

**DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**EVALUACIÓN REPRODUCTIVA Y PRODUCTIVA DE LÍNEAS
FENOTÍPICAS DE *Oncorhynchus mykiss* EN UN CENTRO
ACUÍCOLA DE REFERENCIA NACIONAL**

TESIS (IDÓNEA COMUNICACIÓN DE RESULTADOS)

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**PRESENTA
BIÓL. ABIGAIL MENDOZA MONDRAGÓN**

COMITÉ TUTORAL

DIRECTORA

Dra. Araceli Cortés García
Laboratorio de Reproducción, Genética y Sanidad Acuícola
Depto. El Hombre y su Ambiente
UAM-X

CODIRECTOR

Dr. Jesús Dámaso Bustamante González
Laboratorio de Ecotoxicología
Depto. Hidrobiología
UAM-I

ASESOR

Dr. Alejandro Ávalos Rodríguez
Laboratorio de Reproducción Animal
Depto. Producción Agrícola y Animal
UAM-X

RESUMEN

La trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) es una especie de alto valor comercial en la acuicultura mexicana; no obstante, su producción aún enfrenta retos relacionados a la eficiencia reproductiva y el manejo fenotípico de los reproductores. Este estudio tuvo como propósito evaluar el desempeño reproductivo y productivo de diferentes líneas fenotípicas mediante el análisis morfométrico y la evaluación integral de la calidad de los gametos, con el objetivo de identificar aquellas con mejor potencial para su aprovechamiento en sistemas de cultivo sostenibles. La investigación se desarrolló en un Centro Acuícola de Referencia Nacional, donde se aplicaron herramientas de morfometría geométrica para caracterizar la forma corporal de los organismos. Paralelamente, se analizaron diversos parámetros de calidad seminal, como color, consistencia, movilidad, volumen, concentración espermática, viabilidad y pH, así como características de los óvulos, incluyendo diámetro, color, peso del desove, número y porcentaje de grasa de los óvulos. Además, se realizaron cruzamientos dirigidos para registrar los porcentajes de fecundación. Los resultados evidenciaron que la línea T presentó una morfología corporal uniforme, mejor calidad seminal, ovocitaria y altas tasas de fecundación respecto a las líneas M, HN y NZ. Estos hallazgos respaldan la existencia de una correlación significativa entre la morfología corporal, la calidad de los gametos y la eficiencia reproductiva. En este sentido, la implementación de evaluaciones integrales permite establecer estrategias de manejo eficaces, sostenibles y rentables, para direccionar la reproducción asistida con mejora en la viabilidad embrionaria, además de reducir costos operativos, lo cual es clave para incrementar la competitividad de los sistemas acuícolas.

Palabras clave: Calidad gamética, morfometría, fecundidad, acuicultura.



Dra. Araceli Cortés García.

ABSTRACT

The rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) is a species of high commercial value in Mexican aquaculture; however, its production still faces challenges related to reproductive efficiency and phenotypic management of broodstock. The aim of this study was to evaluate the reproductive and productive performance of different phenotypic lines through morphometric analysis and a comprehensive assessment of gamete quality, with the objective of identifying those with greater potential for use in sustainable culture systems. The research was conducted at a National Aquaculture Reference Center, where geometric morphometrics tools were applied to characterize the body shape of the organisms. In parallel, various seminal quality parameters were analyzed, such as color, consistency, motility, volume, sperm concentration, viability, and pH, as well as oocyte characteristics, including diameter, color, spawning weight, egg number, and fat percentage. Additionally, controlled crosses were performed to record fertilization rates. The results showed that the T line exhibited uniform body morphology, better sperm and oocyte quality, and higher fertilization rates compared to the M, HN, and NZ lines. These findings support the existence of a significant correlation between body morphology, gamete quality, and reproductive efficiency. In this regard, the implementation of comprehensive evaluations allows the establishment of effective, sustainable, and cost-efficient management strategies to guide assisted reproduction, improve embryo viability, and reduce operational costs, which is key to increasing the competitiveness of aquaculture systems.

Keywords: Gamete quality, morphometry, fecundity, aquaculture

COMITÉ TUTORAL



DIRECTORA

Dra. Cortés García Araceli

Laboratorio de Reproducción, Genética y Sanidad Acuicola
Depto. El Hombre y su Ambiente. Universidad Autónoma Metropolitana
Unidad Xochimilco



CODIRECTOR

Dr. Bustamante González Jesús Dámaso

Depto. Hidrobiología. Universidad Autónoma Metropolitana
Unidad Iztapalapa



ASESOR

Dr. Ávalos Rodríguez Alejandro

Laboratorio de Reproducción Animal
Depto. Producción Agrícola y Animal. Universidad Autónoma Metropolitana
Unidad Xochimilco.

MIEMBROS DEL JURADO

Ana Laura Ibañez A.

PRESIDENTE

Dra. Ibañez Aguirre Ana Laura

Depto. Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Iztapalapa



SECRETARIO

M. en C. Maya Peña Eduardo

Depto. El hombre y su ambiente

Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco



VOCAL

Dr. Ávalos Rodríguez Alejandro

Depto. Producción Agrícola y Animal

Universidad Autónoma Metropolitana. Unidad Xochimilco

Agradezco a la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI) por el apoyo económico brindado durante el desarrollo de mis estudios. La beca 4011682 fue un recurso clave que me permitió avanzar en mi formación académica.

Biól. Abigail Mendoza Mondragón

CVU. 1306963

AGRADECIMIENTOS

Expreso mi agradecimiento al Centro Acuícola “El Zarco” y al Biól. Gregorio Hernández Silverio, cuya colaboración y apoyo fueron determinantes para el desarrollo de este trabajo. Asimismo, reconozco el respaldo otorgado por CONAPESCA, que facilitó el proceso y contribuyó al fortalecimiento de la investigación en el ámbito acuícola.

A la Universidad Autónoma Metropolitana por el acompañamiento académico e institucional brindado a lo largo de mi formación y a mi comité tutorial, por su guía, dedicación y por contribuir de manera significativa a la construcción de este proyecto.

A mis padres, ya que su respaldo ha sido fundamental para la culminación de esta etapa. A Nayeli, por su apoyo constante y por su disposición a acompañarme en este proceso y a Ana, por sus palabras de aliento y motivación en los momentos más importantes.

ÍNDICE

1.- INTRODUCCIÓN	1
2.- MARCO DE REFERENCIA.....	3
2.1.- Historia de la acuicultura	3
2.2.- Producción de trucha en México	4
2.3.- Ciclo de producción y sistemas de cultivo para la producción acuícola	7
2.4.- Importancia económica, social y cultural de la acuicultura	9
2.5.- Valor nutrimental de la trucha arcoíris.....	10
2.6.- Comercialización de la trucha arcoíris	11
2.7.- Morfometría geométrica.....	11
2.7.1.- Aplicación de métodos morfométricos	12
2.7.2.- Antecedentes.....	12
2.8.- Evaluación de gametos	15
2.8.1.- Calidad espermática	15
2.8.2.- Calidad de óvulos.....	16
2.8.3.- Antecedentes.....	16
3.- MARCO TEÓRICO	20
3.1.- Distribución y ecología	20
3.2.- Morfología	20
3.3.- Ciclo de vida.....	21
3.4.- Alimentación	23
3.5.- Parámetros fisicoquímicos para el cultivo de truchas	23
3.6.- Reproducción de peces teleósteos	25
3.6.1.- Eje pineal cerebro-hipófisis-gónadas	25
3.6.2.- GnRH: hormona liberadora de gonadotrofinas	27
3.7.- Morfología de los testículos.....	28
3.7.1.- Espermatogénesis	29
3.7.2.- Morfología del espermatozoide	30
3.7.3.- Calidad espermática	31
3.7.4.- La movilidad de los espermatozoides	31

3.7.5.- Plasma seminal y pH del esperma.....	34
3.7.6.- Concentración espermática y densidad del líquido seminal	35
3.7.7.- Viabilidad espermática.....	35
3.8.- Morfología de los ovarios	35
3.8.1.- Ovogénesis	36
3.8.2.- Calidad de Óvulos	37
3.8.3.- Morfología de los óvulos	37
3.8.4.- Tamaño.....	38
3.8.5.- Contenido químico del ovocito.....	38
3.8.6.- Fecundación.....	39
3.9.- Morfometría.....	40
3.9.1.- Importancia del uso de la MG.....	42
4.- JUSTIFICACIÓN	44
5.-HIPÓTESIS	45
6.-OBJETIVOS.....	45
7.- METODOLOGÍA.....	46
7.1.- Área de estudio.....	46
7.2.- Selección de organismos.....	46
7.3.- Anestesia para manipulación.....	47
7.4.- Morfometría geométrica.....	47
7.5.- Extracción de gametos.....	48
7.6.- Espermograma	48
7.7.- Calidad ovocitaria.....	49
7.8.- Reproducción asistida: tasa de fecundación	50
7.9.- Parámetros fisicoquímicos del agua	51
7.10.- Análisis estadístico:.....	51
8.-RESULTADOS	53
8.1.- Parámetros fisicoquímicos del agua	53
8.2.- Tiempo de anestesia y recuperación	53
8.3.- Análisis morfométrico y distinción entre líneas.....	54

8.3.1.- Análisis morfométrico y distinción por líneas y sexo.....	56
8.4. Machos: Biometría y calidad seminal.....	60
8.5.- Hembras: Biometría y calidad ovocitaria.....	64
8.6.- Fecundación.....	66
9.- DISCUSIÓN	68
9.1.-Parámetros fisicoquímicos del agua	68
9.2.-Tiempo de anestesia y recuperación.....	68
9.3.-Análisis morfométrico y distinción entre líneas.....	69
9.3.1.-Machos: Biometría y calidad seminal	71
9.3.1.-Hembras: Biometría, peso y calidad de óvulos	76
9.4.-Porcentaje de fecundación.....	78
10.- CONCLUSIONES	79
11.- REFERENCIAS	80

1.- INTRODUCCIÓN

La acuicultura se ha consolidado como una actividad clave a nivel mundial por su impacto social y económico, al contribuir significativamente en la producción de alimentos, el desarrollo rural, la generación de empleo y la gestión de los recursos naturales (García-Mondragón *et al.*, 2021). En México, esta práctica ha logrado dar respuesta a la sobreexplotación de los recursos pesqueros y al incremento en la demanda de productos acuáticos, posicionándose como una alternativa sostenible para mejorar la disponibilidad alimentaria. Un ejemplo representativo es el cultivo de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*), especie de valor comercial y con una destacada participación en la producción nacional. De acuerdo con el Anuario Estadístico de Pesca y Acuicultura (CONAPESCA, 2023), se produjeron 872 toneladas en peso vivo de esta especie, reflejando su alto potencial dentro del sector acuícola.

No obstante, el desarrollo de la producción de trucha enfrenta limitaciones significativas, tales como su reproducción estacional y las deficiencias en los procesos productivos y de gestión, lo que da lugar a niveles de producción bajos. Por ello, se ha identificado la necesidad de evaluar e implementar diversas estrategias orientadas a garantizar la reproducción y supervivencia de las crías, contribuyendo al incremento en la producción de este recurso (Bustamante-González *et al.*, 2018; Ortega-Mejía *et al.*, 2023). Con este propósito, se han llevado a cabo investigaciones enfocadas en la reproducción de trucha arcoíris, como una estrategia clave para que la acuicultura pueda responder a la creciente demanda. Estas investigaciones se centran en comprender la biología reproductiva de la especie a través de la evaluación de los gametos, detectando factores como las características genéticas de la población, el entorno ambiental y la alimentación que influyen significativamente en la eficiencia reproductiva, modificación en la temporada de desove, la producción y calidad de los gametos e índices de fertilidad (Kowalski y Cejko, 2019; Militelli *et al.*, 2013).

Asimismo, las variaciones en la forma corporal de los peces se han relacionado directamente con indicadores clave de rendimiento, los cuales son determinantes para su desarrollo, supervivencia y eficiencia productiva. Estas diferencias morfológicas, que pueden presentarse incluso entre organismos de misma especie, pueden evaluarse a través de parámetros tanto productivos como morfométricos, proporcionando el conocimiento necesario para lograr una gestión efectiva (Keeley *et al.*, 2007; Koch y Narum, 2021). En este contexto, la morfometría geométrica se destaca como una herramienta precisa, accesible y no invasiva, ideal para el análisis detallado de la forma, debido a su capacidad para detectar incluso las sutiles variaciones fenotípicas (Traverso *et al.*, 2024), lo que la convierte en una técnica especialmente útil para diferenciar conjuntos de peces que presentan características similares en cuanto a crecimiento, supervivencia y reproducción (Dwivedi *et al.*, 2020). No obstante, aunque existe una amplia literatura (Assis *et al.*, 2020; Ibañez *et al.*, 2007; Kumar *et al.*, 2022; Pérez-Quinonez *et al.*, 2018; Spelic *et al.*, 2021; Turgut *et al.*, 2024) enfocada en el uso de medidas morfométricas relacionadas con la alimentación o su clasificación

según el hábitat de la especie, aún son escasas las investigaciones orientadas a determinar qué características serían adecuadas para la mejora genética o la selección de líneas parentales en programas de reproducción (Cadrin, 2005).

2.- MARCO DE REFERENCIA

La acuicultura comprende un conjunto de actividades orientadas a la producción, cría, desarrollo y comercialización de organismos acuáticos, tanto animales como vegetales, en medios de agua dulce, salobre o marina. Según la Ley General de Pesca y Acuicultura Sustentables (DOF, 2024), se define como el conjunto de acciones destinadas a la reproducción controlada, preengorda y engorda de especies de flora y fauna acuáticas mediante técnicas de cría o cultivo en instalaciones diseñadas para su explotación con fines comerciales, ornamentales o recreativos. Dentro de esta disciplina, se encuentra la piscicultura, una rama especializada en la cría de peces en entornos controlados, aislados de su hábitat natural. Esta práctica, de origen ancestral, ha tenido un notable crecimiento en las últimas décadas, impulsada por sus beneficios productivos y económicos (Maiz *et al.*, 2010), posicionándose como una alternativa sustentable para el abastecimiento alimentario y la conservación de especies.

2.1.- Historia de la acuicultura

Los recursos pesqueros desempeñan un papel fundamental en el suministro de alimentos a nivel mundial. En los últimos años, su explotación ha incrementado significativamente, impulsada por el desarrollo tecnológico en el sector. Sin embargo, el constante crecimiento poblacional exige una mayor disponibilidad de alimentos, lo que ha provocado una disminución preocupante de los recursos en ríos, lagos y océanos. Esta reducción compromete la seguridad alimentaria y acentúa la necesidad de alternativas sostenibles. En este contexto, la acuicultura ha emergido como un sistema de producción que busca reducir la presión sobre la pesca extractiva, contribuyendo de manera significativa al abastecimiento alimentario global (Choudhury *et al.*, 2023; De la Oliva, 2011).

En el caso de México, durante los años de la independencia (1810–1821), la acuicultura permaneció prácticamente inexplorada. Fue hasta 1860 que el presidente Miguel Miramón otorgó un "privilegio exclusivo" a Carlos Jacobi para la introducción y cría de peces de agua dulce en el país. Este acuerdo incluía el derecho exclusivo de pesca y venta, condicionado al suministro gratuito de huevos de peces al Estado para repoblar otros cuerpos de agua, no obstante, con el triunfo de la República, las Leyes de Reforma impulsadas por Benito Juárez anularon dicho privilegio y, a través del Código Civil, se declaró a los viveros y estanques de peces como bienes inmuebles, a partir de entonces, la piscicultura se consideró una actividad libre en todo el territorio nacional (Gutiérrez-Yurrita, 2000).

En América Latina, uno de los hitos relevantes fue la incubación de huevos de trucha arcoíris (*O. mykiss*) provenientes de Estados Unidos, los cuales fueron introducidos en una laguna del Estado de México (Arredondo y Lozano, 2003). Esta especie se comenzó a cultivar en México a finales del siglo XIX, y en 1937 se fundó la estación piscícola de Almoloya del Río. Posteriormente, en 1943, se estableció el Centro Acuícola El Zarco, ubicado en el parque nacional “Insurgentes Miguel Hidalgo”, en los límites del Estado de México y el entonces Distrito Federal. Este centro desempeñó un papel clave en la distribución de huevos y crías

hacia diversas entidades como Hidalgo, Puebla y la Ciudad de México (Hernández-Hernández y Carrillo-Longoria, 2018; Mendoza-Alfaro *et al.*, 2014), consolidando al Estado de México como líder en la producción de crías con fines de repoblación.

Originalmente, la introducción de esta especie tuvo como objetivo restaurar poblaciones en ríos y embalses de regiones frías y templadas, aunque posteriormente se integró a los sistemas de producción acuícola. Además de la trucha arcoíris, se introdujeron otras especies como la trucha café (*Salmo trutta fario*) y la trucha de arroyo (*Salvelinus fontinalis*) (García-Mondragón *et al.*, 2013). A partir de la década de 1930, la acuicultura en México adquirió un enfoque claro hacia el repoblamiento de cuerpos de agua, priorizando especies como la carpa, la lobina y la trucha arcoíris. En ese entonces, la actividad fue denominada “piscicultura agrícola”, al estar estrechamente vinculada con los proyectos de infraestructura hidráulica promovidos por la Comisión Nacional de Irrigación. Esta dinámica, con fuerte participación estatal, no ha sido exclusiva de México, sino común en países en desarrollo, donde la acuicultura ha sido promovida como una herramienta productiva para mejorar las condiciones de vida en comunidades rurales afectadas por la pobreza y la marginación (García-Mondragón *et al.*, 2013).

2.2.- Producción de trucha en México

En la actualidad, a pesar de los esfuerzos históricos e institucionales por impulsar su cultivo, la producción nacional de trucha en México enfrenta diversos desafíos. En términos de volumen, esta especie ocupa el puesto 37 dentro de la producción pesquera nacional, mientras que, en cuanto a su valor económico, se ubica en la posición 31. Este rezago se acentúa por una tasa media de crecimiento anual negativa del -19.39% registrada durante la última década, lo que indica una tendencia decreciente en la producción de trucha (CONAPESCA, 2023). No obstante, esta actividad sigue concentrándose en regiones específicas del país, siendo Veracruz el principal estado productor con el 35% del total nacional, seguido por Tamaulipas (34%), Hidalgo (9%), Puebla (9%) y Michoacán (5%). Estos porcentajes reflejan la importancia regional que conserva la especie, particularmente en zonas templadas. Durante el periodo 2014–2023, la producción de trucha ha mostrado fluctuaciones interesantes, lo que pone de manifiesto la inestabilidad de los sistemas productivos y la necesidad de fortalecer las estrategias de manejo, inversión y tecnificación. La variabilidad observada se encuentra representada en la figura 1.

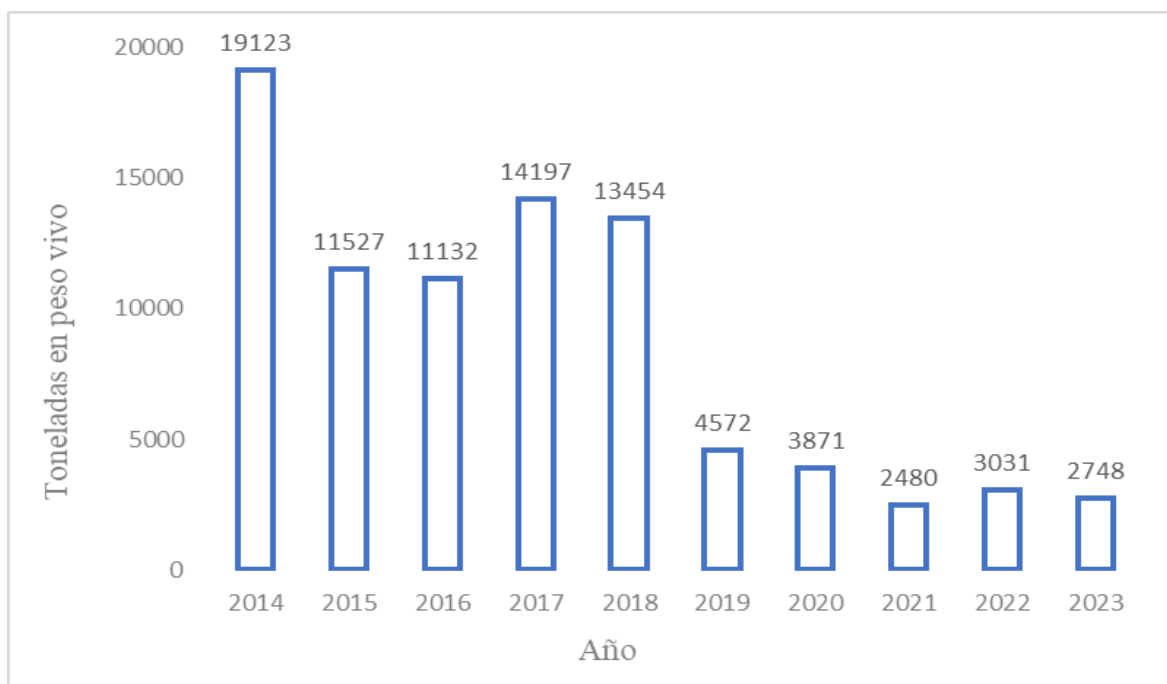


Figura 1. Serie histórica de la producción en volumen (ton. en peso vivo) de trucha arcoíris a nivel nacional 2014-2023.

(Anuario Estadístico de Pesca y Acuicultura, 2023).

En el año 2023, la producción nacional de trucha proveniente exclusivamente de sistemas acuícolas alcanzó un volumen de 2,748 toneladas en peso vivo, con un valor económico de 161,568 miles de pesos. De esta cifra, 872 toneladas fueron atribuidas directamente a la acuicultura controlada, según lo reportado por CONAPESCA (2023) y representado en la figura 2. Esta producción se sostiene sobre una red aproximada de 1,104 granjas acuícolas, distribuidas en 19 estados del país, lo que evidencia una notable expansión geográfica de la actividad. A pesar de esta amplitud, existen diferencias sobre la estructura de propiedad y gestión de las unidades de producción. En este sentido, más del 85.7% de las granjas reportan contar con algún tipo de sistema de control en el cultivo, lo que sugiere un avance en la implementación de prácticas técnicas para la producción. Sin embargo, cerca del 80% de estas unidades pertenecen al sector social, integrado principalmente por cooperativas, ejidos y pequeños productores, mientras que solo el 20% corresponde al sector privado (SAGARPA, 2002). Esta composición estructural refleja una fuerte participación comunitaria, pero también plantea desafíos relacionados con el acceso a tecnología, financiamiento e infraestructura, aspectos que inciden directamente en la productividad, competitividad y sustentabilidad del cultivo de trucha arcoíris en México.

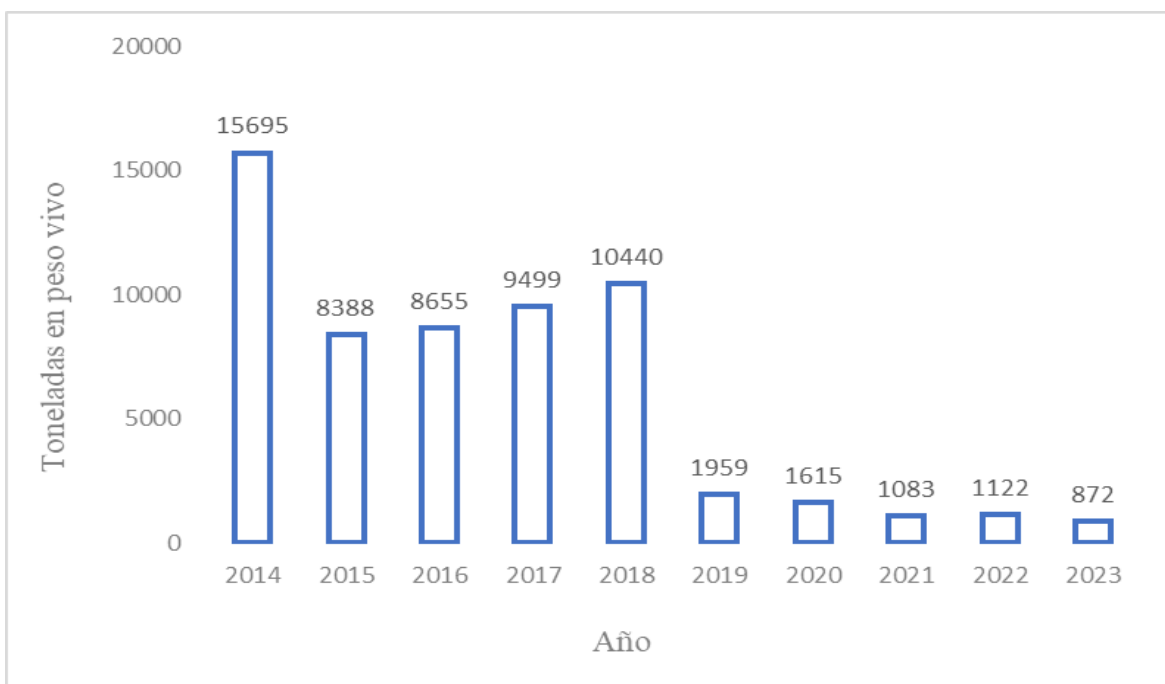


Figura 2. Volumen de peso en vivo de la producción acuícola de trucha arcoíris a nivel nacional.

(Anuario Estadístico de Pesca y Acuicultura, 2023).

El Estado de México destaca como la entidad líder en producción acuícola entre los estados sin litoral, es decir, aquellos que no cuentan con acceso directo al mar. Esta posición lo coloca por delante de entidades como Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Durango, San Luis Potosí, Ciudad de México, Zacatecas, Guanajuato, Aguascalientes, Querétaro, Hidalgo, Puebla, Tlaxcala y Morelos, lo que resalta su relevancia productiva dentro del centro del país. A nivel nacional, el Estado de México ocupa el lugar 25 en volumen de producción y el puesto 22 en valor económico generado, posicionamiento que cobra especial importancia al considerar las limitaciones geográficas y climáticas de la región. Entre las principales especies cultivadas en esta entidad se encuentran la trucha arcoíris, la carpa, la mojarra y el charal, especies que, en conjunto, alcanzaron en 2023 un volumen total de 141 toneladas en peso vivo. De este total, la trucha aportó 74 toneladas, lo que representa más del 50% del total estatal, con un valor económico de 10,982 miles de pesos, según lo reportado por CONAPESCA (2023) (Figura 3). Estos datos confirman no sólo la relevancia histórica y productiva de la trucha en esta entidad, sino también su papel central dentro de las estrategias regionales de acuicultura en zonas continentales del país.

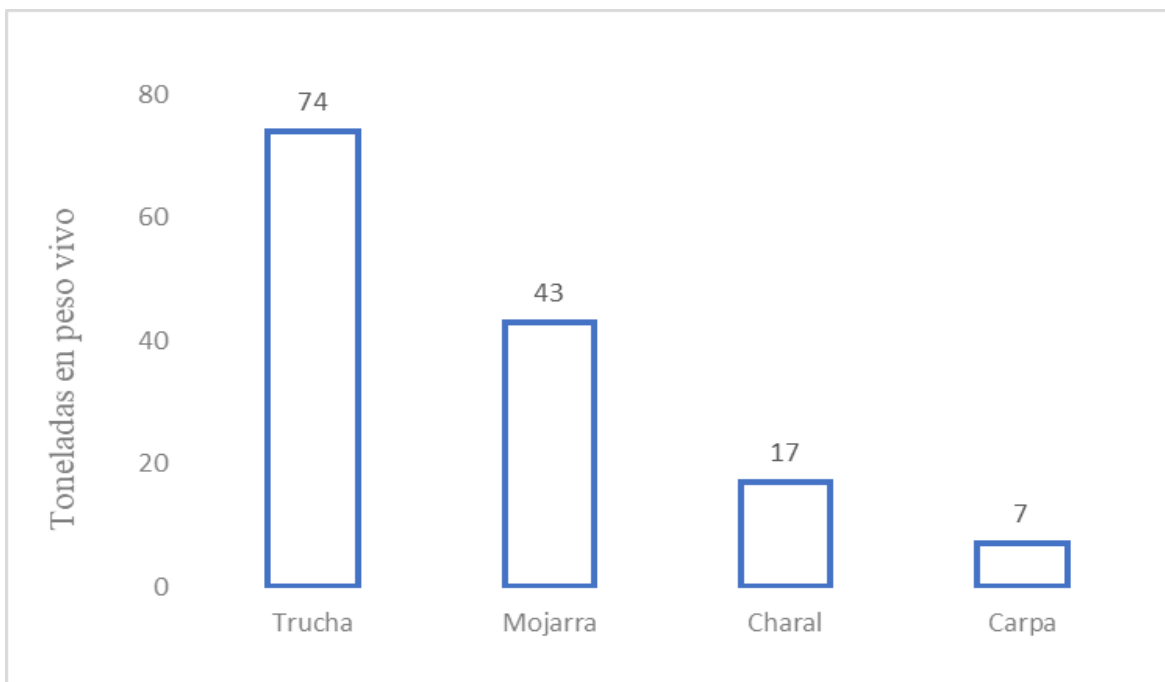


Figura 3. Principales especies producidas en el Estado de México.
(Anuario Estadístico de Pesca y Acuicultura, 2023).

2.3.- Ciclo de producción y sistemas de cultivo para la producción acuícola

La relevancia productiva de la trucha arcoíris en México, especialmente en entidades como el Estado de México, no sólo radica en los volúmenes generados, sino también en los procesos técnicos que hacen posible su cultivo bajo condiciones controladas. A diferencia de otras especies, las truchas no desovan de forma natural en sistemas acuícolas, lo que significa que su reproducción depende exclusivamente de la intervención humana a través del desove y fertilización artificial. El proceso de reproducción artificial, que abarca desde la selección de reproductores hasta la fertilización e incubación de huevos, se representa de forma esquemática en la Figura 4.



Figura 4. Producción acuícola de la trucha arcoíris.

(Elaboración propia, 2024).

Además de los procesos reproductivos controlados, otro aspecto clave que contribuye al desarrollo y eficiencia de la producción es la diversidad de sistemas de cultivo acuícola, los cuales varían en función del nivel de tecnificación, el manejo productivo y las condiciones ambientales específicas de cada región.

Cultivo extensivo: Este término se refiere a la siembra o resiembra de organismos acuáticos en un cuerpo de agua, donde su alimentación se basa principalmente en los recursos naturales del entorno acuático, aunque puede involucrar cierto grado de acondicionamiento del medio (De la Oliva, 2011; Ghamkhar *et al.*, 2021).

Cultivo semintensivo: Se emplea para describir la cría de organismos acuáticos en entornos que pueden ser naturales o artificiales, en los cuales se complementa la alimentación con fuentes suplementarias, además de aprovechar la alimentación natural disponible, llevando a cabo un mayor nivel de gestión y acondicionamiento del entorno acuático (De la Oliva, 2011; Ghamkhar *et al.*, 2021).

Cultivo intensivo: Este término se refiere a la cría de organismos acuáticos utilizando tecnología avanzada y un nivel más elevado de gestión y control con el objetivo de lograr un alto rendimiento por unidad de área. En este enfoque, la alimentación principal consiste en dietas equilibradas y cuidadosamente controladas (De la Oliva, 2011; Ghamkhar *et al.*, 2021).

Cultivo en estanques: La ubicación y disposición de estos estanques se basa en la topografía del terreno, y se busca preferentemente una distribución del agua por gravedad. Esta distribución debe seguir una secuencia lógica en consonancia con las etapas del proceso de

crianza y se pueden dividir en estanques de concreto, de mampostería de piedra, estanques en tierra y circulares (Sistema Nacional de Acuicultura, 2022).

Cultivo en jaulas flotantes: Las jaulas flotantes son estructuras cerradas colocadas en cuerpos de agua, equipadas con un sistema de flotación y aseguradas al lecho del cuerpo de agua mediante contrapesos. Su función principal es mantener un flujo constante de agua en su interior, permitiendo al mismo tiempo la retención de los peces y la circulación de agua entre la jaula y el entorno circundante (Sistema Nacional de Acuicultura, 2022). Algunas de las ventajas incluyen lo siguiente: sistema que posibilita la realización de cultivos intensivos (una alta densidad de peces por metro cúbico), la facilidad en su gestión (alimentación, limpieza, selección) y un rápido desarrollo de los peces, entre las jaulas más comunes utilizadas se encuentran las circulares y las cuadradas (FAO, 2014).

2.4.- Importancia económica, social y cultural de la acuicultura

La acuicultura se ha consolidado como un sector clave con profundas implicaciones económicas, sociales y culturales. En el plano económico, constituye una fuente creciente de alimentos y empleo, con potencial para dinamizar las economías locales y nacionales mediante cadenas de valor más eficientes, acceso a mercados internacionales y la incorporación de innovaciones tecnológicas que incrementen la productividad de manera sostenible. Socialmente, desempeña un papel central en la seguridad alimentaria y nutricional, ya que garantiza la disponibilidad de productos acuáticos saludables, además de generar empleos formales y promover la inclusión de mujeres, jóvenes y comunidades vulnerables en actividades productivas, de liderazgo y de toma de decisiones. En el ámbito cultural, la acuicultura mantiene vivo el vínculo de las comunidades con sus recursos acuáticos, preservando tradiciones alimentarias, prácticas locales y saberes colectivos que refuerzan la identidad y cohesión social. De esta manera, la acuicultura se presenta como un motor de desarrollo integral y sostenible, capaz de responder a los retos actuales en materia de producción de alimentos, equidad social y conservación de la diversidad cultural (FAO, 2022).

No obstante, las proyecciones de crecimiento demográfico hacia el año 2030 plantean desafíos significativos en términos de disponibilidad de alimentos, por lo que resulta imprescindible fortalecer políticas e infraestructura acuícola, asegurando su sostenibilidad ecológica y social. El consumo de pescado ha mostrado un crecimiento sostenido en las últimas décadas, consolidándose como una de las principales fuentes de proteína animal a nivel mundial. De acuerdo con la FAO (2024), en el 2022 el consumo aparente anual per cápita de alimentos acuáticos alcanzó los 20.7 kg, contribuyendo con alrededor del 15% de las proteínas animales y el 6% de las proteínas totales, beneficiando a más de 3,200 millones de personas, así mismo Sepúlveda (2022) reporta que aproximadamente 3,300 millones de personas obtienen cerca del 20% de sus proteínas animales a partir del pescado, lo que refleja su relevancia en la seguridad alimentaria. Estos datos no sólo resaltan el valor nutritivo del

pescado, sino también el rol esencial que desempeña la acuicultura en los sistemas alimentarios del presente y futuro.

México no ha sido ajeno a esta tendencia, en las últimas décadas, la acuicultura nacional ha experimentado un crecimiento significativo, ofreciendo beneficios económicos, sociales y alimentarios. A pesar de este avance, persiste un amplio potencial de expansión y tecnificación, especialmente en regiones de alta vocación acuícola donde aún existen limitaciones estructurales (Campos *et al.*, 2016). La acuicultura no solo aporta alimentos de alto valor nutricional a precios accesibles, sino que también se ha convertido en un eje de desarrollo comunitario en varias zonas del país. Un ejemplo claro de ello es el caso del Estado de México, donde el cultivo de trucha arcoíris ha generado una dinámica económica y cultural particularmente notable, sobre todo en la región de “La Marquesa”. El crecimiento de la demanda de este producto entre los habitantes de la zona metropolitana impulsó el desarrollo de una red de restaurantes y prestadores de servicios turísticos, que integran la venta de trucha preparada como parte central de la experiencia gastronómica regional. Con el tiempo, esta actividad dejó de ser meramente complementaria para convertirse en una actividad productiva integral, que vincula la acuicultura con el turismo rural y de naturaleza, incluyendo actividades como senderismo, campismo, rapel y ecoturismo. De este modo, la producción de trucha en esta zona no solo representa una fuente de ingresos y empleo local, sino también un ejemplo exitoso de articulación entre producción alimentaria, identidad regional y aprovechamiento sustentable de los recursos naturales (García-Mondragón *et al.*, 2013).

2.5.- Valor nutrimental de la trucha arcoíris

En el marco de la seguridad alimentaria y la nutrición, uno de los principales aportes de la acuicultura es la producción de especies con alto valor nutricional, como es el caso de la trucha arcoíris, reconocido por sus múltiples beneficios para la salud cardiovascular y su perfil nutricional equilibrado, lo que lo convierte en una excelente opción dentro de dietas saludables. La trucha presenta una composición con bajo contenido graso, aproximadamente 3% de grasa total, y destaca como una fuente importante de ácidos grasos omega-3, esenciales para el funcionamiento del sistema nervioso y la prevención de enfermedades inflamatorias y cardiovasculares. Además, aporta proteínas de alto valor biológico, que contienen todos los aminoácidos esenciales necesarios para el organismo, lo que la convierte en un alimento de gran calidad proteica. Asimismo, su carne es rica en minerales como selenio y fósforo, así como en vitaminas del complejo B (B12, B6, niacina) y vitamina D, todas ellas fundamentales para funciones metabólicas, inmunológicas y neuromusculares. Desde el punto de vista dietético, la trucha de agua dulce representa una alternativa ideal para personas que siguen dietas hipocalóricas o con restricciones en el consumo de lípidos, ya que contiene aproximadamente 3 g de grasa por cada 100 g de porción comestible, en contraste con la trucha marina, que puede alcanzar hasta 12 g de grasa por la misma cantidad (Valero *et al.*, 2018).

2.6.- Comercialización de la trucha arcoíris

En el mercado mexicano, la trucha arcoíris se comercializa principalmente en dos tallas comerciales, la presentación “pan size” corresponde a organismos de 20 a 30 cm de longitud y un peso promedio de 250 a 300 g, que generalmente tienen entre 12 y 16 meses de edad, mientras que la presentación “grande” incluye individuos con pesos que van desde los 400 g hasta los 2 kg, cuya edad varía entre 12 y 24 meses. Esta clasificación responde a las preferencias del consumidor y a las demandas específicas de los distintos canales de distribución. Aproximadamente la mitad de la producción de trucha en México se comercializa a través de intermediarios, quienes se encargan de su distribución en mercados locales, restaurantes y hoteles. No obstante, también existe una proporción importante que se vende de forma directa desde los criaderos, tanto a consumidores finales como a establecimientos gastronómicos, especialmente en zonas turísticas donde el producto se ofrece fresco o cocinado en el lugar de producción. Una pequeña fracción de la producción total se destina a la pesca deportiva, al autoconsumo familiar o al procesamiento industrial, aunque esta última modalidad aún representa un área de oportunidad para el desarrollo del sector (Greaves-Fernández, 2015).

Dado que la trucha arcoíris es una de las especies más cultivadas en el país, su producción requiere de un enfoque integral sustentable que garantice tanto la rentabilidad económica como la conservación de los recursos naturales. Para lograrlo, es fundamental avanzar en la mejora continua de las prácticas de cultivo y manejo, incorporando tecnologías apropiadas y cumpliendo con los estándares regulatorios en sanidad, bienestar animal y sostenibilidad ambiental. Este enfoque debe ir acompañado de un conocimiento detallado de las condiciones de producción y de las características de los sistemas acuícolas en cada región. Así, se podrán diseñar estrategias de investigación aplicada, extensión y transferencia tecnológica que fortalezcan las capacidades de los productores y permitan consolidar un sector acuícola competitivo, resiliente y respetuoso del entorno (García-Mondragón *et al.*, 2013).

2.7.- Morfometría geométrica

Como parte del fortalecimiento de una acuicultura eficiente y sostenible, resulta indispensable incorporar herramientas analíticas que permitan mejorar la gestión de las especies cultivadas, como la trucha arcoíris. Entre estas herramientas, los métodos morfométricos han demostrado gran utilidad para detectar diferencias sutiles en la forma corporal y en estructuras anatómicas específicas, aspectos clave para la selección de reproductores, la evaluación de crecimiento y la estandarización del producto comercial. A diferencia de las mediciones tradicionales basadas en conteos o distancias lineales, la morfometría geométrica permite analizar coordenadas anatómicas con alta precisión, facilitando una caracterización más completa de las variaciones morfológicas entre individuos o poblaciones (Kerschbaumer y Sturmhuber, 2011; Tripathy, 2020).

La aplicación de este enfoque no sólo es relevante en estudios de biología evolutiva, sino que también cobra relevancia en sistemas acuícolas donde se busca optimizar el rendimiento

productivo. Las diferencias morfométricas entre poblaciones de una misma especie pueden revelar adaptaciones a distintos ambientes, efectos del manejo o incluso la influencia de la selección genética. Estos análisis proporcionan información clave para diseñar estrategias de mejoramiento genético, manejo selectivo y conservación de la diversidad intraespecífica, lo cual resulta esencial para sostener la productividad y resiliencia de los cultivos acuícolas (Kumar *et al.*, 2021).

2.7.1.- Aplicación de métodos morfométricos

La identificación de especies y la discriminación de poblaciones representan aspectos esenciales para la gestión y conservación de los recursos pesqueros, particularmente en entornos acuícolas donde el conocimiento preciso de la diversidad fenotípica y estructural contribuye al diseño de estrategias viables. Gracias a su capacidad para detallar, comparar y visualizar la forma corporal con alta resolución, la morfometría geométrica se ha consolidado como una herramienta ampliamente utilizada para detectar diferencias morfológicas entre grupos, incluso entre especies de peces estrechamente relacionadas (Binashikhubuk *et al.*, 2022; Imtiaz y Naim, 2018; Polley *et al.*, 2016). Este enfoque no solo permite establecer correlaciones entre la forma y factores como el crecimiento, la función, la evolución y la ecología, sino que también facilita el análisis de variaciones ontogénicas vinculadas a tasas diferenciales de maduración y desempeño reproductivo.

La forma y el tamaño corporal, analizados mediante métodos morfométricos geométricos, permiten identificar patrones de crecimiento y diferencias funcionales entre poblaciones, aspectos clave en la selección de reproductores. Aunque esta herramienta ha sido aplicada con éxito en otras áreas biológicas, su uso en la identificación de poblaciones intraespecíficas en peces cultivados sigue siendo limitado. Integrar estos análisis desde un enfoque interdisciplinario podría aportar información valiosa sobre grupos fenotípicos, es decir, conjuntos de individuos con tasas similares de crecimiento, reproducción y supervivencia. Asimismo, el uso de índices morfofisiológicos y peso corporal resulta útil para determinar la edad y características óptimas de los reproductores, favoreciendo la obtención de progenie de mayor calidad. Sin embargo, persiste una carencia de estudios centrados en la definición de medidas morfométricas para mejorar o seleccionar líneas parentales en especies como la trucha, lo cual representa un área de oportunidad para futuras investigaciones aplicadas (Cadrin, 2005).

2.7.2.- Antecedentes

En un análisis exhaustivo de diversas investigaciones donde se aplica la morfometría geométrica, con el objetivo de examinar tanto las diferencias morfológicas y fenotípicas entre varias especies y linajes, como el impacto de diferentes métodos de cría en la morfología, se presentan las siguientes.

En el caso de la trucha arcoíris (*O. mykiss*), Pulcini *et al.* (2014) estudiaron cómo el entorno de cría influye en la morfología, específicamente en el desarrollo de una forma corporal más robusta en cría orgánica. Al comparar truchas criadas en sistemas intensivos y orgánicos,

observaron que las truchas en entornos orgánicos presentaban un cuerpo más robusto, con aletas medianas cortas y un pedúnculo caudal fuerte. Estas adaptaciones morfológicas parecen estar relacionadas con las condiciones de menor densidad poblacional y mayor complejidad del hábitat en los sistemas orgánicos, que favorecen la territorialidad y comportamientos agresivos. Asimismo, mientras que algunos estudios señalan que la variación morfométrica en los salmónidos se debe a factores genéticos y diferencias entre poblaciones, otros sugieren que las diferencias entre las poblaciones naturales y las de criadero están influenciadas principalmente por el ambiente. Sin embargo, no se puede ignorar la interacción entre la genética y los métodos de cría como factores clave en la morfología de estos peces.

Spelic *et al.* (2021) aplicaron la morfometría geométrica con el fin de discriminar rasgos morfológicos entre truchas nativas, introducidas, así como sus híbridos y reportaron diferencias significativas en profundidad corporal, longitud de la cabeza y tamaño de los ojos entre los linajes. Asimismo, se observó una alta correlación morfológica que podría ser resultado de la diversidad genética y la plasticidad fenotípica propia de los salmónidos. Cabe mencionar que se difiere en sí las diferencias morfológicas se presentaron por diferenciación genética o bien por influencia del hábitat (un entorno salvaje vs cría de piscifactoría).

Entre otro de los estudios realizados en el género *Oncorhynchus*, Keeley *et al.* (2021) abordaron la variabilidad morfológica de la trucha degollada a partir de 24 puntos de referencia, donde se encontró una divergencia morfológica significativa en algunas subespecies, correlacionada con la divergencia genética. Los caracteres morfológicos y merísticas suelen utilizarse para distinguir especies de peces, siendo herramientas esenciales para identificar su presencia y distribución. Sin embargo, diagnosticar variación morfológica dentro de una misma especie es a menudo complejo debido a la similitud entre las formas. Las descripciones pueden reflejar casos extremos de variación continua entre poblaciones geográficamente distantes o estar influenciadas por la plasticidad de los rasgos frente a distintas condiciones ambientales. Por ello, resulta útil integrar enfoques morfológicos y moleculares para obtener una visión más completa de las diferencias entre poblaciones.

Monet *et al.* (2006) se centró en la trucha marrón (*Salmo trutta*), evaluando las variaciones en la forma corporal entre truchas del linaje mediterráneo, atlántico y sus híbridos. Utilizando el método de placas delgadas-spline (TPS) y puntos de referencia anatómicos, se observó un dimorfismo sexual notable, con los machos mostrando una región dorsal más desarrollada y una cabeza más grande que las hembras. También se identificó una curvatura corporal relacionada con el tamaño, sugiriendo que el crecimiento influye en la forma. La diferenciación morfológica entre los linajes mediterráneo y atlántico fue clara, aunque la distinción entre híbridos y truchas mediterráneas resultó más complicada. Estos hallazgos ofrecen una comprensión profunda de las adaptaciones morfológicas durante el período de desove, especialmente en los machos, y resaltan la morfología en la reproducción.

Asimismo, se han realizado diferentes estudios en otras especies de peces, aplicando morfometría geométrica.

Martínez-Leiva *et al.* (2023) mencionan que la forma del cuerpo en los peces desempeña un papel crucial en diversas funciones vitales tales como el nado, la alimentación, reproducción, migraciones, etc. Por lo que el objetivo de su investigación se centra en los cambios de la morfología corporal en relación al crecimiento de *Chelon auratus* mediante el uso de morfometría geométrica, con el fin de captar detalles precisos de la transformación. Los resultados revelaron que, a medida que los peces experimentaron crecimiento somático, disminuye la variabilidad morfológica, lo que sugiere una mayor uniformidad en la forma corporal a lo largo del tiempo. Los cambios notables incluyeron un aumento en el tamaño de la cabeza, así como una elongación y ensanchamiento del cuerpo, modificaciones que podrían estar asociadas con mejoras en la eficiencia de nado y otras funciones.

Por su parte, Montoya-López *et al.* (2019) hicieron uso de la morfometría para analizar las variaciones en la forma corporal de tilapia roja y tilapia del Nilo, cultivadas en los Andes colombianos. Se identificaron diferencias morfológicas significativas entre todas las granjas evaluadas. Los peces de las granjas de tilapia del Nilo presentaron cuerpos alargados y una posición baja del extremo posterior de la órbita ocular y la inserción de la aleta pectoral, en comparación con las tilapias rojas. Por su parte, los peces de la granja de tilapia roja presentaban cuerpos profundos y cabezas pequeñas en comparación con los de la otra granja. Concluyendo que las tilapias criadas en diferentes granjas tienen variaciones en su forma corporal, lo cual podría ser útil para programas de mejoramiento genético.

Gören y Kaymak (2024) investigaron la variación fenotípica inter e intraespecífica (tamaño y forma del cuerpo) en dos especies de ciprínidos *Carassius gibelio* y *Cyprinus carpio*, en el arroyo Düden, Turquía. Se planteó que la variación fenotípica entre especies está correlacionada con variables específicas de los peces y los sitios del río. Además, se sugirió que estas dos especies podrían mostrar patrones similares de variación fenotípica entre poblaciones. Mediante 22 puntos de referencia se realizó un análisis morfométrico, donde los resultados demostraron que las características específicas de cada especie y el sitio del río tuvieron efectos significativos en la variación de la forma del cuerpo y el tamaño. Lo que supone, que la variación fenotípica observada dentro de cada especie se atribuye a una rápida adaptación local, resultado de varios eventos o una plasticidad fenotípica significativa.

Aparicio *et al.* (2005) realizaron estudios en relación a las características morfológicas y genéticas para diferenciar entre poblaciones nativas, de criadero e híbridas en trucha común, donde los resultados revelaron diferencias significativas en las características de coloración y patrones de manchas entre los tres genotipos analizados mediante un análisis de función discriminante que permitió identificar correctamente al 79% de los individuos, utilizando variables como el color del margen de la aleta dorsal, el número de manchas en el opérculo, la presencia de una marca preopercular y el diámetro de las manchas negras. Este enfoque, que combina herramientas morfológicas y genéticas, ha demostrado ser eficaz y de

bajo costo, lo que sugiere oportunidades para su aplicación en la conservación y gestión de las poblaciones nativas de trucha común.

2.8.- Evaluación de gametos

A su vez, diversos estudios han señalado que el desempeño productivo de los alevines está estrechamente relacionado con la calidad de los gametos de los cuales se originan. Tanto los óvulos como el semen desempeñan un papel determinante en el éxito de la fertilización y en la supervivencia inicial de la descendencia, siendo considerados factores clave en la eficiencia reproductiva de especies acuícolas cultivadas (Bobe y Labbé, 2010; Rurangwa *et al.*, 2004).

2.8.1.- Calidad espermática

Definida como aquella capacidad del espermatozoide para lograr una fertilización exitosa y, posteriormente, el desarrollo de un embrión viable (Martínez y Pardo-Carrasco, 2010). Esta característica depende de varios factores fisiológicos que permiten evaluar el potencial reproductivo del macho. Entre los parámetros frecuentes para su evaluación se encuentran los siguientes:

- **Movilidad espermática**

Es el movimiento flagelar de los espermatozoides se lleva a cabo al tener contacto con el agua o fluido ovárico, la duración es aproximadamente de 60 a 80 segundos (Arias-Rodríguez, 2001).

- **Tipo o grado de movimiento**

Evalúa la calidad del desplazamiento espermático, considerando si el espermatozoide muestra un movimiento vigoroso y sostenido, lo cual es indicativo de una alta capacidad fecundante (Arias-Rodríguez, 2001; Rurangwa *et al.*, 2004).

- **Concentración espermática**

Se determina mediante conteo con una cámara de Neubauer, y puede verse influenciada por factores como la época reproductiva, tratamientos hormonales, calidad del agua, dieta y especie cultivada (Arias-Rodríguez, 2001; Murakami *et al.*, 2014).

- **Viabilidad**

Se refiere a la proporción de espermatozoides vivos respecto al total, determinada por tinciones específicas (Álvarez *et al.*, 2009). Esta variable está asociada a la calidad general del semen y al éxito reproductivo. Comprender el ciclo gonadal, identificar la temporada reproductiva y evaluar la madurez sexual son aspectos fundamentales para maximizar la fertilidad y mejorar el reclutamiento de las poblaciones (Peñaloza, 2009).

La evaluación integral de estos parámetros en acuicultura resulta esencial para estimar la capacidad fecundante del semen, así como para desarrollar y aplicar técnicas como la fertilización in vitro, criopreservación y otras biotecnologías reproductivas enfocadas al

mejoramiento genético. El uso de gametos de alta calidad es un requisito indispensable para lograr producciones eficientes y generar crías con características deseables (López-Hernández *et al.*, 2018).

2.8.2.- Calidad de óvulos

Se define como la capacidad de los huevos para lograr un desarrollo embrionario exitoso y garantizar la supervivencia larval hasta la primera alimentación exógena. Esta calidad se evalúa comúnmente a través de parámetros morfológicos y morfométricos, como el tamaño, la tasa de fertilización y la viabilidad embrionaria, aunque estos indicadores no siempre explican de manera precisa las causas detrás de una buena o mala calidad ovocitaria (Peña, 2015).

- Tamaño de los óvulos y apariencia

El tamaño y la apariencia de los óvulos no fecundados pueden servir como un indicador tentativo para evaluar o estimar el potencial general de desarrollo después de la fertilización. A lo largo del ciclo reproductivo se observan variaciones significativas en el tamaño, estas diferencias pueden estar relacionadas con diversos factores, como la salud fisiológica de la hembra, la cantidad de óvulos desovados, la etapa de la temporada de reproducción, el origen de la población, la ubicación geográfica, la temperatura, la disponibilidad de alimento y el nivel de salinidad (Kamler, 2005).

- Tasa de fertilización

Es uno de los componentes clave de la calidad de los gametos y se utiliza para predecir el éxito en las primeras etapas de desarrollo, aunque, según la especie, su seguimiento no resulta siempre sencillo (Bobe y Labbé, 2010).

- Contenido de grasa

Los lípidos, especialmente los ácidos grasos, desempeñan un papel crucial en el desarrollo embrionario y larval, ya que constituyen una fuente energética esencial. En teleósteos, los óvulos contienen altas concentraciones de lípidos, cuyo origen puede ser la dieta, los tejidos adiposos o la síntesis en el folículo ovárico. La calidad nutricional de la dieta reproductiva tiene un efecto directo sobre el perfil lipídico de los óvulos, lo cual influye notablemente en la calidad reproductiva (Johnson, 2009; Rosado-Puccini *et al.*, 2014). En relación a lo anterior, se presentan las diferentes investigaciones realizadas sobre calidad espermática y calidad de óvulos.

2.8.3.- Antecedentes

- Calidad espermática

Castro-Castellón *et al.* (2017) en un estudio adicional en el centro acuícola “El Zarco” determinaron la calidad de semen de trucha arcoíris de un grupo de peces del lote Michoacano al final de la temporada reproductiva, donde se midieron variables como el volumen, concentración espermática y movilidad. Además, se evaluó el porcentaje de fecundación

utilizando 421 huevos, de los cuales el 98% resultaron viables. Este análisis proporciona una visión detallada de la calidad seminal al final de la temporada reproductiva y su impacto en la viabilidad del fertilizado.

Bustamante-González *et al.* (2018) evaluaron el crecimiento y la calidad espermática en 32 machos sexualmente maduros de trucha arcoíris en el centro acuícola “El Zarco”, Estado de México. Los datos mostraron un mayor crecimiento entre julio y agosto, previo al inicio de la temporada reproductiva. La producción de semen alcanzó su punto máximo en septiembre y fue disminuyendo hasta febrero, mientras que la movilidad espermática se incrementó de agosto a diciembre, con un decremento en los primeros meses del año. Estos resultados indican que tanto el crecimiento como la calidad seminal están estrechamente ligados al ciclo reproductivo y a las condiciones ambientales, lo que sugiere que ajustar las prácticas de manejo durante este periodo puede mejorar la eficiencia reproductiva y el rendimiento productivo en sistemas acuícolas.

Quispe *et al.* (2021) se enfocaron en determinar cómo la temperatura de congelación afecta la calidad del semen de trucha arcoíris. Para ello, se recogió el semen de 12 machos reproductores, estas muestras fueron evaluadas macroscópica y microscópicamente antes y después de la descongelación, y se midió la tasa de fertilidad bajo tres temperaturas de congelación diferentes. Entre sus variables a estudiar se encuentran el volumen, color concentración espermática, movilidad y viabilidad, asimismo se evaluó el porcentaje de fertilidad. Los resultados de los parámetros del semen fresco se alinearon con los valores reportados en la literatura.

Shamspour y Khara (2016), analizaron las variaciones en la eficiencia reproductiva de los reproductores en función de su edad, para lo cual se consideraron el diámetro de los óvulos, el peso total del desove y la calidad seminal. Tras la medición, los reproductores fueron cruzados al azar y se reportó que, los mejores indicadores reproductivos, como mayores tasas de fertilización, eclosión, supervivencia y actividad de las larvas, se obtuvieron cuando se cruzaron machos de 4 años con hembras de 5 años. Por lo que, en este estudio donde se evaluó la calidad de los gametos, se confirma que la eficiencia reproductiva en la trucha arcoíris está influenciada por la edad de los reproductores, y que el cruce entre estas edades específicas mejora significativamente el éxito reproductivo.

Özgür *et al.* (2023) determinó los niveles de ácidos grasos en el plasma seminal de trucha arcoíris (*O. mykiss*) y trucha café (*S. trutta fario*) alimentadas con dietas comerciales, y analizar su posible relación con las características cinéticas del espermatozoide. Se compararon parámetros clave de calidad seminal, incluyendo volumen, pH y movilidad. Los resultados indicaron una diferencia significativa en el volumen de semen, siendo mayor en la trucha arcoíris que en la trucha café, lo cual sugiere una mayor capacidad de producción espermática en la primera. En cuanto al pH seminal, la trucha arcoíris presentó un valor ligeramente más alcalino frente a la trucha café.

Momić y Memišević (2018) evaluaron las características del esperma en trucha arcoíris y trucha café, analizando parámetros clave como volumen seminal, movilidad y pH del semen. Se encontraron diferencias significativas en el volumen de semen, siendo notablemente mayor en la trucha arcoíris en comparación con la trucha café, lo que podría relacionarse con un mayor potencial reproductivo. Aunque no se observaron diferencias significativas en otras variables cinéticas como velocidad curvilínea (VCL) y velocidad en línea recta (VSL) o duración del movimiento espermático, se identificaron tendencias en las que la trucha café presentó valores ligeramente más altos en velocidad progresiva. Estos resultados permiten considerar el volumen seminal como un marcador importante para la selección de reproductores en programas de mejoramiento.

- Calidad ovocitaria

Cardona *et al.* (2021) desarrollaron una herramienta automática (VisEgg) para la caracterización fenotípica de huevos de trucha arcoíris (*O. mykiss*), evaluando parámetros clave de calidad ovocitaria antes de la fertilización. A través de un sistema de captura de imágenes y análisis computarizado, se analizaron más de 52,000 óvulos provenientes de 105 hembras. Los resultados mostraron que el diámetro varió entre 3.8 y 5.2 mm, con un promedio de 4.6 mm, lo cual refleja diferencias interesantes entre las hembras. Además, la herramienta permitió estimar la viabilidad ovocitaria previa a la fertilización, a partir del porcentaje de huevos que se tornaron blancos tras la hidratación, lo que indica pérdida de integridad de la membrana vitelina. Se observó una correlación negativa significativa entre el porcentaje de huevos blancos y la tasa de eclosión confirmando que la viabilidad ovocitaria es un factor determinante en el éxito del desarrollo embrionario.

Kowalska-Górska *et al.* (2020) realizó un estudio que tuvo como objetivo analizar la composición nutricional de los óvulos de peces pertenecientes a las familias *Salmonidae* y *Acipenseridae*, con énfasis en los perfiles de macronutrientes como lípidos, proteínas y carbohidratos. Uno de los hallazgos relevantes fue el contenido de grasa, el cual varió ampliamente entre especies, con porcentajes que oscilaron entre el 9% y el 24%, destacando la alta densidad energética de estos. Esta variabilidad refleja diferencias fisiológicas y ecológicas entre especies, y subraya el valor nutricional para el consumo humano como para aplicaciones en acuicultura.

Baki *et al.* (2021) evaluó la calidad y productividad de los ovúlos de trucha arcoíris (*O. mykiss*) recolectados en cinco estaciones de producción en Turquía. Se analizó la composición bioquímica, incluyendo el contenido de aminoácidos y ácidos grasos, así como la relación entre productividad y calidad. En cuanto al contenido de grasa, los resultados mostraron valores de lípidos crudos que oscilaron entre 3.19% y 5.76%. A pesar de estas variaciones, los óvulos presentaron un perfil lipídico favorable, con alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados (PUFA), especialmente el ácido docosahexaenoico (DHA) y el ácido eicosapentaenoico (EPA), lo cual los posiciona como una fuente nutricional valiosa tanto para el desarrollo embrionario de peces como para el consumo humano.

Momić y Memišević (2018) también analizaron aspectos relevantes de la calidad ovocitaria, centrandó la atención en el diámetro del ovocito y otras variables asociadas al éxito reproductivo. El diámetro de los óvulos mostró diferencias claras entre especies, además, se examinó la dureza y su resistencia mecánica, factores que influyen en la manipulación durante la fertilización y el desarrollo embrionario. Se observó que los óvulos de trucha arcoíris eran significativamente pesados, lo que podría estar asociado a una mayor cantidad de vitelo y, por ende, a una mejor nutrición inicial del embrión. Estas variables, en conjunto, constituyen indicadores importantes de la calidad reproductiva y deben ser consideradas al momento de seleccionar hembras para programas de cría en ambientes controlados.

3.- MARCO TEÓRICO

3.1.- Distribución y ecología

La trucha arcoíris es nativa de América del Norte y su distribución abarca el norte del océano Pacífico desde Japón, Alaska y México, donde habita aguas frías perteneciente a los estados de California, Durango, Chihuahua, Sinaloa y Sonora, actualmente, debido a su introducción a otras regiones cuenta con una amplia distribución (Hernández y Aquino, 2008). Perteneciente al grupo de los salmónidos y su clasificación taxonómica de acuerdo a iNaturalist MX es la siguiente:

Animales Reino Animalia

Cordados Filo Chordata

Vertebrados Subfilo Vertebrata

Peces con Aletas Radiadas clase Actinopterygii

Salmones y Truchas Orden Salmoniformes

Suborden Salmonoidei

Salmones y Truchas Familia Salmonidae

Subfamilia Salmoninae

Salmones y Truchas del Pacífico

Género Oncorhynchus

Especie mykiss

Trucha arcoíris

En su entorno natural, esta especie habita una amplia variedad de ambientes, aunque muestra una clara preferencia por cuerpos de agua cristalinos, fríos y bien oxigenados. Estos ecosistemas suelen encontrarse en regiones montañosas, donde predominan los ríos con rápidos, cascadas y saltos (Hernández y Aquino, 2008). Gracias a su capacidad de adaptación a estos entornos, se considera una especie resistente a las variaciones de factores medioambientales, así como a enfermedades y manipulaciones.

3.2.- Morfología

La trucha arcoíris recibe su nombre debido a la característica franja de colores (predominantemente rosácea o rojiza) que posee sobre la línea lateral, coloración que se verá influenciada y variará dependiendo del ambiente, sexo, edad, talla, madurez sexual y tipo de alimentación (Hernández y Aquino, 2008; Maiz *et al.*, 2010).

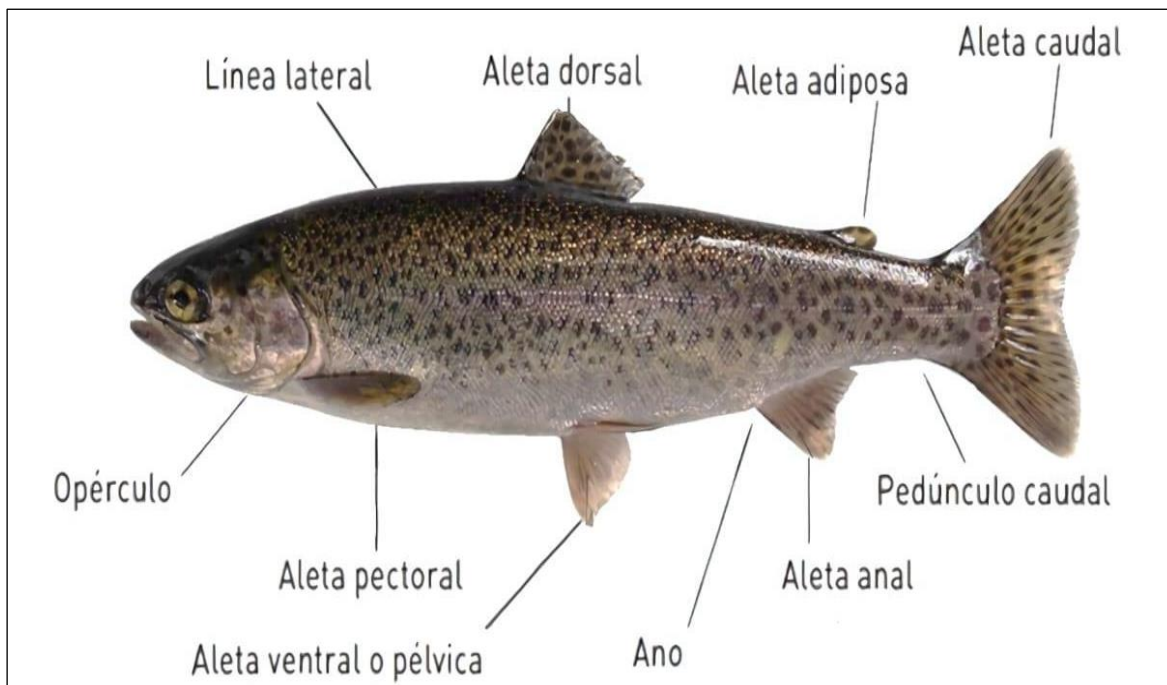


Figura 5. Juvenil de trucha arcoíris.

Fotografía propia, 2024.

La forma del cuerpo es fusiforme y alargada (Figura 5), recubierta por finas escamas. En la región dorsal puede presentar tonalidades que varían entre marrón, verde oliva o azul verdoso, mientras que el vientre suele ser gris plateado o blanco aperlado. Esta coloración puede variar según el hábitat: por ejemplo, los organismos que habitan en ríos tienden a mostrar colores intensos y oscuros, mientras que los provenientes de lagos suelen presentar tonos más plateados y brillantes. Todo el cuerpo, incluidas las aletas dorsal, caudal y anal, está cubierto de pequeñas manchas negras con forma estrellada. En cuanto a los caracteres sexuales secundarios, los machos se distinguen por una mandíbula inferior prominente y curvada hacia arriba, mientras que las hembras presentan un vientre abultado, con el orificio anal enrojecido e hinchado (Hernández y Aquino, 2008; Arregui, 2013).

3.3.- Ciclo de vida

En México, esta especie presenta un ciclo reproductivo estacional que se extiende de agosto a febrero (Bustamante-González *et al.*, 2018). La reproducción es sexual y externa; las hembras depositan los óvulos sobre sustratos del fondo, generalmente en nidos o depresiones naturales, donde los machos posteriormente liberan el esperma para llevar a cabo la fecundación, en un proceso conocido como desove. Este evento requiere que los individuos hayan alcanzado la madurez sexual, la cual ocurre entre los 15 y 18 meses en los machos y alrededor de los dos años en las hembras. Durante este periodo, se manifiesta un dimorfismo sexual evidente que permite distinguir entre sexos: los machos desarrollan una mandíbula inferior alargada y curvada hacia arriba, además de una ligera joroba en la región dorsal,

mientras que las hembras presentan un abdomen abultado y una región anal enrojecida e hinchada (Arregui, 2013; De la Oliva, 2011).

La expresión de estos rasgos reproductivos puede variar de acuerdo con la forma ecológica que adopte la especie, la cual depende en gran medida de su ámbito de distribución. *O. mykiss* presenta tanto formas anádromas como dulceacuícolas (Solís, 2016), y se clasifica de la siguiente manera: i) anádromas o marinas, que completan su etapa juvenil en agua dulce, migran al océano para alcanzar la madurez sexual y posteriormente regresan a sistemas fluviales para desovar; ii) residentes de corrientes o sistemas fluviales, que completan todo su ciclo de vida en ríos y arroyos; y iii) lacustres, que habitan cuerpos de agua cerrados como lagos y lagunas (Hernández-Guzmán *et al.*, 2018). Esta variabilidad ecológica no solo influye en la biología reproductiva y los patrones migratorios, sino que también se refleja en su ciclo de vida. De acuerdo con Hernández y Aquino (2008) y Courter *et al.* (2013), el ciclo de vida de la trucha arcoíris (Figura 6) puede describirse en cinco etapas claramente diferenciadas.

Huevo: Posteriormente a la fecundación los huevos son incubados en el nido y su desarrollo dependerá principalmente de la temperatura del agua. La temperatura óptima para su incubación se sitúa entre 8 y 12 °C. A una temperatura constante de 10 °C, la eclosión ocurre aproximadamente a los 31 días, mientras que a 15.6 °C este proceso se reduce a 19 días.

Alevín: Una vez completado el desarrollo embrionario, el pez eclosiona como alevín, alimentándose de las reservas contenidas en el saco vitelino. Esta etapa dura entre dos y cuatro semanas, dependiendo principalmente de la temperatura del medio.

Cría: Al agotar las reservas del saco vitelino, los individuos comienzan a desplazarse activamente y a buscar alimento por sí mismos. El ritmo de crecimiento en esta etapa está determinado por diversos factores ambientales.

Juvenil: Aunque todavía no han alcanzado la madurez sexual, los juveniles presentan ya las características morfológicas propias de su especie. Esta etapa representa un periodo de crecimiento activo antes de la maduración reproductiva.

Adulto: De acuerdo al tipo y las condiciones del hábitat donde se desarrollen los juveniles podrán entrar en la etapa de maduración sexual, cambiando su coloración y un poco su morfología.



Figura 6. Ciclo de vida de la trucha arcoíris
(Cortés, 2023).

3.4.- Alimentación

En la naturaleza, las truchas son peces carnívoros que se alimentan de presas que capturan, como invertebrados acuáticos, renacuajos, crustáceos, gusanos y pequeños peces, así como de insectos terrestres que caen o revolotean sobre la superficie del agua (Hernández y Aquino, 2008; Di Prinzio *et al.*, 2013). Mientras que, en condiciones de cultivo, su dieta se basa en alimentos balanceados industrializados, siendo común el uso del alimento comercial Pedregal Silver Cup, que contiene aproximadamente un 40% de proteína y 15% de grasa.

3.5.- Parámetros fisicoquímicos para el cultivo de truchas

▪ Temperatura

La temperatura es un factor determinante en el ciclo de vida de la trucha arcoíris, ya que afecta directamente procesos como la migración, reproducción, tasas de crecimiento de crías y adultos, desove, desplazamiento, metabolismo, niveles de estrés, así como en su nivel de actividad y locomoción (Solís, 2016). En ambientes naturales pueden sobrevivir con temperaturas que oscilan entre 0–25 °C. Sin embargo, en el contexto de la cría artificial, el rango óptimo de temperatura para su crecimiento y desarrollo se sitúa entre 9-17 °C, mientras que para los alevines es de aproximadamente 10-12 °C y por último para los juveniles en crecimiento la temperatura ideal es de alrededor de 16 °C. Cabe mencionar que, a pesar de la amplia tolerancia de las truchas a las temperaturas del agua, cuando se superan los 21 °C, los niveles de oxígeno disuelto en el agua disminuyen significativamente, provocando que el agua no sea adecuada para su cultivo (Hernández y Aquino, 2008). En cuanto a la alimentación, la cantidad de alimento consumido y la eficiencia del proceso de digestión

mantienen una correlación inversa. A una temperatura de 18 °C, se experimenta un aumento máximo en el apetito, aunque la eficiencia de la digestión a esta temperatura es relativamente baja, por lo que se considera más óptimo para términos de rendimiento en el cultivo de trucha una temperatura que se encuentre alrededor de los 15 °C (Arregui, 2013).

- Oxígeno

El oxígeno disuelto en el agua es esencial para el desarrollo de los peces, ya que influye directamente en su locomoción y crecimiento. Durante las etapas tempranas, como la fase larval, cuando el sistema vascular aún no está completamente desarrollado, es fundamental contar con aguas bien oxigenadas para garantizar la supervivencia. Las concentraciones óptimas de oxígeno varían según la etapa del ciclo de vida: los peces en crecimiento requieren niveles mínimos de entre 5 y 5.5 mg/L, mientras que los huevos y alevines necesitan concentraciones más elevadas, entre 6 y 7 mg/L, para lograr un buen índice de conversión alimenticia. La disponibilidad de oxígeno disuelto está influenciada principalmente por la temperatura (a mayor temperatura, menor concentración de oxígeno), así como por la salinidad y la presión atmosférica (Arregui, 2013).

- pH

El pH del agua influye directamente en el bienestar y desarrollo en sistemas de cultivo. En el caso de las crías de trucha arcoíris, los valores óptimos de pH se encuentran entre 6.5 y 9, ya que favorecen su crecimiento y reproducción. Niveles de pH fuera del rango óptimo pueden generar estrés fisiológico y comprometer la capacidad reproductiva de los peces. En particular, valores inferiores o superiores afectan negativamente su desempeño biológico, provocando alteraciones como desequilibrio osmótico debido a una afectación en el intercambio de sales, lesiones en la piel, hiperplasia e hipertrofia branquial, así como daños oculares que pueden derivar en ceguera y en condiciones extremas, un pH inferior a 4 puede desencadenar la denominada "muerte ácida", mientras que valores por encima de 11 pueden causar "muerte alcalina" (Arregui, 2013; Hernández y Aquino, 2008).

- Turbidez

Esta especie prefiere aguas cristalinas y limpias, y la turbidez del agua representa un aspecto desfavorable en la cría de estos peces ya que puede provocar una disminución en la capacidad para absorber oxígeno, en el caso de los alevines, los problemas con las branquias son evidentes y pueden dar lugar a infecciones. Esto se debe a que cuando las partículas suspendidas entran en contacto con las branquias de estos, causan irritación y dificultan la absorción de oxígeno a través de ellas, por lo que la turbidez del agua conlleva a una reducción en la tasa de crecimiento (Hernández y Aquino, 2008).

- Amoníaco y compuestos nitrogenados

Cuando los salmónidos se exponen durante periodos prolongados a concentraciones subletales de nitritos y amoníaco, experimentan una respuesta de estrés que aumenta su vulnerabilidad a infecciones bacterianas y/o parasitarias, que suelen ser causadas por

microorganismos como *Aeromonas*, *Flavobacterias*, *Costias*, entre otros, además pueden producir anorexia o esterilidad. Las concentraciones de amoníaco letales para los peces se consideran entre 0.02-0.07 mg/L (Arregui, 2013).

3.6.- Reproducción de peces teleósteos

A lo largo del tiempo, diversas investigaciones se han centrado en el estudio de la reproducción de peces teleósteos, con el objetivo de optimizar los protocolos reproductivos y, con ello, mejorar la eficacia en la producción de huevos y aumentar la viabilidad de la descendencia. Para lograrlo, es fundamental comprender los mecanismos moleculares, bioquímicos y fisiológicos que regulan este proceso.

La reproducción en los peces muestra una notable diversidad de mecanismos que reflejan su amplia adaptabilidad evolutiva. Entre las estrategias reproductivas más comunes se encuentra la reproducción bisexual o gonocorística, en la cual los individuos nacen con un sexo definido que se mantiene constante a lo largo de su vida, asimismo, se han registrado casos menos frecuentes de partenogénesis y hermafroditismo, en cuanto a los patrones reproductivos, existen especies que se reproducen de manera continua, otras que lo hacen en ciclos anuales o estacionales, e incluso algunas especies semélparas cuya reproducción ocurre una sola vez antes de morir. Los peces teleósteos, en su mayoría, son ovíparos, es decir, liberan huevos al medio externo donde ocurre el desarrollo embrionario, no obstante, también se han identificado especies vivíparas, en las que los embriones se desarrollan internamente, dentro del sistema reproductor de la hembra. Estas variaciones en los modos reproductivos están fuertemente influenciadas por la biología y la ecología de cada especie, es decir, por la interacción entre los factores ambientales y los mecanismos endocrinos que regulan el ciclo reproductivo (Carrillo y Rodríguez, 2001; Coward *et al.*, 2002; Lombó *et al.*, 2024; Pla *et al.*, 2022).

Considerando lo anterior, la reproducción es un proceso rítmico influenciado por factores ambientales que siguen patrones cíclicos, sin embargo, para que este proceso sea exitoso, no basta con la simple respuesta a las condiciones externas; es fundamental que exista una sincronización entre los reproductores, de modo que puedan alcanzar la madurez sexual de forma simultánea. Este desarrollo coordinado requiere una compleja interacción entre distintos niveles del eje neuroendocrino, particularmente a lo largo del eje pineal-cerebro-hipófisis-gónada (Muñoz-Cueto, 2013).

3.6.1.- Eje pineal cerebro-hipófisis-gónadas

Los individuos poseen sistemas sensoriales y receptores especializados capaces de detectar estímulos tanto ambientales, como el fotoperiodo y la temperatura, como sociales, tales como la presencia de otros individuos, la densidad poblacional y la proporción de sexos (Muñoz-Cueto, 2013). En los peces, uno de los principales órganos implicados en la detección de señales luminosas es el órgano pineal, una estructura neuroendocrina con capacidad secretora. Este órgano se localiza en la línea media del encéfalo, entre el telencéfalo y el techo óptico, y está compuesto por un delgado tallo proximal y una vesícula distal

notablemente expandida, por lo general, adopta una orientación vertical y se ancla al cartílago subyacente a través de una ventana pineal, una región del cráneo que presenta una menor concentración de melanóforos, lo cual permite un mayor paso de luz hacia la glándula (Falcón *et al.*, 2007; Saha *et al.*, 2019).

La función del órgano pineal radica en interpretar información ambiental, principalmente relacionada con el fotoperiodo y la temperatura. Esta información es traducida en señales nerviosas (neurotransmisores) y neuroendocrinas, como la melatonina, que facilitan la sincronización de diversos procesos rítmicos con el ambiente. A través de estas señales, el órgano pineal modula la actividad de estructuras clave como el hipotálamo y la hipófisis, regulando la síntesis de factores hipotalámicos y gonadotrofinas hipofisarias que controlan los ritmos del desarrollo gonadal y, por ende, la reproducción. Además, el órgano pineal establece una comunicación bidireccional con el sistema nervioso central a través de proyecciones nerviosas. Las fibras eferentes transmiten señales desde la glándula pineal hacia distintas regiones del encéfalo, mientras que las fibras aferentes conducen información sensorial hacia ella. Estas conexiones involucran áreas cerebrales que también están relacionadas con la retina, lo que resalta la integración de señales luminosas en la regulación de los ritmos biológicos (Mandado *et al.*, 2001; Muñoz-Cueto, 2013; Saha *et al.*, 2019).

Tanto en peces como en mamíferos, el órgano pineal traduce la información del fotoperiodo en una señal neuroendocrina representada por la hormona melatonina. Esta hormona desempeña un papel central en la regulación de la mayoría de las actividades rítmicas circadianas y estacionales de los vertebrados. Actualmente, se han identificado diversos ritmos en su producción, caracterizados por fluctuaciones cíclicas diarias, donde los niveles de melatonina en sangre aumentan durante la noche y disminuyen durante el día. Estos cambios son consecuencia directa de la expresión y actividad rítmica de la enzima serotonina N-acetiltransferasa (NAT) en la glándula pineal, considerada la enzima clave en la síntesis de melatonina (Falcón *et al.*, 2007; Mehdi y Mousavi, 2011; Nisembaum *et al.*, 2015).

En peces, la producción de melatonina no sólo responde al ciclo luz-oscuridad, sino que también está influenciada por otros factores ambientales como la pigmentación dérmica, la sensibilidad de las células ganglionares de la pineal a la iluminación, y las variaciones térmicas. Se ha observado que las bajas temperaturas pueden suprimir los osciladores circadianos, mientras que temperaturas elevadas intensifican la sensibilidad a la luz, incrementando la producción de melatonina. Esta plasticidad fisiológica permite a los peces diferenciar entre estaciones del año, lo que les permite activar o inhibir procesos reproductivos según las condiciones ambientales, incluyendo fenómenos como las migraciones estacionales (Maitra y Hasan, 2016; Yaron y Levavi-Sivan, 2011). En especies como los salmónidos, la secreción de melatonina por la glándula pineal se encuentra estrechamente acoplada a los ciclos de luz y oscuridad, actuando como un sincronizador de ritmos biológicos. Además, se ha propuesto que esta hormona participa directamente en la modulación de funciones neuroendocrinas, al influir sobre la actividad de la hipófisis y, por ende, sobre la liberación de gonadotrofinas (Falcón *et al.*, 2007).

La hipófisis, o glándula pituitaria, desempeña un papel central en la regulación endocrina de la reproducción y se conecta al hipotálamo mediante un delgado tallo conocido como neurohipófisis, compuesto por axones de células neurosecretoras. A diferencia de otros vertebrados, los peces teleósteos no poseen un sistema portal vascular entre el hipotálamo y la hipófisis, en su lugar, las neurohormonas hipotalámicas se liberan de forma directa o indirecta en el entorno inmediato de las células endocrinas hipofisarias, a partir de los terminales axonales (Chester-Jones *et al.*, 2013).

Este sistema permite la integración de señales tanto neuronales (provenientes de la retina y el órgano pineal) como neuroendocrinas, principalmente la melatonina. Dichas señales son transmitidas hacia centros efectores que responden mediante la secreción de neurohormonas específicas. Las neurohormonas hipotalámicas, como la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), actúan sobre la hipófisis para modular la producción y liberación de gonadotrofinas, las cuales son responsables de inducir y mantener la gametogénesis, así como de estimular la síntesis de esteroides sexuales en las gónadas, de este modo, se establece una cascada endocrina que ajusta los eventos reproductivos al entorno ambiental (Quérat *et al.*, 2001; Saha *et al.*, 2019).

3.6.2.- GnRH: hormona liberadora de gonadotrofinas

En este eje de regulación, la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) cumple una función clave al estimular la secreción de gonadotropinas por parte de la hipófisis. Su liberación está sujeta a un control neuroendocrino complejo, en el que intervienen tanto señales estimuladoras como inhibitorias. Entre los principales inhibidores se encuentra la dopamina, también conocida como factor inhibidor de gonadotropina, cuya acción bloquea la actividad reproductiva al reducir la liberación de gonadotrofinas (Ciani *et al.*, 2020; Mehdi y Mousavi, 2011). En los peces teleósteos, las dos gonadotropinas producidas por la hipófisis son la hormona folículoestimulante (FSH) y la hormona luteinizante (LH), denominadas GTH I y GTH II, respectivamente, las cuales desempeñan un papel esencial en los distintos momentos del ciclo reproductivo, particularmente durante la recrudescencia gonadal. La acción de estas gonadotrofinas se ejerce mediante su unión a receptores de membrana específicos localizados en las células foliculares del ovario y en las células de Leydig y Sertoli del testículo, permitiendo así la regulación de la gametogénesis y la producción de esteroides sexuales (Ciani *et al.*, 2020; Yaron y Levavi-Sivan, 2011). En los peces teleósteos, los niveles de gonadotropinas en la hipófisis y en la sangre varían a lo largo del ciclo reproductivo. La hormona folículoestimulante (FSH o GTH I) se encuentra presente durante todo el ciclo, con un aumento notable en las fases tempranas de ovogénesis y espermatogénesis, así como en las etapas posteriores a la ovulación y la espermiogénesis, tanto en hembras como en machos. En cambio, los niveles de hormona luteinizante (LH o GTH II) suelen ser bajos o indetectables en las primeras fases del desarrollo gonadal, pero se elevan significativamente durante la maduración final, coincidiendo con la ovulación en las hembras y con la espermatogénesis avanzada en los machos (Ciani *et al.*, 2020; Swanson *et al.*, 2003; Yaron *et al.*, 2003). Estas variaciones hormonales reflejan directamente la actividad

funcional de las gónadas, las cuales experimentan cambios morfológicos y fisiológicos específicos a lo largo del ciclo reproductivo.

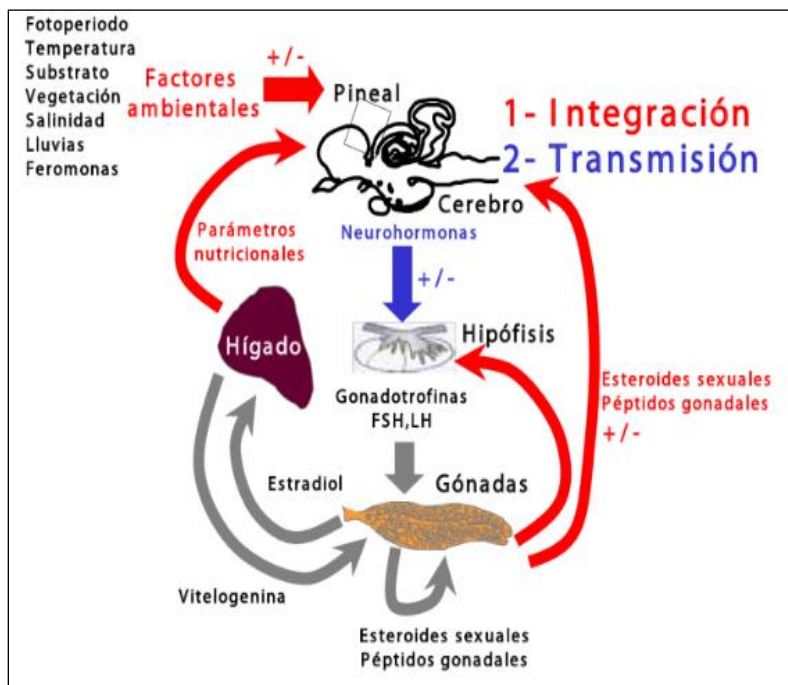


Figura 7.- Diagrama del eje pineal cerebro-hipófisis-gónadas.
(Muñoz-Cueto, 2013).

3.7.- Morfología de los testículos

En los peces teleósteos, los testículos son órganos pares, alargados, ubicados dorsalmente en la cavidad corporal, por debajo de la columna vertebral y de la vejiga natatoria. Están recubiertos por una capa de tejido conectivo llamada túnica albugínea, que también forma el tejido conectivo interno entre los túbulos seminíferos (Koulisch *et al.*, 2002; Uribe *et al.*, 2014). Internamente, los testículos se dividen en dos compartimentos: uno germinal, donde se produce el esperma, y otro intersticial, encargado de funciones endocrinas.

El compartimento germinal está formado por túbulos seminíferos muy ramificados que se conectan entre sí (anastomosis), lo que corresponde al llamado testículo tubular, típico de especies como la trucha. En su interior, las células germinales se desarrollan en grupos llamados cistos, todos en la misma etapa del proceso espermatogénico. Estas células están rodeadas por células de Sertoli, que les brindan soporte y regulan su desarrollo. La cantidad de estas células influye directamente en la capacidad del testículo para producir esperma (Matta *et al.*, 2002; Muñoz-Cueto, 2013). El compartimento intersticial, ubicado entre los túbulos, contiene células de Leydig, encargadas de producir hormonas sexuales, así como vasos sanguíneos, linfáticos, y células del sistema inmune y nervioso (Carrillo y Rodríguez, 2001; Muñoz-Cueto, 2013; Uribe *et al.*, 2014). Ambos compartimentos están separados por una membrana basal que evita el contacto directo entre células germinales y endocrinas. Durante la madurez sexual, los túbulos de la trucha arcoíris se llenan de espermatozoides, y

los conductos que los transportan hacia el exterior están revestidos por epitelio columnar, similar al de las células de Sertoli. Este tipo de organización está adaptado a la fecundación externa, donde el esperma es liberado al agua (Galas *et al.*, 2009; Pecio *et al.*, 2001).

3.7.1.- Espermatogénesis

La espermatogénesis (Figura 8) es un proceso biológico fundamental en los vertebrados, mediante el cual un pequeño grupo de células madre espermatogoniales diploides genera una gran cantidad de espermatozoides haploides diferenciados, portadores de un genoma recombinado, destinados a la fecundación del óvulo (Schulz *et al.*, 2010). Una característica relevante en peces es que la duración total de la espermatogénesis suele ser más corta que en mamíferos, y varía según la especie y las condiciones ambientales, siendo la temperatura del agua uno de los principales factores moduladores de la tasa de proliferación y diferenciación celular, actuando directamente sobre la duración del ciclo espermatogénico (Nóbrega *et al.*, 2009).

La espermatogénesis se inicia con la proliferación mitótica de las espermatogonias tipo A indiferenciadas, estas células madre tienen la capacidad de autorrenovarse o diferenciarse, dando origen a las espermatogonias tipo A diferenciadas, que a su vez se dividen para formar varias generaciones de espermatogonias tipo B, más pequeñas y con mayor tasa de división mitótica (De Siqueira-Silva *et al.*, 2019; Schulz *et al.*, 2010). Una vez completadas las divisiones mitóticas, las células germinales ingresan en la fase meiótica, donde los espermatocitos primarios se someten a la meiosis I, separando los cromosomas homólogos. Posteriormente, se forma una generación breve de espermatocitos secundarios, que tras la meiosis II originan espermátidas haploides (Bustamante-González *et al.*, 2019; Schulz *et al.*, 2010). Estas no se dividen más y entran en la siguiente fase: espermiogénesis.

Durante la espermiogénesis, las espermátidas sufren una reorganización estructural completa: el núcleo se condensa, se forma el flagelo a partir del centriolo, se eliminan organelos no necesarios y se conserva el material genético y mitocondrial esencial. Este proceso transforma las células en espermatozoides maduros, típicamente sin acrosoma (salvo excepciones) y adaptados para la fertilización externa mediante la entrada al ovocito a través del micropilo. La espermatogénesis ocurre dentro de cistos formados por células de Sertoli, los cuales se desarrollan desde la periferia del testículo hacia el lumen tubular, en especies con distribución restringida de espermatogonias, los cistos migran hacia regiones centrales donde ocurre la espermiación, es decir, la apertura del quiste y liberación de los espermatozoides hacia el sistema de conductos (Schulz *et al.*, 2010; Zhou *et al.*, 2025)

Durante este ciclo, se producen variaciones morfológicas y fisiológicas del testículo que reflejan la actividad reproductiva. El índice gonadosomático (IGS), que representa la proporción del peso testicular respecto al peso corporal total, aumenta significativamente durante las fases activas de la espermatogénesis, especialmente en la etapa de espermatocitos, y disminuye durante la espermiogénesis debido a la eliminación del citoplasma de las espermátidas (Carrillo y Zanuy, 1993; De Siqueira-Silva *et al.*, 2019; Schulz *et al.*, 2010).

Posteriormente, se produce una regresión gonadal, donde los testículos disminuyen de tamaño y actividad. Los espermatozoides ya maduros son almacenados temporalmente en los conductos eferentes hasta su expulsión al medio externo para la fecundación. Mientras que el control endocrino de la espermatogénesis en peces está mediado por el eje hipotálamo-hipófisis-gónada, donde las gonadotropinas FSH y LH estimulan la producción de esteroides sexuales (11-KT, estradiol y progestinas) a partir de las células de Leydig. Estas hormonas actúan sobre las células de Sertoli y germinales, regulando la proliferación, diferenciación y liberación espermática (Zhou *et al.*, 2025; Schulz *et al.*, 2010)

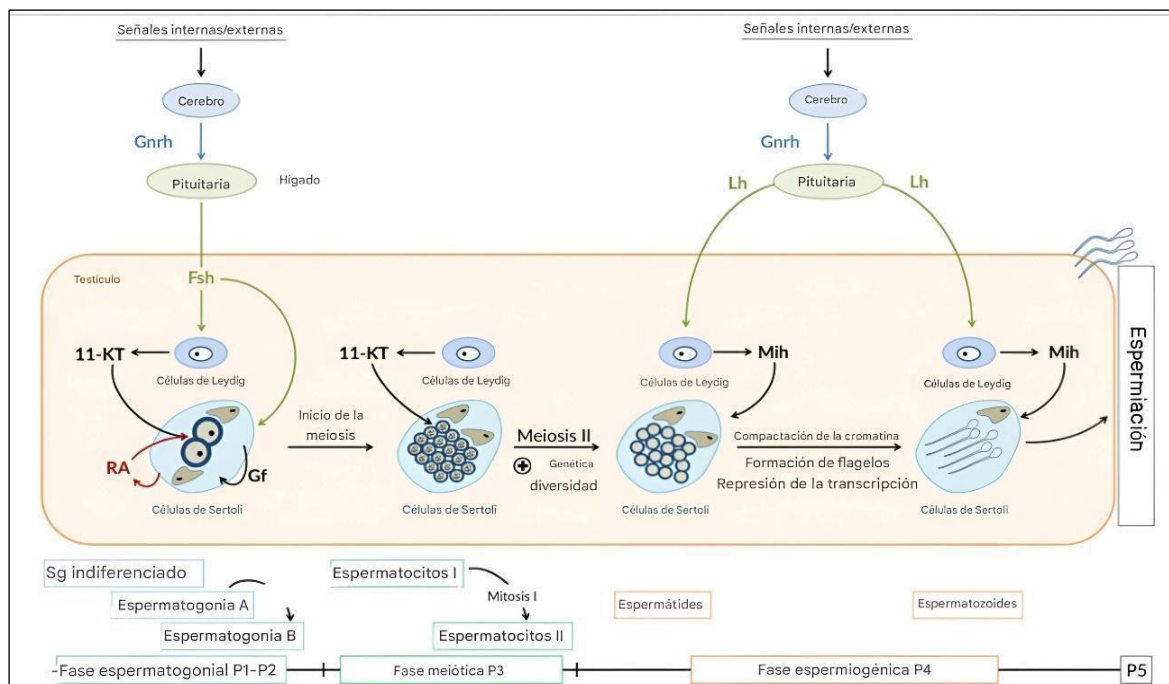


Figura 8.- Proceso de espermatogénesis en peces teleósteos.
(Alix *et al.*, 2020).

3.7.2.- Morfología del espermatozoide

En los peces teleósteos, los espermatozoides presentan una estructura relativamente sencilla; pero con una notable variabilidad morfológica entre especies. Esta diversidad se manifiesta en distintos aspectos como la forma y el tamaño de la cabeza, el número y la ubicación de las mitocondrias, la configuración del núcleo y la fosa nuclear, así como en la organización de los centriolos y la cantidad de flagelos presentes. Una de las regiones donde se observa con mayor claridad esta variación es en la cabeza espermática, la cual puede ser esférica, alargada u ovoide, su morfología está estrechamente relacionada con los procesos celulares que ocurren durante la formación del espermatozoide, es decir, la espermatogénesis y la espermiogénesis (Lahnsteiner y Patzner, 2008). Además, a diferencia de otros vertebrados, los espermatozoides de peces carecen de acrosoma, lo cual representa una adaptación funcional al tipo de fecundación externa que presentan la mayoría de las especies. En estos casos, el

micrópilo del ovocito actúa como vía de ingreso del espermatozoide, facilitando la fertilización (López-Hernández *et al.*, 2018; Ramírez-Merlano *et al.*, 2010).

En continuidad con la cabeza, la pieza media del espermatozoide se localiza justo detrás de esta estructura y contiene tanto los centriolos como las mitocondrias. Estas últimas suelen estar rodeadas por una vaina mitocondrial, y su número que puede oscilar entre dos y nueve, varía según la especie y el hábitat reproductivo, ya que están asociadas a la producción de energía necesaria para la movilidad (Coward *et al.*, 2002).

Ligado a esta función, el flagelo constituye la prolongación encargada del desplazamiento del espermatozoide, el cual contiene en su interior un axonema, formado por nueve pares de microtúbulos periféricos y un par central, en la clásica disposición 9+2 que caracteriza a las células móviles eucariotas (Ulloa-Rodríguez *et al.*, 2017). Más allá de su función mecánica, el axonema también participa en procesos de señalización intracelular, lo que permite regular la activación y la dirección del movimiento (Tabares *et al.*, 2005).

3.7.3.- Calidad espermática

Además del conocimiento estructural del espermatozoide, resulta fundamental considerar su funcionalidad, especialmente en contextos de manejo reproductivo, donde técnicas como la criopreservación, inseminación artificial o fertilización *in vitro* requieren espermatozoides de alta calidad. En este sentido, la evaluación de la calidad del espermatozoide en peces se ha consolidado como una herramienta clave tanto para optimizar la producción acuícola como para monitorear posibles alteraciones derivadas de condiciones ambientales. Este análisis se realiza mediante procedimientos relativamente accesibles, en los que destacan especialmente los parámetros relacionados con la movilidad y velocidad espermática, los cuales son determinantes durante los procesos de reproducción asistida. Junto con estas variables, también se evalúan de forma rutinaria aspectos como la concentración, el volumen, el pH y la osmolaridad del plasma seminal, todos ellos considerados indicadores confiables de la calidad del semen en peces (Kowalski y Cejko, 2019; Roldan, 2020).

3.7.4.- La movilidad de los espermatozoides

Uno de los indicadores confiables para evaluar la calidad del espermatozoide en peces es la movilidad de los espermatozoides, así como su velocidad de desplazamiento. Diversos estudios han demostrado que el porcentaje de espermatozoides móviles está directamente relacionado con el éxito en la fertilización del óvulo. Generalmente, se considera que una muestra espermática de alta calidad debe presentar más del 80% de movilidad, aunque este valor puede verse afectado por factores individuales y variaciones entre especies (Gallego y Asturiano, 2018; Rurangwa *et al.*, 2004).

Esta movilidad, sin embargo, no está presente de forma permanente. Durante su permanencia en el testículo, los espermatozoides se mantienen en un estado inmóvil. Su capacidad para moverse se adquiere gradualmente a medida que avanzan por el conducto espermático, aunque no se activa completamente hasta que son liberados al medio externo. Este proceso

de activación de la movilidad ocurre una vez que los espermatozoides entran en contacto con el agua, lo que desencadena una respuesta fisiológica mediada por distintos factores ambientales como la presión osmótica, el balance iónico y el pH del medio circundante (Alavi *et al.*, 2019; Cosson *et al.*, 1999; Tabares *et al.*, 2005).

En peces de agua dulce, existen diversos elementos que mantienen la inmovilidad espermática dentro del tracto reproductor. Entre ellos destacan la alta osmolaridad, las concentraciones elevadas de potasio (K^+), el pH ácido del plasma seminal (por debajo de 7.0 en salmónidos) y otros compuestos como la sacarosa. Sin embargo, al momento de la espermiación, cuando el semen es liberado al medio acuático, se produce un cambio abrupto en el entorno osmótico e iónico. Esta transición actúa como un estímulo externo que desencadena la activación espermática. En la mayoría de los peces, la diferencia de osmolaridad entre el plasma seminal y el agua actúa como el principal detonante de la movilidad, en el caso específico de los salmónidos, la disminución de K^+ extracelular es el factor determinante (Alavi *et al.*, 2019; Tabares *et al.*, 2005).

Este proceso de activación no es provocado por un único factor, sino que implica una compleja interacción de señales bioquímicas, como el choque hiposmótico, el equilibrio iónico, las variaciones de pH, y la participación de moléculas señalizadoras como el óxido nítrico (NO), el AMPc, los radicales libres y la calmodulina, todos los cuales influyen en la capacidad de los espermatozoides para iniciar y mantener su movimiento en el medio acuático externo (Alavi *et al.*, 2019; Tabares *et al.*, 2005). El mecanismo de acción en la activación de la movilidad (Figura 9) y su soporte en los espermatozoides de peces de agua dulce se puede describir de la siguiente manera (Kholodnny *et al.*, 2020).

- La liberación de espermatozoides en agua dulce genera un gradiente osmótico/iónico en la membrana plasmática.
- Este gradiente facilita la actividad de los canales de membrana y la polarización de la membrana, dependiendo de diversas condiciones ambientales como la temperatura y el pH.
- La operación de los canales aumenta la concentración interna de iones de calcio, debido a la entrada de iones externos y su liberación posterior de las reservas internas. Estos iones participan en la regulación de enzimas y en la liberación y síntesis de ATP.
- La actividad de la cascada de canales de membrana conduce a la síntesis de monofosfatos cíclicos, que actúan como mediadores y afectan la función de las dineínas.
- La función de los motores de dineína en los flagelos está controlada por la presencia de ATP, monofosfatos cíclicos y iones de calcio.
- Los gradientes de la membrana afectan la integridad y consistencia del axonema.

-
- Diagrama de flujo que muestra la activación de la motilidad de los espermatozoides en el agua dulce:
- Liberación de espermatozoides en el agua dulce** (1)
 - gradiente de iones** y **gradiente osmótico** (2)
 - activación de canales** y **Polarización de membrana** (3)
 - concentración de iones de calcio modificada** (4)
 - Liberación de ATP** (5)
 - función de la dineína** (6)
 - motilidad** (7)
- Factores adicionales y procesos intermedios:
- Temp (T_{mp})** y **pH** influyen en la activación de canales.
 - gradiente de iones** y **gradiente osmótico** influyen en la activación de canales.
 - gradiente de iones** influye en la concentración de iones de calcio modificada.
 - gradiente osmótico** influye en la polarización de membrana.
 - activación de canales** influye en la polarización de membrana.
 - concentración de iones de calcio modificada** influye en la liberación de ATP.
 - Liberación de ATP** influye en la función de la dineína.
 - función de la dineína** influye en la motilidad.
 - motilidad** influye en la liberación de ATP.
 - motilidad** influye en la función de la dineína.

(Kholodnny *et al.*, 2020).

Temperatura: Un aumento en la temperatura acelera la actividad celular y activa más rápidamente la movilidad espermática, pero reduce su duración. En cambio, temperaturas más bajas prolongan el tiempo de movilidad, aunque disminuyen la velocidad de desplazamiento del espermatozoide.

- 33

del flagelo. En trucha arcoíris, el pH del plasma seminal suele oscilar entre 7.5 y 8.5, rango óptimo para la movilidad espermática.

- Presión osmótica: Los espermatozoides de peces dulceacuícolas, son activados al entrar en contacto con un medio hipotónico. Dentro del conducto espermático, la elevada osmolaridad del plasma seminal suprime la movilidad, la cual se activa al liberarse en ambientes de menor osmolaridad, como el agua natural de desove.
- Osmolaridad: Cambios abruptos en la osmolaridad del plasma seminal pueden interferir con el transporte de ATP hacia la parte distal del flagelo, lo que reduce la amplitud de la onda de movimiento y compromete la eficiencia del desplazamiento espermático. Además, tanto la osmolaridad como la composición iónica (incluyendo concentraciones de K^+ , Ca^{2+} y CO_2) pueden alterar la forma de la onda flagelar, afectando directamente la movilidad.

El proceso de activación espermática también está asociado a mecanismos moleculares que, si bien no están completamente dilucidados, involucran la participación de mensajeros intracelulares como el AMPc y la activación de sistemas dependientes de ATP-Mg²⁺, cuya eficacia puede verse modulada por factores ambientales (Cosson *et al.*, 2000).

3.7.5.- Plasma seminal y pH del esperma

El plasma seminal en peces desempeña un papel único en procesos biológicos como la maduración y almacenamiento de los espermatozoides. En condiciones naturales, mantiene la capacidad de movilidad de los espermatozoides y los protege durante el almacenamiento en el conducto espermático. Se ha observado que la osmolaridad de este en la mayoría de peces teleósteos varía entre 280 y 190 mOsm/kg, pudiendo llegar hasta los 500 mOsm/kg (Peñaranda *et al.*, 2018). La osmolaridad del plasma seminal es un parámetro considerado como un biomarcador sensible a la contaminación del esperma con orina, ya que la contaminación puede activar prematuramente la movilidad de los espermatozoides debido a la baja presión osmótica de la orina, resultando en la pérdida de la capacidad de fertilización para el espermatozoide, por lo tanto, es crucial tomar precauciones al obtener el esperma para minimizar el riesgo de contaminación (Ciereszko *et al.*, 2010; González-López *et al.*, 2020).

En salmónidos, la última etapa de maduración del esperma ocurre en los conductos espermáticos, donde los espermatozoides adquieren movilidad gracias a la influencia de la 17a hidroxiprogesterona, estimulada por la secreción de gonadotropinas que activan las células somáticas testiculares. Este proceso resulta en la secreción de bicarbonatos y un aumento del pH de los espermatozoides, facilitando su capacidad de movimiento a través del aumento de AMP cíclico. Además, el pH del plasma seminal, junto con el pH de los espermatozoides, se considera un indicador beneficioso que puede sugerir la maduración de los espermatozoides, siendo plausible que el pH del plasma seminal también desempeñe un papel crucial en la movilidad de los espermatozoides (Ingermann *et al.*, 2002; Tabares *et al.*, 2005).

3.7.6.- Concentración espermática y densidad del líquido seminal

Tanto el espermatocito como la viscosidad del esperma exhiben variaciones entre machos de la misma especie, entre diferentes especies y a lo largo de la temporada reproductiva. En el caso de la trucha arcoíris, se observa una disminución en la concentración de espermatozoides a medida que avanza la temporada de desove (Buyukhatipoglu y Holtz, 1984). Sin embargo, una concentración elevada de espermatozoides no siempre se traduce en una mayor movilidad o tasa de fertilización, por lo tanto, la concentración de espermatozoides no se considera una medida particularmente sensible y específica de la capacidad de fertilización de los espermatozoides, y puede variar significativamente dentro de una especie de pez específica (Williot *et al.*, 2000). A su vez, la densidad del líquido seminal es un factor clave en la evaluación de la calidad, ya que se ha observado que los reproductores con una fluidez considerable suelen tener una baja densidad (Arias-Rodríguez, 2001).

3.7.7.- Viabilidad espermática

La viabilidad de los espermatozoides, así como su capacidad fertilizante están vinculadas a la morfología del espermatozoide y la integridad del ADN. Con frecuencia, los estudios han empleado el método de tinción vivo/muerto, seguido de la observación microscópica, para distinguir entre los espermatozoides vivos y muertos, identificando estas células por medio de diferencias en su coloración (Cabrita *et al.*, 2014).

3.8.- Morfología de los ovarios

Para las hembras, la estructura fundamental del ovario es el folículo ovárico, compuesto por el ovocito central, la envoltura vitelina (también llamada zona radiata o corion) y las dos capas foliculares que lo rodean: la granulosa y la teca. Estos folículos se disponen dentro del ovario, el cual se ubica en posición ventro-lateral respecto a la vejiga hidrostática y se encuentra unido a la pared celómica por medio del mesorquio (Carrillo y Rodríguez, 2001).

El ovario está envuelto externamente por una túnica o zona albugínea, la cual presenta tres capas bien definidas: una capa externa constituida por epitelio cúbico ciliar y epitelio peritoneal; una capa media de tejido conectivo con fibras musculares longitudinales y vasos sanguíneos; y una capa interna formada por fibras musculares dispuestas de forma irregular que conforman una estructura compacta y fibrosa (Carrillo y Rodríguez, 2001). Desde esta túnica se proyectan hacia el lumen del ovario las laminillas ovígeras, compuestas por tejido conectivo y fibras musculares lisas, cubiertas por epitelio germinal ovárico, que actúan como soporte para los folículos. A nivel microscópico, los folículos presentan una organización relativamente homogénea en los teleósteos. La capa de células granulosa forma una monocapa que puede contener células micropilares morfológicamente distintivas, ubicadas en el canal micropilar, mientras que la capa tecal es más heterogénea, conformada por fibroblastos, capilares, fibras colágenas y, en algunos casos, células especializadas. Ambas capas están separadas por una membrana basal (Valdebenito *et al.*, 2011).

Esta compleja organización estructural del ovario permite el desarrollo ordenado de los óvulos, los cuales atraviesan distintas etapas hasta alcanzar su madurez. Dicho proceso, conocido como ovogénesis, comprende una serie de eventos celulares y morfológicos fundamentales para la reproducción en peces teleósteos.

3.8.1.- Ovogénesis

Durante las primeras etapas del desarrollo folicular, los óvulos están rodeados por una capa simple de células foliculares. A medida que el folículo crece, estas células se multiplican y se especializan, formando una capa granulosa continua y unicelular. Esta capa queda separada del ovocito por la membrana basal, tras la cual se organiza el tejido conectivo del estroma para formar la teca o envoltura folicular externa. Ambas capas, granulosa y teca, constituyen una estructura funcional clave en el desarrollo ovocitario. Una vez concluidas las divisiones oogoniales, el ovocito aún no presenta inclusiones distintivas y morfológicamente se asemeja a cualquier célula somática. Sin embargo, su transformación se vuelve evidente durante la vitelogénesis, etapa en la que comienzan a acumularse los componentes necesarios para su maduración y eventual fecundación (Alix *et al.*, 2020; Carrillo y Rodríguez, 2001).

En la figura 10 se muestra:

Transformación de oogonias en óvulos: multiplicación de oogonias por mitosis, transformación en óvulos (primera división meiótica).

Vitelogénesis: Endógena - exógena. El oocito tiene una tasa de crecimiento alta

Maduración: clarificación del vitelo - break Down - migración del núcleo.

Ovulación: expulsión del oocito fuera del folículo.

Atresia: rotura de la zona radiada - formación de cuerpos atrésicos.

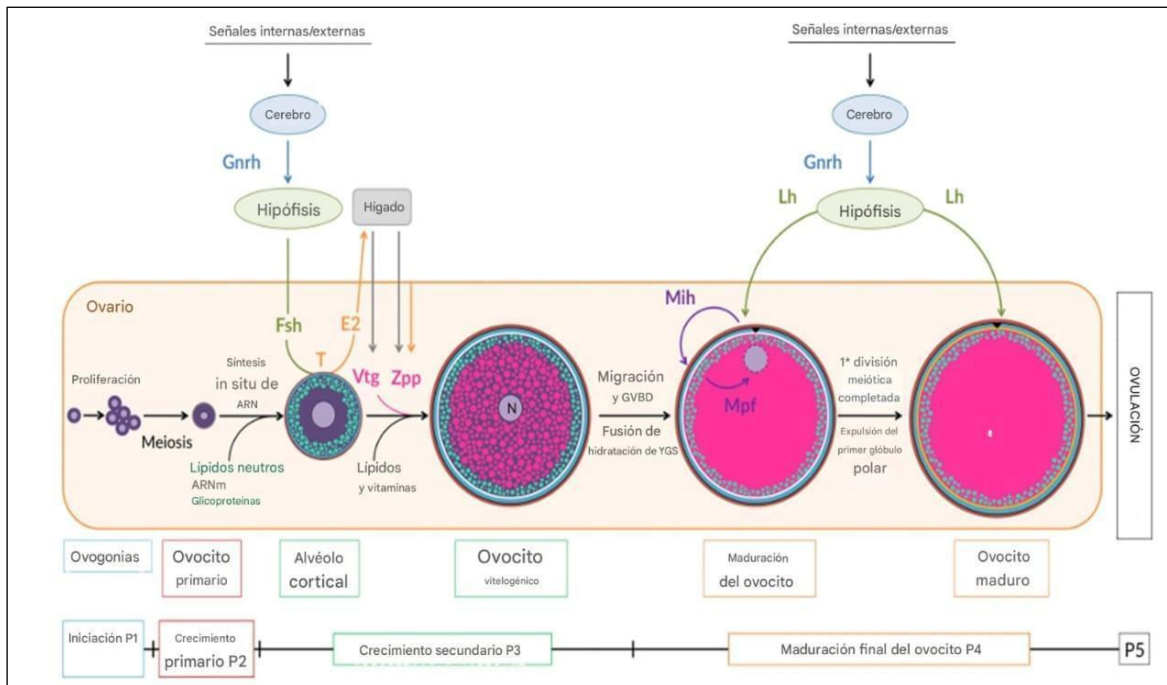


Figura 10.- Etapas de desarrollo de los óvulos de peces teleósteos.
(Alix *et al.*, 2020).

3.8.2.- Calidad de Óvulos

La calidad de los óvulos es un factor determinante en el éxito reproductivo de los peces, especialmente en contextos de reproducción asistida y producción acuícola. Esta se define como la capacidad del ovocito para ser fertilizado y desarrollar un embrión viable, y está influenciada por diversos aspectos estructurales, bioquímicos y fisiológicos. Entre los elementos se encuentran la composición del citoplasma, el estado del núcleo, la acumulación de reservas energéticas durante la vitelogénesis, así como la correcta sincronización hormonal durante el desarrollo ovárico. Además, fenómenos como el envejecimiento postovulatorio pueden comprometer significativamente su viabilidad, reduciendo la tasa de fertilización y el desarrollo embrionario normal. En este sentido, una adecuada evaluación de la calidad ovocitaria mediante análisis morfológicos, funcionales y moleculares resulta esencial para garantizar el éxito de los programas reproductivos en acuicultura, mejorando así la eficiencia de producción larval y la sostenibilidad del cultivo (Reading *et al.*, 2018).

3.8.3.- Morfología de los óvulos

En consecuencia, una vez que ocurre la fecundación, ciertos rasgos morfológicos permiten inferir la calidad del ovocito y su potencial de desarrollo. Las células iniciales del embrión, denominadas blastómeros, son células no diferenciadas que forman la base del desarrollo embrionario, por lo que cualquier alteración en su formación puede afectar significativamente este proceso. Además, características como la transparencia, la distribución de las gotas lipídicas, el tamaño del espacio perivitelino y los cambios en el diámetro del tras la fecundación son indicadores clave. Óvulos de baja calidad, por ejemplo,

pueden presentar deformaciones o abultamientos, mientras que los de alta calidad tienden a ser perfectamente esféricos, transparentes y muestran divisiones celulares tempranas claras y simétricas (Kjorsvik *et al.*, 1990; Sandoval-Vargas *et al.*, 2024).

3.8.4.- Tamaño

Otro aspecto importante relacionado con la calidad ovocitaria es el tamaño de los óvulos, ya que existe una relación directa entre esta y la capacidad de supervivencia de las larvas. En general, larvas provenientes de óvulos más grandes suelen tener una mayor resistencia en ausencia de alimento en comparación con aquellas más pequeñas. Sin embargo, aún no se ha determinado con claridad si representa una ventaja significativa a largo plazo en términos de crecimiento y supervivencia (Comas, 2000; Momić y Memišević, 2018). El tamaño y apariencia del ovocito pueden ser evaluados de forma aproximada como una herramienta para predecir su potencial de desarrollo. En especies como la trucha arcoíris, se ha observado que, bajo condiciones adecuadas de temperatura, manejo postovulatorio y prácticas reproductivas óvulos de menor tamaño pueden alcanzar tasas de fertilización similares, lo que sugiere que este parámetro debe considerarse junto con otros indicadores de calidad (Bobe y Labbé, 2010).

3.8.5.- Contenido químico del ovocito

Además del tamaño y la morfología, la composición bioquímica del ovocito constituye un componente esencial en la determinación de su calidad. Un ovocito sano debe contener los nutrientes y reservas energéticas necesarias para sustentar el desarrollo embrionario temprano. Esta composición puede variar considerablemente entre especies, lo que dificulta establecer parámetros universales, por lo que es necesario interpretar estos criterios considerando las particularidades fisiológicas de cada organismo (Bobe y Labbé, 2010; Sherzada *et al.*, 2024).

Dentro de los compuestos bioquímicos, los lípidos desempeñan un papel central, ya que representan la principal fuente de energía durante las primeras etapas del desarrollo embrionario. En este sentido, la cantidad y calidad de los lípidos presentes en los óvulos influyen directamente en las tasas de fertilización, la viabilidad embrionaria y la supervivencia larval. Su adecuada incorporación al ovocito depende en gran medida de la dieta proporcionada a los reproductores, lo que resalta la importancia de ofrecer una alimentación balanceada. Esta no solo contribuye a mejorar la calidad ovocitaria, sino que también se traduce en un mayor éxito reproductivo y mejores tasas de crecimiento y supervivencia en los alevines. Aunado a ello, factores como el estado de madurez gonadal y la fase reproductiva también pueden afectar la composición lipídica del ovocito (Yesilayer *et al.*, 2018).

3.8.6.- Fecundación

Asimismo, la tasa de fecundación ha sido utilizada como un indicador indirecto de la calidad ovocitaria, particularmente en estudios relacionados con la nutrición de reproductores. No obstante, este parámetro no debe evaluarse de forma aislada, ya que no siempre se correlaciona con la viabilidad embrionaria ni garantiza un desarrollo exitoso. La fertilización, por sí sola, no asegura el éxito reproductivo, pues este depende también de múltiples factores biológicos y ambientales que influyen en las etapas posteriores a la fecundación (Reading *et al.*, 2018).

Por ejemplo, durante la fecundación en peces teleósteos, se produce una serie de eventos celulares conocida como reacción cortical, en la que se rompen los alvéolos corticales y se libera su contenido al espacio perivitelino, formándose esta cavidad y previniendo la polispermia. En huevos de baja calidad, esta reacción puede ser incompleta, lo que genera un espacio perivitelino reducido y un menor aumento en el diámetro, condiciones que afectan negativamente el desarrollo embrionario (Kjorsvik *et al.*, 1990; Murata, 2019). En especies como los salmónidos, el contacto de los óvulos con soluciones hipotónicas como el agua dulce provoca una activación espontánea, con cambios rápidos en la membrana vitelina y una pérdida acelerada de la capacidad de ser fertilizados. Si los espermatozoides no están presentes en el momento adecuado, las tasas de fertilización disminuyen considerablemente, en gran parte debido al endurecimiento del corion inducido por el agua (Coward *et al.*, 2002).

Comprender la fisiología celular de la fecundación permite explicar estos fenómenos. Este proceso implica la interacción de gametos para formar un cigoto diploide, donde los espermatozoides no solo aportan material genético, sino que también desencadenan señales intracelulares que activan el desarrollo del óvulo (Fitzpatrick, 2020; Whitaker y Swann, 1993). El óvulo no fertilizado está envuelto por diversas membranas, siendo el corion la más externa, con un micrópilo que permite el ingreso de un único espermatozoide. Tras la activación, el corion se separa del ooplasma y se forma un tapón en el micrópilo para impedir la polispermia. Este proceso requiere, además, la presencia de iones como Ca^{2+} y Mg^{2+} . Posteriormente, el ovocito completa su segunda división meiótica, expulsando un cuerpo polar y conservando un conjunto haploide materno que se une al paterno (Coward *et al.*, 2002).

Es así como la tasa de fertilización constituye uno de los primeros indicadores disponibles para evaluar la calidad de los óvulos y del semen. Sin embargo, su valor predictivo debe considerarse en conjunto con otras etapas críticas del desarrollo embrionario, como la fase ocular, la eclosión y la reabsorción del saco vitelino, que ofrecen una evaluación más completa del éxito reproductivo (Bobé y Labbé, 2010).

La figura 11 muestra de forma esquemática y progresiva las distintas etapas del desarrollo embrionario y larval en peces teleósteos. Desde las primeras divisiones celulares (1–4), la formación de la blástula (5), la gástrula (6), y el cierre del blastoporo (7), hasta el desarrollo del embrión y su eclosión como larva (8–13). Este tipo de representación gráfica resulta

fundamental para vincular las observaciones morfológicas con indicadores reproductivos como la calidad del ovocito, la tasa de fertilización y la viabilidad larval, facilitando la evaluación visual del desarrollo en programas de cultivo acuícola.

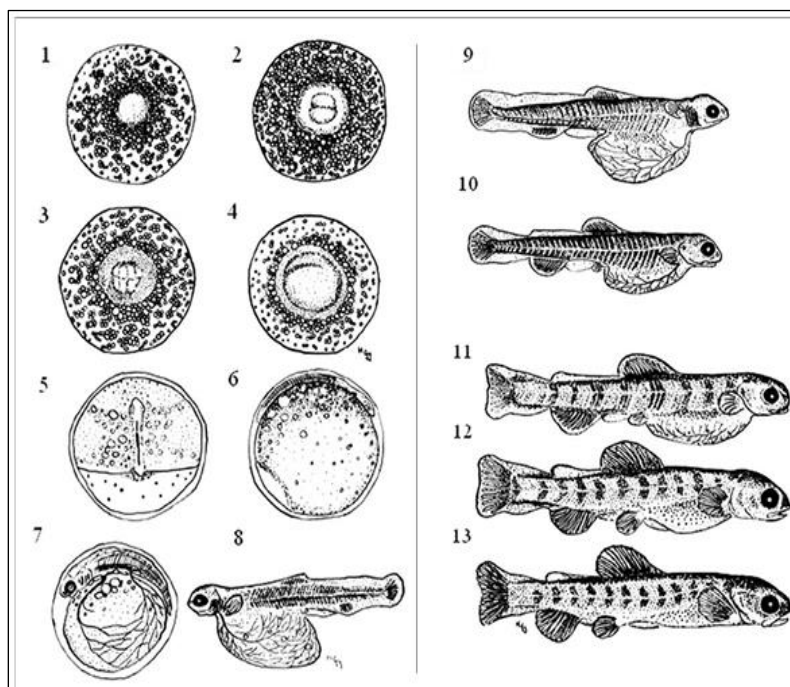


Figura 11.- Desarrollo embrionario y primeras fases larvales de huevos de trucha arcoíris. (Hoitsy *et al.*, 2012).

Es así como los indicadores de calidad en espermatozoides y óvulos son necesarios para alcanzar una reproducción exitosa en especies cultivadas. Tradicionalmente, esta ha sido evaluada mediante indicadores fisiológicos, bioquímicos y morfológicos directos. Sin embargo, ha surgido interés en incorporar métodos complementarios como la morfometría, que permite explorar posibles vínculos entre las características corporales externas y el rendimiento reproductivo ya que diversas investigaciones han demostrado que algunas variables morfométricas pueden asociarse con aspectos clave reproductivos y podrían utilizarse como predictores no invasivos de su capacidad reproductiva, representando una herramienta útil en programas de selección dentro de la acuicultura.

3.9.- Morfometría

El estudio de la morfología se ha centrado históricamente en descripciones cualitativas para clasificar y entender la diversidad biológica; sin embargo, en el siglo XX experimentó una transformación significativa hacia un enfoque cuantitativo. Este cambio, conocido como la "revolución de la cuantificación", incorporó el uso de datos numéricos y métodos estadísticos avanzados (como el coeficiente de correlación, el análisis de varianza y el análisis de componentes principales) para analizar la forma morfológica con mayor rigor. Este avance dio lugar a la morfometría, entendida como el estudio cuantitativo de la forma y su variación, marcando el inicio de un campo moderno que combina descripciones numéricas y análisis

estadísticos para explorar la diversidad biológica con un nivel de detalle y precisión sin precedentes (Adams *et al.*, 2004).

Los métodos morfométricos se han consolidado como herramientas eficaces para medir diferencias tanto en la forma general del cuerpo como en estructuras morfológicas específicas, encontrando amplia aplicación en biología evolutiva y acuicultura. A diferencia de los enfoques tradicionales basados en conteos o medidas lineales, estos métodos definen y analizan las coordenadas de puntos anatómicos (landmarks), lo que permite capturar con mayor fidelidad la geometría y variación morfológica. En particular, la morfometría geométrica presenta varias ventajas, entre ellas la capacidad de distinguir y analizar entidades estrechamente relacionadas, así como la estandarización de puntos de referencia que minimiza posibles sesgos subjetivos en la evaluación de estructuras anatómicas (Kerschbaumer y Sturmhuber, 2011).

La evaluación de variaciones en forma y tamaño entre individuos y poblaciones de una misma especie es fundamental para comprender la estructura poblacional y facilita la identificación precisa de grupos fenotípicos, aspectos clave para la gestión eficiente de especies acuáticas (Kumar *et al.*, 2021). La morfometría geométrica, consolidada como un conjunto de herramientas estandarizadas, combina precisión estadística con claridad en la visualización gráfica, lo que la ha convertido en el método preferido para detectar incluso mínimas diferencias morfológicas (Gunz, 2020). En el ámbito pesquero y acuícola, estas herramientas han sido aplicadas en diversas investigaciones para la discriminación y caracterización de poblaciones de peces. Mediante el análisis de la variación morfológica tanto a nivel individual como entre organismos, se facilita la identificación de poblaciones y se contribuye a entender factores ecológicos y evolutivos que afectan su desarrollo y adaptación (Mir *et al.*, 2013; Slice, 2007).

Las fluctuaciones en las medidas corporales de los peces reflejan variaciones en crecimiento y desarrollo, que a su vez indican dinámicas evolutivas en su anatomía. Los análisis morfométricos, son fundamentales para estudiar la forma y estructura en estos organismos. En el contexto interdisciplinario de identificación de poblaciones, estos análisis aportan información sobre grupos de individuos que comparten características relacionadas con crecimiento, supervivencia y reproducción. lo que resulta crucial para estrategias de manejo y conservación. Esta línea de investigación, apoyada en la comparación anatómica y el análisis cuantitativo de la forma, ha impulsado el estudio sistemático de la variación morfológica en peces (Adams *et al.*, 2004; Adams *et al.*, 2013).

Además, la revolución tecnológica en las últimas dos décadas ha facilitado notablemente la recopilación de datos morfométricos digitales mediante fotografía, ya sea en campo o con especímenes de museo, lo que reduce la manipulación y el sacrificio de las especies. Pese a su complejidad matemática, las técnicas de morfometría geométrica son accesibles gracias a software especializado y a métodos visuales intuitivos para la representación de resultados, lo que ha democratizado su aplicación en diversas áreas biológicas (Lawing y Polly, 2010).

Esta integración de tecnologías y métodos ha revolucionado el análisis de la forma biológica, simplificando la obtención y estudio de datos para comprender mejor la variación fenotípica y la adaptación geográfica. La combinación de métodos tradicionales y morfometría geométrica ha permitido profundizar en cómo los organismos se adaptan a diferentes ambientes y cómo estas adaptaciones se reflejan en estructuras morfológicas complejas. En particular, los peces han servido como modelos ideales para avanzar en el desarrollo y aplicación de la morfometría, abordando temas tan diversos como ecología alimentaria, variación geográfica, dimorfismo sexual, desarrollo ontogénico y sistemática (Martínez-Leiva *et al.*, 2023; Lawing y Polly, 2010).

3.9.1.- Importancia del uso de la MG

La morfología corporal de un organismo constituye un aspecto fundamental de su fenotipo, influyendo directamente en funciones vitales como la eficiencia en la búsqueda de alimento, el rendimiento locomotor, la susceptibilidad a los depredadores y el éxito reproductivo; todos estos factores repercuten significativamente en su aptitud biológica (Martínez-Leiva *et al.*, 2023). En peces, los estudios comparativos de forma corporal son ampliamente utilizados para comprender aspectos clave relacionados con la evolución, la ecología, el comportamiento, la plasticidad fenotípica y la gestión de recursos (Akin y Geheber, 2020; Hetzel y Forsythe, 2023).

Las variaciones en las características físicas entre distintas especies o poblaciones constituyen una herramienta esencial para entender los procesos que conducen a la diversificación biológica dentro de los ecosistemas (Schluter, 2000). Estas diferencias morfológicas generalmente reflejan adaptaciones evolutivas a presiones ambientales específicas como la disponibilidad de alimento, las condiciones hidrodinámicas o el tipo de hábitat, que optimizan la utilización de recursos y favorecen un mayor desempeño fisiológico y reproductivo (Martínez-Leiva *et al.*, 2023). Se ha reconocido que las disparidades morfométricas entre poblaciones de una misma especie resultan fundamentales para evaluar la estructura poblacional y constituyen una base sólida para su identificación (Turan, 2004). Estas variaciones fenotípicas son producto de una interacción compleja entre diferencias genéticas y respuestas plásticas adaptativas a factores ambientales (Hano, 1995; Keeley *et al.*, 2007).

La influencia del entorno sobre la morfología de los peces se manifiesta a través de múltiples variables, como la temperatura, la velocidad de la corriente, el tipo y cantidad de alimento disponible, y el modo de alimentación. Estas condiciones ambientales inducen cambios adaptativos en la forma corporal, los cuales evolucionan como respuesta a presiones selectivas específicas. La expresión fenotípica que resulta de estas adaptaciones se traduce en patrones morfológicos distintivos que varían geográficamente, permitiendo observar la diversificación intraespecífica a través de parámetros productivos y morfométricos. Finalmente, se ha evidenciado que la morfología corporal no está determinada únicamente por la genética, sino que es también moldeada por respuestas plásticas que interactúan

dinámicamente con el entorno. Esta interacción ha producido diferencias fisiológicas observables entre poblaciones, como variaciones en las tasas de crecimiento, el desarrollo ontogénico y la capacidad reproductiva, reflejando la importancia evolutiva de las adaptaciones morfológicas (Echem, 2016).

4.- JUSTIFICACIÓN

La trucha arcoíris representa una de las especies acuícolas de mayor relevancia en las zonas montañosas del centro y sur de México, debido a su adaptabilidad al cultivo, su valor comercial y la alta calidad de su carne. Su demanda sostenida en el mercado obedece principalmente a la uniformidad en talla y al buen rendimiento del producto final.

No obstante, muchos centros de producción carecen de una planificación técnica adecuada, especialmente en lo que respecta al manejo fenotípico y a la reproducción asistida. La ausencia de protocolos operativos bien definidos ha derivado en prácticas poco eficientes, afectando la productividad y limitando el impacto económico de la actividad acuícola.

Por lo que, se hace necesaria la investigación enfocada en la tipificación de lotes de reproductores mediante el análisis de características fenotípicas y la evaluación de su potencial reproductivo. Una herramienta clave para este propósito es la evaluación de la calidad de los gametos, ya que permite establecer criterios objetivos para la selección de reproductores con mayor capacidad de fecundación y viabilidad de crías.

La correcta identificación y uso de reproductores de alta calidad no solo mejora las tasas de éxito en los programas de reproducción, sino que también contribuye a la reducción de costos operativos, al disminuir pérdidas asociadas a bajas tasas de fertilización o al uso ineficiente de insumos. Esta información es esencial para optimizar los procesos productivos y aumentar la competitividad de los centros acuícolas de alcance regional o nacional.

5.-HIPÓTESIS

La eficacia reproductiva y productiva de las distintas líneas de trucha (*Oncorhynchus mykiss*) está estrechamente ligada a sus características fenotípicas, por lo tanto, se espera que al seleccionar y enfocarse en estas características particulares se logre incrementar la producción en el centro acuícola de referencia nacional.

6.-OBJETIVOS

Objetivo general

Comparar la eficiencia reproductiva y productiva de las líneas de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) del centro acuícola de referencia nacional.

Objetivos específicos

- Tipificar fenotípicamente las líneas de trucha mantenidas en el centro acuícola “El Zarco”.
- Determinar la biometría y peso de las líneas de trucha arcoíris.
- Evaluar la producción de gametos, incluyendo el número, tasa de ovulación, tamaño, color de óvulos y porcentaje de grasa, así como el número de espermatozoides, movilidad, volumen eyaculado y pH del semen.
- Implementar los procesos de reproducción asistida y obtener el porcentaje de fecundación durante el periodo reproductivo de la especie.

7.- METODOLOGÍA

7.1.- Área de estudio

El Centro Acuícola “El Zarco”, ubicado en el municipio de Ocoyoacac, Estado de México, constituye un punto estratégico en la cadena de producción de trucha arcoíris a nivel nacional. Su localización geográfica corresponde a las coordenadas 19°17'43.103" Norte y 99°21'14.181" Oeste (Figura 12), lo que le permite operar en una región con condiciones climáticas y ambientales favorables para el cultivo de especies de aguas frías.



Figura 12.- Ubicación geográfica del centro acuícola “El Zarco” Estado de México.

(Google Earth. <https://earth.google.com>)

Para el desarrollo de la investigación es relevante considerar el respeto por la vida, se priorizará la responsabilidad en la manipulación y cuidado de los peces, minimizando cualquier daño o estrés durante los procedimientos mediante la implementación de protocolos que prioricen el bienestar animal y aseguren condiciones adecuadas y éticas, cumpliendo estrictamente con las normativas vigentes en materia de bioética y bienestar animal (FAO, 2013; SAGARPA 2008).

7.2.- Selección de organismos

Para el análisis morfométrico se seleccionaron al azar a 75 individuos en total, mediante un chinchorro de 3 m y bolsa de 1.5 m, de los cuales 13 pertenecen a las líneas (NZ) y (HN), 16 a la línea (M), 20 (D) y 26 (T).

Mientras que, para la evaluación de calidad seminal se seleccionaron individuos de cuatro de las cinco líneas utilizadas (NZ, HN, M, T), y de cada una se recolectó una muestra compuesta

por 12 individuos para NZ, 9 para HN, 7 para M y 3 para T. En cuanto a las hembras, se consideraron tres líneas, (A) y (T) con cuatro individuos cada una y (NZ) con dos individuos. Posteriormente, se continuó con los análisis correspondientes.

7.3.- Anestesia para manipulación

Para realizar la obtención de parámetros, así como la toma de fotografías, se requirió manipular a los individuos, por lo que fue necesario sedarlos temporalmente durante estas actividades, de esta forma se minimizaron los efectos adversos en los peces después de la manipulación. Como anestésico se utilizó aceite de clavo a una concentración de 0.05 mL por litro de agua y se registró el tiempo (s) de anestesia (TS) y recuperación (TR).

7.4.- Morfometría geométrica

Para la obtención de la longitud total se utilizó un ictiómetro convencional de 90 cm y una escuadra de 90°, mientras que el peso se obtuvo con una balanza digital Adam modelo LBX12. El análisis morfométrico se llevó a cabo mediante la toma de fotografías de cada individuo del lado izquierdo, con un cámara marca Sony Alpha 37 y se tuvo en cuenta la estandarización de la toma de fotografías, por lo cual, se colocó un trípode horizontal a una altura de 55 cm de la base y se alineó a todos los individuos en el centro tomando como referencia la línea lateral. Para asegurarnos de poder medir con precisión la longitud de las aletas a partir de las fotografías, se utilizaron alfileres para extender y mantener en posición las aletas dorsal, pélvica y anal.

Las fotografías fueron agrupadas utilizando el programa tpsUtil, el cual generó un archivo adjunto que sirvió como base para ser utilizado en tpsDig2, donde se desplegaron las imágenes para localizar y digitalizar los 21 puntos homólogos (Figura 13). Las coordenadas obtenidas se guardan automáticamente como un archivo tps para su análisis posterior en el programa Morphologika, que permite realizar un análisis de Procrustes. En este proceso, cada imagen fue rotada, trasladada y escalada para eliminar cualquier variación entre las diferentes fotografías, obteniendo así coordenadas ajustadas para crear una forma "consenso" interpretada mediante una técnica de lámina delgada, donde se crearon configuraciones de consenso para cada una de las líneas (Zelditch *et al.*, 2012).

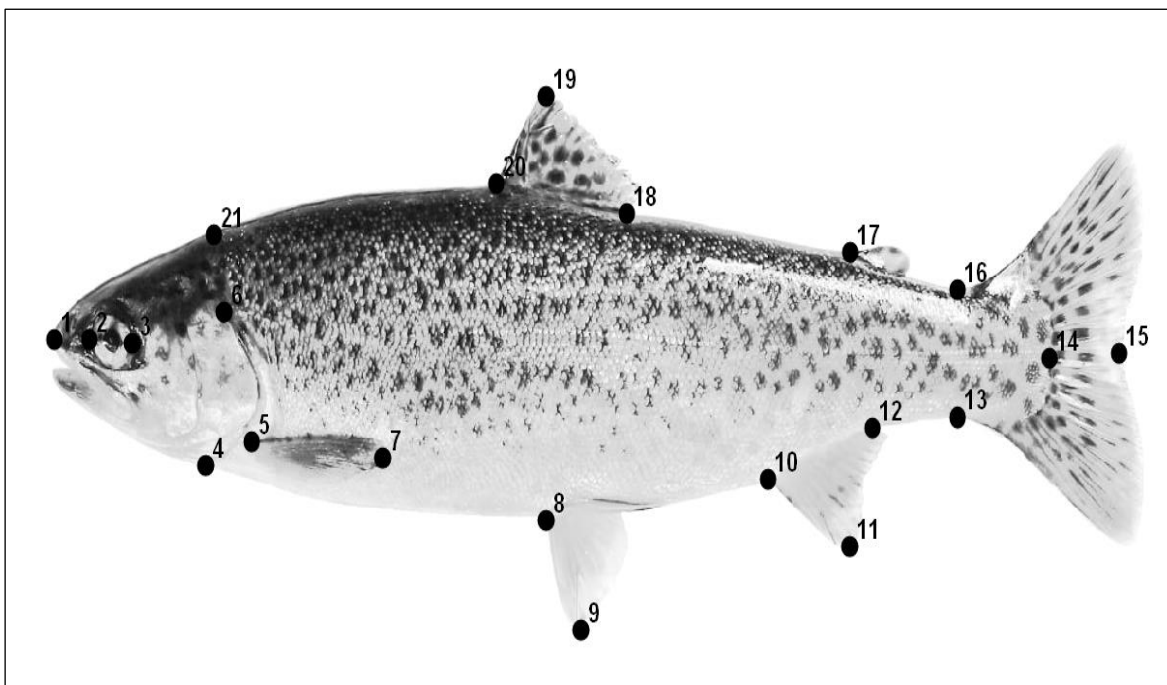


Figura 13.- Ubicación de los puntos de referencia.
(Fotografía propia, 2024).

7.5.- Extracción de gametos

Para evitar cualquier tipo de contaminación, se aseguró que la zona de extracción estuviera limpia y seca. El semen fue recolectado aplicando una ligera presión en la región ventral y depositado en tubos cónicos de 50 mL, previamente etiquetados para su correcta identificación. De manera similar, los óvulos fueron extraídos utilizando la misma técnica y colocados en bandejas de plástico previamente secadas, pesadas y etiquetadas, garantizando su adecuada identificación y manejo.

7.6.- Espermograma

Volumen y pH: El volumen se estimó mediante tubos cónicos de centrifuga Falcon graduados y el pH con papel indicador de pH (Bustamante-González *et al.*, 2018).

Movilidad: 1 μ L de semen se activó con 10 μ L de agua, la muestra fue observada bajo un microscopio óptico con un objetivo de 40x, registrando el tiempo en segundos desde la activación hasta la disminución del movimiento vigoroso de los espermatozoides. Asimismo, se determinó el porcentaje de movilidad espermática mediante la observación de campos visuales aleatorios (Bustamante-González *et al.*, 2018).

Concentración espermática: El número de espermatozoides por mililitro se determinó mediante cámara de Neubauer (Bustamante-González *et al.*, 2018). Para ello, se preparó una solución stock (950 μ L de suero fisiológico, 500 μ L de formaldehído al 4% y 50 μ L de semen). Posteriormente, se realizó una segunda dilución combinando 10 μ L de la solución stock con 990 μ L de suero fisiológico. En la cámara de Neubauer, se seleccionaron 5

cuadrículas representativas del lado A y del lado B para realizar la sumatoria total. Para el cálculo del número de espermatozoides, se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{No. espermatozoides} = \Sigma (5) (5 \times 10^4) (30) (D)$$

Dónde: $\Sigma (5)$ = sumatoria de los cuadrantes contados.

(5×10^4) = volumen de la cámara Neubauer.

(30) = veces de dilución madre.

(D) = dilución.

Viabilidad: Se determinó con Esperma-Vit[®]. Una gota de semen se colocó en un extremo del portaobjetos y se mezcló cuidadosamente con la solución de tinción y se realizó un barrido, se dejó secar al aire para su fijación y posteriormente se analizó bajo un microscopio óptico con un aumento de 40x. Se seleccionó un campo visual que contenía aproximadamente 100 células para determinar el porcentaje de espermatozoides muertos (teñidos de rosa) y vivos (Álvarez *et al.*, 2009).

7.7.- Calidad ovocitaria

Diámetro de los óvulos, número de óvulos totales y peso del desove: Para determinar el diámetro promedio de los óvulos, estos fueron alineados en una fila recta sobre una regla hasta alcanzar una longitud total de 10 cm. Posteriormente, se contó el número total de óvulos en la fila y se calculó el diámetro promedio dividiendo la longitud total entre la cantidad de óvulos presentes. Por otro lado, para estimar el número total de óvulos, se tomó una muestra representativa de entre 5 a 10 g y se contabilizó a los óvulos de manera individual. Con base en esta cuantificación, se realizó un cálculo proporcional utilizando el peso total de los óvulos, lo que permitió estimar con mayor precisión la cantidad total en la muestra completa (FONDEPES, 2004).

Porcentaje de grasa: Para determinarlo se obtuvo una muestra de óvulos de las líneas A y T, con pesos de 66 g y 180 g, respectivamente, esta se mantuvo en refrigeración (4 °C) hasta la evaluación en el Laboratorio de bromatología del Departamento de producción y Agrícola Animal de la UAM-X (-24 h). Como primer paso, se determinó la materia seca y la humedad de la muestra. Este procedimiento se basó en la evaporación del agua mediante la aplicación de calor. Las muestras fueron pesadas antes de ser colocadas en una estufa a 50 °C durante 24 h.

Posteriormente, se pesaron nuevamente para obtener el peso seco, utilizando la siguiente fórmula:

$$\text{PMH} = (\text{PCH} + \text{PMH}) - \text{PCH} \quad \text{PMH} = (\text{PCH} + \text{PMH}) - \text{PCH}$$

Donde:

- **PCH** = Peso de la charola (g)
- **PMH** = Peso de la muestra húmeda (g)

El peso del agua evaporada se calculó con la ecuación:

$$PAE = (PCH + PMH) - (PCH + PMS)$$

Donde:

- **PAE** = Peso del agua evaporada (g)
- **PMS** = Peso de la muestra seca (g), obtenido después del secado junto con la charola.

A partir de estos valores, se calcularon los porcentajes de humedad y materia seca con las siguientes fórmulas:

$$\% \text{ HM} = PAE \times 100 / PMH$$

$$\% \text{ HM} = \% \text{ de Humedad de la muestra}$$

$$\% \text{ MS} = 100 - \% \text{ HM}$$

$$\% \text{ MS} = \% \text{ Materia seca}$$

El extracto etéreo o grasa cruda se determinó mediante el método de extracción continua con calor utilizando éter de petróleo para disolver las sustancias liposolubles (método de Goldfish) validado por la AOAC (Association of Official Analytical Chemists). A continuación, se realizaron los siguientes cálculos:

$$PG = PVG - PVV$$

$$PVG = \text{Peso del vaso con grasa (g)}$$

$$PVV = \text{Peso del vaso vacío (g)}$$

$$PG = \text{Peso de la grasa (g)}$$

$$\% \text{ GCbs} = PG \times 100 / PM$$

$$\% \text{ GCbs} = \% \text{ de Grasa cruda base seca}$$

$$PG = \text{Peso de la grasa (g)}$$

$$PM = \text{Peso de la muestra (g)}$$

$$\% \text{ GCbh} = \% \text{ GCbs} \times \% \text{ MS} / 100$$

$$\% \text{ GCbh} = \% \text{ de Grasa cruda base húmeda}$$

$$\% \text{ GCbs} = \% \text{ de Grasa cruda base seca}$$

$$\% \text{ MS} = \% \text{ de Materia seca}$$

7.8.- Reproducción asistida: tasa de fecundación

Se llevaron a cabo un total de cinco combinaciones, con el fin de determinar el porcentaje de fecundación, siguiendo la matriz de cruce de líneas que se muestran en la Tabla 1.

Tabla 1.- Cruzas de gametos de trucha arcoíris para fecundación

Hembra	Macho	No. Óvulos	μL semen
T	T	658	600
HN	A	342	360
NZ	M	630	600
NZ	HN	630	600
NZ	NZ	630	600

Con los gametos se procedió a realizar la homogeneización suavemente durante cinco minutos utilizando una pluma de ave, con el objetivo de preservar la integridad de los huevos. Posteriormente, fueron enjuagados para eliminar el exceso de semen, huevos muertos y desechos, y se realizó una hidratación por goteo durante 10 min. A continuación, se retiraron los óvulos no fecundados, transfiriendo únicamente los fecundados a una incubadora tipo californiana para su desarrollo.

El porcentaje de fecundación se calculó de la siguiente manera:

$$\% \text{ de huevo muerto} = (\text{No. total, de huevos muertos} * 100) / \text{No. total de huevos}$$

$$\% \text{ fecundación} = \% \text{ No. total de huevos} - \% \text{ de huevo muerto}$$

7.9.- Parámetros fisicoquímicos del agua

Para determinar la temperatura del agua se utilizó un potenciómetro marca HANNA HI 98129, que también se empleó para las mediciones de pH. El oxígeno disuelto se determinó utilizando un oxímetro. Al igual que en el procedimiento del pH, el electrodo del oxímetro se sumergió en el agua y se esperó hasta que la lectura se estabilizó antes de anotar el dato final. La repetición de este método en diferentes muestras garantiza la precisión de los resultados.

7.10.- Análisis estadístico:

Se siguió un modelo lineal simple

$$Y_{ij} = \mu + T_j + E_{ij}$$

Donde:

Y_{ij}: Es la variable de respuesta (volumen, pH, concentración espermática, movilidad, viabilidad, color, diámetro, peso del desove, número de óvulos, porcentaje de grasa).

μ: Media general

T_j: Efecto de la línea

E_{ij}: error

El análisis de las variables cuantitativas relacionadas con la calidad seminal y ovocitaria se realizó mediante estadística descriptiva, expresada como promedio $\pm$ desviación estándar. Para verificar los supuestos estadísticos, se aplicaron pruebas de homogeneidad de varianzas (prueba de Brown-Forsythe) y normalidad (prueba de Shapiro-Wilk). En los casos en que se cumplieron dichos supuestos, se efectuó un análisis de varianza (ANOVA), seguido de una prueba de comparación múltiple de Tukey para el análisis entre machos, y una prueba *t* de Student para las comparaciones entre hembras, con el propósito de identificar diferencias significativas, utilizando un nivel de confianza del 95% ($p < 0.05$). Cuando los datos no cumplieron con los criterios de normalidad, se emplearon pruebas no paramétricas, específicamente la prueba de Kruskal-Wallis, seguida de la prueba de Dunn para comparaciones post hoc. Paralelamente, se realizaron análisis de correlación múltiple para determinar la relación entre variables morfométricas y reproductivas. En machos, se analizaron las variables longitud total (cm) y peso corporal (g) con respecto al volumen de semen (mL) y concentración espermática (mL^{-1}). En hembras, se evaluaron las variables longitud total (cm) y peso corporal (g) con el número de óvulos, peso del desove (g) y diámetro de los óvulos (mm). Los coeficientes de correlación (*r*) se calcularon para determinar la fuerza y dirección de las asociaciones entre cada par de variables. Todos los análisis fueron realizados utilizando el software SigmaPlot versión 14.

Para el análisis de las variables morfométricas, se implementó un Análisis de Componentes Principales (PCA) con el objetivo de examinar la variabilidad morfológica general en la muestra. Este análisis permitió identificar patrones de variación interespecífica en la forma, utilizando coordenadas obtenidas mediante ajuste de Procrustes. El PCA proporcionó información detallada sobre la cantidad de variación explicada por cada componente y los ejes morfológicos asociados. Posteriormente, se llevaron a cabo análisis discriminantes para explorar los patrones de agrupación presentes en los datos, utilizando el método de validación cruzada. En este procedimiento, se excluyó un individuo por iteración para construir la función discriminante con el resto del conjunto, y luego se clasificó el individuo excluido, evaluando así la precisión del modelo. Todos estos análisis fueron realizados con el software IBM SPSS Statistics versión 25.

8.-RESULTADOS

8.1.- Parámetros fisicoquímicos del agua

La Tabla 2 muestra los valores de los parámetros fisicoquímicos del agua registrados por cada estanque donde se mantienen las diferentes líneas durante el tiempo de estudio. Estos valores se mantuvieron dentro de los rangos óptimos y necesarios para el desarrollo reproductivo adecuado de la especie.

Tabla 2.- Parámetros fisicoquímicos del agua por línea.

Machos			
Línea	Temperatura del agua °C	Oxígeno (mg/L)	pH
NZ	14.94±2.46	7.87±0.50	7.89±0.37
HN	15.47±1.90	7.96±0.68	7.85±0.40
M	12.88±2.11	8.19±0.51	7.90±0.43
T	15.77±2.22	8.64±0.95	7.72±0.28
Hembras			
A	13.9±0.88	7.4±0.96	7.52±0.26
T	12.45±0.49	9.05±0.21	7.53±0.18

Valores promedio ± DE.

8.2.- Tiempo de anestesia y recuperación

Los resultados obtenidos en cuanto al tiempo de sedación y recuperación de los peces por línea, tanto para machos como para hembras, fueron los que se presentan en la Tabla 3, donde se refleja que los machos de las líneas NZ y T presentaron un mayor tiempo de inducción a la anestesia en comparación con las hembras de la línea A, mientras que las hembras de la línea T tardaron en sedarse que todas las líneas de machos evaluadas. Esta diferencia parece estar asociada principalmente al peso corporal de los ejemplares. En cuanto al tiempo de recuperación, el promedio general fue de aproximadamente dos minutos, con excepción de las hembras de la línea T, que requirieron más de tres minutos para recuperarse completamente.

Tabla 3.- Tiempo de sedación (TS) y Tiempo de recuperación (TR) de cada una de las líneas de trucha arcoíris.

Machos		
Línea	Sedación (s)	Recuperación (s)
NZ	124.5±26.02	130.1±58.42
HN	109.8±23.34	169.9±35.87
M	87.1±18.66	140.5±30.58
T	117.6±6.50	139.3±29.02
Hembras		
A	107.5±22.78	189.5±29.21
T	170.8±25.36	213.1±62.74

Valores promedio ± DE

8.3.- Análisis morfométrico y distinción entre líneas

En el análisis de componentes principales (PCA) se logró visualizar la diferenciación de las líneas de trucha arcoíris evaluadas con base en sus características morfométricas, sin considerar la variable sexo. Los dos primeros componentes principales (PC1 y PC2) explicaron conjuntamente el 44.37% de la varianza total. Asimismo, se presentan las cuadrículas de transformación generadas mediante el análisis de morfometría geométrica, en las cuales se visualizan las diferencias morfológicas entre líneas. Cada cuadrícula representa las transformaciones de forma características de una línea específica, utilizando como referencia la morfología promedio del conjunto de organismos analizados (Figura 14). En cuanto a la distribución de grupos, se observó una clara separación de la línea D, la cual presentó un 94.7% de diferenciación con respecto a las demás líneas. En contraste, las líneas NZ/HN fueron las menos diferenciadas, con un 62.5%. El análisis discriminante permitió clasificar correctamente el 80% de los casos, lo que indica una buena capacidad del modelo para distinguir entre las líneas evaluadas (Figura 15, Tabla 4).

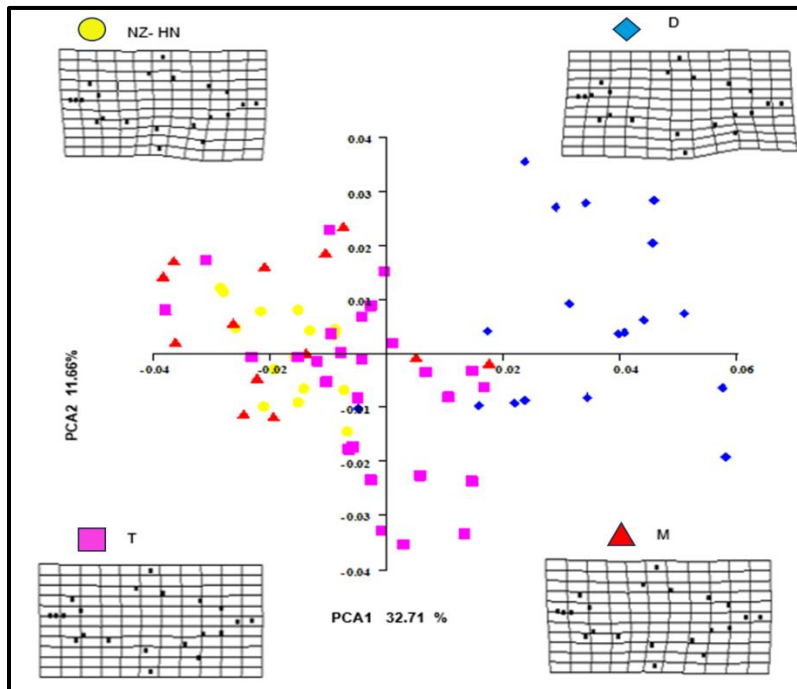


Figura 14.- Distribución de datos mediante análisis de componentes principales (PCA) y cuadrículas de transformación de placa delgada, representan las formas promedio de un espécimen hipotético. Coordenadas (x-y). **NZ-HN**) -0.04, 0.02; **D**) 0.04, 0.01; **T**) 0.02,-0.01; **M**) -0.02,0.01.

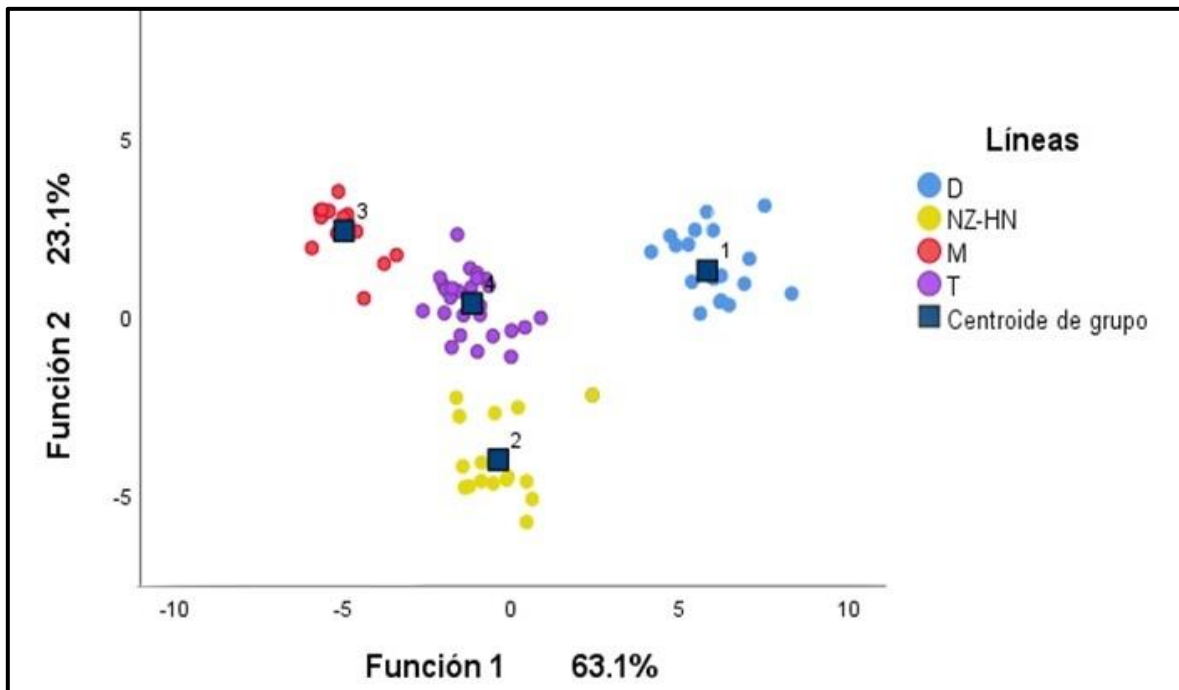


Figura 15. Diagrama de dispersión de los puntajes de la función discriminante del análisis de trucha arcoíris.

Tabla 4. Resultados del análisis discriminante con validación cruzada (%).

Pertenencia a grupos pronosticada (%)					
	D	NZ-HN	M	T	Total
D	94.7	5.3	0	0	100
NZ-HN	6.3	62.5	6.3	25	100
M	0	0	84.6	15.4	100
T	3.7	14.8	3.7	77.8	100
El 98.7% de los casos originales fueron clasificados correctamente					
El 80% de casos de forma cruzada fueron clasificados correctamente					

8.3.1.- Análisis morfométrico y distinción por líneas y sexo

El análisis de componentes principales (PCA) aplicado a los datos morfométricos de truchas macho determinó que los dos primeros componentes principales explicaron conjuntamente el 45.07% de la variación morfológica total, indicando que una proporción significativa de la variabilidad se concentra en estos ejes principales. En la figura 16 se observó una separación clara de los individuos del grupo D, los cuales se distribuyen predominantemente en el cuadrante derecho del plano, lo que sugiere una morfología corporal distintiva con respecto a las demás líneas. En contraste, los grupos T, M y NZ-HN se ubicaron mayoritariamente en la parte izquierda del gráfico, presentando cierto grado de solapamiento.

La clasificación pronosticada por grupos (Tabla 5) reflejó una alta precisión para el grupo D, con un 92.9% de los individuos correctamente asignados, lo que coincide con la dispersión y superposición observada en el PCA. En la figura 17 se muestran las cuadrículas de deformación correspondientes a cada línea, junto con imágenes representativas de individuos. Estas mallas ilustran los cambios en la forma corporal promedio con base en coordenadas obtenidas por morfometría geométrica y sus resultados respaldan la diferenciación observada entre líneas, aportando información visual sobre los patrones morfológicos característicos de cada grupo.

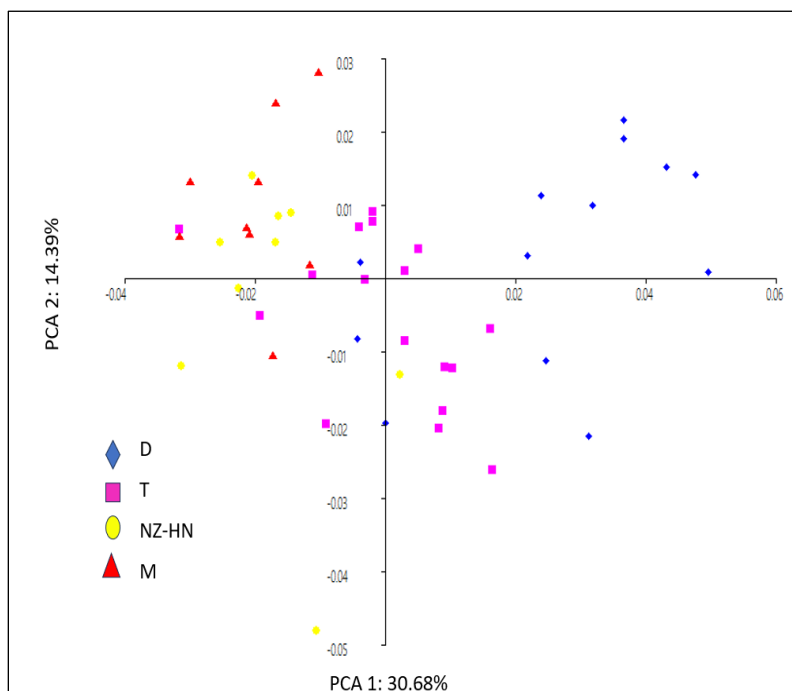


Figura 16.- Distribución morfológica de los datos mediante análisis de componentes principales (PCA) para machos.

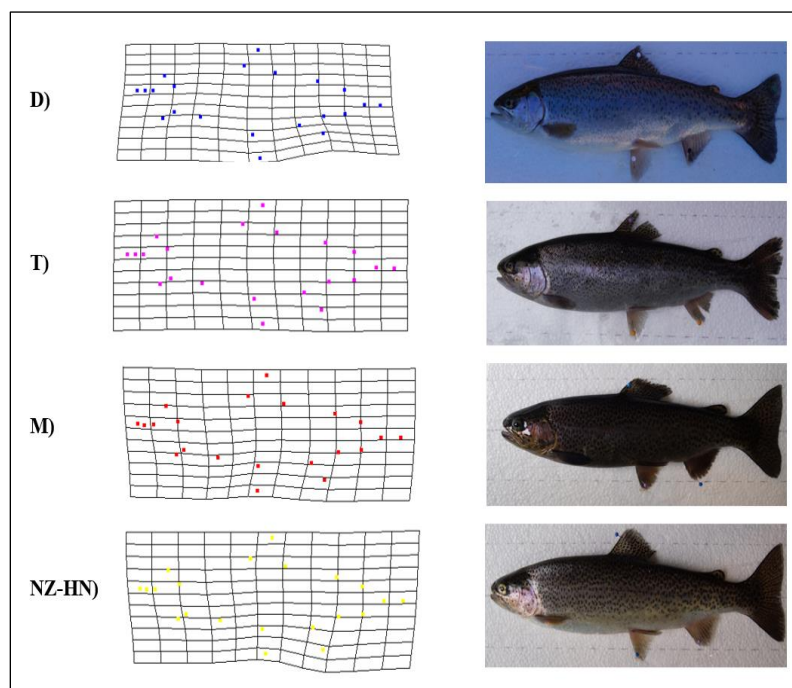


Figura 17.- Cuadrículas de transformación por placa delgada para machos, representando la forma promedio de los especímenes y sus variaciones morfológicas.

Tabla 5. Resultados del análisis discriminante con validación cruzada para machos.

Pertenencia a grupos pronosticada (%)					
	D	T	M	NZ-HN	Total
D	92.9	7.1	0	0	100
T	11.8	64.7	17.6	5.9	100
M	11.1	0	66.7	22.2	100
NZ-HN	0	25	0	75	100
El 100% de los casos originales fueron clasificados correctamente					
El 75% de casos de forma cruzada fueron clasificados correctamente					

El análisis de componentes principales (PCA) aplicado a los datos morfométricos de hembras registro que los dos primeros componentes explicaron en conjunto el 49.59% de la variabilidad total, mientras que en la distribución del espacio (Figura 18), se identificaron agrupamientos diferenciados, donde la línea M destacó por su ubicación en el cuadrante superior derecho, indicando una conformación corporal claramente diferenciada respecto a las demás. Por su parte, la línea D se concentró en el cuadrante inferior izquierdo, reflejando también una morfología particular, en cambio, las líneas T y NZ-HN compartieron áreas del espacio PCA con mayor dispersión y solapamiento entre individuos. La figura 19 complementa estos hallazgos mediante la visualización de las cuadrículas de deformación asociadas a cada línea, las cuales fueron generadas a partir del análisis de morfometría geométrica. Además, las fotografías representativas a la derecha de cada malla permiten observar directamente las diferencias fenotípicas externas, como robustez, perfil y proporciones del cuerpo. Los resultados de la clasificación discriminante (Tabla 6) confirman estas tendencias, con un 57.7% de asignación correcta en la validación cruzada. Las hembras de las líneas M y NZ-HN mostraron mayor fidelidad en la clasificación (71.4% y 75%, respectivamente).

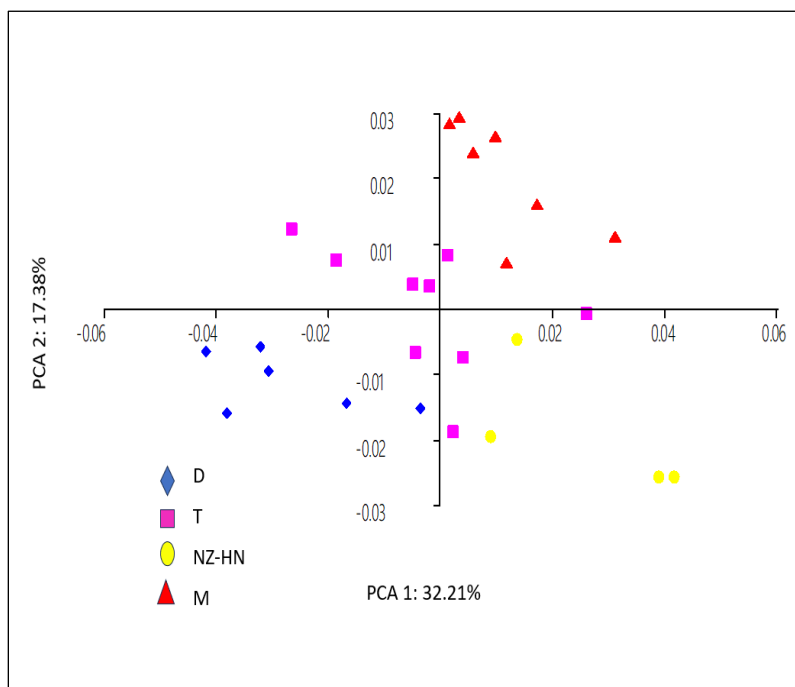


Figura 18.- Distribución morfológica de los datos mediante análisis de componentes principales (PCA) para hembras.

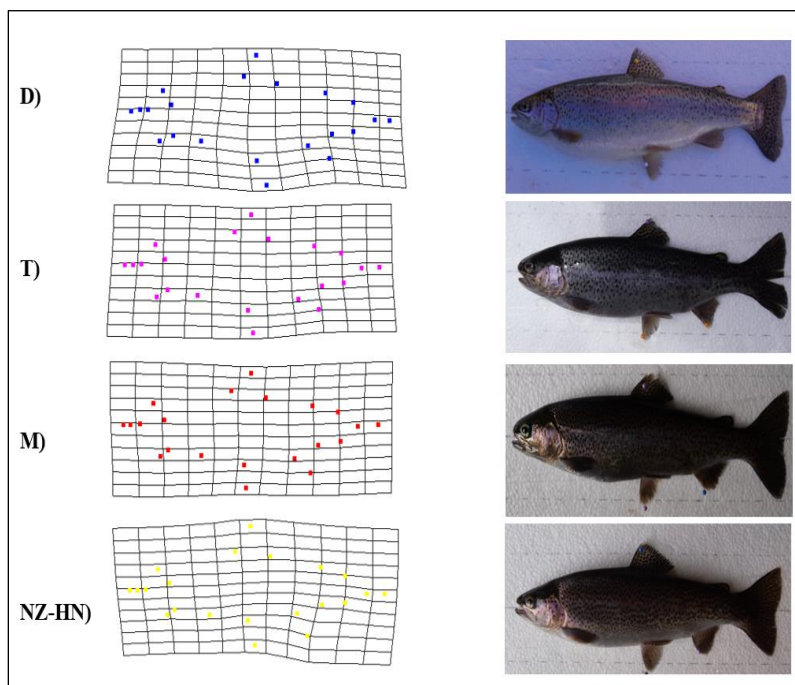


Figura 19. Cuadriculas de transformación por placa delgada para hembras, representando la forma promedio de los especímenes y sus variaciones morfológicas.

Tabla 6. Resultados del análisis discriminante con validación cruzada para hembras.

Pertenencia a grupos pronosticada (%)					
	D	T	M	NZ-HN	Total
D	66.7	16.7	16.7	0	100
T	33.3	33.3	11.1	22.2	100
M	0	0	71.4	28.6	100
NZ-HN	0	25	0	75	100
El 100% de los casos originales fueron clasificados correctamente					
El 57.7% de casos de forma cruzada fueron clasificados correctamente					

8.4.-Machos: Biometría y calidad seminal

Se identificaron diferencias significativas en la longitud total y peso entre líneas ($p < 0.05$), la línea HN presentó la mayor longitud total 45.02 ± 4.24 cm y la línea T el mayor peso 1123.33 ± 331.73 g. Los valores más bajos en cuanto a longitud total se registraron en la línea M (32.9 ± 1.86 cm) y en peso la línea NZ (438.5 ± 115.85 g) (Tabla 7).

Tabla 7. Biometría de machos de trucha arcoíris.

Línea	LT (cm)	Peso (g)
NZ	33.34 ± 2.82^a	438.5 ± 115.85^a
HN	45.02 ± 4.24^b	1091.88 ± 383.34^b
M	32.9 ± 1.86^a	450 ± 82.38^a
T	43.3 ± 5.46^b	1123.33 ± 331.73^b

*subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

Color y consistencia del semen. Se presentó un color blanco de consistencia lechosa, predominante en la línea HN con una frecuencia del 77.7% (Tabla 8).

Volumen. La línea T registró la mayor producción de semen (15.83 ± 9.20 mL) respecto a las líneas NZ, HN y M. Sin embargo, no se detectaron diferencias significativas ($p > 0.05$) (Figura 20).

pH. La línea T presentó el valor más alto 8.26 ± 0.23 , mientras que las líneas NZ y M registraron los valores más bajos (7.71 ± 0.35 y 7.71 ± 0.30 , respectivamente). Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre las líneas evaluadas (Figura 21).

Movilidad. La mayor duración de movilidad (s) se observó en la línea NZ y HN (46.8 ± 8.73 y 46.8 ± 10.69 s, respectivamente), no se detectaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre NZ, HN, M y T (Figura 22). Sin embargo, el mayor porcentaje de movilidad se presentó en la línea T ($63.3 \pm 2.88\%$) con diferencias significativas entre NZ, HN y M (Figura 23).

Concentración espermática. La línea M presentó la menor concentración espermática ($3.1 \pm 0.42 \times 10^9$ espermatozoides/mL) con diferencias significativas entre las líneas NZ, HM y T ($p < 0.05$). No se detectaron diferencias significativas entre NZ, HM y T ($p > 0.05$) (Figura 24).

Viabilidad. La viabilidad espermática fue $> 95\%$ en todas las líneas, sin diferencias significativas ($p > 0.05$) (Tabla 8).

Tabla 8.- Características del semen de trucha arcoíris.

Línea	Color	Lechoso (%)	Viabilidad (%)
NZ	Blanco	66.6	95.97 ± 2.11^a
HN	Blanco	77.7	96.66 ± 2.06^a
M	Blanco	71.42	94.57 ± 2.11^a
T	Blanco	66.6	94.9 ± 1.17^a

*subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

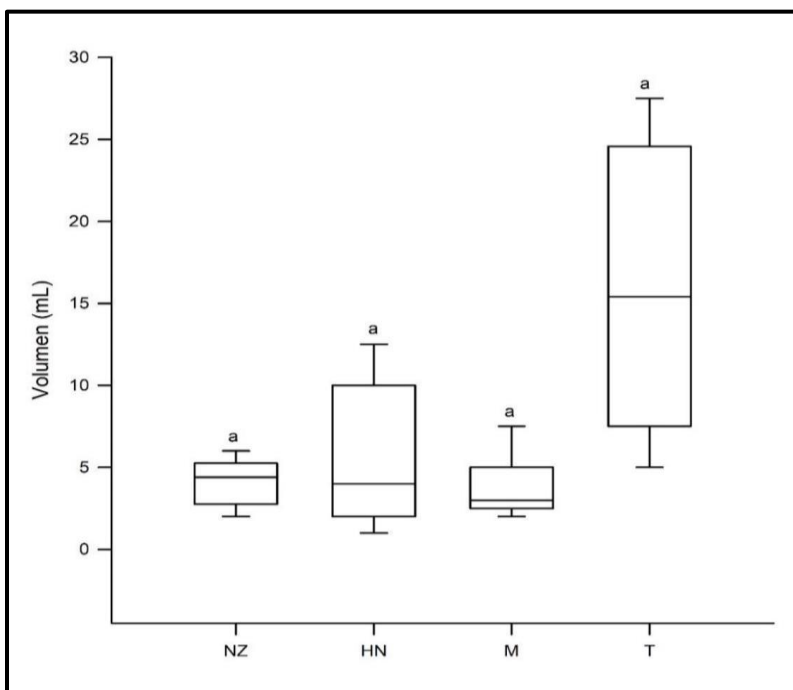


Figura 20.- Volumen (mL) de semen de las líneas de trucha arcoíris

*subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

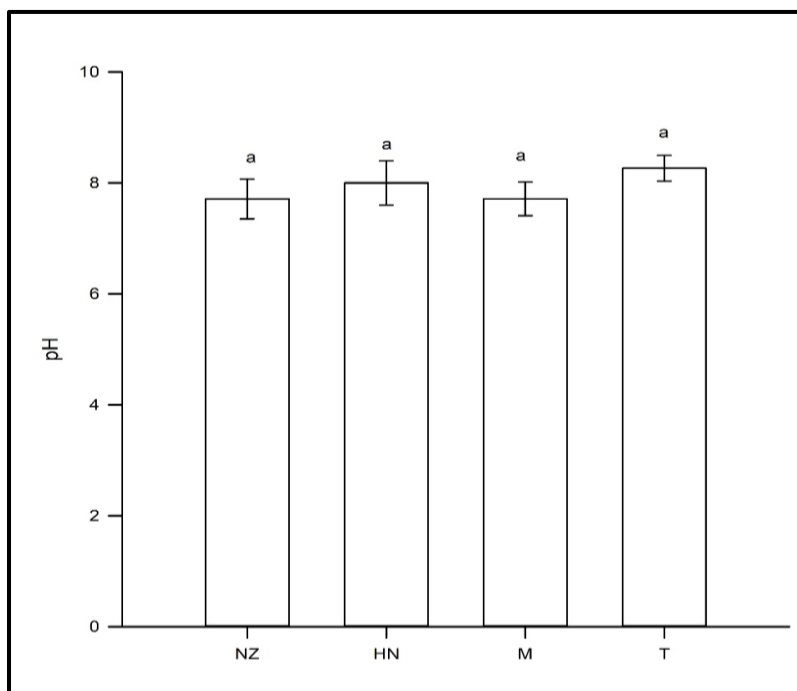


Figura 21.- pH seminal de las líneas de trucha arcoíris subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

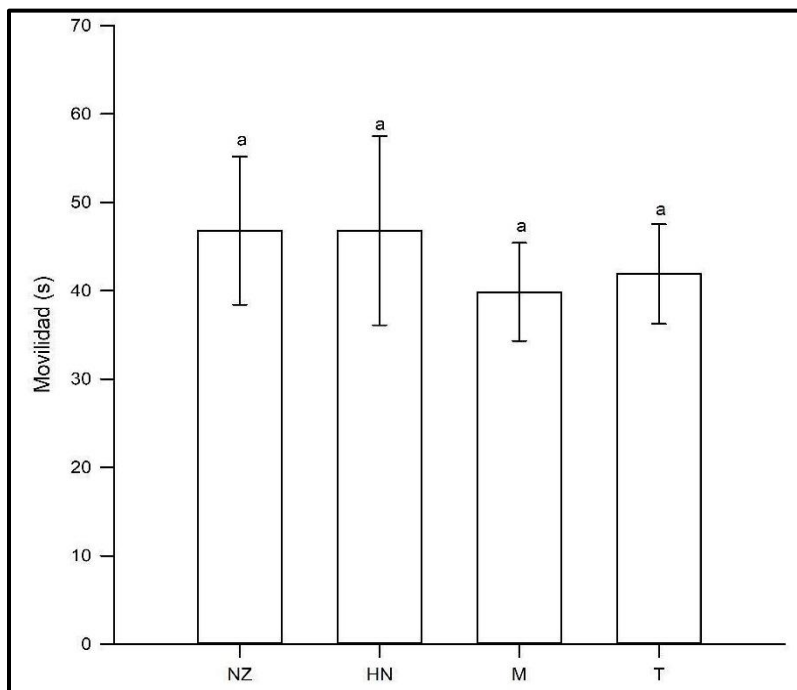


Figura 22.- Tiempo de movilidad (s) del espermatozoide de las líneas de trucha arcoíris *subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

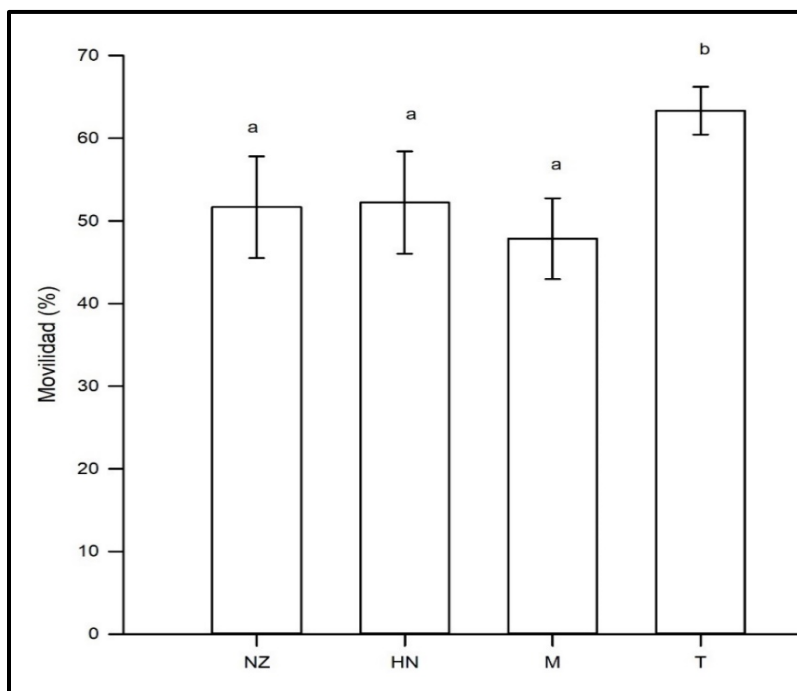


Figura 23.- Porcentaje de espermatozoides móviles de las líneas de trucha arcoíris
 *subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

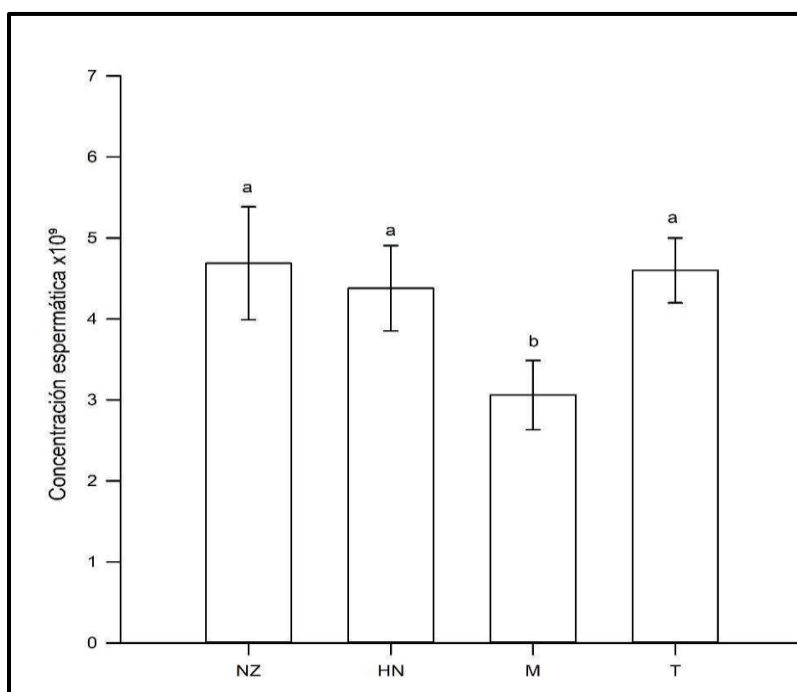


Figura 24.- Concentración espermática ($\times 10^9$ /mL) de las líneas de trucha arcoíris
 *subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

Asociación de variables: El análisis de correlación múltiple mostró asociaciones positivas entre todas las variables (Tabla 9). La longitud total-peso y el volumen seminal-concentración espermática, presentaron una correlación alta ($r = 0.80$) vs la longitud total-volumen, peso-volumen y peso-concentración espermática quienes mostraron una asociación media ($r = 0.66, 0.64$ y 0.67 , respectivamente) así como la longitud total-concentración espermática una asociación baja ($r = 0.37$) (Tabla 9).

Tabla 9.- Análisis de correlación múltiple entre las variables de longitud total y peso con las variables volumen de semen y concentración espermática en trucha arcoíris.

Variable	r
Longitud total (cm)- Peso (g)	0.80
Longitud total (cm)-Volumen (mL)	0.66
Longitud total (cm)- Concentración espermática (mL^{-1})	0.37
Peso (g)-Volumen (mL)	0.64
Peso (g)- Concentración espermática (mL^{-1})	0.67
Volumen (mL)- Concentración espermática (mL^{-1})	0.80

8.5.- Hembras: Biometría y calidad ovocitaria

La línea T, presentó mayor longitud total y peso (66.58 ± 8.4 cm y $3,262 \pm 708.6$ g, respectivamente) vs la línea A, se detectaron diferencias significativas en longitud total y peso ($p < 0.05$) (Tabla 10)

Tabla 10. Biometría de hembras de trucha arcoíris.

Línea	Longitud total (cm)	Peso (g)
A	43.1 ± 4.89^b	895 ± 324.91^b
T	61.62 ± 9.70^a	$3,262 \pm 708.6^a$

*subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

Número de óvulos. Se detectaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en el número total de óvulos entre las líneas evaluadas. La línea T destacó al registrar $2,747.25 \pm 735.37$ óvulos (Figura 25) y un peso de desove de 253.87 ± 69.25 g vs la línea A.

Diámetro y color. Se identificaron diferencias significativas en el diámetro de los óvulos ($p < 0.05$) entre la línea T vs la línea A (5.5 ± 0.57 y 4.2 ± 0.018 mm, respectivamente) (Figura 26). Con respecto al color de los óvulos, la línea A presentó un tono amarillo, mientras que la línea T mostró un tono anaranjado.

Porcentaje de grasa. Los resultados mostraron diferencias entre líneas ($p < 0.05$), siendo la línea T la que presentó los mayores porcentajes de grasa tanto en base seca como en base húmeda (7.553% y 3.198% , respectivamente) en comparación con la línea A (Tabla 11).

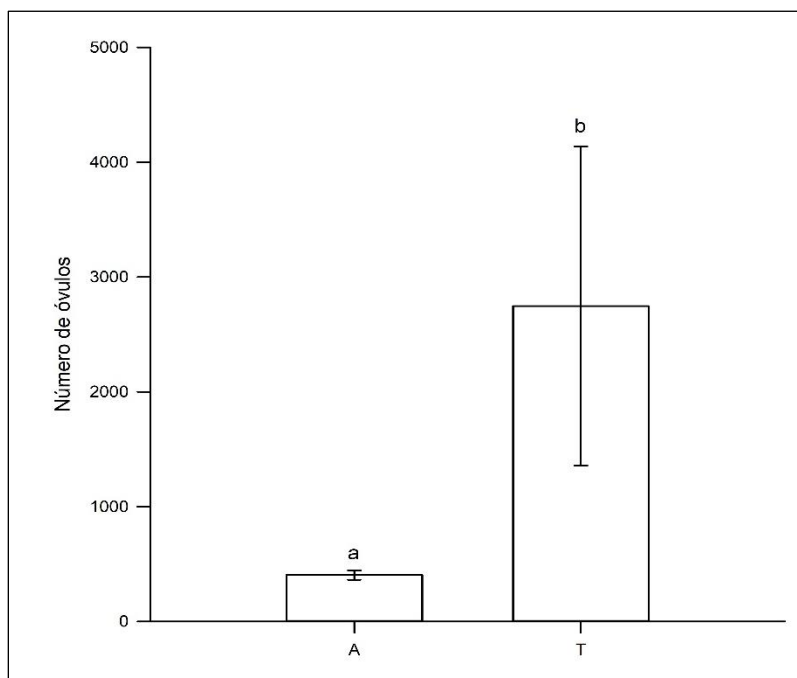


Figura 25.- Número de óvulos totales de las diferentes líneas de trucha arcoíris
 *subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

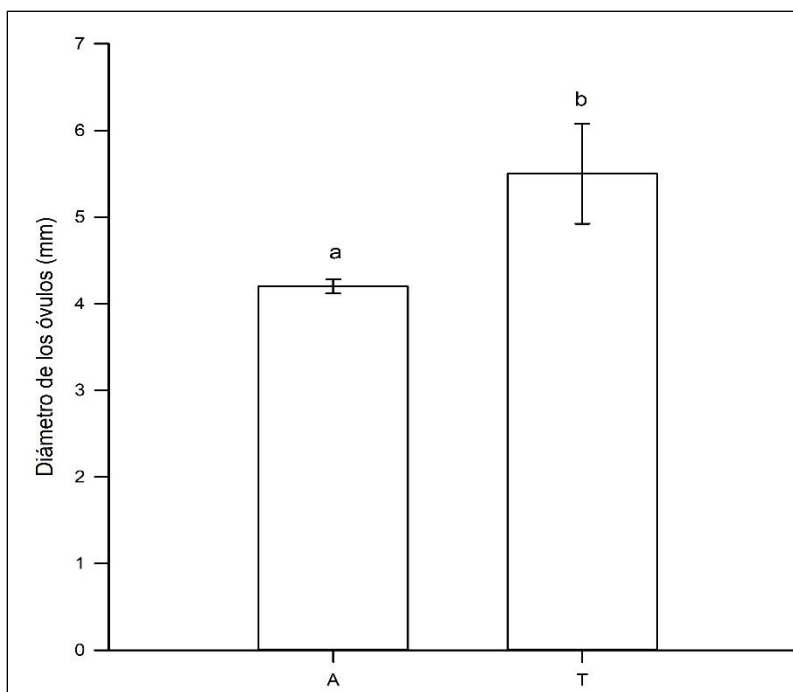


Figura 26.- Diámetro de los óvulos (mm) de las diferentes líneas de trucha arcoíris
 *subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

Tabla 11. Porcentaje de grasa en óvulos de trucha arcoíris.

Línea	% GCbs	% GCbh
A	6.440 ^a	2.251 ^b
T	7.553 ^a	3.198 ^a

% GCbs: Porcentaje de grasa cruda en base seca; % GCbh: Porcentaje de grasa cruda en base húmeda.

*subíndices diferentes presentan diferencias significativas ($p < 0.05$).

8.6.- Fecundación.

Los porcentajes obtenidos variaron entre un mínimo de 94.81% en el cruce de la línea HN de machos con la línea A de hembras y un máximo de 99.62% en el cruce de la línea T de machos con la línea T de hembras (Tabla 12). En general, todas las cruzas mostraron porcentajes elevados de fecundación.

Tabla 12.- Porcentaje de fecundación de huevos de trucha arcoíris.

Macho	Hembra	No. Óvulos	μL semen	% Fecundación
T	T	658	600	99.62
HN	A	342	360	94.81
HN	NZ	630	600	99.21
NZ	NZ	630	600	99.21
M	NZ	630	600	97.1

Asociación de variables. El análisis de correlación múltiple mostró asociaciones positivas entre todas las variables evaluadas (Tabla 13). La longitud total–peso y el peso del desove–número de óvulos presentaron una correlación alta ($r = 0.96$ y $r = 0.93$, respectivamente), al igual que el peso del desove–diámetro de los óvulos y el número–diámetro de los óvulos ($r = 0.83$ y $r = 0.80$, respectivamente). Por otro lado, las asociaciones entre peso–peso del desove, peso–número de óvulos y peso–diámetro de los óvulos fueron de magnitud media ($r = 0.79$, 0.71 y 0.73 , respectivamente), mientras que la longitud total–peso del desove mostró la correlación más baja ($r = 0.65$).

Tabla 13. Análisis de correlación múltiple entre las variables longitud total y peso con numero de óvulos, peso del desove y diámetro de los óvulos en trucha arcoíris.

Variable	r
Longitud total (cm)-Peso (g)	0.96
Longitud total (cm)- Peso del desove (g)	0.65
Peso (g)- Peso del desove (g)	0.79
Peso (g)- No. de óvulos	0.71
Peso (g)- Diámetro de los óvulos (mm)	0.73
Peso del desove (g)- No. de óvulos	0.93
Peso del desove (g)- Diámetro de los óvulos (mm)	0.83
No. De óvulos- Diámetro de los óvulos (mm)	0.80

9.- DISCUSIÓN

9.1.-Parámetros fisicoquímicos del agua

Los parámetros fisicoquímicos del agua registrados durante este estudio se mantuvieron dentro de los rangos óptimos para *O. mykiss*, favoreciendo así el adecuado desarrollo del proceso reproductivo. Las condiciones recomendadas incluyen temperaturas entre 9 y 17 °C, concentraciones de oxígeno disuelto de 7 a 8 mg/L y un pH entre 6.5 y 9 (Arregui, 2013). En estudios comparativos, Momić y Memišević (2018) reportaron temperaturas de 12.8 ± 0.4 °C y 21.7 ± 5.2 °C en sus sistemas de cultivo, así como valores específicos de 14.21 ± 0.31 °C y 8.81 ± 1.03 °C para la espermiación junto con concentraciones de oxígeno disuelto de 7.71 ± 0.54 mg/L y 10.74 ± 0.48 mg/L. Estas coincidencias respaldan que las condiciones ambientales del presente trabajo fueron apropiadas para mantener la funcionalidad fisiológica de los reproductores, sin representar una limitante en la evaluación de la calidad de los gametos.

9.2.-Tiempo de anestesia y recuperación

En acuicultura, el uso de anestésicos se ha consolidado como una práctica esencial durante procedimientos como la manipulación, el transporte y las intervenciones quirúrgicas, debido a su capacidad para minimizar el estrés fisiológico y preservar la salud de los organismos cultivados. Entre los compuestos más empleados se encuentra el aceite de clavo, cuyo principio activo, el eugenol, ha sido ampliamente reconocido por su eficacia como anestésico de origen vegetal en diversas especies de peces (Jiang *et al.*, 2023). Según los criterios propuestos por Mirghaed *et al.* (2018), un anestésico puede considerarse eficiente cuando induce la pérdida de sensibilidad en un tiempo menor a tres minutos (180 s) y permite una recuperación completa en un máximo de cinco minutos (300 s), condiciones que aseguran su aplicabilidad práctica sin comprometer el bienestar animal.

Durante el desarrollo de esta investigación, los tiempos de sedación registrados se mantuvieron dentro de estos parámetros en la mayoría de los casos, particularmente en los machos, donde los valores de sedación oscilaron entre 87.1 ± 18.66 s y 124.5 ± 26.02 s. En las hembras, aunque los tiempos de sedación fueron más prolongados (107.5 ± 22.78 s a 170.8 ± 25.36 s), aún se encuentran dentro de un rango funcionalmente aceptable para su aplicación práctica. En cuanto a la recuperación, se observaron tiempos más amplios, especialmente en hembras. Si bien, estos valores son altos aún se encuentran en el umbral establecido para una óptima recuperación.

A su vez, estos valores coinciden parcialmente con estudios previos que han evaluado el efecto de distintos anestésicos en peces; por ejemplo, Woody *et al.* (2002) encontraron que, en salmón rojo (*O. nerka*), una concentración de eugenol de 50 mg/L inducía sedación en menos de tres minutos y recuperación en menos de diez minutos, sin causar mortalidad. Asimismo, Kizak *et al.* (2013) reporta que observaron diferencias en los tiempos de inducción y recuperación anestésica según la concentración utilizada y el sexo de los

individuos. Con una concentración de 20 ppm, los machos presentaron pérdida de actividad en un promedio de 228 s y recuperación en 171 s, mientras que en las hembras la sedación se alcanzó en 186 s y la recuperación fue de 202 s. Al aumentar la concentración a 30 ppm, se observó una reducción en el tiempo de inducción, con 113 segundos en machos y 116 segundos en hembras, aunque los tiempos de recuperación fueron de 239 y 167 segundos, respectivamente. Finalmente, a 40 ppm, la sedación en machos se logró en 116 segundos con una recuperación más prolongada de 311 segundos, mientras que en hembras la pérdida de actividad ocurrió a los 111 segundos y la recuperación fue considerablemente rápida, con un promedio de 290 segundos.

Estos resultados muestran que el efecto del eugenol puede variar no solo con la concentración, sino también con el sexo, lo que sugiere la necesidad de ajustar las dosis según el tipo de manejo y las características de los organismos. Esto concuerda con lo señalado por Prieto *et al.* (2015), quienes destacan que los tiempos de inducción están directamente relacionados con la concentración utilizada, observándose una anestesia rápida a medida que se incrementa la dosis. Las diferencias observadas entre este estudio y trabajos previos podrían atribuirse a factores intrínsecos de los organismos, como variaciones en talla, peso corporal o tasa metabólica, los cuales influyen en la respuesta fisiológica al anestésico y, por tanto, en los tiempos de inducción y recuperación registrados.

La efectividad en la inducción anestésica del eugenol también ha mostrado efectos positivos en la reducción del estrés en peces. Huanca (2017) comparó la lidocaína, benzocaína y eugenol, concluyendo que este último inducía niveles más bajos de cortisol y glucosa, lo que indica una menor respuesta al estrés. Este hallazgo fue respaldado por Ferreira *et al.* (2021), quienes observaron que el eugenol redujo los niveles de glucosa en *Piaractus brachyomus* sin alterar otros parámetros fisiológicos. En conjunto, estos resultados refuerzan la viabilidad del aceite de clavo como anestésico en acuicultura, tanto por su eficacia en la sedación como por su capacidad para mitigar el estrés durante los procedimientos de manejo.

9.3.-Análisis morfométrico y distinción entre líneas

La morfología externa de los peces es un reflejo del entorno en el que se desarrollan y de los procesos evolutivos que han experimentado. A partir de su forma corporal es posible detectar adaptaciones que permiten a los individuos sobrevivir y reproducirse en condiciones específicas (Keeley *et al.*, 2021; Spelic *et al.*, 2021). En este contexto, el análisis de componentes principales (PCA) y el análisis discriminante realizados en este estudio revelaron una diferenciación morfológica entre las distintas líneas de trucha arcoíris evaluadas, destacándose particularmente la línea “D”, la cual mostró una separación marcada con respecto a las demás. En contraste, las líneas NZ y HN fueron las menos diferenciadas entre sí, con un nivel de separación del 62.5%, lo que indica una mayor similitud morfológica. Este resultado podría estar asociado a un origen genético compartido, condiciones ambientales similares o presiones de selección convergentes durante su desarrollo en ambientes controlados.

La diferenciación morfológica entre poblaciones presenta un desafío debido a la similitud de sus características merísticas y morfológicas, lo que dificulta su identificación precisa mediante métodos visuales. Este problema es común en muchas especies de peces de agua dulce, donde las similitudes entre individuos complican su clasificación. Sin embargo, el análisis morfológico detallado ha demostrado ser una herramienta eficaz para identificar variaciones adaptativas y diferencias intraespecíficas, proporcionando información valiosa para la gestión y conservación de las poblaciones de trucha arcoíris, así como para su manejo en sistemas acuícolas (Costa-Silva *et al.*, 2015; Terlecki *et al.*, 2022).

Estudios comparables en otras especies de salmónidos han reforzado esta perspectiva. Monet *et al.* (2006) evaluaron variaciones morfológicas en trucha marrón (*Salmo trutta*) entre linajes mediterráneos, atlánticos y sus híbridos, encontrando un dimorfismo sexual evidente, en el cual los machos presentaban una región dorsal más desarrollada y una cabeza grande a diferencia de las hembras. Asimismo, se identificó una curvatura corporal influenciada por el tamaño, lo que sugiere que el crecimiento corporal también determina la forma. La diferenciación entre linajes fue clara, aunque la identificación de híbridos resultó más compleja, evidenciando que las adaptaciones morfológicas también están fuertemente vinculadas a procesos reproductivos, particularmente durante el desove.

Por su parte, en el caso de la trucha arcoíris, Pulcini *et al.* (2014) demostraron que las condiciones de cría influyen significativamente en la forma corporal. Truchas cultivadas en sistemas orgánicos (caracterizados por menor densidad y mayor complejidad estructural) desarrollaron una morfología robusta, con pedúnculos caudales fuertes y aletas medianas cortas, posiblemente como respuesta adaptativa a comportamientos territoriales o agresivos. Estos resultados apoyan la noción de que, aunque los factores genéticos juegan un papel importante, el entorno de cría puede modificar de forma notable la morfología de los peces. Así, la interacción entre genética y ambiente se posiciona como un factor clave en la expresión fenotípica, especialmente en especies de interés acuícola.

En relación con estos hallazgos, el análisis morfológico de las líneas evaluadas, desde un enfoque integrador, brinda una oportunidad para identificar variaciones que podrían ser útiles en el diseño de estrategias de selección y manejo en acuicultura. Por ejemplo, Keeley *et al.* (2021) estudiaron la variabilidad morfológica en la trucha degollada (*O. clarkii*) utilizando 24 puntos de referencia en comparación con los 21 utilizados en este estudio y observaron una divergencia significativa entre subespecies. Aunque los caracteres morfológicos permiten distinguir entre especies, el estudio destaca que detectar variación dentro de una misma especie puede ser complejo debido a la similitud entre formas.

Adicionalmente, en nuestro estudio se observaron diferencias notables en la robustez corporal entre líneas (cuadrículas de transformación), especialmente marcadas en la línea “M”. En ambos sexos, los individuos de esta línea presentaron una mayor profundidad ventral y un cuerpo más arqueado. Sin embargo, estas características fueron particularmente evidentes en las hembras, en quienes se identificó un mayor volumen abdominal,

posiblemente asociado al desarrollo gonadal. Esta morfología robusta concuerda con lo reportado por Pulcini *et al.* (2014), quienes señalaron que las truchas criadas en condiciones menos densas desarrollan una forma corporal más sólida como respuesta adaptativa.

En cuanto a la región cefálica, se determinaron diferencias asociadas al sexo. En los machos, especialmente en las líneas D y T, se identificaron cabezas más alargadas y estrechas, lo cual podría estar relacionado con la presencia de caracteres sexuales secundarios, como el desarrollo de la mandíbula inferior tipo "gancho". Estas observaciones se alinean con lo descrito por Aguirre (2013), Monet *et al.* (2006) y Miresan *et al.* (2009), quienes destacaron que durante la madurez sexual los machos presentan una región cefálica más prominente, lo que influye directamente en su morfometría, esta estructura desempeña un papel clave en el comportamiento de cortejo y en la competencia entre machos durante la reproducción en ambientes naturales o de vida silvestre, el desarrollo de este rasgo secundario sexual es una adaptación que no solo influye en el éxito reproductivo, sino que también puede impactar las mediciones morfométricas, diferenciando significativamente a los machos de las hembras durante la temporada de desove. Asimismo, estos autores identificaron al peso corporal y la longitud total como los principales factores que explican la varianza en las características morfométricas de los peces. Particularmente en machos, la longitud total y la longitud de la cabeza fueron los factores determinantes, relacionado con la biología reproductiva de estos. En contraste, en las hembras de las líneas M y NZ-HN, la cabeza tiende a ser más corta y ancha, con una transición más marcada hacia el cuerpo, posiblemente como resultado del ensanchamiento abdominal derivado del desarrollo ovocitario. En conjunto, estas comparaciones refuerzan que tanto la robustez corporal como la morfología cefálica deben ser consideradas como indicadores clave al caracterizar líneas y evaluar su desempeño reproductivo en contextos acuícolas. En concordancia, Spelic *et al.* (2021) utilizaron morfometría geométrica para discriminar rasgos entre truchas nativas, introducidas e híbridos, encontrando diferencias en la profundidad corporal, longitud de cabeza y tamaño de ojos entre linajes, lo que subraya la necesidad de considerar una amplia gama de variables morfométricas, así como los factores ambientales, al analizar la morfología de especies piscícolas, con el fin de lograr una comprensión precisa de sus adaptaciones y diferencias. En conjunto, nuestros resultados respaldan la utilidad del análisis morfológico como herramienta complementaria para la caracterización de líneas fenotípicas en trucha arcoíris, lo cual puede contribuir a mejorar las estrategias de selección en programas de cultivo, así como a la conservación de la diversidad fenotípica de la especie.

9.3.1.-Machos: Biometría y calidad seminal

Los resultados del presente estudio evidencian diferencias morfométricas entre las líneas evaluadas, particularmente en cuanto a longitud total y peso corporal. Las líneas T y HN presentaron valores similares a los reportados por Özgür *et al.* (2023), quienes documentaron en truchas arcoíris adultas una longitud promedio de 46.35 ± 1.20 cm y un peso de 1485.42 ± 150.23 g, lo que indica que ambas líneas mantienen un desarrollo corporal dentro de los rangos esperados para esta especie bajo condiciones de cultivo estándar. Sin embargo,

al comparar estos resultados con los obtenidos por Bustamante *et al.* (2018), se observa que los valores de longitud y peso fueron inferiores a los promedios de 58.09 ± 2.71 cm y 2.95 ± 0.46 kg (equivalente a 2950 g), respectivamente, registrados en ejemplares sometidos a sistemas de cultivo intensivo. Esta diferencia sugiere que las condiciones de manejo, tales como la densidad de siembra, la calidad del alimento y las prácticas de cultivo, son factores determinantes en el crecimiento y el desempeño productivo de los organismos.

Estas características morfométricas no sólo tienen implicancias en el rendimiento productivo, sino que además podrían relacionarse con la capacidad reproductiva de los machos particularmente con aspectos como la calidad seminal. Diversos estudios han reportado correlaciones positivas entre el tamaño corporal y parámetros espermáticos como el volumen eyaculado y la concentración espermática (Billard *et al.*, 1995; Lahnsteiner *et al.*, 1998; Perroud *et al.*, 2021). Por tanto, el desarrollo corporal superior observado en las líneas T y HN podría constituir un factor indirecto que influye positivamente en la calidad del semen.

El volumen espermático es uno de los principales indicadores de calidad seminal, especialmente en programas de fertilización artificial, ya que determina la cantidad de hembras que pueden ser fertilizadas con una sola muestra y está directamente relacionado con el desarrollo fisiológico del macho (Kutluyer, 2018).

En este estudio, se observó una variación en el volumen seminal entre líneas, donde la línea T registró el valor alto (5.83 ± 9.20 mL) mientras que la línea M presentó un valor de (3.13 ± 1.50 mL). Estos resultados se relacionan con las características morfológicas previamente descritas, donde la línea T mostró el mayor peso corporal en contraste con las demás. La relación entre el tamaño y el volumen espermático es coherente con lo reportado en la literatura, donde se ha demostrado que el volumen seminal puede oscilar entre 5 y 19.6 mL/kg de peso corporal en trucha arcoíris (Dziewulska *et al.*, 2008; Gjerde, 1984; Tekin *et al.*, 2007). De esta manera, el volumen alcanzado por la línea T se encuentra dentro del rango superior esperado para su peso, lo que sugiere una buena eficiencia reproductiva.

Al comparar los resultados con estudios previos, se observa que el valor registrado en la línea T es superior al promedio reportado por Peralta-Martínez *et al.* (2018), con 4.19 ± 3.8 mL; Bustamante *et al.* (2018), con 12.25 ± 8.34 mL y Kutluyer (2018), con 4.9 ± 0.36 mL. Sin embargo, el volumen seminal alcanzado por la línea T aún se encuentra por debajo de los resultados máximos reportados por Özgür *et al.* (2023), con un valor promedio de 30.25 ± 15.35 mL y Momić y Memišević (2018), con un promedio de 21.07 ± 2.26 mL y 21.4 ± 3.30 mL, respectivamente en trucha arcoíris adulta. Aunque el volumen seminal de la línea T no alcanza los valores máximos de dichos estudios, se encuentra claramente por encima de los promedios reportados para individuos de menor peso. En contraste, el volumen registrado en la línea M podría estar relacionado con su menor desarrollo corporal, lo que implica una menor capacidad para generar semen, limitando su eficiencia como reproductor en condiciones de cultivo intensivo.

Este vínculo entre las características morfométricas (peso y talla) y el volumen seminal respalda observaciones previas que destacan la influencia del estado corporal en la capacidad reproductiva de los machos (Barylo *et al.*, 2019; Billard *et al.*, 1995; Lahnsteiner *et al.*, 1998). Desde un enfoque aplicado, estos hallazgos permiten considerar el uso de variables morfométricas como criterios indirectos de selección para mejorar la eficiencia reproductiva en programas de cultivo de trucha arcoíris. En consecuencia, la línea T no solo demuestra características del buen desempeño en crecimiento, sino que además provee ventajas en términos de rendimiento seminal, aspecto clave para la sostenibilidad de sistemas de producción acuícola.

Asimismo, la concentración espermática es un parámetro fundamental en la evaluación de la calidad seminal, ya que determina el número de espermatozoides por unidad de volumen y, junto con el volumen eyaculado, permite estimar la carga total de gametos disponibles por individuo (Kowalski y Cejko, 2019). La línea NZ presentó la concentración espermática alta ($4.7 \pm 0.70 \times 10^9$), seguida de la línea T ($4.6 \pm 0.4 \times 10^9$). Estos valores se encuentran dentro del rango reportado por algunos autores tales como Peralta-Martínez *et al.* (2018) quienes documentaron una concentración promedio de $3.02 \pm 2.94 \times 10^9$ espermatozoides/mL, y Bustamante *et al.* (2018) con un promedio de $4.10 \pm 1.82 \times 10^9$ espermatozoides/mL, cifras cercanas a las observadas en las líneas M y T de este estudio. De igual forma, Kutluyer (2018) registró una concentración de $4.58 \pm 0.22 \times 10^9$, valor prácticamente idéntico al reportado para la línea T. Sin embargo, cuando se comparan con estudios que reportan valores considerablemente más altos, como el de Nynca *et al.* (2017) con $10.02 \pm 2.6 \times 10^9$ espermatozoides/mL, o los de Dziwulska *et al.* (2008), quienes estimaron concentraciones entre 10.7 y $11.8 \pm 6.19 \times 10^9$ espermatozoides/mL, los valores obtenidos se sitúan en el rango medio-bajo. Estas diferencias pueden deberse a variaciones en el estado de maduración testicular, la frecuencia de extracciones, la dieta, la edad de los reproductores, o incluso las condiciones ambientales de cultivo.

Una observación relevante es que, a pesar de que la línea T presentó el mayor volumen seminal, no fue la de mayor concentración de espermatozoides. Este hallazgo sugiere un posible efecto de dilución, donde un mayor volumen no necesariamente implica mayor densidad de espermatozoides (Billard *et al.*, 1995; Bondarenko *et al.*, 2018). Por el contrario, la línea NZ, con menor peso corporal que la línea T, mostró una concentración ligeramente superior, lo que podría reflejar un perfil fisiológico eficiente en términos de espermatogénesis. Este patrón ha sido descrito por Momić y Memišević (2018), quienes reportaron que la concentración espermática puede ser baja al inicio de la espermiación y aumentar conforme avanza la temporada reproductiva, lo cual puede estar influyendo en los resultados observados si las extracciones no fueron homogéneas temporalmente entre líneas.

Desde una perspectiva aplicada, el análisis conjunto de volumen y concentración espermática permite estimar la carga espermática total, un indicador representativo de la capacidad fecundante de cada reproductor. Por ejemplo, la línea T, con un volumen promedio de 15.83 mL y una concentración de 4.6×10^9 espermatozoides/mL, tendría una carga espermática total

de aproximadamente 72.8×10^9 espermatozoides por eyaculado, considerablemente superior a la línea NZ (60.7×10^9) y notablemente mayor que la línea M (9.8×10^9). Estos cálculos destacan que, si bien la concentración es un indicador de calidad seminal, su valor biológico y productivo debe analizarse siempre en conjunto con el volumen del eyaculado.

En relación al pH del semen, considerado un parámetro fisiológico clave por su influencia directa en la movilidad y capacidad fecundante de los espermatozoides, la línea T presentó el valor deseable para la fertilización (8.26 ± 0.23) mientras que las líneas NZ y M mostraron valores más bajos. Estos resultados coinciden con los valores reportados específicamente para trucha arcoíris en diferentes estudios. Por ejemplo, Kutluyer (2018) reportó un pH de 7.36 ± 0.24 en *O. mykiss* y de 7.89 ± 0.14 en *Salmo coruhensis*. Asimismo, Bustamante *et al.* (2018) y Özgür *et al.* (2023) encontraron valores promedio de 7.87 ± 0.36 y 7.75 ± 0.23 , respectivamente. En otro estudio, Momić y Memišević (2018) documentaron valores ligeramente superiores (7.85 ± 0.09 y 8.0 ± 0.07), similares a los obtenidos en la línea T.

Desde un punto de vista funcional, se ha establecido que el pH influye en la activación espermática, particularmente en trucha arcoíris, donde se ha determinado que los rangos óptimos para la movilidad espermática se sitúan entre 8.0 y 8.5 (Brzyszc *et al.*, 2024; Contreras *et al.*, 2020; López-Hernández *et al.*, 2018;). Esto se debe a que el pH afecta directamente la concentración de protones intracelulares, lo que modifica el potencial de membrana y, en consecuencia, los mecanismos de activación espermática (Kutluyer, 2018). Además, Ingermann *et al.* (2002) indicaron que la movilidad previa a la activación es reducida a valores de $\text{pH} \leq 7.5$, alcanzando su máximo en torno a 8.0, lo que evidencia que un entorno ligeramente alcalino favorece la fertilidad.

En este sentido, el valor promedio de pH observado en la línea T no solo fue alto entre las líneas evaluadas, sino que se sitúa dentro del intervalo óptimo para la activación y movilidad espermática, lo cual podría estar relacionado con una mayor eficiencia reproductiva. En contraste, los valores obtenidos en las líneas NZ y M, aunque fisiológicamente aceptables, se aproximan al umbral inferior de eficiencia descrito y podrían estar asociados con una activación menos eficiente o una movilidad de menor duración. Cabe señalar que la longevidad espermática en *O. mykiss* también se ha visto influenciada por el pH del medio de activación, prolongando significativamente a valores cercanos a 9.0 (Kutluyer, 2018), mientras que pH menores a 6.5 favorecen una movilidad no progresiva o incluso la inhiben. Por tanto, asegurar condiciones óptimas de pH, tanto en el semen como en los medios de activación utilizados, resulta clave para maximizar la eficiencia del proceso reproductivo.

La movilidad espermática está directamente relacionada con la capacidad de los espermatozoides para alcanzar y fecundar al ovocito. Este parámetro no solo refleja el estado fisiológico del espermatozoide, sino que también se ve influenciado por factores como el pH seminal y por diversas condiciones, incluyendo los métodos de recolección, los medios utilizados para la dilución y las técnicas de almacenamiento de los espermatozoides (Bobe y Labbé, 2010). La mayor duración de la movilidad se registró en la línea NZ y HN, mientras que la

menor se observó en la línea M, en cuanto al porcentaje de movilidad, la línea T presentó el valor alto y la línea M fue bajo, sin embargo los resultados se encuentran dentro del rango de movilidad reportado para trucha arcoíris, aunque son inferiores a los valores porcentuales documentados por Peralta-Martínez *et al.* (2018), quienes reportaron una movilidad promedio de $78.93 \pm 26.28\%$ y una duración de 36.36 ± 5.71 s. De forma similar, Nynca *et al.* (2017) reportaron una movilidad porcentual aún más alta (84.7%), lo que podría estar relacionado con factores genéticos o ambientales particulares de esos estudios. No obstante, los valores obtenidos en este trabajo son comparables con los reportados por Özgür *et al.* (2019) ($48.44 \pm 5.10\%$), Momić y Memišević (2018) ($47.63 \pm 6.95\%$ y $51.8 \pm 6.17\%$) y Kutluyer (2018), quien documentó $45.25 \pm 0.39\%$ en *O. mykiss* y $49.87 \pm 0.24\%$ en *Salmo coruhensis*.

En cuanto a la duración de la movilidad, los valores obtenidos en las líneas NZ y M (52.61 y 39.85 s, respectivamente) se sitúan dentro del rango establecido por Wagner *et al.* (2002), quienes reportaron tiempos de entre 31 y 57 segundos en trucha arcoíris. Asimismo, Ekici *et al.* (2012) citan una duración de 48.5 ± 1.9 s, lo cual es similar al promedio obtenido en la línea NZ. Por el contrario, los valores reportados por Momić y Memišević (2018) fueron considerablemente bajos (24.6 ± 1.75 s). Cabe destacar que la movilidad espermática no depende exclusivamente del estado intrínseco de los espermatozoides, sino que está fuertemente influenciada por condiciones como la composición del líquido seminal. Se ha documentado que factores como la presión osmótica, el pH, la temperatura y la tasa de dilución afectan significativamente tanto la movilidad como otras variables funcionales del semen (Cosson, 2010). Como se discutió previamente, la línea T, que mostró el mayor porcentaje de movilidad, también presentó un pH seminal elevado (8.26 ± 0.23), lo cual puede favorecer la activación espermática y, por ende, mejorar la eficiencia de la fecundación. Por su parte, la línea NZ, que registró la mayor duración de movilidad, también destacó por su alta concentración espermática ($4.7 \pm 0.70 \times 10^9$ espermatozoides/mL), lo que podría representar una ventaja competitiva. Asimismo, en salmónidos, se ha propuesto que la velocidad espermática influye más en el éxito de la fertilización que la duración de la movilidad o la concentración del esperma (Gage *et al.*, 2004). Por ello, resulta fundamental realizar evaluaciones seminales integrales que contemplen tanto parámetros cinemáticos como funcionales, especialmente en contextos de reproducción artificial.

Por último, la viabilidad espermática porcentual alcanzó un valor máximo de $95.87 \pm 2.09\%$, superando los valores reportados por Peralta-Martínez *et al.* (2018) ($79.23 \pm 13.31\%$) y por Nynca *et al.* (2017) ($93.1 \pm 4.2\%$). Este hallazgo pone de manifiesto la alta calidad de los espermatozoides en las líneas evaluadas, lo cual representa un indicador favorable para la eficiencia reproductiva.

Las variaciones observadas entre los diferentes parámetros de calidad seminal pueden atribuirse a múltiples factores, entre ellos la fase específica de la temporada reproductiva, la calidad y cantidad del alimento suministrado, la edad de los reproductores, su origen genético, los métodos utilizados para la recolección de gametos, así como factores ambientales como la temperatura y el fotoperíodo. Estos últimos, influenciados por

condiciones geográficas como la latitud, altitud y estación del año, pueden incidir significativamente en los procesos reproductivos de especies acuáticas (Alavi *et al.*, 2008; Bastardo *et al.*, 2004; Bustamante-González *et al.*, 2016; .Dziewulska, 2020).

Como señalan Kowalski y Cejko (2019), la evaluación de la calidad seminal en peces no solo permite optimizar la producción acuícola, sino que también puede servir como indicador del estado ambiental de los sistemas acuáticos. Los resultados de esta investigación evidencian la necesidad de considerar tanto los aspectos morfológicos como la aplicación de estrategias adecuadas de manejo reproductivo, con el fin de mejorar la calidad seminal y aumentar la eficiencia en los programas de reproducción de trucha arcoíris.

9.3.1.-Hembras: Biometría, peso y calidad de óvulos

La línea T de hembras mostró los mayores valores tanto en longitud total como en peso corporal. Al compararlos con los datos reportados por Yousuf y Razak (2022), quienes documentaron pesos en hembras de trucha arcoíris entre 635 y 1,237 g (promedio de 766.3 ± 64.3 g), se observa que los valores obtenidos en el presente estudio son considerablemente superiores. Estas diferencias podrían atribuirse a variaciones en el manejo, la genética de los linajes o las condiciones fisicoquímicas y ambientales del cultivo.

Respecto al diámetro ovocitario, la línea T registró un promedio de 5.5 ± 0.57 mm. Aunque el tamaño de los óvulos suele asociarse con la calidad reproductiva, su impacto directo en la viabilidad embrionaria sigue siendo motivo de debate (Lubzens *et al.*, 2010). Los resultados obtenidos son congruentes con los reportados por Cardona *et al.* (2021), quienes identificaron un rango de diámetros entre 3.8 y 5.2 mm, con un promedio de 4.6 mm en trucha arcoíris. Del mismo modo, Momić y Memišević (2018) registraron diámetros de 4.17 ± 0.18 mm bajo luz natural y de 4.42 ± 0.36 mm bajo fotoperiodo controlado. En este estudio, los valores observados en la línea T superan lo previamente documentado, lo que podría interpretarse como un indicio de óvulos en una etapa avanzada de maduración, listos para el desove, posiblemente como resultado de un buen estado fisiológico de las hembras o de una respuesta favorable a las condiciones de cultivo. Kamler (2005) menciona que, durante el ciclo reproductivo, es común observar variaciones en el tamaño de los huevos, las cuales pueden estar asociadas con diversos factores, estos incluyen la salud fisiológica de la hembra, la cantidad de óvulos desovados, la etapa del ciclo reproductivo, las características genéticas de la población, el entorno geográfico, la temperatura, la disponibilidad de alimentos y las condiciones de salinidad.

Respecto a la diferencia en los tamaños, anteriormente se ha considerado que un mayor tamaño de óvulo favorecía un desarrollo embrionario exitoso. Sin embargo, a pesar de la variabilidad en el peso de los óvulos en individuos de la misma especie, existe poca evidencia que respalde esta hipótesis. En la trucha arcoíris, por ejemplo, se ha demostrado que, en condiciones normales de temperatura, envejecimiento postovulatorio y prácticas de cría, los óvulos de menor tamaño presentan tasas de fertilización similares a las de los óvulos grandes (Bobe y Labbé, 2010). Por lo tanto, la diferencia en el diámetro ovocitario observada entre

las líneas A y T probablemente no tenga un impacto determinante sobre la viabilidad embrionaria.

En cuanto al color de los óvulos, el tono anaranjado observado en la línea T puede atribuirse a la presencia de carotenoides, compuestos lipofílicos cuya acumulación está estrechamente relacionada con la pigmentación. Estos pigmentos no solo determinan el color de los óvulos, sino que también cumplen un papel esencial en la fisiología reproductiva de los peces. Egeland (2022) observó en trucha ártica que los huevos con mayor concentración de carotenoides presentaban una coloración amarilla intensa, demostraron una relación entre la pigmentación externa y el contenido nutricional del ovocito. A su vez, Goodwin (1986) describe que el color de los óvulos en salmónidos puede variar desde un amarillo pálido hasta un rojo intenso, dependiendo de la concentración de carotenoides, particularmente de la astaxantina. Diversos estudios han demostrado que los carotenoides, en particular la astaxantina (ASX), desempeñan un papel fundamental en la fisiología reproductiva de los peces. Nakano y Wiegertjes (2020) señalaron que la ASX mejora el estado antioxidante y fortalece el sistema inmunológico, lo que se traduce en un mejor crecimiento, mayor resistencia a enfermedades, mayor supervivencia y una calidad superior, sin presentar efectos citotóxicos. Además, en condiciones controladas, se ha observado una correlación positiva entre el incremento de astaxantina en la dieta y las tasas de fertilización y sobrevivencia embrionaria (Ahmadi *et al.*, 2006; Wilkins *et al.*, 2017). Aunado a esto, antes de la temporada reproductiva, los salmónidos movilizan carotenoides desde la musculatura hacia los óvulos, lo que sugiere una función clave en el desarrollo embrionario y larval (Ahmadi *et al.*, 2006; Janhunnen *et al.*, 2011; Tyndale *et al.*, 2008).

Estos hallazgos respaldan la hipótesis de que los carotenoides, además de sus funciones antioxidantes, podrían actuar como marcadores visuales del estado fisiológico de los óvulos. Por tanto, la intensidad del color puede ser considerada un indicador útil en la evaluación de la calidad ovocitaria y en la selección de organismos. En relación a esto, la coloración naranja predominante observada en los óvulos de la línea T podría estar asociada a una mayor acumulación de carotenoides. Este rasgo, en conjunto con el mayor diámetro ovocitario registrado en esta línea, sugiere un estado reproductivo avanzado y una posible calidad embrionaria, lo que podría constituir un criterio relevante para la reproducción de la especie bajo las condiciones reportadas en este estudio.

En relación con el contenido de grasa en los óvulos, la línea T presentó el valor promedio alto entre las líneas evaluadas, con un 7.55%. Este valor, además de ser el mayor dentro del presente estudio, resulta superior a lo reportado en la literatura para la misma especie. Kowalska-Górska *et al.* (2020) documentaron un contenido de grasa de $4.26 \pm 0.19\%$ para trucha y de $4.58 \pm 0.50\%$ específicamente para trucha arcoíris, mientras que Baki *et al.* (2021) registra un rango de $3.19 \pm 0.18\%$ a $5.76 \pm 0.14\%$. Estas diferencias en la composición bioquímica de los óvulos pueden estar influenciadas principalmente por la dieta proporcionada a los reproductores, por lo que es fundamental ofrecer una alimentación balanceada que no solo mejore la calidad ovocitaria, sino que también contribuya a una

mayor supervivencia y mejor crecimiento de los alevines. No obstante, otros factores como el estado de madurez gonadal y la etapa reproductiva también pueden incidir en estas características. En este sentido, la cantidad y calidad de los lípidos presentes en los óvulos son determinantes para el éxito reproductivo, ya que influyen directamente en las tasas de fecundación y posteriormente en la supervivencia tanto embrionaria como larval (Yesilayer *et al.*, 2018).

Es así como las características de las nidadas en peces, como la trucha arcoíris, pueden presentar variaciones debido a diversos elementos que influyen directamente en la calidad ovocitaria, entre ellos el estado fisiológico de la hembra, la cantidad de óvulos liberados, la etapa de madurez reproductiva, la genética poblacional, la temperatura del agua, la salinidad y, de manera destacada, la alimentación. Estos factores interactúan de forma compleja, determinando no sólo la viabilidad de los gametos, sino también el éxito de la fertilización y el desarrollo temprano de los embriones (Hendry y Day, 2003; Valdebenito *et al.*, 2015). Por ello, es indispensable realizar evaluaciones integrales que aborden tanto los aspectos morfológicos como bioquímicos de los óvulos, con el fin de establecer estrategias reproductivas eficaces en los programas de cultivo de trucha arcoíris.

9.4.-Porcentaje de fecundación

La evaluación conjunta de la calidad seminal y ovocitaria, en relación con los resultados reproductivos, permitió identificar patrones consistentes entre las diferentes líneas evaluadas. En particular, la línea T, donde tanto óvulos como semen provinieron de la misma línea, presentó el 99.62% de fecundación. Este mismo patrón se observó en la línea NZ, cuyos machos y hembras también fueron cruzados dentro de la misma línea, mostrando porcentajes de fecundación superiores en comparación con las líneas donde se realizaron cruzamientos entre diferentes linajes. Este mejor desempeño reproductivo podría deberse a una posible compatibilidad fisiológica entre gametos homólogos o bien a la sincronización óptima entre la calidad de los óvulos y del semen, lo que favorece una fertilización más eficiente.

Por lo que, en el caso específico de la línea T, su éxito reproductivo también podría estar relacionado con sus destacadas características fisicoquímicas. Esta línea presentó el mayor contenido de grasa cruda, mayor intensidad en la coloración ovocitaria y diámetro, así mismo también se observó que el semen de los machos de la línea T presentó una buena calidad, lo que podría haber influido positivamente en las tasas de fecundación, aunque no mostró los valores altos en todos los parámetros, se destacaron volúmenes aceptables y buena movilidad espermática, aspectos clave para garantizar una fertilización eficiente. Como han señalado Kamler (2005), Hendry y Day (2003) Ochokwu *et al.* (2015), factores como la calidad del semen, de los óvulos y las condiciones ambientales son determinantes para la eficiencia reproductiva. En conjunto, estos resultados sugieren que el éxito en la reproducción de la trucha arcoíris depende tanto de la calidad individual de los gametos como de la compatibilidad entre ambos.

10.- CONCLUSIONES

La caracterización fenotípica de trucha arcoíris (*O. mykiss*) del centro acuícola “El Zarco” permitió identificar diferencias fenotípicas, biométricas y reproductivas que inciden en su desempeño productivo, constituye una herramienta fundamental para mejorar la eficiencia productiva de la actividad acuícola.

En cuanto a calidad de los gametos, la línea T destacó por presentar mejores parámetros en la calidad de gametos y mayores tasas de fecundación, lo que la posiciona como una alternativa eficiente para programas de reproducción asistida.

Estos resultados confirman la relevancia de integrar la evaluación morfológica, fisiológica y bioquímica en la selección de reproductores, ya que favorece la obtención de crías con mayor potencial productivo.

En conjunto, la información generada aporta elementos aplicables al diseño de estrategias de manejo que optimicen la eficiencia reproductiva, incrementen la rentabilidad y fortalezcan la sostenibilidad en los programas reproductivos de la acuicultura en los centros de producción de la parte centro del país. Además, al optimizar la selección de reproductores y mejorar el rendimiento reproductivo, se facilita una reducción de costos operativos, lo cual es especialmente relevante en sistemas de producción acuícola donde la eficiencia económica es un factor determinante.

11.- REFERENCIAS

- Adams, D. C., Rohlf, F. J. y Slice, D. E. (2004). Geometric morphometrics: Ten years of progress following the 'revolution'. *Italian Journal of Zoology*, 71(1), 5–16.
- Adams, D., Rohlf, F. J. y Slice, D. (2013). A field comes of age: Geometric morphometrics in the 21st century. *Biological Theory*, 8, 1–16.
- Ahmadi, M. R., Bazayr, A. A., Safi, S., Ytrestøyl, T. y Bjerkeng, B. (2006). Effects of dietary astaxanthin supplementation on reproductive characteristics of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal of Applied Ichthyology*, 22(5), 388–394.
- Akin, D. y Geheber, A. (2020). Conforming to the status flow: The influence of altered habitat on fish body-shape characteristics. *Freshwater Biology*, 65(11), 1883–1893.
- Alavi, S. M. H., Pšenička, M., Rodina, M., Policar, T. y Linhart, O. (2008). Changes of sperm morphology, volume, density and motility and seminal plasma composition in *Barbus barbus* (Teleostei: Cyprinidae) during the reproductive season. *Aquatic Living Resources*, 21(1), 75–80.
- Alavi, S. M. H., Cosson, J., Bondarenko, O. y Linhart, O. (2019). Sperm motility in fishes: (III) Diversity of regulatory signals from membrane to the axoneme. *Theriogenology*, 136, 143–165.
- Alix, M., Kjesbu, O. S. y Anderson, K. C. (2020). From gametogenesis to spawning: How climate-driven warming affects teleost reproductive biology. *Journal of Fish Biology*, 97(3), 607–632.
- Álvarez, B., Arenal, A., Fuentes, R., Pimentel, R., Abad, Z. y Pimentel, E. (2009). Use of post-thaw silver carp (*Hypophthalmichthys molitrix*) spermatozoa to increase hatchery productions. En E. Cabrita, V. Robles y P. Herráez (Eds.), *Methods in reproductive aquaculture: Marine and freshwater species* (pp. 345–350). CRC Press.
- Aparicio, E., García-Berthou, E., Araguas, R. M., Martínez, P. y García-Marín, J. L. (2005). Body pigmentation pattern to assess introgression by hatchery stocks in native *Salmo trutta* from Mediterranean streams. *Journal of Fish Biology*, 67(4), 931–949.
- Arias-Rodríguez, L. (2001). Inactivación genética de esperma e inducción de ginogénesis y de triploidía en el botete diana *Sphaeroides annulatus* (Jenyns, 1842) [Tesis doctoral, Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo]. Mazatlán, Sinaloa, México.
- Arredondo, J. L. y Lozano, S. L. (2003). *La acuicultura en México*. Universidad Autónoma Metropolitana, Iztapalapa.
- Arregui, L. (2013). El cultivo de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*). *Cuadernos de Acuicultura*, (6).

- Assis, I., Da Silva, V., Souto-Vieira, D., Lozano, A., Volpedo, A. y Fabr , N. (2020). Ecomorphological patterns in otoliths of tropical fishes: Assessing trophic groups and depth strata preference by shape. *Environmental Biology of Fishes*, 103, 349–361.
- Baki, B., Ozturk, D. y Tomgisi, S. (2021). Comparative analysis of egg biochemical composition and egg productivity in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792) in different stations in Turkey. *Aquaculture Studies*, 21(3), 139–146.
- Barylo, Y., Loboiko, Y. y Barylo, B. (2019). Características de los exteriores de las pesquerías de reproductores de trucha marrón, trucha arcoíris y trucha de arroyo. *Mensajero Científico de la LNU de Medicina Veterinaria y Biotecnologías. Series: Agricultural Sciences*, 21(90), 88–92.
- Bastardo, H., Guede , C. y León, M. (2004). Características del semen de trucha arcoíris de diferentes edades, bajo condiciones de cultivo en Mérida, Venezuela. *Zootecnia Tropical*, 22(3).
- Billard, R., Cosson, J., Perchec, G. y Linhart, O. (1995). Biology of sperm and artificial reproduction in carp. *Aquaculture*, 129(1–4), 95–112.
- Binashikhbubkr, K., Malik, A. A., Al-Misned, F., Mahboob, S. y Naim, D. M. (2022). Geometric morphometric discrimination between seven populations of kawakawa *Euthynnus affinis* (Cantor, 1849) from Peninsular Malaysia. *Journal of King Saud University – Science*, 34(3), 101846.
- Bob , J. y Labbé, C. (2010). Egg and sperm quality in fish. *General and Comparative Endocrinology*, 165(3), 535–548.
- Bondarenko, V., Blecha, M. y Policar, T. (2018). Changes of sperm morphology, volume, density, and motility parameters in northern pike during the spawning period. *Fish Physiology and Biochemistry*, 44, 1591–1597.
- Bustamante-González, J., Rodríguez-Gutiérrez, M., Cortés-García, A. y González-Renter a, M. (2016). Reproductive behavior of male rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) during reproductive period. *Scientific Journal of Animal Science*, 5(4), 261–267.
- Bustamante-González, J. D., Cortés-García, A. y Rodríguez-Gutiérrez, M. (2018). Crecimiento y calidad espermática en trucha arcoíris *Oncorhynchus mykiss* (Teleostei: Salmonidae) durante la temporada reproductiva. *Hidrobiol gica*, 28(2), 163–170.
- Bustamante-González, J. D., Rodríguez-Gutiérrez, M., Cortés-García, A., Arenas-Ríos, E., Figueroa-Lucero, G. y  valos-Rodríguez, A. (2019). Fisiología y criopreservación del espermatozoide en teleósteos. *AquaTIC*, (53), 1–17.
- B y khatipo lu, S. y Holtz, W. (1984). Sperm output in rainbow trout (*Salmo gairdneri*): Effect of age, timing and frequency of stripping and presence of females. *Aquaculture*, 37(1), 63–71.

- Brzyszczyk, A., Judycka, S., Dryl, K., Cejko, B. I., Sarosiek, B. y Kowalski, R. K. (2024). Rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) sperm collected post-mortem could be revitalised by short-term storage. *Aquaculture*, 581, 740425.
- Cabrita, E., Martínez-Páramo, S., Gavaia, P. J., Riesco, M. F., Valcarce, D. G., Sarasquete, C. y Robles, V. (2014). Factors enhancing fish sperm quality and emerging tools for sperm analysis. *Aquaculture*, 432, 389–401.
- Cadrin, S. X. (2005). Morphometric landmarks. En S. X. Cadrin, K. D. Friedland y J. R. Waldman (Eds.), *Stock identification methods* (pp. 153–172). Academic Press.
- Campos, M. N., Sevilla, P. M., Velasco, L. S., Filograsso, L. C. y Cárdenas, O. L. (2016). Acuicultura: Estado actual y retos de la investigación en México. *Revista AquaTIC*, (37), 50–67.
- Cardona, E., Bugeon, J., Segret, E. y Bobe, J. (2021). VisEgg: A robust phenotyping tool to assess rainbow trout egg features and viability. *Fish Physiology and Biochemistry*, 47(3), 671–679.
- Carrillo, M. y Zanuy, S. (1993). Fisiología de la reproducción de los teleósteos. En F. Castelló Orvay (Ed.), *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnología de la producción* (pp. 125–142). Universidad de Barcelona.
- Carrillo, M. y Rodríguez, J. A. (2001). Bases fisiológicas de la reproducción de peces tropicales (Doc. 20684). COBAC.
- Castro-Castellón, A., González-Villaverde, P., Cortés-García, A., Martínez-Regalado, D. y Jiménez-Valencia, J. (2017). Calidad del semen en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) lote michoacano, a finales de su periodo reproductivo. *Revista Digital del Departamento El Hombre y su Ambiente – E-BIOS*, 1(13), 1–9.
- Ciani, E., Fontaine, R., Maugars, G., Nourizadeh-Lillabadi, R., Andersson, E., Bogerd, J. y Weltzien, F. A. (2020). GnRH receptor *gnrhr2bba* is expressed exclusively in lhb-expressing cells in Atlantic salmon male parr. *General and Comparative Endocrinology*, 285, 113293.
- Ciereszko, A., Dietrich, G., Dietrich, M., Nynca, J., Kuźmiński, H., Dobosz, S. y Grudniewska, J. (2010). Efectos del pH en la motilidad espermática de varias especies de Salmoniformes: *Oncorhynchus mykiss*, *Salvelinus fontinalis*, *Salmo trutta*, *Salmo salar* y *Thymallus thymallus*. *Journal of Applied Ichthyology*, 26, 665–667.
- Comas, A. F. O. G. (2000). Efectos de factores ambientales y tamaño de huevo sobre eficacia biológica en trucha común (*Salmo trutta* L.) [Tesis doctoral, Universidad de Oviedo]. España.
- Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca (CONAPESCA). (2023). Anuario estadístico de pesca y acuicultura. Gobierno de México.
- Cosson, J., Billard, R., Cibert, C., Dreanno, C. y Suquet, M. (1999). Ionic factors regulating the motility of fish sperm. En C. Gagnon (Ed.), *The male gamete: From basic science to clinical applications* (pp. 161–186). Cache River Press.

- Cosson, J., Linhart, O., Mims, S. D., Shelton, W. L. y Rodina, M. (2000). Analysis of motility parameters from paddlefish and shovelnose sturgeon spermatozoa. *Journal of Fish Biology*, 56(6), 1348–1367.
- Cosson, J. (2010). Frenetic activation of fish spermatozoa flagella entails short-term motility, portending their precocious decadence. *Reproduction in Domestic Animals*, 45, 51–59.
- Costa-Silva, G. J., Rodríguez, M. S., Roxo, F. F., Foresti, F. y Oliveira, C. (2015). Uso de diferentes métodos para acceder a la difícil tarea de delimitar especies en un complejo grupo hiperdiverso neotropical. *PLoS ONE*, 10(9).
- Contreras, P. (2020). Effects of short-term storage on sperm function in fish semen: A review. *Reviews in Aquaculture*, 12(3), 1373–1389.
- Courter, I. I., Child, D. B., Hobbs, J. A., Garrison, T. M., Glessner, J. J. y Duery, S. (2013). Resident rainbow trout produce anadromous offspring in a large interior watershed. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 70(5), 701–710.
- Coward, K., Bromage, N. R., Hibbitt, O. y Parrington, J. (2002). Gamete physiology, fertilization and egg activation in teleost fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 12(1), 33–58.
- Chester-Jones, I., Ingleton, P. M. y Phillips, J. G. (2013). *Fundamentals of comparative vertebrate endocrinology*. Springer Science & Business Media.
- Choudhury, M. I., Sumidha, E., Singh, P. K., y Ramesh, T. (2023). Aquaculture and fisheries science: Sustainable practices in marine and freshwater systems. *Uttar Pradesh Journal of Zoology*, 44(24), 311–318.
- De la Oliva, G. (2011). *Manual de buenas prácticas de producción acuícola en el cultivo de trucha arco iris*. Perucámaras.
- De Siqueira-Silva, D. H., Da Silva-Rodrigues, M. y Nóbrega, R. H. (2019). Testis structure, spermatogonial niche and Sertoli cell efficiency in Neotropical fish. *General and Comparative Endocrinology*, 273, 218–226.
- Di Prinzio, C. Y., Miserendino, M. L. y Casaux, R. (2013). Feeding strategy of the non-native rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, in low-order Patagonian streams. *Fisheries Management and Ecology*, 20(5), 414–425.
- DOF. (2024). *Ley General de Pesca y Acuicultura Sustentables*. Diario Oficial de la Federación. México. <https://www.diputados.gob.mx/LeyesBiblio/ref/lgpas.htm>
- Dwivedi, A., Verma, H., Dewan, S. y Verma, S. (2020). Trends in morphological relationships among Gangetic Cyprinids. *Zoologischer Anzeiger*, 289, 123–132.
- Dziewulska, K., Rzemieniecki, A. y Domagała, J. (2008). Basic physico-chemical parameters of milt from sea trout (*Salmo trutta m. trutta*), brook trout (*Salvelinus fontinalis*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Journal of Applied Ichthyology*, 24(4), 497–502.

- Dziewulska, K. (2020). Effect of pH, osmolality and ion concentration on spermatozoa motility and composition parameters of sperm and seminal plasma in pikeperch (*Sander lucioperca* L.). *Aquaculture*, 520, 735004.
- Echem, R. T. (2016). Geometric morphometric analysis of shape variation of *Sardinella lemuru*. *International Journal of Advanced Research in Biological Sciences*, 3(9), 91–97.
- Egeland, T., Egeland, E. y Nordeide, J. (2022). Does egg carotenoid improve larval quality of Arctic charr (*Salvelinus alpinus*)? *Ecology and Evolution*, 12(2).
- Ekici, A., Baran, A., Yamaner, G., Özdaş, Ö. B., Sandal, A. İ., Güven, E. y Baltacı, M. A. (2012). Effects of different doses of taurine in glucose-based extender during cryopreservation of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) semen. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 12(4), 793–799.
- Falcón, J., Besseau, L., Sauzet, S. y Boeuf, G. (2007). Melatonin effects on the hypothalamo–pituitary axis in fish. *Trends in Endocrinology & Metabolism*, 18(2), 81–88.
- FAO. (2009). *Oncorhynchus mykiss*. Cultured aquatic species fact sheets.
- FAO. (2013). *Guidelines for the treatment of animals in aquatic husbandry*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- FAO. (2014). *Manual práctico para el cultivo de la trucha arcoíris*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.
- FAO. (2022). *Blue Transformation – Roadmap 2022–2030: A vision for FAO’s work on aquatic food systems*. Roma.
- FAO. (2024). *Versión resumida de El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2024: La transformación azul en acción*. Roma.
- Ferreira, A. L., Bonifácio, C. T., e Silva, W. D. S., Takata, R., Favero, G. C. y Luz, R. K. (2021). Anesthesia with eugenol and menthol for *Piaractus brachipomus* (Cuvier, 1818): Induction and recovery times, ventilation frequency and hematological and biochemical responses. *Aquaculture*, 544, 737076.
- Fitzpatrick, J. L. (2020). Sperm competition and fertilization mode in fishes. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 375(1813), 20200074.
- Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero – FONDEPES. (2014). *Manual de crianza de trucha en ambientes convencionales* (2ª ed.). Lima, Perú: FONDEPES. Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N.º 2013–20956.
- Gage, M. J. G., Macfarlane, C. P., Yeates, S., Ward, R. G., Searle, J. B. y Parker, G. A. (2004). Spermatozoal traits and sperm competition in Atlantic salmon: relative sperm velocity is the primary determinant of fertilization success. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 271(1547), 409–415.

- Galas, J., Hejmej, A., Glogowski, J. y Bilińska, B. (2009). Morphological and functional alterations in testes and efferent ducts of homogametic rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* Walbaum. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 1163(1), 484–487.
- Gallego, V. y Asturiano, J. F. (2018). Sperm motility in fish: Technical applications and perspectives through CASA-Mot systems. *Reproduction, Fertility and Development*, 30(6), 820–832.
- García-Mondragón, D., Gallego-Alarcón, I., Espinoza-Ortega, A., García-Martínez, A. y Arriaga-Jordán, C. M. (2013). Desarrollo de la producción de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) en el Centro de México. *AquaTIC*, 38, 46–56.
- García-Mondragón, D., Gallego-Alarcón, I., García Pulido, D., Fonseca, C. R. y Cervantes-Zepeda, I. (2021). Characterization of rural small-scale rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) farms in Mexico. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 49(5), 828–835.
- González-López, W., Ramos-Júdez, S., Giménez, I. y Duncan, N. (2020). Sperm contamination by urine in Senegalese sole (*Solea senegalensis*) and the use of extender solutions for short-term chilled storage. *Aquaculture*, 516, 734649.
- Goodwin, T. W. (1986). Metabolism, nutrition and function of carotenoids. *Annual Review of Nutrition*, 6, 273–297.
- Gören, C. M., y Kaymak, N. (2024). Inter- and intraspecific phenotypic variation in co-occurring invasive and introduced cyprinid fish species. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 31(3), 103943.
- Gutiérrez-Yurrita, P. J. (2000). La acuicultura en México: II. Época actual y perspectivas. *Biología Informa*, 31(1), 1–8.
- Gunz, P. (2020). Geometric morphometrics. *Archaeological Science: an Introduction*. Cambridge University Press, Cambridge, 198-212.
- Ghamkhar, R., Boxman, S., Main, K., Zhang, Q., Trotz, M. y Hicks, A. (2021). Life cycle assessment of aquaculture systems: does burden shifting occur with an increase in production intensity? *Aquacultural Engineering*, 92, 102130.
- Gjerde, B. (1984). Response to individual selection for age at sexual maturity in Atlantic salmon. *Aquaculture*, 38(3), 229–240.
- Greaves-Fernández, N. (2015). La acuicultura: Una alternativa para garantizar una seguridad alimentaria sustentable. *Hospitalidad ESDAI*, (28).
- Hano, J. J. (1995). A quantitative genetic perspective on the conservation of intraspecific diversity. *American Fisheries Society Symposium*, 17, 304–316.
- Hernández, M. y Aquino, G. (2008). Manual básico para el cultivo de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*). GEM TIES, Cuencas Sanas y Modos de Vida Sustentable, Serie de Manuales de Capacitación.

- Hernández-Hernández, L. H. y Carrillo-Longoria, J. A. (2018). Cultivo de trucha arcoíris en México: retos que enfrenta la producción sustentable. *Ciencia Pesquera*, 26(2), 59–64.
- Hernández-Guzmán, R., Cruz-Nieto, M. A., & Cruz-Nieto, J. (2018). Plan de manejo y control de tilapia (*Oreochromis mossambicus*). Servicio de Consultoría para el Manejo Efectivo de Especies Exóticas Invasoras en el Área de Protección de Flora y Fauna Tutuaca y su Zona de Influencia. Organización Vida Silvestre A.C. (OVIS).
- Hendry, A. P. y Day, T. (2003). Revisiting the positive correlation between female size and egg size. *Evolutionary Ecology Research*, 5(3), 421–429.
- Hetzel, C., y Forsythe, P. (2023). Phenotypic plasticity of a generalist fish species resident to lotic environments: Insights from the Great Lakes region. *Ecology and Evolution*, 13(1).
- Hoitsy, G., Woynarovich, A., y Moth-Poulsen, T. (2012). Guide to the small scale artificial propagation of trout. FAO.
- Huanca, R. E. U. (2017). Niveles de cortisol y glucosa como indicadores de estrés en truchas arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), utilizando anestésicos en la laguna de Arapa. *Revista de Investigaciones*, 6(3), 234–243.
- Ibáñez, A., Cowx, I., y O'Higgins, P. (2007). Geometric morphometric analysis of fish scales for identifying genera, species, and local populations within the Mugilidae. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 64(8), 1091-1100.
- Intiaz, A., y Naim, D. M. (2018). Geometric morphometrics species discrimination within the genus *Nemipterus* from Malaysia and its surrounding seas. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, 19(6), 2316-2322.
- iNaturalist. (s. f.). *Oncorhynchus mykiss*. iNaturalist México. <https://mexico.inaturalist.org/taxa/47516-Oncorhynchus-mykiss>
- Ingermann, R. L., Bencic, D. C. y Gloud, J. G. (2002). Low seminal plasma buffering capacity corresponds to high pH sensitivity of sperm motility in salmonids. *Fish Physiology and Biochemistry*, 24(4), 299–307.
- Islam, M. S. y Akhter, T. (2011). Tale of fish sperm and factors affecting sperm motility: A review. *Advances in Life Sciences*, 1(1), 11-19.
- Janhunen, M., Peuhkuri, N., Primmer, C. R., Kolari, I. y Piironen, J. (2011). Does breeding ornamentation signal genetic quality in Arctic charr, *Salvelinus alpinus*? *Evolutionary Biology*, 38(1), 68-78.
- Jiang, L., Huang, B., Tang, J., Jiang, P., Chen, D. y Zhang, C. (2023). Análisis exhaustivo de los cambios fisiológicos, bioquímicos y de sabor en la carpa cruciana (*Carassius auratus*) bajo diferentes concentraciones de eugenol. *Foods*, 12(19), 3569.
- Johnson, R. B. (2009). Lipid deposition in oocytes of teleost fish during secondary oocyte growth. *Reviews in Fisheries Science*, 17(1), 78-89.

- Kamler, E. (2005). Parent-egg-progeny relationships in teleost fishes: An energetic perspective. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 15, 399-421.
- Keeley, E. R., Parkinson, E. A. y Taylor, E. B. (2007). The origins of ecotypic variation of rainbow trout: A test of environmental vs. genetically based differences in morphology. *Journal of Evolutionary Biology*, 20(2), 725-736.
- Keeley, E. R., Loxterman, J. L., Matsaw, S. L., Njoroge, Z. M., Seiler, M. B. y Seiler, S. M. (2021). Morphological and genetic concordance of cutthroat trout (*Oncorhynchus clarkii*) diversification from western North America. *Canadian Journal of Zoology*, 99(4), 235-248.
- Kerschbaumer, M. y Sturmbauer, C. (2011). The utility of geometric morphometrics to elucidate pathways of cichlid fish evolution. *International Journal of Evolutionary Biology*, 2011, 290245.
- Kizak, V., Guner, Y., Kayim, M. y Can, E. (2013). The effects of clove oil on adult males and females of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and brown trout (*Salmo trutta fario*). *Journal of Food, Agriculture and Environment*, 11(3-4), 1542-1545.
- Koch, I. J. y Narum, S. R. (2021). An evaluation of the potential factors affecting lifetime reproductive success in salmonids. *Evolutionary Applications*, 14(8), 1929-1957.
- Koulish, S., Kramer, C. R. y Grier, H. J. (2002). Organization of the male gonad in a protogynous fish, *Thalassoma bifasciatum* (Teleostei: Labridae). *Journal of Morphology*, 254(3), 292-311.
- Kowalska-Górska, M., Formicki, K., Dobrzański, Z., Wondolowska-Grabowska, A., Skrzyńska, E., Korzelecka-Orkisz, A., Nędzarek, A. y Tański, A. (2020). Nutritional composition of Salmonidae and Acipenseridae fish eggs. *Annals of Animal Science*, 20(2), 629-645.
- Kowalski, R. K. y Cejko, B. I. (2019). Sperm quality in fish: Determinants and affecting factors. *Theriogenology*, 135, 94-108.
- Kumar, A., Rastogi, S., Haider, Y., Kumar, S., Chauhan, S. y Passey, J. (2021). Morphometric variations of the lateral surface of calcaneus: Can standard plate sizes fit all? *Journal of Clinical Orthopaedics and Trauma*, 13, 156-162.
- Kumar, K. V. A., Rajeeshkumar, M. P., Hashim, M., Deepa, K. P., Otero-Ferrer, J. L., Saravanane, N. y Tuset, V. M. (2022). Inferring ecological strategies of *Psenopsis* spp. (Teleostei: Centrolophidae) inhabiting Indian waters from morphological features. *Marine Biology Research*, 18(3-4), 292-305.
- Kutluyer, F. (2018). Role of pH on the initiation of sperm motility in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and Çoruh trout (*Salmo coruhensis*). *Balikesir Üniversitesi Fen Bilimleri Enstitüsü Dergisi*, 20(1), 421-429.
- Kholodnyy, V., Gadêlha, H., Cosson, J. y Boryshpolets, S. (2020). How do freshwater fish sperm find the egg? The physicochemical factors guiding the gamete encounters of externally fertilizing freshwater fish. *Reviews in Aquaculture*, 12(2), 1165-1192.

- Kjørsvik, E., Mangor-Jensen, A. y Holmefjord, I. (1990). Egg quality in fishes. En J. H. S. Blaxter y A. J. Southward (Eds.), *Advances in Marine Biology* (Vol. 26, pp. 71-113). Academic Press.
- Lahnsteiner, F., Berger, B., Weismann, T. y Patzner, R. A. (1998). Determination of semen quality of the rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*, by sperm motility, seminal plasma parameters, and spermatozoal metabolism. *Aquaculture*, 163(1-2), 163-181.
- Lahnsteiner, F. y Patzner, R. A. (2008). Sperm morphology and ultrastructure in fish. En S. M. H. Alavi, J. Cosson, K. Coward. y G. Rafiee (Eds.), *Fish spermatology* (pp. 1-61). Alpha Science International Ltd.
- Lawing, A. M. y Polly, P. D. (2010). Geometric morphometrics: Recent applications to the study of evolution and development. *Journal of Zoology*, 280(1), 1-7.
- Lombó, M., Giommi, C., Zarantoniello, M. y Chemello, G. (2024). A pretty kettle of fish: A review on the current challenges in Mediterranean teleost reproduction. *Animals*, 14(11), 1597.
- López-Hernández, J. C., Osorio-Pérez, A., Jiménez-Félix, S. A., Páramo-Delgadillo, S., Márquez-Couturier, G., Yasui, G. S. y Arias-Rodríguez, L. (2018). La calidad espermática en peces y los métodos de evaluación. *Journal of Marine and Coastal Sciences*, 10(1), 67-96.
- Lubzens, E., Young, G., Bobe, J. y Cerdà, J. (2010). Oogenesis in teleosts: How fish eggs are formed. *General and Comparative Endocrinology*, 165(3), 367-389.
- Maitra, S. K. y Hasan, K. N. (2016). The role of melatonin as a hormone and an antioxidant in the control of fish reproduction. *Frontiers in Endocrinology*, 7, 38.
- Maiz, A. R., Valero, L. y Briceño, D. (2010). Elementos prácticos para la cría de truchas en Venezuela. *Mundo Pecuário*, 6(2), 157-168.
- Mandado, M., Molist, P., Anadón, R. y Yáñez, J. (2001). A DiI-tracing study of the neural connections of the pineal organ in two elasmobranchs (*Scyliorhinus canicula* and *Raja montagui*) suggests a pineal projection to the midbrain GnRH-immunoreactive nucleus. *Cell and Tissue Research*, 303(3), 391-401.
- Martínez, J. G. y Pardo-Carrasco, S. (2010). Crioconservación de semen en peces: Efectos sobre la movilidad espermática y la fertilidad. *Acta Biológica Colombiana*, 15(2), 3-24.
- Martínez-Leiva, L., Landeira, J. M., Fatira, E., Díaz-Pérez, J., Hernández-León, S., Roo, J. y Tuset, V. M. (2023). Energetic implications of morphological changes between fish larval and juvenile stages using geometric morphometrics of body shape. *Animals*, 13(3), 370.
- Matta, S. L., Vilela, D. A., Godinho, H. P. y França, L. R. (2002). The goitrogen 6-n-propyl-2-thiouracil (PTU) given during testis development increases Sertoli and germ cell numbers per cyst in fish: The tilapia (*Oreochromis niloticus*) model. *Endocrinology*, 143(3), 970-978.
- Mehdi, Y. y Mousavi, S. E. (2011). A review of the control of reproduction and hormonal manipulations in finfish species. *African Journal of Agricultural Research*, 6(7), 1643-1650..

- Mendoza-Alfaro, R., Ramírez-Martínez, C., González, C. A. y del Castillo, M. E. M. (2014). Principales vías de introducción de las especies exóticas. En R. Mendoza y P. Koleff (Coords.), *Especies acuáticas invasoras en México* (pp. 43-73). Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad.
- Militelli, M. I., Rodrigues, K. A., Cortés, F. y Macchi, G. J. (2013). Influencia de los factores ambientales en el desove de los esciénidos en la zona costera de Buenos Aires, Argentina. *Ciencias Marinas*, 39(1), 55-68.
- Mir, J. I., Sarkar, U. K., Dwivedi, A. K., Gusain, O. P. y Jena, J. K. (2013). Stock structure analysis of *Labeo rohita* (Hamilton, 1822) across the Ganga basin (India) using a truss network system. *Journal of Applied Ichthyology*, 29(5), 1097-1103.
- Miresan, V., Cocan, D., Constantinescu, R., Răducu, C. y Cadar, M. (2009). Phenotypic characterization of four breeding stock rainbow trout populations (*Oncorhynchus mykiss*) from Fiad Trout Farm, Bistrița-Năsăud County. *Bulletin UASVM Animal Science and Biotechnologies*, 66(1-2), 141-146.
- Mirghaed, A. T., Yasari, M. y Mirzargar, S. S. (2018). Rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) anesthesia with myrcene: Efficacy and physiological responses in comparison with eugenol. *Fish Physiology and Biochemistry*, 44(3), 919-926.
- Momić, M. y Memišević, D. (2018). Sperm quality analysis of normal season (NG) and out-season by photoperiod manipulation (PG) of male rainbow trout broodstock (*Oncorhynchus mykiss*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 44(6), 1551-1560.
- Monet, G., Uyanik, A. y Champigneulle, A. (2006). Geometric morphometrics reveals sexual and genotypic dimorphisms in the brown trout. *Aquatic Living Resources*, 19(1), 47-57.
- Montoya-López, A., Moreno-Arias, C., Tarazona-Morales, A., Olivera-Angel, M. y Betancur, J. (2019). Body shape variation between farms of tilapia (*Oreochromis* sp.) in Colombian Andes using landmark-based geometric morphometrics. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 47(1), 194-200.
- Muñoz-Cueto, J. A. (2013). Regulación neuroendocrina de la reproducción en peces teleósteos: Aspectos básicos. En F. Castelló i Orvay (Coord.), *Piscicultura marina en Latinoamérica: Bases científicas y técnicas para su desarrollo* (pp. 21-34). Publicacions i Edicions de la Universitat de Barcelona.
- Murakami, E., Rodrigueiro, R. J. B., Santos, T. C., Ospina-Rojas, I. C. y Rademacher, M. (2014). Effects of dietary supplementation of meat-type quail breeders with guanidinoacetic acid on their reproductive parameters and progeny performance. *Poultry Science*, 93(9), 2237-2244.
- Murata, K. (2019). Fertilization. En B. G. M. Jamieson (Ed.), *Reproductive biology and phylogeny of fishes (agnathans and bony fishes)* (pp. 385-428). CRC Press.
- Nakano, T. y Wiegertjes, G. (2020). Properties of carotenoids in fish fitness: A review. *Marine Drugs*, 18(10), 1-18.

- Nisembaum, L. G., Besseau, L., Paulin, C. H., Charpantier, A., Martin, P., Magnanou, E. y Falcón, J. (2015). In the heat of the night: Thermo-TRPV channels in the salmonid pineal photoreceptors and modulation of melatonin secretion. *Endocrinology*, 156(12), 4629–4638.
- Nóbrega, R. H., Batlouni, S. R. y França, L. R. (2009). An overview of functional and stereological evaluation of spermatogenesis and germ cell transplantation in fish. *Fish Physiology and Biochemistry*, 35(2), 197–206.
- Nynca, J., Judycka, S., Liszewska, E., Dobosz, S. y Ciereszko, A. (2017). Standardization of spermatozoa concentration for cryopreservation of rainbow trout semen using a glucose-methanol extender. *Aquaculture*, 477, 23–27.
- Ochokwu, IJ, Apollos, TG y Oshoke, JO (2015). Efecto de la calidad de óvulos y espermatozoides en la cría exitosa de peces. *IOSR Journal of Agriculture and Veterinary Science* , 8 (8), 48-57.
- Ortega-Mejía, M., Ortega, C., Delgadillo, S., Martínez-Castañeda, S., Bautista-Gómez, L. y Valladares-Carranza, B. (2023). Piscicultura de agua dulce en México: Estado actual y factores asociados a los niveles de producción. *Revista de Acuicultura y Pesca*, 7(1), 57–68.
- Özgür, M. E., Okumuş, F. y Kocamaz, A. F. (2019). A novel computer assisted sperm analyzer for assessment of spermatozoa motility in fish; BASA-Sperm Aqua. *El-Cezeri*, 6(1), 208–219.
- Özgür, M. E., Erdogan, S., Aydemir, S. y Yumusakbas, H. (2023). Evaluation of relationship between sperm cell velocities and fatty acids contents of semen seminal fluid in the two trout fish species. *Pakistan Journal of Zoology*, 55(2), 863–871.
- Pecio, A., Lahnsteiner, F. y Rafiński, J. (2001). Ultrastructure of the epithelial cells in the aspermatogenic part of the testis in *Mimagoniates barberi* (Teleostei: Characidae: Glandulocaudinae) and the role of their secretions in spermatozeugmata formation. *Annals of Anatomy*, 183(5), 427–435.
- Pérez-Quñonez, C., Quñonez-Velázquez, C. y García-Rodríguez, F. (2018). Detectar stocks fenotípicos de *Opisthonema libertate* (Günther, 1867) en la costa noroeste de México mediante morfometría geométrica basada en la forma del cuerpo y los otolitos. *Revista Latinoamericana de Investigaciones Acuáticas*, 46(4), 779–790.
- Peña, R. (2015). Criterios de calidad de huevos y sus implicaciones en el cultivo de peces marinos. En A. Hernández y A. Hernández (Eds.), *Avances en nutrición acuícola* (pp. 249–260). Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Peñaloza, C. M. L. (2009). Evaluación de la calidad espermática de reproductores cultivados de pez blanco de Pátzcuaro (*Menidia estor*) para optimizar el proceso de fertilización [Tesis de maestría, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo]. México.
- Peñaranda, D. S., Gallego, V., Rozenfeld, C., Herranz-Jusado, J. G., Pérez, L., Gómez, A. y Asturiano, J. F. (2018). Using specific recombinant gonadotropins to induce spermatogenesis and spermiation in the European eel (*Anguilla anguilla*). *Theriogenology*, 107, 6–20.

- Peralta-Martínez, M. D. L. Á., Romo-García, S., Kjelland, M. E. y González-Márquez, H. (2018). Efecto del pH de cinco soluciones extensoras sobre la movilidad espermática en trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*). *Hidrobiológica*, 28(2), 171–178.
- Perroud, G., Nusbaumer, D., de Guttry, C. y Wedekind, C. (2021). Male sexual signaling and expected effects of hatchery-induced sperm competition vary with water depth at which whitefish are caught. *Current Zoology*, 67(3), 337–340.
- Polley, P. D., Stayton, C. T., Dumont, E. R., Pierce, S. E., Rayfield, E. J. y Angielczyk, K. D. (2016). Combining geometric morphometrics and finite element analysis with evolutionary modeling: Towards a synthesis. *Journal of Vertebrate Paleontology*, 36(4).
- Pulcini, D., Russo, T., Reale, P., Massa-Gallucci, A., Brennan, G., & Cataudella, S. (2014). Rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum) develop a more robust body shape under organic rearing. *Aquaculture Research*, 45(3), 397–409. <https://doi.org/10.1111/are.12083>
- Pla, S., Benvenuto, C., Capellini, I. y Piferrer, F. (2022). Switches, stability and reversals in the evolutionary history of sexual systems in fish. *Nature Communications*, 13(1), 3029.
- Prieto, G., Errecalde, C., Mancini, M., Urzúa, N., Tonini, M. y Salas, S. (2015). Valoración de la actividad depresora de diferentes concentraciones de eugenol en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*). *Revista Medicina Veterinaria (Buenos Aires)*, 96, 21–25.
- Quérat, B., Tonnerre-Doncarli, C., Génies, F. y Salmon, C. (2001). Duality of gonadotropins in gnathostomes. *General and Comparative Endocrinology*, 124(3), 308–314.
- Quispe, Y. M., Quispe, C. B., Huanca, F. R., Calloapaza, D. R., Guerra, U. P., Aranibar, M. A. y Durand, M. P. (2021). Influence of freezing temperature on semen quality of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Revista de Investigaciones Altoandinas*, 23(3), 185–194.
- Ramírez-Merlano, J. A., Medina Robles, V. M. y Cruz-Casallas, P. E. (2010). Crioconservación espermática en peces, un acercamiento en Siluriformes. *Orinoquia*, 14(1), 59–71.
- Reading, B. J., Andersen, L. K., Ryu, Y.-W., Mushirobira, Y., Todo, T. y Hiramatsu, N. (2018). Oogenesis and egg quality in finfish: Yolk formation and other factors influencing female fertility. *Fishes*, 3(4), 45.
- Roldan, E. R. (2020). Assessments of sperm quality integrating morphology, swimming patterns, bioenergetics and cell signalling. *Theriogenology*, 150, 388–395.
- Rosado-Puccini, R., Landines-Parra, M. Á. y Valbuena-Villarreal, R. D. (2014). Comparación entre perfiles de ácidos grasos en huevos de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) y tilapia roja (*Oreochromis* sp.). *Orinoquia*, 18, 260–268.
- Rurangwa, E., Kime, D. E., Ollevier, F. y Nash, J. P. (2004). The measurement of sperm motility and factors affecting sperm quality in cultured fish. *Aquaculture*, 234(1–4), 1–28.

- Saha, S., Singh, K. M. y Gupta, B. B. P. (2019). Melatonin synthesis and clock gene regulation in the pineal organ of teleost fish compared to mammals: Similarities and differences. *General and Comparative Endocrinology*, 279, 27–34.
- Sandoval-Vargas, L., Pérez-Atehortúa, M., Villalobos, E., Fontealba, F., Ferrada, M. y Valdebenito, I. (2024). The presence of inclusions in blastodiscs of coho salmon embryos (*Oncorhynchus kisutch*) is associated with low rates of fertility and embryo survival. *Aquaculture*. 597.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). (2002). *Memorias de la Reunión Nacional de Trucha*. Instituto Nacional de la Pesca. ISBN 968-800-543-6
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). (2008). *Código de buenas prácticas para la acuicultura en México*. Instituto Nacional de la Pesca.
- Sepúlveda, S. (2022). *Innovación inclusiva: El caso de la producción de trucha arcoíris (Oncorhynchus mykiss) en el Estado de México (Tesis de doctorado en Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales, Universidad Autónoma del Estado de México) México*.
- Sistema Nacional de Acuicultura. (2022). *Manual para una acuicultura sostenible: Cultivo de trucha*. Ministerio de la Producción.
- Solís-Mendoza, M. (2016). *Caracterización del hábitat de la trucha arcoíris (Oncorhynchus mykiss nelsoni) en la Sierra de San Pedro Mártir, Baja California, y su relación con la densidad y estructura poblacional (Tesis de maestría en Ciencias, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Ensenada, Baja California, México)*.
- Schluter, D. (2000). *The ecology of adaptive radiation*. Oxford University Press.
- Schulz, R. W., de França, L. R., Lareyre, J. J., LeGac, F., Chiarini-Garcia, H., Nobrega, R. H. y Miura, T. (2010). Spermatogenesis in fish. *General and Comparative Endocrinology*, 165(3), 390–411.
- Shamspour, S. y Khara, H. (2016). Effect of age on reproductive efficiency of adult rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1972. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, 15(3), 945–956.
- Sherzada, S., Ahmad, T., Khan, S., Inyat, M., Ahmad, S. y Rahman, A. (2024). Biochemical analysis and fertilization success of *Cirrhinus mrigala* ova during induced spawning. *Animal Reproduction Science*, 270, 107617.
- Slice, D. E. (2007). Geometric morphometrics. *Annual Review of Anthropology*, 36(1), 261–281.
- Špelić, I., Rezić, A., Kanjuh, T., Marić, A., Maguire, I., Simonović, P. y Piria, M. (2021). Application of the geometric morphometrics approach in the discrimination of morphological traits between brown trout lineages in the Danube Basin of Croatia. *Knowledge & Management of Aquatic Ecosystems*, 422(22).

- Swanson, P., Dickey, J. T. y Campbell, B. (2003). Biochemistry and physiology of fish gonadotropins. *Fish Physiology and Biochemistry*, 28(1–4), 53–59.
- Tabares, C. J., Tarazona, A. M. y Olivera Ángel, M. (2005). Fisiología de la activación del espermatozoide en peces de agua dulce. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 18(2), 149–161.
- Tekin, N., Secer, S., Akcay, E. R. G. Ü. N., Bozkurt, Y. y Kayam, S. (2007). Effects of glycerol additions on post-thaw fertility of frozen rainbow trout sperm, with an emphasis on interaction between extender and cryoprotectant. *Journal of Applied Ichthyology*, 23(1), 60–63.
- Terlecki, G., dos Santos Rodrigues, L., Kikuchi, E., Abbatepaulo, F. V., Bosenbecker, C., de Araújo Freire, M. y Cardoso, L. G. (2022). Uncovering Lampris species (Actinopterygii, Lampridae) in the southwestern Atlantic Ocean: A molecular and morphometric approach. *Hydrobiologia*, 849(12), 2745–2759.
- Turan, C. (2004). Stock identification of Mediterranean horse mackerel (*Trachurus mediterraneus*) using morphometric and meristic characters. *ICES Journal of Marine Science*, 61(5), 774–781.
- Turgut, N., Tipirdamaz, S. y Yalçın, H. (2024). Geometrik morfometri analiz yöntemi kullanılarak genç ve erişkin gökkuşağı alabalıklarında cinsiyet tayini [Sex determination in young and adult rainbow trout using geometric morphometric analysis method]. *Journal of Applied Ichthyology*, 40(2), 150–160.
- Traverso, F., Aicardi, S., Bozzo, M., Zinni, M., Amaroli, A., Galli, L., Candiani, S., Vanin, S. y Ferrando, S. (2024). New insights into geometric morphometry applied to fish scales for species identification. *Animals*, 14(7), 1090.
- Tripathy, S. K. (2020). Significance of traditional and advanced morphometry to fishery science. *Journal of Human, Earth, and Future*, 1(3), 153–166.
- Tyndale, S. T., Letcher, R. J., Heath, J. W. y Heath, D. D. (2008). Why are salmon eggs red? Egg carotenoids and early life survival of Chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 65(9), 1901–1911.
- Ulloa-Rodríguez, P., Figueroa, E., Díaz, R., Lee-Estevez, M., Short, S. y Farías, J. (2017). Mitochondria in teleost spermatozoa. *Mitochondrion*, 34, 49–55.
- Uribe, M. C., Grier, H. J. y Mejía-Roa, V. (2014). Comparative testicular structure and spermatogenesis in bony fishes. *Spermatogenesis*, 4(3), e983400.
- Valdebenito, I., Paiva, L. y Berland, M. (2011). Atresia folicular en peces teleósteos: Una revisión. *Archivos de Medicina Veterinaria*, 43(1), 11–25.
- Valdebenito, I. I., Gallegos, P. C. y Effer, B. R. (2015). Gamete quality in fish: evaluation parameters and determining factors. *Zygote*, 23(2), 177–197.

- Valero, G. T., Rodríguez, A. P., Ruíz, M. E., Ávila, T. J. M. y Valera, M. G. (2018). La alimentación española: Características nutricionales de los principales alimentos de nuestra dieta. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- Wagner, E., Arndt, R. y Hilton, B. (2002). Physiological stress responses, egg survival, and sperm motility in rainbow trout broodstock anesthetized with clove oil, tricaine methanesulfonate, or carbon dioxide. *Aquaculture*, 211(1–4), 353–366.
- Wilkins, L. G., Marques da Cunha, L., Menin, L., Ortiz, D., Vocat-Mottier, V., Hobil, M. y Wedekind, C. (2017). Maternal allocation of carotenoids increases tolerance to bacterial infection in brown trout. *Oecologia*, 185(3), 351–363.
- Williot, P., Brun, R., Pelard, M. y Mercier, D. (2000). Induced maturation and spawning in an incidentally caught adult pair of critically endangered European sturgeon, *Acipenser sturio* L. *Journal of Applied Ichthyology*, 16(6), 279–281.
- Woody, C. A., Nelson, J. y Ramstad, K. (2002). Clove oil as an anaesthetic for adult sockeye salmon: Field trials. *Journal of Fish Biology*, 60(2), 340–347.
- Whitaker, M. y Swann, K. (1993). Lighting the fuse at fertilization. *Development*, 117(1), 1–12.
- Yaron, Z., Gur, G., Melamed, P., Rosenfeld, H., Elizur, A. y Levavi-Sivan, B. (2003). Regulation of fish gonadotropins. *International Review of Cytology*, 225, 131–185.
- Yaron, Z. y Levavi-Sivan, B. (2011). Regulación endocrina de la reproducción de los peces. En A. P. Farrell (Ed.), *Enciclopedia de fisiología de los peces: del genoma al medio ambiente* (Vol. 2, pp. 1500–1508). Academic Press.
- Yesilayer, N. y Türk, E. (2018). Determination of fatty acid compositions in eggs of commercial aquafeed fed broodstocks rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and brown trout (*Salmo trutta* spp.). *Journal of New Results in Science*, 7(3), 67–74.
- Yousuf, Z. y Razak, N. (2022). Study on spawning fecundity and its relation with body size of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) from hatchery of Kashmir Himalayas. *Open Access Journal of Biogeneric Science and Research*, 11(3), 1–6.
- Zelditch, M., Swiderski, D. y Sheets, H. D. (2012). *Geometric morphometrics for biologists: A primer* (2nd ed.). Academic Press.
- Zhou, Y., Yang, Y., Ye, H., Mi, L., Hu, W. y Xu, D. (2025). Morphological characterization of spermatogenesis and spermatogonial stem cells in *Larimichthys crocea*, a seasonal breeding teleost. *Biology of Reproduction*, 112(6), 1185–1199.