($p < 0.05$), en las cuales el porcentaje fue de 32.2 y 31.9% respectivamente. Los peces aclimatados a la condición térmica de 16 °C no mostraron diferencias con respecto a los peces de 19, 21 y 24 °C. Con respecto a los monocitos se observó un mayor porcentaje (3.33%) en los peces en una condición térmica de 16°C, en comparación con los de 19 y 24 °C ($p < 0.05$). En el caso del tratamiento de 21 °C, no fue diferente en relación con los de 16, 19 y 24°C. En relación con los neutrófilos, el tratamiento de 16 °C fue significativamente diferente de 19 °C ($p < 0.05$), con el mayor porcentaje (6.66%) en 16 °C, mientras que el menor porcentaje fue en los peces aclimatados a 19 °C. En el caso de las lobinas aclimatadas a 21 y 24 °C no se encontraron diferencias con respecto a 16 y 19 °C. En el porcentaje de trombocitos se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las temperaturas de 16 y 21 °C con respecto, a los tratamientos de 19 y 24 °C (Tabla 4).

Tabla 4. Conteo diferencial de leucocitos y trombocitos de lobina rayada (*M. saxatilis*) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar

	16 °C	19 °C	21 °C	24 °C	<i>p</i>
Linfocitos (%)	38.40 \pm 8.36 ^{ab}	32.20 \pm 8.33 ^a	42.86 \pm 6.12 ^b	31.93 \pm 8.16 ^a	< 0.001
Monocitos (%)	3.33 \pm 2.28 ^a	0.66 \pm 1.11 ^b	1.60 \pm 2.22 ^{ab}	1.0 \pm 1.30 ^b	< 0.01
Neutrófilos (%)	6.66 \pm 3.90 ^a	2.13 \pm 2.53 ^b	5.33 \pm 5.75 ^{ab}	3.86 \pm 2.85 ^{ab}	< 0.01
Basófilos (%)	0.33 \pm 0.61	ND	ND	ND	
Eosinófilos (%)	0.26 \pm 0.45	ND	ND	ND	
Trombocitos (%)	51.00 \pm 7.29 ^a	65.00 \pm 9.41 ^b	50.20 \pm 7.22 ^a	63.20 \pm 9.11 ^b	< 0.001

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

ND: no detectable

3.2.2 Química sanguínea

En relación con la química sanguínea, específicamente en alanina aminotransferasa, aspartato aminotransferasa, albúmina, pH, Ca⁺⁺, K⁺, lactato y bicarbonato (HCO₃) no se registraron diferencias significativas ($p > 0.05$). En la concentración de proteína total y globulinas de los peces, se observaron

diferencias significativas ($p < 0.05$), con una mayor concentración en la temperatura de 24 °C, en comparación con 19 y 21 °C, mientras que 16 °C no fue diferente de 19, 21 y 24 °C para ambas (Tabla 5). En la relación albúmina/globulina, se observó el valor mínimo en los peces aclimatados a 24 °C, siendo diferente significativamente ($p < 0.05$) de 16, 19 y 21 °C. En cuanto a los niveles de colesterol se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los organismos aclimatados a 16 °C, en comparación con 19 y 24 °C. El tratamiento de 21 °C no fue diferente de 16 y 24 °C. En relación con los triglicéridos se registraron diferencias en los peces de la condición térmica de 16 °C con respecto a los de 19 °C, mientras que 21 y 24 °C no fue diferentes de 16 y 19 °C. En glucosa se observó que conforme la temperatura incrementaba, los niveles aumentaban, con diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las condiciones de 16 y 24 °C. En las lobinas de las temperaturas de 19 y 21 °C, la concentración de glucosa no fue diferente con respecto a 16 y 24 °C.

Tabla 5. Parámetros bioquímicos de lobina rayada (*M. saxatilis*) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.

	16 °C	19 °C	21 °C	24 °C	<i>p</i>
ALT (U l⁻¹)	18.52 \pm 21.20	17.66 \pm 29.63	14.43 \pm 13.75	21.39 \pm 15.83	> 0.05
AST (U l⁻¹)	9.26 \pm 10.60	8.83 \pm 14.81	7.21 \pm 6.87	10.69 \pm 7.91	> 0.05
PT (g dl⁻¹)	5.62 \pm 1.05 ^{abc}	4.77 \pm 0.79 ^{ab}	5.05 \pm 1.08 ^{ab}	6.41 \pm 1.45 ^c	< 0.001
Albúmina (g dl⁻¹)	1.54 \pm 0.21	1.43 \pm 0.17	1.39 \pm 0.21	1.46 \pm 0.16	> 0.05
Globulinas (g dl⁻¹)	4.08 \pm 0.91 ^{abc}	3.33 \pm 0.79 ^{ab}	3.66 \pm 0.96 ^{ab}	4.98 \pm 1.34 ^c	< 0.001
A/G	0.38 \pm 0.07 ^a	0.47 \pm 0.20 ^a	0.39 \pm 0.08 ^a	0.29 \pm 0.05 ^b	< 0.001
Colesterol (mg dl⁻¹)	2.72 \pm 0.45 ^a	1.92 \pm 0.33 ^b	2.39 \pm 0.38 ^{ac}	2.11 \pm 0.24 ^{bc}	< 0.001
Triglicéridos (mg dl⁻¹)	2585.11 \pm 639.38 ^a	2008.14 \pm 424.56 ^b	2480.72 \pm 509.75 ^{ab}	2448.29 \pm 347.12 ^{ab}	< 0.05
Glucosa (mg dl⁻¹)	101.6 \pm 43.81 ^a	152.9 \pm 48.30 ^{ab}	140.5 \pm 31.27 ^{ab}	190.5 \pm 106.67 ^b	< 0.05
Lactato (mmol l⁻¹)	4.15 \pm 1.76	7.19 \pm 3.72	5.34 \pm 2.24	6.79 \pm 2.62	> 0.05

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

ALT: alanina aminotransferasa; AST: aspartato aminotransferasa; PT: proteína total; A/G: relación albúmina/globulina.

En relación con las evaluaciones de gasometría, en la presión parcial de dióxido de carbono ($p\text{CO}_2$), se registró el valor más alto (27.56 ± 4.74 mmHg) en los peces de 19°C , mientras que el menor (19.79 ± 3.27 mmHg) fue en la temperatura de 16°C ($p < 0.05$), las temperaturas de 21 y 24°C no fueron diferentes en comparación a 16 y 19°C (Tabla 6). En la presión parcial de oxígeno ($p\text{O}_2$) se observó el valor mínimo en aquellos peces aclimatados a una temperatura de 16 y 24°C , mientras que el valor máximo se encontró en los de 21°C . El tratamiento de 19°C no fue diferente en comparación con los de 16 , 21 y 24°C . En cuanto a la saturación de oxígeno ($c\text{SO}_2$) se registraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las lobinas de 21°C con respecto a las de 24°C , mientras que los peces de la condición de 16 y 19°C no fue diferentes de los tratamientos de 21 y 24°C .

En cuanto a la concentración de Na^+ y dióxido de carbono total ($c\text{TCO}_2$), no se realizó análisis estadístico, ya que algunos valores eran superiores o inferiores del intervalo que el programa de análisis de sangre epoc[®] puede determinar. En el caso del ion Na^+ sólo en los tratamientos de 19 ($n=3$, 171 ± 4 mmol l^{-1}) y 24°C ($n=1$, 169 mmol l^{-1}) se registraron valores menores < 180 .

Tabla 6. Gases, electrolitos y estado ácido – base en sangre de lobina rayada (*M. saxatilis*) aclimatada a diferentes temperaturas. Medias \pm desviación estándar.

	16 °C	19 °C	21 °C	24 °C	p
pCO₂ (mmHg)	19.79 ± 3.27^a	27.56 ± 4.74^b	24.17 ± 2.82^{ab}	25.07 ± 6.58^{ab}	< 0.01
pO₂ (mmHg)	27.93 ± 11.34^a	30.12 ± 12.59^{ab}	43.81 ± 13.84^b	29.16 ± 9.83^a	< 0.05
cSO₂ (%)	30.23 ± 16.62^{ab}	31.11 ± 21.09^{ab}	50.84 ± 17.31^a	28.58 ± 13.17^b	< 0.05
cTCO₂ (mmol l⁻¹)	6.15 ± 0.47	6.84 ± 1.73	6.40 ± 1.02	7.78 ± 9.40	
Na⁺ (mmol l⁻¹)	>180	>180	>180	>180	
Ca⁺⁺ (mmol l⁻¹)	1.72 ± 0.15	1.82 ± 0.20	1.77 ± 0.08	1.92 ± 0.53	> 0.05
K⁺ (mmol l⁻¹)	3.46 ± 0.27	3.65 ± 0.31	3.82 ± 0.35	3.65 ± 0.66	> 0.05
pH	7.0 ± 0.08	6.9 ± 0.15	6.9 ± 0.06	6.9 ± 0.10	> 0.05
cHCO₃ (mmol l⁻¹)	5.01 ± 0.94	5.99 ± 1.80	4.94 ± 1.21	5.40 ± 2.00	> 0.05

Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

pCO₂: presión parcial de dióxido de carbono; pO₂: presión parcial de oxígeno; cSO₂: saturación de oxígeno; cTCO₂: dióxido de carbono total; Na⁺: ion sodio; Ca⁺⁺: ion calcio; K⁺: ion potasio; cHCO₃: bicarbonato.

Los valores base del perfil sanguíneo para lobina rayada, se establecieron con base en la condición térmica donde los peces tuvieron el mejor desempeño en crecimiento. En la tabla 7 se muestran los valores mínimos, máximos y las medias con su desviación estándar para *M. saxatilis* aclimatada a 24 °C.

Tabla 7. Perfil sanguíneo con valores base para juveniles de lobina rayada (*M. saxatilis*) aclimatada a 24 °C.

	Media ± DE	Mínimo – Máximo
Hct (%)	36 ± 2.58	32 – 40
Hb (g dl⁻¹)	9.1 ± 0.62	8.1 – 10.6
RBC (x10⁶ cel μl⁻¹)	3.22 ± 2.80	2.71 – 3.74
WBC (x10³ cel μl⁻¹)	8.19 ± 3.50	3.68 – 14.4
MCV (fl)	113.7 ± 11.93	95.2 – 134.9
MCH (pg)	28.4 ± 1.82	25.9 – 32.2
MCHC (g dl⁻¹)	25.2 ± 2.00	20.7 – 27.8
ALT (U l⁻¹)	21.39 ± 15.83	7.74 – 70.04
AST (U l⁻¹)	10.69 ± 7.91	3.87 – 35.02
PT (g dl⁻¹)	6.41 ± 1.45	4.94 – 10.39
Albúmina (g dl⁻¹)	1.46 ± 0.16	1.21 – 1.84
Globulinas (g dl⁻¹)	4.98 ± 1.34	3.64 – 8.55
A/G	0.29 ± 0.05	0.19 – 0.36
Colesterol (mg dl⁻¹)	2.11 ± 0.24	1.67 – 2.51
Triglicéridos (mg dl⁻¹)	2448.29 ± 347.12	1767.81 – 2986.96
Glucosa (mg dl⁻¹)	190.5 ± 106.67	97.0 – 457.0
Lactato (mmol l⁻¹)	6.79 ± 2.62	2.63 – 11.07
pCO₂ (mmHg)	25.07 ± 6.58	18.10 – 39.00
pO₂ (mmHg)	29.16 ± 9.83	9.40 – 47.80

cSO₂ (%)	28.58 ± 13.17	4.40 – 52.80
cTCO₂ (mmol l⁻¹)	7.78 ± 9.40	6.00 – 9.40
Na⁺ (mmol l⁻¹)	>180	
Ca⁺⁺ (mmol l⁻¹)	1.92 ± 0.53	1.63 – 3.50
K⁺ (mmol l⁻¹)	3.65 ± 0.66	1.91 – 4.40
pH	6.9 ± 0.10	6.8 – 7.2
cHCO₃ (mmol l⁻¹)	5.40 ± 2.00	3.30 – 8.70

Hct: hematocrito; Hb: hemoglobina; RBC: eritrocitos (RBC, por sus siglas en inglés); WBC: leucocitos (WBC, por sus siglas en inglés); MCV: volumen corpuscular medio (MCV, por sus siglas en inglés); MCH: hemoglobina corpuscular media (MCH, por sus siglas en inglés); MCHC: concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC, por sus siglas en inglés); ALT: alanina aminotransferasa; AST: aspartato aminotransferasa; PT: proteína total; A/G: relación albúmina/globulina; pCO₂: presión parcial de dióxido de carbono; pO₂: presión parcial de oxígeno; cSO₂: saturación de oxígeno; cTCO₂: dióxido de carbono total; Na⁺: ion sodio; Ca⁺⁺: ion calcio; K⁺: ion potasio; cHCO₃: bicarbonato.

Capítulo 4. Discusión

Los peces poseen la capacidad de compensar los cambios de temperatura a través de respuestas fisiológicas, las cuales involucran desde el nivel molecular, celular, tisular, órganos y sistemas. En el sistema digestivo de los peces, el aumento de la temperatura provoca que el proceso de digestión se vuelve más eficiente en menor tiempo, lo que acelera el retorno del apetito. Esto se traduce en un mayor consumo de alimento y, consecuentemente, en un crecimiento más rápido (Handeland *et al.*, 2008; Nakagawa, 2017).

Los peces en estadio juvenil, generalmente se encuentran en temperaturas altas dentro de su zona de tolerancia térmica, ya que esto ocasiona que su metabolismo aumente, logrando acelerar el proceso de crecimiento (Currie y Schulte, 2014). En el presente estudio se observó un mayor crecimiento de las lobinas aclimatadas a 24 °C, el cual se vio reflejado en diversos parámetros productivos, como PF, GP y TCE. Estos resultados son similares a los reportados por Ruyet *et al.* (2004) con *D. labrax* cultivada en agua de mar, en donde se observó la mayor TCE (1.3 % día⁻¹) en los peces aclimatados a una temperatura 25 °C, mientras que la menor TCE (0.45% día⁻¹) se registró a 13 °C. De igual manera, Islam *et al.* (2020) reportaron valores máximos de PF, GP y TCE en *D. labrax*, en la condición térmica de 24 °C, mientras que el menor crecimiento fue en los organismos aclimatados a 8 y 32 °C.

En la especie *Tor tramboides* se ha reportado un mayor desempeño biológico en condiciones térmicas elevadas (Das *et al.*, 2018). Los autores utilizaron cinco temperaturas de aclimatación (22, 24, 26, 28 y 30 °C), y reportaron que la mayor GP y TCE se obtuvieron en los peces aclimatados a 30 °C, mientras que en 22 °C se registró un menor crecimiento. Este comportamiento es similar al observado en el presente estudio con lobina rayada, en el cual se observó que conforme la temperatura disminuye, el crecimiento de los peces se reduce. Handeland *et al.* (2008), registraron la menor GP y TCE en salmón del Atlántico (*Salmo salar*) aclimatado a 6 °C, la cual corresponde la temperatura mínima utilizada en el estudio. Igualmente, Araújo *et al.* (2023) reportaron valores mínimos de PF y GP en salmones Chinook (*Oncorhynchus tshawytscha*) en la condición térmica mínima (8 °C), mientras que, en relación con la TCE, registraron valores altos (1.7% día⁻¹) en las dos temperaturas de aclimatación máximas (16 y 20 °C), similar a los resultados obtenidos (1.75 ± 0.07% día⁻¹) en el presente estudio con lobina rayada. En contraste, Guirado Flores (2022) no reportó diferencias significativas entre las condiciones térmicas (16, 19 y 22 °C) para las variables de PF, GP y TCE en trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*).

En relación con el CCT, se registraron valores máximos en las lobinas aclimatadas a 24 °C, mientras que los mínimos se observaron en la condición térmica de 16 °C, en contraste con el presente estudio, Islam *et al.* (2020) no reportaron diferencias significativas en el CCT entre los tratamientos de 16 y 24 °C, sin embargo, el mayor crecimiento de *D. labrax* se observó en la temperatura de 24 °C, reflejado en las variables de PF, GP y TCE. No obstante, a pesar de que dichos autores no registraron diferencias en el CCT entre las condiciones térmicas de 16 y 24 °C, se observa un comportamiento favorable en el CCT conforme la temperatura de aclimatación incrementa, siendo de 1.46 ± 0.05 y 1.89 ± 0.03 , respectivamente. Aunque los peces juveniles generalmente presentan un mejor crecimiento en condiciones térmicas altas, temperaturas por encima de su rango térmico óptimo pueden afectar su desempeño. Araújo *et al.* (2023), reportaron una disminución en el CCT en *O. tshawytscha* a una temperatura de 20 °C, en comparación a las otras temperaturas de aclimatación utilizadas (8, 12 y 16 °C).

Con respecto al índice de condición de Fulton (K), en el presente estudio no se registraron diferencias significativas entre las diferentes temperaturas de aclimatación, lo cual coincide con el estudio realizado en lobina europea, en donde el rango fue de 1.12 a 1.22, sin diferencias entre los tratamientos (Islam *et al.*, 2020). En contraste a la presente investigación con lobina rayada, Araújo *et al.* (2023), registraron diferencias entre las condiciones térmicas utilizadas en salmón Chinook, observando una tendencia en el incremento de K, conforme aumentó la temperatura; es importante resaltar que esta especie es de aguas frías y los efectos del incremento de temperatura pueden ser diferentes a lo observado en lobina rayada.

La TCA es un indicativo de la capacidad de los peces para transformar el alimento consumido en masa corporal, por lo que, este parámetro está directamente relacionado con el crecimiento de los peces. Al igual que en las variables antes mencionadas, con el aumento de la temperatura se observó una mejoría de la TCA, y las diferencias se encontraron en los peces de la condición de 16 °C, en comparación con 19, 21 y 24 °C. Li *et al.* (2023), observaron en *Coreius guichenoti* la disminución de la TCA en temperaturas altas, y reportaron diferencias significativas en los peces aclimatados a 18 °C, con respecto a los de 22, 26 y 30 °C. Dichos autores mencionan que los procesos digestivos se eficientizan a temperaturas altas dentro del rango óptimo de cada especie, lo cual permite que los peces tengan un crecimiento rápido, lo cual también explica el comportamiento que se tuvo en la TCA con lobina rayada.

En relación con el IHS se observó un comportamiento ascendente conforme la temperatura disminuye. De igual manera, Islam *et al.* (2020) con *D. labrax* cultivada en agua de mar reportaron diferencias significativas entre los tratamientos, con el índice más alto en la condición térmica más baja, y el mínimo en la temperatura más alta. En contraste Araújo *et al.* (2023) con *O. tshawytscha*, no observaron diferencias

significativas entre las condiciones térmicas (8, 12, 16 y 20 °C). El IHS es un indicador de las reservas de energía en el hígado, por lo que este índice está altamente relacionado con la actividad metabólica de los peces (Pham y Van Nguyen, 2019). El aumento en este índice conforme desciende la temperatura, podría deberse a que el requerimiento energético es menor, lo cual ocasiona el aumento del IHS en condiciones térmicas bajas.

En cuanto al IVS se observó una tendencia similar al IHS, en el cual se registró el menor índice en las lobinas de 24 °C con respecto a las aclimatadas a 16, 19 y 21 °C. Asimismo, Islam *et al.* (2020) registraron el índice más bajo en la condición térmica más alta (32 °C). Sin embargo, a diferencia del presente estudio, los autores no observaron una tendencia en el IVS con relación a la temperatura, ya que también reportaron un valor bajo en *D. labrax* en la temperatura de 8 °C. El IVS es un indicador de la proporción de las vísceras con respecto a la masa corporal de los peces, índices altos podrían estar relacionados a la acumulación de grasa visceral (Jiang *et al.*, 2022; Igejongbo *et al.*, 2022). A diferencia del presente estudio, Araújo *et al.* (2023) no encontraron diferencias significativas entre los tratamientos.

En este estudio, también se evaluó el efecto de la temperatura en los parámetros sanguíneos. En el caso del Hct no se observaron diferencias entre las diferentes condiciones térmicas, con un intervalo de 36 – 37%. Estos resultados se asemejan a lo obtenido por Guirado Flores (2022), en el cual no se reportan diferencias entre las temperaturas de aclimatación (16, 19 y 22 °C) con trucha arcoíris. De igual manera, Pascoli *et al.* (2011) no registraron diferencias en Hct con *D. labrax* en un intervalo térmico de 16 – 24 °C, a diferencia de que los autores reportan valores menores (29 a 33%) a los obtenidos en el presente estudio. Asimismo, Amin y Khan (2016) con *Cyprinus carpio* no obtuvieron diferencias significativas entre las diferentes temperaturas (15, 25, 32 y 38 °C), con un rango de 21 a 23% de Hct, el cual es menor al obtenido con lobina rayada del presente estudio. Por lo anterior, la variación entre los rangos de Hct están asociados a la especie y al comportamiento, así como con la actividad de nado, siendo mayor en especies con una alta actividad de nado, en comparación a las especies con un nado lento (Campbell, 2012).

Por otro lado, Hrubec *et al.* (2001), evaluaron el Hct con base en la edad en el híbrido de *M. saxatilis* x *M. chrysops*, sin encontrar diferencias en los peces desde los seis hasta los 19 meses de edad, con un Hct del 32 – 35%. En lobina rayada cultivada en agua dulce se han reportado valores de Hct del 31 – 38% en el intervalo térmico de 17 a 30 °C (Tisa *et al.*, 1983), estos valores son similares a los resultados obtenidos en el presente estudio con la misma especie, pero cultivada en agua de mar. Lochmiller *et al.* (1989), reportaron valores de Hct para *M. saxatilis* en agua dulce del 34 al 55%. En general, se ha descrito que el rango normal del Hct en peces es alrededor de 20 a 45% (Hrubec y Smith, 2010; Campbell, 2012). Por lo

tanto, el rango de Hct en lobina rayada reportado en este estudio, se encuentra dentro de los valores establecidos por la mayoría de los autores mencionados.

En relación con la concentración de Hb se observó que esta incrementó conforme la temperatura decrecía, con diferencias en las lobinas aclimatadas a 16 °C, en comparación con los peces de las condiciones de 21 y 24 °C, con un rango de 8.9 a 10 g dl⁻¹. Este comportamiento también fue observado por Lochmiller *et al.* (1989) con lobina rayada, los cuales registraron concentraciones altas de Hb en temperaturas bajas, y niveles bajos en temperaturas altas, obteniendo un rango de 6 a 11 g dl⁻¹. De igual manera en *M. saxatilis* se han reportado valores de Hb de 8.6 a 10.4 g dl⁻¹ (Engel y Davis, 1964), similar al rango reportado en este estudio. En el caso de la lobina rayada híbrida, Hrubec *et al.* (2001) han reportado diferencias en la Hb, con un rango de 6.8 a 8.6 g dl⁻¹, sin embargo, este cambio de concentración podría estar relacionado a la edad de los organismos, ya que las diferencias fueron reportadas entre las lobinas con 6 meses de edad, con respecto a las que tenían 9, 15 y 19 meses de edad. En contraste con el presente estudio, Islam *et al.* (2019) con *Pangasianodon hypophthalmus* no observaron diferencias en la concentración de Hb entre las condiciones térmicas de 24, 28, 32 y 36 °C. Asimismo, Guirado Flores (2022) no registró diferencias en la concentración de Hb entre las temperaturas de 16, 19 y 22 °C, con concentraciones de 11 ± 1.0 g dl⁻¹ para *O. mykiss*. La reducción en la concentración de Hb podría estar asociado a un proceso de autooxidación, el cual incrementa en relación con el aumento de la temperatura (Jensen *et al.*, 1998), tal y como ocurrió en el presente estudio.

En cuanto a la concentración de eritrocitos, el intervalo térmico de 16 a 24 °C no tuvo efecto en esta respuesta, con un rango de 3.09 a 3.32 x10⁶ cel μl⁻¹. Estos resultados están dentro del intervalo reportado por Lochmiller *et al.* (1989) para *M. saxatilis*, el cual tuvo un rango de 2.0 a 4.2 x10⁶ cel μl⁻¹, con el valor mínimo en la temperatura de 24.9 °C y el máximo a 4.3 °C. De igual manera, en lobina rayada se ha reportado un rango de 3.42 a 4.53 x10⁶ cel μl⁻¹, en el cual se encuentran los valores obtenidos en este estudio. Islam *et al.* (2020) con lobina europea han reportado diferencias significativas en el conteo de eritrocitos, en relación con la temperatura, la menor concentración (1.0 a 1.2 x10⁶ cel μl⁻¹) se obtuvo en las temperaturas de 8 y 32 °C, mientras que la mayor fue en los peces a 16 y 24 °C (1.7 a 2 x10⁶ cel μl⁻¹). A pesar de que se observaron diferencias entre las condiciones térmicas en dicho estudio, se destaca que, entre las lobinas aclimatadas en el intervalo de 16 a 24 °C, no se observaron cambios en la concentración de RBC, por lo que podría indicar que los cambios en esta respuesta ocurren en los peces que se encuentran en temperaturas fuera de su zona de preferencia. Asimismo, se han reportado diferencias en el recuento de eritrocitos de *D. labrax* en condiciones térmicas de 13 y 23 °C, con valores de 4.01 y 3.02 x10⁶ cel μl⁻¹, respectivamente (Fazio *et al.*, 2018).

El volumen corpuscular medio (MCV por sus siglas en inglés) es un índice eritrocitario que mide el tamaño promedio de este tipo celular, para su cálculo se utilizan los valores de Hct y el número de RBC. Al igual que estos parámetros, el MCV no fue afectado por la temperatura a la que fueron aclimatadas las lobinas. Estos resultados son menores a los reportados por Amin y Khan (2016) en carpa común, con un intervalo de 148 a 158 fl, en el cual no se observaron diferencias en MCV. En contraste, Guirado Flores (2022) registró diferencias en trucha arcoíris (*O. mykiss*) aclimatada a 16 °C, en comparación a la de 22 °C, estas diferencias podrían estar relacionadas con el conteo de eritrocitos, en el cual el autor también observó diferencias significativas. En lobina rayada cultivada en agua dulce se han reportado valores de MCV de 110 a 250 fl (Lochmiller *et al.*, 1989), lo cual coincide con el rango obtenido en este estudio con la misma especie, pero cultivada en agua de mar. Por otro lado, Hrubec *et al.* (2001) reportaron valores menores de MCV en la lobina híbrida, de 78 a 93 fl. En general se ha establecido un rango del MCV en peces de 150 a 350 fl, sin embargo, este valor puede ser menor en aquellas especies pelágicas, con una mayor actividad de nado (Hrubec y Smith, 2010).

En relación con los índices asociados a la concentración de Hb, en el presente estudio se encontraron diferencias en las variables de hemoglobina corpuscular media (MCH por sus siglas en inglés) y la concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC por sus siglas en inglés) debido a la temperatura. Los valores de MCH y MCHC tuvieron un intervalo de 27.0 – 31.5 pg y 23.7 – 27.6 g dl⁻¹, respectivamente. En el caso de la MCH se observó un comportamiento similar a la concentración de Hb, en el cual las concentraciones disminuían conforme la temperatura aumentaba, con un rango de 27.0 a 31.5 pg. Estos resultados son similares a los de Lochmiller *et al.* (1989) con *M. saxatilis* en agua dulce, con intervalo de 24 – 43 pg, y los autores registraron la menor concentración a temperaturas bajas (4.3 y 6.2 °C), mientras que el valor más alto a una temperatura de 17.1 °C. En contraste, Amin y Khan (2016) no observaron una tendencia en MCH, ya que los valores más altos para *C. carpio* se reportaron en las temperaturas de los extremos (15 y 38°C), mientras que los valores mínimos en las carpas aclimatadas a 25 y 32°C, con un rango de 52 a 57 pg. Por el contrario, en el híbrido *M. saxatilis* x *M. chrysops* se han reportado concentraciones menores a las de esta investigación, con un rango de 18.9 a 21.7 pg (Hrubec *et al.*, 2001). De acuerdo con Hrubec y Smith (2010), los rangos de MCH pueden estar influenciados por el tamaño de los eritrocitos.

En cuanto a la MCHC, se registró un comportamiento similar al de las variables de Hb y MCH, solamente que el valor mínimo se obtuvo en los peces aclimatados a 21 °C. En contraste a los resultados, Amin y Khan (2016) reportaron rangos de 33.0 a 37.6 g dl⁻¹ para carpa común, sin registrar diferencias significativas en un intervalo térmico de 15 a 38 °C. En el mero híbrido (*Epinephelus fuscoguttatus* x *Epinephelus lanceolatus*) se han reportado valores similares de MCHC, de 27 a 31.2 g dl⁻¹, a diferencia de que la mayor

concentración se registró en los meros aclimatados a 30 °C, mientras que la menor fue a 22 °C (De *et al.*, 2019). Lochmiller *et al.* (1989) han reportado valores de MCHC para lobina rayada en agua dulce de 24 a 43 g dl⁻¹ cuando fue aclimatada en un rango térmico de 4.3 – 28.5 °C; los valores encontrados en el presente estudio (23.7 a 27.6 g dl⁻¹) están dentro del intervalo reportado por estos autores, y también coincide con el rango establecido en peces, que es de 18 a 30 g dl⁻¹ (Hrubec y Smith, 2010).

En relación con la cantidad de leucocitos (WBC, por sus siglas en inglés), se encontraron diferencias entre las distintas temperaturas, con un rango de 6.7 a 12.5 x10³ cel μl⁻¹. Islam *et al.* (2020) reportaron diferencias en lobina europea aclimatada a distintas temperaturas (8, 16, 24 y 32 °C), con el menor valor (1.8 x10³ cel μl⁻¹) registrado en los peces de 24 °C, mientras que el mayor (3.2 x10³ cel μl⁻¹) a una temperatura de 8 °C. En contraste, en lobina híbrida se han reportado valores de WBC de 23.5 a 71.5 x10³ cel μl⁻¹ en organismos de 4 a 19 meses de edad (Hrubec *et al.*, 2001). Asimismo, en juveniles de *O. mykiss* se ha reportado una concentración de 63.7 x10³ cel μl⁻¹ (Nabi *et al.*, 2022). Murray y Burton (1979) reportaron un rango de WBC en *Carassius auratus* de 10.1 a 14.7 x10³ cel μl⁻¹, el cual se asemeja al rango que se registró en el presente estudio.

Los leucocitos y trombocitos forman parte de la respuesta inmunológica de los peces (Witeska *et al.*, 2022). En el presente estudio se tuvo un mayor porcentaje de trombocitos, en comparación con los leucocitos. En relación con los tipos de leucocitos, los más abundante fueron los linfocitos, seguido de los neutrófilos, monocitos, eosinófilos y por último los basófilos. Asimismo, Dal'Bó *et al.* (2015) reportaron un mayor conteo de trombocitos en *Rhamdia quelen*, *Oreochromis niloticus*, *Brycon orbignyanus* y *Piaractus mesopotamicus*, en comparación a los linfocitos, monocitos, neutrófilos, basófilos y eosinófilos. De igual manera, en trucha dorada (*Oncorhynchus aguabonita*), se reportó una cantidad mayor de trombocitos, en relación con los linfocitos, y el porcentaje de monocitos fue de 2.1% (Hunn *et al.*, 1992). Las células más abundantes después de los eritrocitos son los trombocitos, seguido de los linfocitos, los cuales, en peces que presentan condiciones óptimas de salud, se encuentran en mayor porcentaje que el resto de los leucocitos (Witeska *et al.*, 2022), tal y como se observó en este estudio con lobina rayada.

En contraste, Groff y Zinkl (1999) reportaron un porcentaje más alto de linfocitos (51.4%) en *C. auratus*, en comparación a los trombocitos (39.7%). Los porcentajes en los neutrófilos, eosinófilos y basófilos fueron similares a los de este estudio, de 5.0, 0.3 y 0.2%, respectivamente. Los neutrófilos son los segundos leucocitos más abundantes en teleósteos, seguido de los monocitos, con un porcentaje menor a 5%, y en el caso de los eosinófilos y basófilos, son células que están ausentes o en bajas concentraciones, con rangos de 0 a 1.87% y 0 a 5%, respectivamente (Campbell *et al.*, 2012; Witeska *et al.*, 2022). En relación con las

diferencias presentadas en las lobinas a las diferentes condiciones térmicas, estas no se atribuyeron a un proceso infeccioso ya que los peces no presentaron signos aparentes de enfermedad, y los porcentajes se encontraron dentro de los reportados en peces.

En los estudios de hematología en vertebrados, también se incluye a la química sanguínea para explicar los efectos del ambiente en la fisiología. Las enzimas aminotransferasas, son indicadores clave de la función hepática, su cuantificación permite detectar posibles daños en el hígado. Además, estas enzimas participan en procesos catabólicos esenciales para satisfacer la demanda energética del organismo, facilitando la descomposición de aminoácidos y la producción de energía necesaria para diversas funciones metabólicas (Metón *et al.*, 2015; Ranjan *et al.*, 2020). En ALT y AST no hubo efecto de la temperatura de aclimatación, y los intervalos fueron de 14.43 a 21.39 U l⁻¹ y 7.21 a 10.69 U l⁻¹, respectivamente. De *et al.* (2019) registraron diferencias en ALT y AST en el mero híbrido en las diferentes condiciones térmicas (22, 26, 30 y 34 °C), el valor menor de ALT (12.6 U l⁻¹) lo reportaron en los meros aclimatados a 22 °C, y el mayor (53.6 U l⁻¹) a 26 °C. En el caso de la AST, los valores mínimos fueron registrados en los peces de 22 y 30 °C, mientras que los máximos en las temperaturas de 26 y 34 °C, con un rango de 27.3 a 61.1 U l⁻¹. Los valores de ALT reportados por estos autores concuerdan con el rango que se obtuvo para lobina rayada, mientras que, los valores de AST fueron menores a los registrados en el mero. Por otro lado, Nabi *et al.* (2022) con *O. mykiss* aclimatada a 14.6 ± 3.6 °C reportaron un rango de ALT de 7.2 a 21.0 U l⁻¹, el cual es similar a la actividad de la enzima del presente estudio. Asimismo, dichos autores registraron un intervalo mayor de 221 a 718 U l⁻¹ en la enzima AST. Por otro lado, en *Heterotis niloticus* se ha reportado una actividad de ALT de 14.0 a 53.0 U l⁻¹, mientras que en AST de 51.9 a 104.0 U l⁻¹ (Bolade y Ndidi, 2021).

En relación con las proteínas totales se obtuvo la mayor concentración en las lobinas aclimatadas a 24 °C, en comparación a las de 19 y 21 °C. Los valores reportados en lobina europea no se registraron diferencias en los peces a 16 y 24 °C, sin embargo, el rango en estas temperaturas fue mayor al del presente estudio, de 7 a 9 g dl⁻¹ (Islam *et al.*, 2020). De igual manera, en *Sparus aurata* y *D. labrax* se han registrado diferencias en relación con las condiciones térmicas, Fazio *et al.* (2018), reportaron cambios en la concentración de PT entre peces aclimatados a 13.4 y 23.2 °C. En el caso de *S. aurata*, la concentración incrementó con el aumento de la temperatura, y en relación con *D. labrax* la concentración disminuyó en la temperatura alta, el establecido fue de 3.42 a 4.33 y 3.73 a 4.08 g dl⁻¹, respectivamente.

En lobina rayada en condiciones de agua de mar se ha reportado un aumento en la concentración de PT en relación con el incremento de la temperatura, de 3.84 g dl⁻¹ a temperatura de 10.5 °C a 7.34 g dl⁻¹ a 17.5 °C (Courtois, 1976), lo cual se asemeja al rango que se tuvo en esta investigación con la misma especie

aclimatada de 16 a 24 °C. El aumento de la concentración de PT en las lobinas aclimatadas a 24 °C, podría indicar la movilización de líquidos entre los compartimentos de la célula, debido a un posible aumento en la fluidez de la membrana celular (Currie y Schulte, 2014; Fazio *et al.*, 2018), sin embargo, en este estudio no se observó un aumento en la concentración iónica de los peces en relación con el incremento de la temperatura del agua.

En relación con las proteínas séricas se observaron diferencias significativas sólo en las globulinas, mientras que la concentración de albúmina se mantuvo de 1.39 a 1.54 g dl⁻¹ en el intervalo térmico de 16 a 24 °C. Resultados similares fueron reportados por Rezakhani *et al.* (2020) en *Salmo caspius* aclimatada a 5, 8 y 20 °C. Los autores no encontraron diferencias significativas en la concentración de albúmina con un valor de 2 g dl⁻¹. Bolade y Ndidi (2021) con juveniles de *H. niloticus* reportaron un rango de albúmina de 2.3 a 8.5 g dl⁻¹, el cual es ligeramente mayor al que se tuvo con lobina rayada. En *Thunnus thynnus* en condiciones de cautiverio, se han reportado concentraciones similares de albúmina de 0.36 a 2.79 g dl⁻¹ (Percin y Konyalioglu, 2008). La albúmina es una proteína multifuncional que desempeña un papel fundamental en el mantenimiento del equilibrio osmótico, la actividad de los hepatocitos y el transporte de biomoléculas (Andreeva, 2010; Fatma *et al.*, 2020). Por lo anterior y tomando en cuenta los valores registrados en lobina rayada, estos procesos probablemente no se vieron afectados en el intervalo térmico de 16 a 24 °C, además estos resultados se relacionan con otras variables de respuesta como las enzimas aminotransferasas y la concentración de iones, en las cuales no se observó un cambio en relación con las temperaturas de aclimatación.

En cuanto a las globulinas, su importancia radica en que están asociadas a la respuesta inmune en peces, y el aumento en la concentración de estas proteínas se ha visto asociada al incremento de la temperatura de aclimatación (Snieszko, 1970; Alfonso *et al.*, 2024). En la presente investigación, se observó una misma tendencia que en PT, en la cual se registró la mayor concentración de 4.98 g dl⁻¹ en los juveniles aclimatados a 24 °C, mientras que los valores más bajos de 3.33 y 3.66 g dl⁻¹ se encontraron en los peces aclimatados a 19 y 21 °C, respectivamente. Nabi *et al.* (2022), reportaron un rango de globulinas para *O. mykiss* de 0.20 a 2.50 g dl⁻¹, el cual está por debajo del rango que se tuvo con lobina rayada. Por otro lado, Percin y Konyalioglu (2008) registraron concentraciones de globulina de 1.50 a 3.78 g dl⁻¹ para *T. thynnus*, rango que se asemeja al del presente estudio. En el mero híbrido *E. fuscoguttatus* x *E. lanceolatus* se reportó un aumento en la concentración de las globulinas conforme al incremento de la temperatura del agua, registrando el valor máximo en la temperatura más alta (De *et al.*, 2019), esta tendencia también se observó en la lobina rayada del presente estudio.

De igual manera, la relación A/G es un indicador del estado de salud en peces (Alfonso *et al.*, 2024), y está asociado a la concentración de las proteínas séricas. En lobina rayada se observaron diferencias en los peces aclimatados a 16, 19 y 21 °C, en comparación con los peces de 24 °C, en esta última temperatura se registró el valor más bajo, además, se tuvo una mayor concentración de las globulinas en relación con albúmina. Asimismo, con *T. thynnus* se ha reportado una concentración más alta de globulinas, en comparación a la albúmina (Percin y Konyalioglu, 2008). En contraste, Guirado Flores (2022) con *O. mykiss* no reportaron diferencias significativas en A/G entre las condiciones térmicas (16, 19 y 22 °C), lo cual podría deberse a que dicho autor no registró diferencias en las concentraciones de PT y albúmina.

En relación con el colesterol y triglicéridos, la concentración más alta se observó en las lobinas aclimatadas a 16 °C, mientras que en las de 19 °C se encontró la más baja. Fazio *et al.* (2018), en *S. aurata* y *D. labrax* reportaron diferencias en la concentración de colesterol y triglicéridos entre los peces aclimatados a 13.4 y 23.2 °C. En *S. aurata*, la concentración máxima en el colesterol se encontró en los peces a 13.4 °C, mientras que la más baja a 23.2 °C. Por el contrario, en *D. labrax*, fue de forma inversa, en el cual se observó la concentración más alta en los peces a 23.2 °C, mientras que la mínima fue a 13.4 °C. En relación con los triglicéridos, reportaron la mayor concentración en los peces a 13.4 °C, y la menor en la temperatura de 23.2 °C para ambas especies. Dichos autores mencionan que la mayor concentración de lípidos podría estar asociado a una menor actividad metabólica. En comparación con el presente estudio no se observó tal comportamiento en la concentración de estos lípidos. De igual manera, en lobina europea, se han reportado diferencias en la concentración de triglicéridos en sangre, Islam *et al.* (2020) reportaron una concentración alta de triglicéridos (1500 mg dl⁻¹) en lobinas a 8 °C, en comparación a las aclimatadas a 16, 24 y 32 °C. Dicha concentración fue atribuida a un posible fallo en el metabolismo de lípidos, sin embargo, Fazio *et al.* (2018) mencionan que a bajas temperaturas se optimiza el metabolismo de lípidos, debido a la activación de genes asociados a dicho proceso. En peces, se ha reportado que el contenido total de lípidos en plasma puede llegar hasta los 3000 mg dl⁻¹ (Donald y Milligan, 1992).

La glucosa y el lactato son indicadores de estrés en peces, la glucosa tiene una función importante en el metabolismo celular, al ser la principal fuente de energía, un aumento en la concentración de este metabolito puede estar asociado a un incremento en la actividad metabólica (Sopinka *et al.*, 2016; Malini *et al.*, 2018). En este estudio se observó un aumento en la concentración de glucosa en relación con el incremento de la temperatura del agua, con un valor máximo de 190.5 mg dl⁻¹ en los peces aclimatados a 24 °C, mientras que en la temperatura de 16 °C se encontró la concentración más baja de 101.6 mg dl⁻¹. Estos resultados pueden indicar un aumento en la demanda de energía a altas temperaturas, lo cual, también se ha observado en *Nemacheilus fasciatus*, en esta especie la concentración de glucosa más alta

(26.7 mg dl⁻¹) fue en los peces a 32 °C (Wijaya *et al.*, 2019). Sin embargo, los autores atribuyeron el aumento de la concentración de glucosa a un estrés térmico, lo cual también podría indicar una movilización del glucógeno, para lograr satisfacer el requerimiento de energía. De igual manera, en *P. hypophthalmus* se ha reportado un incremento de la concentración de glucosa en relación con el aumento de la temperatura, Islam *et al.* (2019) reportaron la concentración más alta de 130 mg dl⁻¹ en los peces a 36 °C a los 7 días de aclimatación, mientras que la concentración más baja de 100 mg dl⁻¹ se encontró en la condición térmica de 24 °C. Sin embargo, al día 32, se observó un descenso en la concentración de glucosa en los organismos a 36 °C, siendo significativamente menor en comparación con los peces de 24, 28 y 32 °C. Asimismo, en lobina europea se registró un aumento en la concentración de glucosa a temperaturas altas, de una concentración de 181.9 mg dl⁻¹ a 13.4 °C, a 217.6 mg dl⁻¹ a una temperatura de 23.2 °C (Fazio *et al.*, 2018).

En relación con la concentración de lactato, no se observaron diferencias significativas entre los peces a diferentes temperaturas, con un rango de 4.15 a 7.19 mmol l⁻¹, por lo que, aunado con los resultados obtenidos en glucosa, podría indicar que la concentración de este aumentó en la temperatura 24 °C es debido a un incremento en la demanda de energía, y no por estrés térmico. En *S. aurata* y *D. labrax* se ha observado un incremento en lactato conforme el aumento de la temperatura, de 3.46 mmol l⁻¹ a una temperatura de 13.4 °C a 9.27 mmol l⁻¹ a 23.2 °C para *S. aurata*, y en el caso de *D. labrax* la concentración aumentó de 11.02 a 17.98 mmol l⁻¹ bajo las mismas condiciones térmicas (Fazio *et al.*, 2018). Los autores relacionaron el aumento en la concentración de lactato a la activación del metabolismo anaeróbico, causado por condiciones hipóxicas.

Los estudios de los efectos de la temperatura en la concentración de gases en sangre de peces son escasos. En el presente estudio se observaron diferencias significativas en pCO₂, pO₂ y cSO₂, con rangos de 19.79 a 27.56 mmHg, 27.93 a 43.81 mmHg y 28.58 a 50.84%, respectivamente. En salmón del Atlántico, trucha arcoíris y salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*) se han reportado concentraciones de pCO₂ de 11.2 a 29.5, 12.0 a 29.5 y 7.8 a 25.8 mmHg, respectivamente (Rozas-Serri *et al.*, 2020). De igual manera, con las especies mencionadas, Rozas-Serri (2020) registró rangos de TCO₂ de 5.3 a 23.2 mmol l⁻¹ en *O. mykiss*, 7.9 a 15.1 a mmol l⁻¹ en *S. salar* y 5.6 a 18.3 mmol l⁻¹ en *O. kisutch*, los cuales son similares a los del presente estudio. En *O. mykiss* se ha reportado una concentración menor a 5.0 mmHg de pO₂ (Guirado Flores, 2022), lo cual contrasta con los resultados de este estudio.

En cuanto a la concentración iónica (Na⁺, K⁺ y Ca⁺⁺) no se observaron cambios en la sangre de los peces en relación con la temperatura de aclimatación y el intervalo fue de >180 mmol l⁻¹, 3.46 a 3.82 mmol l⁻¹ y 1.72

a 1.92 mmol l^{-1} , respectivamente. En *Clarias gariepinus*, Adeyemo *et al.* (2003) no reportaron diferencias en iones Na^+ y K^+ en los peces a 23, 29, 35 y $41 \text{ }^\circ\text{C}$, con un rango de 120 a 128 mmol l^{-1} y 3.9 a 4.3 mmol l^{-1} , respectivamente. De igual manera, dichos autores no observaron diferencias en ion bicarbonato HCO_3^- , con una concentración de 18 a 20 mmol l^{-1} , la cual fue mayor al del presente estudio. En lobina rayada aclimatada en agua de mar, se ha reportado una concentración de Na^+ de 180 a 184 mmol l^{-1} y de K^+ de 0.4 a 0.8 mmol l^{-1} (Courtois, 1976). En el caso del ion Na^+ , la concentración es similar al registrado en esta investigación, sin embargo, en K^+ la concentración fue menor. La concentración de Ca^{++} reportada en peces es de 2 a 2.5 mmol l^{-1} , sin embargo, esta concentración es dependiente de las concentraciones del Ca^{++} en el ambiente (Campbell, 2012). En *D. labrax* se ha reportado una concentración de 2.19 mmol l^{-1} , el cual fue ligeramente mayor al del presente estudio.

En las variables del estado ácido-base no se observaron diferencias en las lobinas expuestas a las diferentes temperaturas. En juveniles de *O. mykiss* y *O. kisutch* se han reportado valores de pH de 7.0 a 7.4 y de 7.2 a 7.5 (Rozas-Serri *et al.*, 2020), similar a los resultados registrados en lobina rayada. En relación con la concentración de HCO_3^- , dicho autor reportó rangos de HCO_3^- de 4.9 a 14.2 mmol l^{-1} y 5.3 a 9.8 mmol l^{-1} para *O. mykiss* y *O. kisutch*, respectivamente.

Las respuestas fisiológicas evaluadas en la lobina rayada en agua de mar y aclimatada a un intervalo térmico de 16 a $24 \text{ }^\circ\text{C}$, permitieron conocer el estado de salud bajo estas condiciones y establecer los rangos hematológicos de referencia de la especie. Esta información puede ser utilizada para llevar un control del estado fisiológico de los peces que experimentan variaciones térmicas en las condiciones de cultivo.

Capítulo 5. Conclusiones

La temperatura de aclimatación de 24 °C favoreció el desempeño de lobina rayada en parámetros productivos como peso final, ganancia de peso, tasa de crecimiento específica, coeficiente de crecimiento térmico, tasa de conversión alimenticia, índice hepatosomático y viscerosomático.

La supervivencia y el índice de condición de Fulton de lobina rayada no se vieron afectados por la temperatura de aclimatación.

La concentración de hemoglobina, la hemoglobina corpuscular media y la concentración de hemoglobina corpuscular media de lobina rayada descendió en relación con el aumento de la temperatura.

La temperatura de aclimatación no tuvo efecto en el hematocrito, el conteo de eritrocitos, volumen corpuscular medio y enzimas aminotransferasas de los peces.

La concentración de proteína total, globulinas y la relación albúmina/globulina fueron mayor en las lobinas aclimatadas a 24 °C, mientras que en albúmina no se observó un efecto por la temperatura.

Las lobinas aclimatadas a la temperatura de 16 °C tuvieron una concentración más alta de colesterol y triglicéridos, mientras que la concentración de glucosa aumentó conforme la temperatura de aclimatación incremento, con la concentración más alta en los peces de 24 °C.

La temperatura de aclimatación tuvo un efecto en la presión parcial de dióxido de carbono, presión parcial de oxígeno y saturación de oxígeno. Mientras que la concentración iónica y el estado ácido – base de la sangre de lobina rayada no fueron afectados por la temperatura de aclimatación.

En futuras investigaciones relacionadas con el efecto de la temperatura de aclimatación en lobina rayada, se podrían complementar con estudios asociados con el aparato digestivo, como las concentraciones de enzimas digestivas y la conformación de la microbiota intestinal, así como la evaluación de la función cardíaca y sistema inmune, de tal forma que se conozca de manera más integrada el efecto de la temperatura en el desempeño fisiológico de esta especie.

Literatura citada

- Able, K. W., Grothues, T. M., Turnure, J. T., Byrne, D. M., & Clerkin, P. (2012). Distribution, movements, and habitat use of small striped bass (*Morone saxatilis*) across multiple spatial scales. *Fishery Bulletin*, 110(2), 176-192. En PDF.
- Adeyemo, O. K., Agbede, S. A., Olaniyan, A. O., & Shoaga, O. A. (2003). The haematological response of *Clarias gariepinus* to changes in acclimation temperature. *African Journal of Biomedical Research*, 6, 105–108. <https://doi.org/10.4314/ajbr.v6i2.54033>
- Alfonso, S., Fiocchi, E., Toomey, L., Boscarato, M., Manfrin, A., Dimitroglou, A., Papaharisis, L., Passabi, E., Stefani, A., Lembo, G., & Carbonara, P. (2024). Comparative analysis of blood protein fractions in two mediterranean farmed fish: *Dicentrarchus labrax* and *Sparus aurata*. *BMC Veterinary Research*, 20(1). <https://doi.org/10.1186/s12917-024-04182-w>
- Amin, S., & Khan, K. H. (2016). Effect of different levels of water temperature on blood parameters of common carp (*Cyprinus carpio*). *Research Opinions in Animal & Veterinary Sciences*, 6(6), 178–180. <https://doi.org/10.20490/roavs/16-031>
- 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., McGinty, A. S., Nash, B., Parker, M., Pigg, S., Rawles, S., Riley, K., Turano, M. J., Webster, C. D., Weirich, C. R., Won, E., Woods, L. C., & Reading, B. J. (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>
- Andreeva, A. M. (2010). Structure of fish serum albumins. *Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology*, 46(2), 135–144. <https://doi.org/10.1134/s0022093010020018>
- Araújo, B. C., Miller, M. R., Walker, S. P., & Symonds, J. E. (2023). The influence of temperature on performance, biological indices, composition, and nutrient retention of juvenile Chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) reared in freshwater. *Comparative Biochemistry and Physiology Part a Molecular & Integrative Physiology*, 280, 111412. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2023.111412>
- Barret, I., & Connor, A. R. (1962). Blood lactate in yellowfin tuna, *Neothunnus macropterus*, and skipjack, *Katsuwonus pelamis*, following capture and tagging. *AquaDocs*, 6(6), 233 – 261.
- Bolade, A., & Ndidi, E. (2021). Haematological and serum biochemical reference intervals of juvenile African bonytongue fish (*Heterotis niloticus*. Cuvier, 1829) sampled from the river benue, Nigeria. *Mansoura Veterinary Medical Journal*, 22(2), 82–90. <https://doi.org/10.21608/mvmj.2021.56537.1024>
- Boltaña, S., Sanhueza, N., Aguilar, A., Gallardo-Escarate, C., Arriagada, G., Valdes, J. A., Soto, D., & Quiñones, R. A. (2017). Influences of thermal environment on fish growth. *Ecology and Evolution*, 7(17), 6814-6825. <https://doi.org/10.1002/ece3.3239>
- Campbell, T. W. (2012). 21 Hematology of fish. In Thrall, M. A., Weiser, G., Allison, R. W., & Campbell, T. W. (Eds.), *Veterinary hematology and clinical chemistry* (pp. 298–312). Wiley-Blackwell.

- Clauss, T. M., Dove, A. D. M., & Arnold, J. E. (2008). Hematologic Disorders of Fish. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 11(3), 445–462. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2008.03.007>
- Courtois, L. A. (1976). Hematology of juvenile striped bass, *Morone saxatilis* (walbaum), acclimated to different environmental conditions. *Comparative Biochemistry and Physiology Part a Physiology*, 54(2), 221–223. [https://doi.org/10.1016/s0300-9629\(76\)80101-6](https://doi.org/10.1016/s0300-9629(76)80101-6)
- Coutant, C. C., Zachman, K. L., Cox, D. K., & Pearman, B. L. (1984). Temperature selection by juvenile striped bass in laboratory and field. *Transactions of the American Fisheries Society*, 110(2), 226–238. [https://doi.org/10.1577/1548-8659\(1984\)113%3C666:TSBJSB%3E2.0.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8659(1984)113%3C666:TSBJSB%3E2.0.CO;2)
- Cox, D. K., & Coutant, C. C. (1981). Growth dynamics of juvenile striped bass as functions of temperature and ration. *Transactions of the American Fisheries Society*, 113, 666–671. [http://dx.doi.org/10.1577/1548-8659\(1981\)110<226:GDOJSB>2.0.CO;2](http://dx.doi.org/10.1577/1548-8659(1981)110<226:GDOJSB>2.0.CO;2)
- Coz-Rakovac, R., Strunjak-Perovic, I., Hacmanjek, M., Topic Popovic, N., Lipej, Z., & Sostaric, B. (2005). Blood chemistry and histological properties of wild and cultured sea bass (*Dicentrarchis labrax*) in the North Adriatic Sea. *Veterinary Research Communications*, 29(8), 677–687. <https://doi.org/10.1007/s11259-005-3684-z>
- Currie, S., & Schulte, P. M. (2014). 8 Thermal stress. In Evans, D. H., Claiborne, J. B., Currie, S. (Eds.), *The physiology of fishes* (pp. 257–257). CRC Press.
- Dal’Bó, G. A., Sampaio, F. G., Losekann, M. E., De Queiroz, J. F., Luiz, A. J. B., Wolf, V. H. G., Gonçalves, V. T., & Carra, M. L. (2015). Hematological and morphometric blood value of four cultured species of economically important tropical foodfish. *Neotropical Ichthyology*, 13(2), 439–446. <https://doi.org/10.1590/1982-0224-20140115>
- Das, S. K., Noor, N. M., Kai, K. S., Juan, Q. Z., Iskandar, N. S. M., & De, M. (2018). Effects of temperature on the growth, gastric emptying time, and oxygen consumption rate of mahseer (*Tor tambroides*) under laboratory conditions. *Aquaculture Reports*, 12, 20–24. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2018.08.004>
- 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)
- De, M., Ghaffar, M. A., Noor, N. M., Cob, Z. C., Bakar, Y., & Das, S. K. (2019). Effects of water temperature and diet on blood parameters and stress levels in hybrid grouper (*Epinephelus fuscoguttatus* ♀ × *E. lanceolatus* ♂) juveniles. *Aquaculture Reports*, 15, 100219. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2019.100219>
- Donald, D. M., & Milligan, C. (1992). 2 Chemical properties of the blood. In Hoar, W. S., Randall, D. J., Farrell, A. P. (Eds.), *Fish physiology* (pp. 55–133). Academic Press. [https://doi.org/10.1016/s1546-5098\(08\)60009-6](https://doi.org/10.1016/s1546-5098(08)60009-6)
- Engel, D. W., & Davis, E. M. (1964). Relationship between activity and blood composition in certain marine teleosts. *Copeia*, 1964(3), 586. <https://doi.org/10.2307/1441532>
- Fänge, R. (1992). 1 Fish blood cells. In Hoar, W. S., Randall, D. J., Farrell, A. P. (Eds.), *Fish physiology* (pp. 1–54). Academic Press. [https://doi.org/10.1016/s1546-5098\(08\)60008-4](https://doi.org/10.1016/s1546-5098(08)60008-4)

- Fänge, R. (1994). Blood cells, haemopoiesis and lymphomyeloid tissues in fish. *Fish & shellfish immunology*, 4(6), 405-411. <https://doi.org/10.1006/fsim.1994.1036>
- Fatma, N., Metusalach, Taslim N. A., & Nurilmala, M. (2020). The protein and albumin contents in some species of marine and brackishwater fish of South Sulawesi, Indonesia. *AAFL Bioflux* 13(4), 1976–1985. En PDF.
- Fazio, F., Ferrantelli, V., Piccione, G., Saoca, C., Levanti, M., & Mucciardi, M. (2018). Biochemical and hematological parameters in European sea bass (*Dicentrarchus labrax* Linnaeus, 1758) and Gilthead sea bream (*Sparus aurata* Linnaeus, 1758) in relation to temperature. *Veterinarski Arhiv*, 88(3), 397–411. <https://doi.org/10.24099/vet.arhiv.170406c>
- Fazio, F., Saoca, C., Capillo, G., Iaria, C., Panzera, M., Piccione, G., & Spanò, N. (2021). Intra-variability of some biochemical parameters and serum electrolytes in rainbow trout (Walbaum, 1792) bred using a flow-through system. *Heliyon*, 7(2), e06361. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e06361>
- García Villarreal, R. A. (2016). Termotolerancia y campo de actividad metabólico del botete diana (*Sphoeroides annulatus*, Jenyns 1842) (Teleostei: Tetraodontidae). [Tesis de Maestría en Ciencias, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California]. Repositorio Institucional <https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/483>
- Grant, K. R. (2015). Fish Hematology and Associated Disorders. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 18(1), 83-103. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2014.09.007>
- Groff, J. M., & Zinkl, J. G. (1999). Hematology and clinical chemistry of cyprinid fish: common carp and goldfish. *Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice*, 2(3), 741–776. [https://doi.org/10.1016/s1094-9194\(17\)30120-2](https://doi.org/10.1016/s1094-9194(17)30120-2)
- Guirado Flores, J. S. O. (2022). Efecto de la temperatura de aclimatación en el crecimiento, perfil sanguíneo y composición de ácidos grasos de la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*). [Tesis de Maestría en Ciencias, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California]. Repositorio Institucional <https://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/3729>
- Handeland, S. O., Imsland, A. K., & Stefansson, S. O. (2008). The effect of temperature and fish size on growth, feed intake, food conversion efficiency and stomach evacuation rate of Atlantic salmon post-smolts. *Aquaculture*, 283(1–4), 36–42. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.06.042>
- Hrubec, T. C., Smith, S. A., & Robertson, J. L. (2001). Age-Related Changes in Hematology and Plasma Chemistry Values of Hybrid Striped Bass (*Morone chrysops* × *Morone saxatilis*). *Veterinary Clinical Pathology*, 30(1), 8-15. <https://doi.org/10.1111/j.1939-165x.2001.tb00249.x>
- Hrubec, T. C., & Smith, S. A. (2010). 126 Hematology of fishes. In Weiss, D. J., Wardrop, K. J., *Schalm's veterinary hematology* (pp. 994–1003). Wiley-Blackwell.
- Hunn, J. B., Wiedmeyer, R. H., Greer, I. E., & Grady, A. W. (1992). Communications: Blood Chemistry of Laboratory-Reared Golden Trout. *Journal of Aquatic Animal Health*, 4(3), 218–222. [https://doi.org/10.1577/1548-8667\(1992\)004](https://doi.org/10.1577/1548-8667(1992)004)

- Igejongbo, I., Fadekemi, T., & Esther, O. (2022). Gut content and viscerosomatic index analysis of family clariidae in the Riverine area of south western Nigeria. *East African Scholars Journal of Agriculture and Life Sciences*, 5(3), 53–59. <https://doi.org/10.36349/easjals.2022.v05i03.001>
- Islam, M. A., Uddin, M. H., Uddin, M. J., & Shahjahan, M. (2019). Temperature changes influenced the growth performance and physiological functions of Thai pangas *Pangasianodon hypophthalmus*. *Aquaculture Reports*, 13, 100179. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2019.100179>
- Islam, M. J., Slater, M. J., Bögner, M., Zeytin, S., & Kunzmann, A. (2020). Extreme ambient temperature effects in European seabass, *Dicentrarchus labrax*: Growth performance and hemato-biochemical parameters. *Aquaculture*, 522, 735093. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735093>
- Jensen, F. B., Fago, A., & Weber, R. E. (1998). Hemoglobin structure and function. In *Fish physiology* (pp. 1–40). [https://doi.org/10.1016/s1546-5098\(08\)60257-5](https://doi.org/10.1016/s1546-5098(08)60257-5)
- Jiang, P., Li, S., Fan, J., Du, J., Ma, D., & Lei, C. (2022). A novel morphological index applied to genetic improvement of body shape in grass carp *Ctenopharyngodon idella*. *Aquaculture*, 548, 737687. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.737687>
- Jobling, M. (1981). Temperature tolerance and the final preferendum-rapid methods for the assessment of optimum growth temperatures. *Journal of Fish Biology*, 19(4), 439-455. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1981.tb05847.x>
- Kellogg, R. L., & Gift, J. J. (1983). Relationship between optimum temperatures for growth and preferred temperatures for the young of four fish species. *Transactions of the America Fisheries Society*, 112(3), 424-430. [https://doi.org/10.1577/1548-8659\(1983\)112](https://doi.org/10.1577/1548-8659(1983)112)
- Kulkarni, R. (2015). Comparative studies on blood electrolytes of the fresh water fish, *Notopterus notopterus* from three aquatic bodies. *International Letters of Natural Sciences*, 40, 1–5. <https://doi.org/10.56431/p-py5880>
- LeDoux-Bloom, C. M. (2012). Distribution, habitat use, and movement patterns of sub-adult striped bass *Morone saxatilis* in the San Francisco estuary Watershed, California. [Thesis of Doctor of Philosophy in Animal Biology, University of California, Santa Cruz]. <https://www.proquest.com/openview/ec650c31ac279b5c853549205d38f08f/1?pq-origsite=gscholar&cbl=18750>
- Li, X., Wu, X., Li, X., Zhu, T., Zhu, Y., Chen, Y., Wu, X., & Yang, D. (2023). Effects of water temperature on growth performance, digestive enzymes activities, and serum indices of juvenile *Coreius guichenoti*. *Journal of Thermal Biology*, 115, 103595. <https://doi.org/10.1016/j.jtherbio.2023.103595>
- Lochmiller, R., Weichman, J., & Zale, A. (1989). Hematological assessment of temperature and oxygen stress in a reservoir population of striped bass (*Morone saxatilis*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 93(3), 535-541. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(89\)90007-8](https://doi.org/10.1016/0300-9629(89)90007-8)
- Malini, D. M., Madihah, N., Apriandri, A. F., & Arista, S. (2018). Increased blood glucose level on pelagic fish as response to environmental disturbances at East Coast Pangandaran, West Java. *IOP Conference Series Earth and Environmental Science*, 166, 012011. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/166/1/012011>

- Marcek, B. J., Burbacher, E. A., Dabrowski, K., Winslow, K. P., & Ludsins, S. A. (2019). Interactive Effects of Hypoxia and Temperature on Consumption, Growth, and Condition of Juvenile Hybrid Striped Bass. *Transactions of the American Fisheries Society*, 149(1), 71-83. <https://doi.org/10.1002/tafs.10210>
- Marino, N., Di Marco, N., Mandich, N., Finioia, N., & Cataudella, N. (2008). Changes in serum cortisol, metabolites, osmotic pressure and electrolytes in response to different blood sampling procedures in cultured sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Journal of Applied Ichthyology*, 17(3), 115–120. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2001.00284.x>
- Metón, I., Salgado, M. C., M., Anemaet, I. G., González, J. D., Fernández, F., & Baanante, I. V. (2015). Alanine aminotransferase: A target to improve utilisation of dietary nutrients in aquaculture. In *Research Signpost eBooks*. http://diposit.ub.edu/dspace/bitstream/2445/67561/1/T_1444299727Munozv%209.pdf
- Murray, S. A., & Burton, C. B. (1979). Effects of density on goldfish blood—II cell morphology. *Comparative Biochemistry and Physiology Part a Physiology*, 62(3), 559–562. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(79\)90102-6](https://doi.org/10.1016/0300-9629(79)90102-6)
- Nabi, N., Ahmed, I., & Wani, G. B. (2022). Hematological and serum biochemical reference intervals of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* cultured in Himalayan aquaculture: Morphology, morphometrics and quantification of peripheral blood cells. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 29(4), 2942–2957. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2022.01.019>
- Nakagawa, H. (2017). Temperature-dependent gastric evacuation rate of the Japanese delicate loach *Niwaella delicata* (Cobitidae). *Ichthyological Research*, 65(1), 172–174. <https://doi.org/10.1007/s10228-017-0599-y>
- National Oceanic and Atmospheric Administration (NOAA). (2022). Landings-Year. <https://www.fisheries.noaa.gov/foss/f?p=215:200:11425151379313>
- Nelson, G. A., Chase, B. C., & Stockwell, J. (2003). Food Habits of Striped bass (*Morone saxatilis*) in Coastal Waters of Massachusetts. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science*, 32, 1-25. <https://doi.org/10.2960/j.v32.a1>
- Pascoli, F., Lanzano, G. S., Negrato, E., Poltronieri, C., Trocino, A., Radaelli, G., & Bertotto, D. (2011). Seasonal effects on hematological and innate immune parameters in sea bass *Dicentrarchis labrax*. *Fish & Shellfish Immunology*, 31, 1081-1087. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2011.09.014>
- Pavlidis, M., Berry, M., Divanach, P., & Kentouri, M. (1997). Diel pattern of haematocrit, serum metabolites, osmotic pressure, electrolytes and thyroid hormones in sea bass and sea bream. *Aquaculture International*, 5(3), 237–247. <https://doi.org/10.1023/a:1018391418801>
- Percin, F., & Konyalioglu, S. (2008). Serum biochemical profiles of captive and wild northern bluefin tuna (*Thunnus thynnus* L. 1758) in the Eastern Mediterranean. *Aquaculture Research*, 39(9), 945–953. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2008.01954.x>
- Pham, H. Q., & Van Nguyen, A. (2019). Seasonal changes in hepatosomatic index, gonadosomatic index and plasma estradiol-17 β level in captively reared female rabbit fish (*Siganus guttatus*). *Aquaculture Research*, 50(8), 2191–2199. <https://doi.org/10.1111/are.14100>

- Ranjan, A., Srivastava, P., Jain, K., & Muralidhar, P. (2020). Comparative evaluation of metabolic enzymes activities in different tissues of striped catfish, *Pangasianodon hypophthalmus* (Sauvage, 1878) fingerlings reared at ambient and higher temperature. *Iranian Journal of Fisheries Science/Iranian Journal of Fisheries Science*, 19(2), 893–903. <https://doi.org/10.22092/ijfs.2018.119831>
- Roche, H. M., Chaar, K., & Pérès, G. (1989). The effect of a gradual decrease in salinity on the significant constituents of tissue in the sea bass (*Dicentrarchus labrax* pisces). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*. [https://doi.org/10.1016/0300-9629\(89\)90502-1](https://doi.org/10.1016/0300-9629(89)90502-1)
- Rozas-Serri, M. A., Walker-Vergara, R. Y., Müller, A., Arnés, V. C., Jaramillo, V. F. D., Ildefonso, R. S. (2020). *Manual of clinical pathology in salmonids* (2nd ed.). Pathovet. [https://www.researchgate.net/publication/344025070 Manual of Clinical Pathology in Salmonids 2nd Ed](https://www.researchgate.net/publication/344025070_Manual_of_Clinical_Pathology_in_Salmonids_2nd_Ed)
- Ruyet, J. P., Mahé, K., Bayon, N. L., & Delliou, H. L. (2004). Effects of temperature on growth and metabolism in a Mediterranean population of European sea bass, *Dicentrarchus labrax*. *Aquaculture*, 237(1–4), 269–280. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.04.021>
- Seibel, H., Baßmann, B., & Rebl, A. (2021). Blood Will Tell: What Hematological Analyses Can Reveal About Fish Welfare. *Frontiers in Veterinary Science*, 8. <https://doi.org/10.3389/fvets.2021.616955>
- 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). [Informe técnico N.º 121, National Oceanic and Atmospheric Administration]
- Snieszko, S. F. (1970). Immunization of Fishes: a Review. *Journal of Wildlife Diseases*, 6(1), 24–30. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-6.1.24>
- Sopinka, N. M., Donaldson, M. R., O'Connor, C. M., Suski, C. D., & Cooke, S. J. (2016). Stress indicators in fish. In *Fish physiology* (pp. 405–462). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-802728-8.00011-4>
- Tisa, M. S., Strange, R. J., & Peterson, D. C. (1983). Hematology of striped bass in fresh water. 45(1), 41–44. [https://doi.org/10.1577/1548-8659\(1983\)45\[41:HOSBIF\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1577/1548-8659(1983)45[41:HOSBIF]2.0.CO;2)
- Tomasso, J. R. (1997). 10 Environmental requirements and noninfectious diseases. In Harrell, R. M. (Ed.), *Striped Bass and Other Morone Culture*. (pp. 253–270). Elsevier Science.
- Vaage, B. M., Liss, S. A., Fischer, E. S., Khan, F., & Hughes, J. S. (2023). Can portable glucose and lactate meters be a useful tool in quantifying stress of juvenile Chinook salmon? *Conservation Physiology*, 11(1). <https://doi.org/10.1093/conphys/coad046>
- Wijaya, H., Widodo, M. S., & Soeprijanto, A. (2019). The Effect of Difference Temperature on Cortisol, Glucose and Glycogen level of Uceng Fish (*Nemacheilus fasciatus*). *The Journal of Experimental Life Sciences*, 9(1), 1–6. <https://doi.org/10.21776/ub.jels.2019.009.01.01>
- Witeska, M., Kondera, E., Ługowska, K., & Bojarski, B. (2022). Hematological methods in fish – Not only for beginners. *Aquaculture*, 547, 737498. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.737498>