

Calidad gamética y reproducción asistida en *Oncorhynchus mykiss*: líneas fenotípicas en el Centro Acuícola "El Zarco", Estado de México

Nayeli Berenice Aguirre Valenzuela¹, Jesús Damaso Bustamante González²,
Abigail Mendoza Mondragón¹, Araceli Cortés García³

Resumen. El estudio evaluó la calidad gamética de *Oncorhynchus mykiss* (trucha arcoíris) de líneas fenotípicas en el centro acuícola "El Zarco" durante diciembre-febrero. Se analizaron parámetros biométricos, físico-químicos y de calidad espermática en líneas Amanalco, Poblano, HN y Pool, y características de ovocitos en Z18 y HN. Los datos fueron procesados por ($\bar{x} \pm DE$), ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p < 0.05$). Amanalco destacó en calidad seminal con movilidad flagelar de 99 s y viabilidad celular del 99.29%; mientras que, Pool presentó mayor volumen seminal (11.67 mL). En hembras, Z18 mostró un peso promedio de 3.15 kg y desove de 4,124 ovocitos, mientras que HN tuvo ovocitos grandes (2.61 mm). El color de ovocitos fue naranja en Z18. Las combinaciones reproductivas entre machos Amanalco y hembras Z18/HN alcanzaron un 90% de fertilización y 95% de eclosión. Los resultados evidencian que combinaciones específicas entre líneas mejoran la eficiencia reproductiva y permiten una acuicultura sostenible en los centros de producción.

Palabras clave: Reproducción, Semen, Óvulo, Viabilidad.

¹ Alumna de la Maestría en Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, CDMX. correo electrónico: nayeliaguirre66@gmail.com

² Posdoctorante SECIHTI, Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, CDMX.

³ Laboratorio de Reproducción Genética y Sanidad Acuícola, Universidad Autónoma Metropolitana-Xochimilco, CDMX. Correo electrónico: acortes@correo.xoc.uam.mx.

Abstract. The study evaluated the gametic quality of *Oncorhynchus mykiss* (rainbow trout) of phenotypic lines at the “El Zarco” aquaculture center during December-February. Biometric, physicochemical and sperm quality parameters were analyzed in Amanalco, Poblano, HN and Pool lines, and oocyte characteristics in Z18 and HN. Data were processed by ($\bar{x} \pm SD$), one-way ANOVA and Tukey’s test ($p < 0.05$). Amanalco stood out in seminal quality with flagellar motility of 99 s and cell viability of 99.29%; while, Pool presented higher seminal volume (11.67 mL). In females, Z18 showed an average weight of 3.15 kg and spawned 4,124 oocytes, while HN had large oocytes (2.61 mm). Oocyte color was orange in Z18. Reproductive combinations between Amanalco males and Z18/HN females achieved 90% fertilization and 95% hatching. The results show that specific combinations between lines improve reproductive efficiency and allow for sustainable aquaculture in production centers.

Keywords: Reproduction, Semen, Oocyte, Viability.

INTRODUCCIÓN

La creciente demanda de alimentos en los últimos años ha impulsado la reproducción intensiva en cautiverio de diversas especies de peces. En México, una de las especies acuícolas de mayor consumo es la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*), cuya producción alcanza las 872 toneladas, ubicándola en la trigésima primera posición a nivel nacional en términos de valor económico (SAGARPA, 2023). En este contexto, el Estado de México se destaca como principal productor, siendo el centro acuícola “El Zarco” (dependiente de la Comisión Nacional de Pesca), una instalación clave de producción y distribución de huevo oculado y pie de cría para los piscicultores del área, así como distintos estados: Guerrero, Querétaro, Puebla, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Chihuahua y Oaxaca (SADER, 2018).

La producción comercial sostenible de *O. mykiss* depende del suministro continuo de ovas embrionadas y/o alevines de alta calidad, lo cual requiere mantener un plantel de reproductores con una elevada fertilidad. Sin embargo, uno de los obstáculos para la trucha arcoíris, es que presenta un patrón reproductivo estacional, con un periodo de reproducción entre agosto y febrero. Lo que obliga a los centros de cultivo a maximizar el uso de los recursos reproductivos disponibles tanto en el pico como fuera del periodo reproductivo (Castro-Castellón *et al.*, 2017). Aunado a esto, en los sistemas de cultivo intensivo, donde los organismos son mantenidos en condiciones de confinamiento y sometidos a una elevada presión de explotación, es común encontrar alteraciones gonadales que afectan negativamente su desempeño reproductivo entre las que destacan la presencia de atresia folicular y una maduración sexual desincronizada. Como consecuencia, se hace indispensable la aplicación de métodos artificiales para inducir y sincronizar los procesos reproductivos (Corriero *et al.* 2021; Bastardo *et al.*, 2004).

Evaluar la calidad de los gametos se vuelve entonces un factor clave en los programas de reproducción, ya que permite identificar y seleccionar a los mejores reproductores, incrementando la eficiencia en la producción de alevines viables. La calidad espermática se relaciona directamente con el potencial de fertilización, mientras que la calidad del ovocito influye en el desarrollo embrionario y la supervivencia larval (Bobe y Labbé, 2010; Peña, 2015). Esta evaluación se vuelve relevante considerando que diversos factores como la edad, genética, alimentación, fotoperiodo, temperatura, temporada reproductiva y el estrés por manipulación pueden afectar significativamente la calidad de los gametos (Bustamante-González *et al.*, 2018).

Comprender estos procesos es fundamental para el éxito de los programas de reproducción asistida y para garantizar la sostenibilidad de los sistemas acuícolas. Conocer la calidad de los gametos es clave para una reproducción eficaz y controlada (Kowalski y Cejko, 2019). Por lo tanto, el objetivo de la investigación fue caracterizar los gametos masculinos y femeninos de las diferentes líneas de trucha arcoíris del centro acuícola “El Zarco”, así como evaluar el porcentaje de fertilización y eclosión como indicador del éxito reproductivo. Esto con el propósito de optimizar los procesos de reproducción mediante la selección de líneas fenotípicas que no sólo exhiban un alto rendimiento reproductivo, sino que también permitan maximizar los beneficios productivos y reducir los costos operativos, garantizando así la disponibilidad de alevines de alta calidad que contribuyan al fortalecimiento y sostenibilidad de la producción acuícola nacional.

DESCRIPCIÓN DEL ÁREA, MÉTODOS Y TÉCNICAS

Área de estudio

El estudio se desarrolló a finales de otoño e inicio de invierno (diciembre-febrero), en el Centro Tru-tícola “El Zarco”, localizado en el municipio de Ocoyoacac, Estado de México a 19° 17' latitud Norte y 99° 22' longitud Oeste, con altitud de 3.400 m.s.n.m y clima templado subhúmedo (C(w2) (w) ci) (Pérez-Miranda *et al.*, 2013; Vega-Ramírez *et al.*, 2013).

Parámetros fisicoquímicos

Se registró la temperatura ambiente y del agua (°C) con un termómetro de mercurio, pH con un potenciómetro digital marca Hanna, modelo HI9125 y la transparencia-profundidad con disco de Secchi.

Selección de reproductores

Se seleccionaron de manera azarosa cinco machos de las líneas fenotípicas: Amanalco, Poblana, HN y Pool y cinco hembras de las líneas: HN y Z18.

Biometría de reproductores (peso y talla)

Los peces fueron sedados con esencia de clavo a una concentración de $30 \mu\text{L L}^{-1}$ de agua, con el objetivo de facilitar su manipulación durante el registro de parámetros morfométricos y la extracción de gametos. En el caso de los machos, las variables evaluadas incluyeron longitud total (LT), longitud patrón (LP), longitud cefálica (LC), grosor y altura (cm), utilizando un ictiómetro convencional y una escuadra de 90° . El peso (g), tanto de hembras como de machos, se determinó con una balanza digital marca OHAUS, modelo Ranger 3000, con una capacidad máxima de 10 kg y una precisión de ± 0.1 kg.

Espermograma

El semen se obtuvo de manera individual y por línea fenotípica, previamente a la extracción la abertura genital se limpió con papel absorbente y mediante una ligera presión sobre la región abdominal en dirección antero-caudal se obtuvo el semen (Bustamante-González *et al.*, 2018). La recolección se realizó en tubos graduados de 50 mL para estimar directamente el volumen (mL).

Se evaluó la consistencia (lechosa o acuosa) y el color (blanco o amarillo) de las muestras de semen. La concentración espermática se determinó a partir de una solución stock compuesta por 950 μL de NaCl al 0,9%, 500 μL de formol al 4% y 50 μL de semen fresco, previamente homogeneizado (Bustamante-González *et al.*, 2018). El recuento de espermatozoides (células por μL^{-1}) se estimó mediante cámara Neubauer y microscopio óptico a 40X. El pH se obtuvo con un potenciómetro Hanna HI 9125[®] y electrodo HI 1330. La movilidad espermática se evaluó de manera individual y por línea fenotípica, 1 μL de semen fresco se activó con 5 μL de agua e inmediatamente se observó bajo microscopio Olympus Optical a 40X. Una sola persona realizó la evaluación con la finalidad de mantener estandarizado el sesgo en las determinaciones. La movilidad se estimó subjetivamente con valores de 0 a 100% (Bustamante-González *et al.*, 2018). El porcentaje de espermatozoides vivos se llevó a cabo mediante una tinción y frotis, 1 μL de semen más un 1 μL de Esperma-Vit[®], bajo el siguiente criterio: espermatozoides teñidos de color rosa fueron considerados muertos, mientras que los no teñidos fueron clasificados como vivos. Cada estimación se realizó en 100 espermatozoides.

Calidad ovocitaria

Los ovocitos se obtuvieron de manera individual por línea fenotípica mediante ligera presión abdominal en dirección antero-caudal y se recolectaron en contenedores de plástico.

La tasa de ovulación (número total de ovocitos por hembra), se determinó mediante la recolección completa del desove en un recipiente seco, previamente codificado y pesado. Para estimar el peso individual de los ovocitos, se tomó una submuestra de 5 g de cada desove, en la cual los ovocitos fueron contados manualmente.

El diámetro se determinó por el método de Von Bayer (IMARPE, 2015), consistió en colocar una fila de ovocitos junto a una regla y mediante la siguiente conversión:

$$\text{Diámetro promedio} = \frac{\text{número de ovocitos}}{10} \quad (1)$$

Los ovocitos fueron clasificados de acuerdo al color, amarillo o naranja acorde a la línea fenotípica.

Fecundación (porcentaje de fecundación y eclosión)

Se mezclaron 336 g de ovocitos (Z18/H-N) con 4.5 mL de semen de la línea Amanalco, y 311 g de ovocitos (H-N) con 4.5 mL de semen de la línea Poblano. La mezcla se homogeneizó durante 5 min, se enjuagó y dejó hidratar por 10 min. Posteriormente, se retiraron los ovocitos no fecundados y los fertilizados se trasladaron a incubadoras californianas para monitorear el desarrollo embrionario. A los 15 días se eliminaron los huevos muertos y, tras 32 días, se evaluó el porcentaje de eclosión, con las siguientes fórmulas:

$$\% \text{ de huevo muerto} = \frac{\text{No. total de huevos muertos} \times 100}{\text{No. total de huevos}} \quad (2)$$

$$\% \text{ de fecundación} = \% \text{ No. total de huevos} - \% \text{ de huevo muerto} \quad (3)$$

$$\% \text{ de eclosión} = \frac{(\text{No. total de huevos eclosionados} \times 100)}{(\text{No. total de huevos fecundados})} \quad (4)$$

Análisis estadístico

Las variables de estudio fueron procesadas con análisis descriptivos, expresados con media \pm desviación estándar (DE). Para las variables correspondientes a los machos, se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA), seguido de la prueba de Tukey para identificar diferencias significativas entre líneas. En el caso de las hembras, se utilizó la prueba t de Student ambas con un nivel de significancia de $p < 0.05$. Todos los análisis estadísticos se realizaron utilizando el programa SigmaPlot, versión 14.0 (Bustamante-González *et al.*, 2018).

RESULTADOS

Biometría

En cuanto a la talla, los machos de la línea Amanalco presentaron los mayores valores de peso y longitud en comparación con las demás líneas. Sin embargo, estas diferencias no fueron estadísticamente significativas ($p > 0.05$) entre las variables analizadas (Tabla 1). En el caso de las hembras, se observaron diferencias significativas en el peso entre las líneas Z18 y H-N ($p < 0.05$) (Tabla 4).

Tabla 1. Biometría de machos de trucha arcoíris (*O. mykiss*)

Línea Fenotípica	Peso (kg)	Longitud total (cm)	Longitud patrón (cm)	Longitud cefálica (cm)	Grosor (cm)	Atura (cm)
Amanalco	1.70 \pm 0.41	53.06 \pm 6.19	47.80 \pm 5.68	14.07 \pm 2.33	7.14 \pm 0.72	11.48 \pm 1.18
Poblano	1.60 \pm 0.23	51.74 \pm 2.57	46.54 \pm 2.13	14.10 \pm 1.05	7.44 \pm 0.37	11.70 \pm 0.44
H-N	1.36 \pm 0.43	50.90 \pm 4.97	44.55 \pm 2.96	13.82 \pm 1.15	7.03 \pm 0.46	10.48 \pm 1.19
Pool	1.43 \pm 0.26	50.67 \pm 3.51	45 \pm 3.00	12.33 \pm 0.57	6.50 \pm 0.50	11.67 \pm 0.58

Valores promedio \pm DE.

Espermograma

No se detectaron diferencias significativas en el volumen, pH, movilidad (%) y concentración espermática ($p < 0.05$) entre líneas fenotípicas, pero sí se detectaron diferencias entre la duración de la movilidad y el porcentaje de espermatozoides vivos ($p < 0.05$) (Tabla 2). Sin embargo, para fines reproductivos el porcentaje y duración de la movilidad juega un papel importante, siendo la línea fenotípica “Amanalco” quien presentó los mejores resultados (Tabla 2).

Tabla 2. Caracterización espermática de trucha arcoíris (*O. mykiss*)

Línea fenotípica	Volumen (mL)	pH	Movilidad (%)	Movilidad (s)	% Vivos	Concentración espermática ($\times 10^9$)
Amanalco	9.96 \pm 4.03	8.06 \pm 0.29	98.25 \pm 2.90	99 \pm 10.66 a	99.29 \pm 1.89 a	1.33 \pm 0.68
Poblanos	7.36 \pm 4.37	8.25 \pm 0.22	98.33 \pm 2.58	79.10 \pm 10.41 b	99.17 \pm 2.04 a	1.41 \pm 0.64
H-N	8.42 \pm 4.25	8.12 \pm 0.26	97.50 \pm 2.74	81.70 \pm 10.26 b	98.33 \pm 2.58 a	0.93 \pm 0.26
Pool	11.67 \pm 3.82	7.07 \pm 0.12	98.33 \pm 2.89	92.50 \pm 16.07 ab	95.83 \pm 1.44 b	1.24 \pm 0.21

Valores promedio \pm DE. Los superíndices diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Color y consistencia del semen

De acuerdo con el análisis realizado, predominó una consistencia lechosa del 100% en línea pool y 85.7% en poblanos y para todas las líneas el color fue 100% blanco.

Tasa de ovulación

En relación con los criterios evaluados para los ovocitos, la línea Z-18 presentó un peso corporal promedio mayor (3.153 ± 0.33 kg), lo cual se reflejó también en la tasa de ovulación (dato) (Tabla 3).

Tabla 3. Caracterización de ovocitos de trucha arcoíris (*O. mykiss*)

Línea Fenotípica	Peso (kg)	Tasa de ovulación	Tamaño del huevo (mm)	Color	
				Amarillo %	Naranja %
Z 18	3.153 ± 0.33 a	4885.5 ± 205.5 a	2.41 ± 0.25	40	60
H-N	0.829 ± 0.93 b	1318 ± 67.82 b	2.61 ± 0.33	33.33	66.67

Valores promedio ± DE. Los superíndices diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Respecto al tamaño de los ovocitos, el valor promedio más alto correspondió a la línea H-N, con 2.61 ± 0.33 (Tabla 4).

El color ovocitario, en la línea Z-18 predominó el color naranja en el 60% de los ejemplares evaluados, mientras que en la línea H-N fue más frecuente el color amarillo, presente en el 66.67% de los casos (Tabla 4).

Tabla 4. Eficiencia reproductiva de gametos de trucha arcoíris (*O. mykiss*)

Línea Fenotípica ♂	Línea Fenotípica ♀	Desove		Semen (mL)	Solución activadora (mL)	Fertilización (%)	Eclosión (%)
		Peso (g)	No. de ovocitos				
Z 18/H-N	Amanalco	336	6,479	4.5	40	90	95
H-N	Pobiano	311	5,236	4.5	40	88	85

Valores promedio y \pm . La eficiencia reproductiva se representó con el porcentaje de fertilización y el porcentaje de eclosión. Se utilizó agua del centro acuícola como solución activadora.

Fecundación

Porcentaje de fecundación

Los resultados muestran que el grupo con machos Amanalco y hembras Z18/H-N obtuvo el mayor porcentaje de fertilización alcanzando un 90% de ovocitos fecundados

Porcentaje de eclosión

Se evaluó el porcentaje de eclosión de los ovocitos previamente fertilizados, obteniendo el mejor resultado en las líneas Amanalco (machos) y Z18/H-N (hembras) con el 95% de eclosión (Tabla 5).

DISCUSIÓN

Para la acuicultura evaluar la calidad y cantidad del semen en los centros de cultivo a lo largo de la temporada reproductiva permite estimar el potencial reproductivo de la población (Sahin *et al.*, 2014; Bustamante-González *et al.*, 2016). Los resultados presentes en esta investigación determinaron la calidad seminal (volumen, concentración, movilidad y % de células vivas), al final de la temporada reproductiva encontrando diferencias ($p < 0.05$) en cuanto a las líneas fenotípicas de *O. mykiss* que se evaluaron.

En el presente estudio, se observaron variaciones en el volumen seminal entre las diferentes líneas fenotípicas de *Oncorhynchus mykiss*, destacando la línea Pool con el valor más alto (11.67 ± 3.82 mL), seguida por Amanalco, H-N y Poblano. Estos resultados, obtenidos durante los meses de diciembre a febrero, muestran un promedio menor (8.78 ± 6.19 mL) en comparación con el reportado por Bustamante-González *et al.* (2018) para el periodo reproductivo completo (17.26 ± 13.15 mL), lo que sugiere una reducción estacional del volumen espermático a medida que avanza la temporada (Suquet *et al.*, 1994). Sin embargo, los valores registrados en las líneas Pool y Amanalco superaron el promedio estacional, lo que podría reflejar un mayor desarrollo gonadal o condiciones ambientales especialmente favorables durante la recolección.

Aunque en el presente estudio no existe diferencias estadísticas entre las líneas evaluadas en cuanto al volumen seminal, los valores se encuentran dentro del rango considerado funcionalmente adecuado para llevar a cabo fertilizaciones exitosas. Este resultado es coherente con lo reportado por estudios previos en trucha arcoíris (*O. mykiss*), donde volúmenes seminales bajos ($100\text{--}150$ μL) han sido efectivos para fertilizar un alto número de ovocitos, siempre que se mantengan concentraciones espermáticas adecuadas ($\geq 10^9$ espermatozoides/mL) y altos niveles de movilidad (Castro-Castellón *et al.*, 2017; Cabrita *et al.*, 2014).

En este contexto, los volúmenes registrados en este estudio pueden considerarse adecuados para lograr tasas de fecundación superiores al 90%, especialmente cuando se ajusta la proporción de espermatozoides: ovocito en los protocolos de fertilización. Esto se alinea con los hallazgos de Moccia y Munkittrick (1987), quienes reportaron que, aunque los volúmenes seminales de baja cantidad pueden ser funcionales, la clave para una fecundación exitosa radica en la calidad del semen, especialmente en concentración y movilidad del espermatozoide. Por lo tanto, aunque no se observaron diferencias significativas en los volúmenes entre líneas, los valores alcanzados se ajustan a las necesidades fisiológicas de la especie.

Aunque un volumen seminal elevado podría reflejar una mayor actividad secretora de las glándulas accesorias y de los testículos; esto no implica necesariamente una mayor concentración de espermatozoides por mL como señalan Billard *et al.* (1995), un volumen alto con baja concentración puede diluir el contenido espermático efectivo, comprometiendo la capacidad fecundante del eyaculado. Por ello, es fundamental considerar tanto el volumen como la concentración espermática para mejorar los procesos productivos, priorizando un equilibrio entre ambos parámetros.

La concentración espermática presentó diferencias entre las líneas evaluadas. La línea Poblano registró la mayor concentración ($1.41 \pm 0.64 \times 10^9$ espermatozoides/mL), seguida de Amanalco ($1.33 \pm 0.68 \times 10^9$), Pool ($1.24 \pm 0.21 \times 10^9$) y H-N ($0.93 \pm 0.26 \times 10^9$). Aunque estas concentraciones son inferiores a las reportadas por Bustamante-González *et al.* (2018), quienes observaron una media general de $5.89 \pm 3.19 \times 10^9$ espermatozoides/mL durante la temporada reproductiva de *O. mykiss*, y específicamente $3.37 \pm 1.66 \times 10^9$ espermatozoides/mL hacia el final del mismo periodo (etapa que coincide con la de este estudio), los valores obtenidos se encuentran dentro del rango considerado funcionalmente adecuado para asegurar una alta capacidad fecundante en salmónidos.

Algunos estudios han reportado disminución progresiva en la concentración espermática conforme avanza la temporada reproductiva. En trucha arcoíris (*O. mykiss*), Büyükhatoğlu y Holtz (1984) observaron una reducción marcada en las concentraciones hacia el final del ciclo reproductivo, fenómeno que también fue descrito en la tenca (*Tinca tinca*) por Zuromska (1981). Esta disminución ha sido atribuida al agotamiento fisiológico del tracto reproductor, así como a cambios hormonales que comprometen la espermatogénesis durante las etapas finales del periodo de espermiación.

Desde el punto de vista reproductivo, se ha establecido que una concentración mínima de 1×10^9 espermatozoides/mL es adecuada para lograr tasas de fertilización superiores al 90%, siempre que se mantenga una proporción mínima de 10^5 espermatozoides por ovocito (Cabrita *et al.*, 2014). En condiciones óptimas, 1 mL de semen con concentraciones entre 9 y 26×10^9 espermatozoides/mL puede fertilizar entre 2,000 y 3,000 ovocitos, dependiendo de la movilidad y viabilidad de los espermatozoides (Castro-Castellón *et al.*, 2017).

En el presente estudio, la mayoría de las líneas evaluadas superaron este umbral mínimo, lo que indica un potencial fecundante adecuado. No obstante, la línea H-N presentó una concentración espermática baja, lo que sugiere la necesidad de ajustar el volumen de semen empleado por lote de ovocitos para garantizar niveles de fertilización comparables a los observados en las otras líneas. Estos hallazgos destacan elementos de adaptar las estrategias de manejo reproductivo a las características particulares de cada línea genética, especialmente en sistemas orientados a la producción eficiente y sostenible.

A pesar de las diferencias entre líneas, la consistencia del eyaculado respaldó su funcionalidad, ya que la mayoría de las muestras presentó una consistencia blanco-lechosa homogénea, característica típica del semen de salmónidos en condiciones reproductivas. Esta apariencia se asocia con alta concentración espermática y buena integridad celular. Según Navarro *et al.* (2004), una consistencia cremosa

y opaca indica mayor cantidad de espermatozoides, mientras que una textura acuosa o traslúcida refleja menor concentración o un aumento del plasma seminal.

Por lo tanto, la homogeneidad en la apariencia del semen entre líneas, junto con los valores de concentración observados, sugiere que los parámetros bioquímicos y funcionales del espermatozoide se mantienen dentro de rangos óptimos para la fecundación. Este hallazgo apoya la viabilidad del semen recolectado en todas las líneas evaluadas, incluso en casos donde los parámetros cuantitativos no alcanzan los valores máximos reportados en la literatura como los mencionados por Bustamante *et al.* (2018).

En cuanto a la movilidad espermática fue en promedios superiores al 97% en todas las líneas fenotípicas, con lo que refleja una alta calidad seminal bajo las condiciones experimentales. Las líneas Amanalco, Poblano y Pool alcanzaron valores cercanos al 98%, mientras que HN presentó 97.5%, cifras que coinciden con lo reportado por Lahnsteiner *et al.* (1998), quienes señalan que, en condiciones óptimas, la movilidad en trucha arcoíris suele superar el 90%.

La movilidad del espermatozoide es esencial para el éxito de la fertilización, puede verse influenciado por factores ambientales como el pH del medio activador. Una disminución por debajo de 7.5 puede reducir la movilidad a menos del 50% (Dziewulska y Domagała, 2013). En peces teleósteos, la activación espermática ocurre al contacto con un medio acuoso, donde variables fisicoquímicas como presión osmótica, temperatura y pH desencadenan procesos fisiológicos que regulan el batido flagelar. En *O. mykiss*, el rango óptimo de pH para una movilidad eficiente está entre 8.0 y 8.2; valores menores a 7.6 disminuyen significativamente la duración del movimiento espermático, evidenciando la importancia del equilibrio iónico en el mantenimiento de la propulsión celular (Cosson, 2010; Alavi y Cosson, 2006; Bustamante-González *et al.*, 2018).

En salmónidos, la movilidad se caracteriza por ser breve y altamente transitoria, con una duración que raramente supera los 60 s, debido a la despolarización rápida de la membrana plasmática y a la limitada disponibilidad de reservas energéticas (López-Hernández *et al.*, 2018). Se ha estimado que el tiempo óptimo para que ocurra la singamia es de aproximadamente 40 s (Dzyuba y Cosson, 2014); Sin embargo, en el presente estudio se observaron tiempos de movilidad superiores a los 79 s en todas las líneas evaluadas. Este resultado contrasta con lo reportado por Benau y Terner (1980) y Munkittrick y Moccia (1987), quienes documentaron que la duración del movimiento espermático tiende a disminuir a lo largo del período de espermiación.

En especies como la trucha arcoíris (*O. mykiss*), la trucha marrón (*Salmo trutta* L.) y la trucha de arroyo (*Salvelinus fontinalis*, Mitchill), se ha reportado que la duración del movimiento espermático puede reducirse de 30 a 15 s conforme avanza dicho período. Asimismo, Büyükhatipoglu y Holtz (1984), Billard *et al.* (1977) y Methven y Crim (1991) señalaron que tanto la intensidad como la duración de la movilidad espermática presentan variaciones estacionales en la trucha arcoíris, así como en otras especies como la lubina y el fletán del Atlántico. Estas variaciones estacionales pueden influir directamente en la calidad del semen. Por el contrario, en estudios realizados con robalo, Suquet *et al.*

(1994) observaron que, aunque el volumen de espermatozoides disminuye a lo largo de la temporada reproductiva, la duración del movimiento de los espermatozoides no se ve afectada.

En este contexto, los tiempos prolongados registrados en el presente trabajo podrían estar asociados a condiciones ambientales favorables durante el periodo reproductivo, así como a una adecuada preparación fisiológica de los machos utilizados, lo cual se mostró con mayor duración del movimiento espermático.

Comparativamente, Bustamante-González *et al.* (2018) reportaron un pH promedio de 8.07 ± 0.31 y tiempos de movilidad espermática que oscilaron entre 24.22 y 127 s durante la temporada reproductiva de *O. mykiss*. Específicamente, en los mismos meses en los que se llevó a cabo el presente estudio, se documentó un pH promedio de 7.94 ± 0.37 , acompañado de una duración media de movilidad de 64.32 ± 5.82 s. En contraste, los datos obtenidos muestran diferencias notables tanto en el pH como en la duración de la movilidad espermática entre las distintas líneas fenotípicas analizadas: Amanalco (pH 8.06 ± 0.29 , 99 ± 10.66 s), Poblanos (pH 8.25 ± 0.22 , 79.1 ± 10.41 s), H-N (pH 8.12 ± 0.26 , 81.7 ± 10.26 s) y Pool (pH 7.07 ± 0.12 , 92.50 ± 16.07 s). Aunque las diferencias observadas en los valores promedio de pH parecen moderadas, su impacto sobre la movilidad espermática puede ser significativo.

Zilli *et al.* (2004) demostraron que diferencias en la composición lipídica de las mitocondrias y en la integridad de su membrana pueden traducirse en una producción variable de ATP entre individuos, lo cual incide directamente en la duración y vigor del movimiento flagelar. Este hallazgo resulta relevante para interpretar los resultados obtenidos en la presente investigación, particularmente en la línea Pool, la cual mostró una movilidad espermática relativamente elevada (92.50 ± 16.07 s) a pesar de presentar un pH medio significativamente menor (7.07 ± 0.12) en comparación con las otras líneas. Este comportamiento atípico podría sugerir la presencia de mecanismos compensatorios, como una mayor eficiencia en la producción de energía o una expresión diferencial de canales iónicos involucrados en la regulación del pH intracelular, lo cual ha sido descrito en otras especies de peces como una estrategia adaptativa frente a condiciones adversas del medio (Morisawa, 2008; Alavi y Cosson, 2006).

Asimismo, la composición del medio activador es un determinante clave de la movilidad espermática. Estudios como los de Dietrich *et al.* (2005), Cosson (2008) y Nynca *et al.* (2012) han demostrado que el uso de agua como medio activador es eficaz en trucha arcoíris, siempre que se mantengan condiciones fisicoquímicas estables, especialmente en términos de osmolaridad y pH. En este sentido, Dzyuba y Cosson (2014) destacan que la activación flagelar está estrechamente relacionada con la interacción entre el espermatozoide y los iones del medio externo, lo que indica que los canales iónicos de membrana tienen un papel central en la regulación de la movilidad. Esta interacción influye tanto en la duración como en la calidad del movimiento espermático.

En este estudio, el porcentaje de espermatozoides vivos fue alto en todas las líneas fenotípicas evaluadas. Se registraron valores de $99.29 \pm 1.89\%$ en la línea Amanalco, $99.17 \pm 2.04\%$ en Poblano,

98.33 ± 2.58% en H-N y 95.83 ± 1.44% en Pool. Aunque las líneas H-N y Pool presentaron valores relativamente más bajos, todos los porcentajes superaron ampliamente el umbral del 90%, considerado un indicador de alta calidad seminal. En *O. mykiss*, se han reportado valores de viabilidad espermática superiores al 80% durante el pico reproductivo (septiembre-noviembre), posiblemente debido a una mayor sincronización endocrina y a una espermatogénesis eficiente (Bustamante-González *et al.*, 2016). Cabe destacar que estos niveles de viabilidad se obtuvieron sin el uso de activadores, lo que indica que los espermatozoides mantenían su integridad estructural y funcional de forma natural, reflejando una destacada aptitud fecundante.

El porcentaje de espermatozoides vivos es un parámetro fundamental para evaluar la integridad de la membrana plasmática, responsable del intercambio iónico y del mantenimiento del equilibrio osmótico, esenciales para la activación de la movilidad y la fecundación (Medina-Robles *et al.* 2020). Una membrana dañada puede comprometer seriamente la capacidad fecundante del gameto, por lo que su evaluación permite inferir no sólo la viabilidad celular, sino también la proporción de espermatozoides funcionales dentro del eyaculado. La presencia de células en apoptosis o con daño celular irreversible también puede explicar la variabilidad en la calidad seminal entre individuos. Chan *et al.* (2012) y Osorio-Pérez (2017) advierten que una proporción elevada de espermatozoides en apoptosis puede reducir significativamente la eficiencia reproductiva, especialmente bajo condiciones de estrés ambiental o durante el almacenamiento prolongado del semen. Por lo tanto, a pesar de las diferencias significativas observadas entre líneas en el presente estudio, la alta viabilidad registrada en todas ellas respalda su utilidad en fertilizaciones artificiales exitosas.

Dzyuba y Cosson (2014) destacan que parámetros como la concentración espermática, la movilidad, el pH y la viabilidad celular son predictores clave del potencial fecundante del semen. Evaluaciones integrales de estos factores no solo permiten seleccionar a los mejores reproductores para programas de reproducción asistida, sino que también contribuyen al diseño de estrategias de manejo reproductivo adaptadas a las condiciones ambientales específicas de cada sistema de cultivo.

Finalmente, la variabilidad estacional en la calidad seminal observada en otras investigaciones subraya la influencia de factores como la temperatura, la duración del fotoperiodo y la disponibilidad de nutrientes en la fisiología reproductiva de peces teleósteos (Bustamante-González *et al.*, 2018; Sahin *et al.* 2014). Por ende, la evaluación constante y multivariable de la calidad espermática resulta esencial para garantizar la eficiencia reproductiva, independientemente de las diferencias individuales o ambientales presentes.

Las diferencias observadas tanto entre individuos como entre estudios, pueden atribuirse a una combinación de factores fisiológicos, genéticos y ambientales (Billard, 1988; Zuromska, 1981). En los peces teleósteos, la calidad seminal está determinada por una compleja interacción entre variables intrínsecas y extrínsecas, lo que explica la variabilidad registrada. Entre las variables intrínsecas destacan la edad, el grado de madurez sexual, el estado nutricional durante la espermatogénesis y el perfil

endocrino asociado al eje reproductivo (Cabrita *et al.*, 2014). Además, la carga genética desempeña un papel fundamental, ya que algunas líneas pueden presentar una mayor capacidad espermatogénica o una mejor tolerancia al estrés reproductivo, como ha sido reportado por Lahnsteiner *et al.* (1998) y Babiak *et al.* (2006).

Estas condiciones influyen en la funcionalidad mitocondrial y en la expresión de proteínas estructurales y regulatorias del axonema flagelar, generando variabilidad en la calidad del plasma seminal, la integridad de la membrana y los niveles de estrés oxidativo, factores que afectan directamente la movilidad espermática (Gallo *et al.*, 2021; Nynca *et al.*, 2019; Zilli *et al.*, 2017; Christen *et al.*, 1987). Mientras que, factores extrínsecos, tales como la temperatura, el fotoperiodo y la calidad del agua, modulan la actividad endocrina y la eficacia de la espermatogénesis (Alix *et al.*, 2020; Bustamante-González *et al.*, 2016). Variables estacionales y las propiedades del medio activador también impactan parámetros como concentración, volumen y movilidad espermática, reflejando posibles adaptaciones fisiológicas a condiciones locales (Franca *et al.*, 2020; Woolsey *et al.*, 2006; Krise *et al.*, 1995). Así, la interacción entre factores ambientales y genéticos determina el éxito reproductivo en sistemas acuícolas.

Por otro lado, las diferencias entre estudios pueden deberse en gran medida a aspectos metodológicos. Factores como el tipo de medio activador, el tiempo entre la extracción del semen (momento de recolección dentro del ciclo reproductivo) y su análisis, las condiciones térmicas durante la evaluación, así como los métodos utilizados para cuantificar la movilidad, pueden introducir sesgos significativos (Bobe y Labbé, 2010; Rurangwa *et al.*, 2004). Estas variaciones dificultan una comparación directa entre investigaciones, y podrían explicar las discrepancias observadas entre los resultados del presente estudio y los reportados por otros autores. Sin embargo, la coincidencia general en los rangos de pH y en la duración de la movilidad espermática sugiere que *O. mykiss* presenta un sistema reproductivo altamente sensible, pero con respuestas relativamente predecibles frente a factores ambientales, lo que abre la posibilidad de optimizar su rendimiento seminal mediante estrategias de manejo ambiental y genético adecuadas (Lahnsteiner *et al.*, 1998; Valdebenito *et al.*, 2011).

En relación con los parámetros de calidad ovocitaria, Vargas (2003) señala que la edad y el peso de las hembras son factores determinantes en el número de ovocitos producidos. En términos generales, hembras jóvenes pueden desovar entre 1,000 y 1,500 ovocitos por kilogramo de peso; mientras que hembras de dos años con un peso aproximado de 1 kg pueden producir alrededor de 2,500 ovocitos, y aquellas de tres años con 2 kg de peso alcanzan hasta 3,500 ovocitos. Esto concuerda con los resultados obtenidos en el presente estudio, donde las hembras de la línea fenotípica Z-18, con un peso promedio de 3.153 kg, registraron un promedio de 4,885 ovocitos, en contraste con la línea H-N, que con un peso promedio de 0.829 kg presentó solo 1,318 ovocitos. Además, sugieren que el mayor tamaño corporal de las hembras Z-18 está positivamente correlacionado con una mayor producción ovocitaria.

En cuanto al diámetro promedio de los ovocitos registrados en las líneas fenotípicas Z18 y H-N fueron de 2.41 mm y 2.61 mm, respectivamente. Estos valores reflejan un desarrollo ovocitario avan-

zado; sin embargo, aún se sitúan por debajo del umbral de maduración final establecido por Bromage y Cumaranatunga (1988) y Colihueque y Estay (2018), quienes proponen que los ovocitos con diámetros superiores a 3.2 mm están óptimamente preparados para la ovulación y la fertilización. Por su parte, Toledo *et al.* (1994) reportaron que los ovocitos de trucha arcoíris presentan un rango de crecimiento entre 0.3 y 2.5 mm, con un aumento progresivo en su diámetro entre febrero y abril. Los resultados del presente estudio coinciden con estos valores, lo que indica que las líneas Z18 y H-N siguen un patrón de desarrollo ovocitario similar al descrito para esta especie.

El tamaño del óvulo ha sido considerado un factor crítico en el éxito del desarrollo embrionario, se ha propuesto que un mayor tamaño podría conferir una ventaja en términos de reservas vitelinas y desarrollo larval. No obstante, en el caso específico de la trucha arcoíris, Blanc (2002) y Bobe y Labbé (2010) demostraron que, bajo condiciones controladas de temperatura, envejecimiento postovulatorio y manejo reproductivo, los óvulos de menor tamaño presentan porcentajes de fertilización comparables a las de óvulos de mayor tamaño. Esto sugiere que, si bien el diámetro ovocitario es un marcador útil del estado de maduración, no necesariamente predice con precisión el éxito de la eclosión o la calidad embrionaria (Springate y Bromage, 1985).

Esta variabilidad en el tamaño de los ovocitos podría estar influida por una combinación de factores fisiológicos, genéticos y ambientales. Kamler (2005) y Vilcherrez y Pardo-Figueroa (2022), destacan que factores internos como el estado nutricional y fisiológico de las hembras, el número de ovocitos liberados, la fase del ciclo reproductivo y la genética de la población, junto con variables exógenas como las condiciones del agua la temperatura, la salinidad y la disponibilidad de alimento, así como el manejo durante el cultivo pueden modular la tasa de ovulación, el crecimiento ovocitario y la calidad final del ovocito. En conjunto, estas evidencias subrayan la necesidad de considerar tanto factores internos como externos para optimizar la producción en sistemas acuícolas.

Por último, el color de los ovocitos, se observó que la tonalidad predominante fue el color naranja de la línea Z-18 con un 60%. Esta variación en la pigmentación ovocitaria es un rasgo común, en donde los colores pueden ir desde un amarillo pálido hasta un naranja brillante o incluso rojo intenso. Dichas tonalidades están directamente determinadas por la concentración y el tipo de carotenoides presentes en el vitelo, compuestos lipofílicos de origen dietario que se acumulan durante la vitelogénesis (Wilkins *et al.*, 2017).

Los carotenoides cumplen múltiples funciones biológicas en los peces, entre ellas la protección contra el estrés oxidativo, la estabilización de membranas celulares y la modulación del desarrollo embrionario temprano. Además de su función fisiológica, estos pigmentos también han sido propuestos como indicadores de calidad. Diversos estudios han reportado que una mayor intensidad de coloración en los ovocitos, atribuible a una mayor concentración de carotenoides, se asocia positivamente con el éxito reproductivo, particularmente en términos de fertilización y eclosión bajo condiciones de manejo artificial (Tyndale *et al.*, 2008; Baki *et al.*, 2019).

En este contexto, la alta proporción de ovocitos de color naranja observada en la línea Z-18 podría interpretarse como un indicador fenotípico indirecto de un mayor contenido de carotenoides, compuestos que han sido asociados con un mejor estado nutricional y mayor viabilidad embrionaria. Esta característica sugiere una posible ventaja reproductiva y podría tener implicaciones prácticas en programas de selección de reproductores. La evaluación visual del color ovocitario, al ser una herramienta no invasiva, rápida y de bajo costo, podría integrarse como un criterio complementario para estimar la calidad de las puestas en contextos de reproducción asistida.

Por otro lado, la calidad seminal en *O. mykiss* presenta una alta variabilidad entre individuos, fenómeno ampliamente documentado en la literatura (Billard, 1988; Moccia y Munkittrick, 1987). En el presente estudio, aunque no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre los machos en ciertos parámetros seminales, los valores registrados fueron funcionalmente adecuados para lograr fecundaciones exitosas, lo cual coincide con lo reportado por Castro-Castellón *et al.* (2017), quienes lograron altas tasas de fertilización utilizando una proporción de 40 g de ovocitos por 800 μ L de semen, activados con 40 mL de solución salina.

Los resultados obtenidos indican que, aunque no existan diferencias estadísticas en la calidad seminal entre líneas o individuos, los valores funcionales pueden ser suficientes para alcanzar tasas de fecundación superiores al 90%, siempre que parámetros clave como la concentración espermática y la movilidad se mantengan dentro de rangos adecuados. En trucha arcoíris, por ejemplo, se ha documentado una reducción del 12% en la capacidad fertilizante del espermatozoide hacia el final del periodo de espermiación, lo que implica una mayor demanda de espermatozoides por ovocito (Moccia y Munkittrick, 1987).

Es así como la combinación gamética entre la línea Amanalco con ovocitos de la línea Z-18/H-N generó una mayor eficiencia reproductiva, evidenciada por un porcentaje de fecundación y eclosión superiores. Esta eficiencia sugiere una mayor compatibilidad entre los gametos de estas líneas, lo cual pudo favorecer una fecundación efectiva y un desarrollo embrionario estable.

Al comparar con los datos reportados por Oliva *et al.* (2022), quienes registraron 97.15 y 92.48% eclosión en líneas distintas, se observa que los resultados obtenidos para la línea Amanalco se acercan más a los valores reportados. Asimismo, la tasa de mortalidad observada durante la eclosión para la línea Amanalco fue ligeramente mayor, en concordancia con lo reportado por González y Aguilar (2015), quienes documentaron un 2.78% de mortalidad al momento de la eclosión.

Las ligeras diferencias en los porcentajes de fertilización entre las líneas podrían estar influenciadas por diversos factores, entre ellos la calidad seminal (particularmente la movilidad, concentración y viabilidad espermática), así como por el grado de compatibilidad entre los gametos (Mylonas *et al.*, 2017). La interacción entre estos factores puede afectar la eficiencia de la unión gamética y la activación del ovocito.

Por otra parte, las variaciones observadas en los porcentajes de eclosión podrían deberse a diferencias intrínsecas en la calidad de los ovocitos, tales como el contenido de reservas vitelinas, la integridad

de la membrana perivitelina, y la capacidad metabólica del embrión en desarrollo (Zavala, 2011; Pérez-Atehortúa, 2025). A esto se suman factores extrínsecos como la temperatura del agua, la oxigenación, el tipo de incubadora y las condiciones de manejo post-fertilización, los cuales son determinantes para asegurar un desarrollo embrionario exitoso (Bobe y Labbé, 2010).

Estas observaciones refuerzan la emergencia de establecer protocolos reproductivos que consideren no sólo la proporción óptima entre ovocitos y semen, sino también el momento del año y las condiciones de manejo, con el objetivo de maximizar la eficiencia reproductiva. La implementación de evaluaciones integrales que incluyan parámetros como movilidad, concentración, volumen y viabilidad espermática resulta esencial para estandarizar los procesos de fertilización en acuicultura, al tiempo que se conserva la calidad genética de las poblaciones de *O. mykiss*.

En conjunto, los hallazgos de este estudio subrayan la necesidad de una selección cuidadosa de las combinaciones fenotípicas entre reproductores, así como de un control riguroso de las condiciones de fertilización e incubación. La línea Amanalco, al presentar un desempeño superior en los parámetros seminales evaluados, y los ovocitos de la línea Z-18, que destacan por su alta producción y calidad, representan una combinación reproductiva altamente eficiente. Esta interacción podría potenciar los esfuerzos en programas de mejoramiento genético y producción sustentable dentro de los sistemas acuícolas especializados en trucha arcoíris.

CONCLUSIÓN

La calidad del semen, la calidad ovocitaria y la correcta ejecución del proceso de fertilización son factores clave para el éxito en los programas de reproducción en acuicultura. En este estudio, los parámetros seminales como la movilidad, concentración espermática y porcentaje de vivos, demostraron ser determinantes para la capacidad fecundante, destacando a los machos de la línea Amanalco como los más sobresalientes en términos de calidad seminal.

Por otro lado, las hembras de la línea Z-18 presentaron una mayor calidad ovocitaria, evidenciada por un mayor número de ovocitos, mejor pigmentación y características morfológicas favorables, factores que contribuyen a un mejor desempeño reproductivo y al éxito en el desarrollo embrionario.

La combinación de machos Amanalco con hembras Z-18/HN resultó ser la más eficiente, al registrar los mejores porcentajes de fertilización entre todas las líneas evaluadas. Estos resultados resaltan la necesidad de una evaluación integral de los reproductores y de una selección genética adecuada, con el objetivo de optimizar los rendimientos y garantizar la sostenibilidad de la producción en especies acuícolas de alto valor comercial como *O. mykiss*.

AGRADECIMIENTOS

Al responsable del centro acuícola “El Zarco” el Biol. Gregorio Hernández Silverio por la autorización del desarrollo de estudios y al personal en general por el trabajo participativo y a los revisores anónimos que aportaron sugerencias para mejorar el documento.

BIBLIOGRAFÍA

- Alavi, S. M. y J. Cosson, 2006. Sperm motility in fishes. (II) Effects of ions and osmolality: a review en *Cell Biology International*, vol. 30, núm. 1. *Wiley Online Library*, pp. 1-14. <https://doi.org/10.1016/j.cellbi.2005.06.004>.
- Alavi, S. M. H., Rodina, M., Policar, T., Kozak, P., Psenicka, M. y O. Linhart, 2007. Semen of *Perca fluviatilis* L.: Sperm volume and density, seminal plasma indices and effects of dilution ratio, ions and osmolality on sperm motility. *Theriogenology*, vol. 68, núm. 2, Elsevier pp. 276-283. https://www.academia.edu/16472533/Semen_of_Perca_fluviatilis_L_Sperm_volume_and_density_seminal_plasma_indices_and_effects_of_dilution_ratio_ions_and_osmolality_on_sperm_motility.
- Alix, M., Kjesbu, O. S. y K. C. Anderson, 2020. From gametogenesis to spawning: How climate-driven warming affects teleost reproductive biology. *Journal of Fish Biology*, vol. 97, núm. 3, Wiley Online Library, pp. 607-632. <https://doi.org/10.1111/jfb.14439>.
- Baki, B., Kaya Öztürk, D. y S. Tomgışı, 2019. The use of egg color of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) as a quality criterion. *Journal of Engineering Research and Application*, vol. 9, núm. 3, ResearchGate, pp. 43-46. https://www.researchgate.net/publication/332606529_The_Use_of_Egg_Color_of_Rainbow_Trout_Oncorhynchus_mykiss_as_a_Quality_Criterion.
- Bastardo, H., Guedez, C. y M. León, 2004. Características del semen de trucha arcoiris de diferentes edades, bajo condiciones de cultivo en Mérida, Venezuela. *Zootecnia Tropical*, vol. 22, núm. 3, Scielo. https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-72692004000300006.
- Benau, D., y C. Terner, 1980. Initiation, prolongation, and reactivation of the motility of salmonid spermatozoa, *Gamete Research*, vol. 3, núm. 3, Wiley Online Library, pp. 247-257. <https://doi.org/10.1002/mrd.1120030307>.
- Billard, R., J. Dupont, y G. Barnabé, 1977. Diminution de la motilité et de la durée de conservation du sperme de *Dicentrarchus labrax* L. (Poisson, Téléostéen) pendant la période de spermiation, *Aquaculture*, vol. 11, núm. 4, Elsevier, pp. 363-367. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(77\)90086-2](https://doi.org/10.1016/0044-8486(77)90086-2).

- Billard, R., J. Cosson, Perchec, G. y O. Linhart, 1995. Biology of sperm and artificial reproduction in carp, *Aquaculture* vol. 129, Elsevier, pp. 95-112. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(94\)00231-C](https://doi.org/10.1016/0044-8486(94)00231-C).
- Billard, R., 1988. Artificial insemination and gamete management in fish, *Marine Behaviour Physiology*, vol. 14, pp. 3-21. <https://doi.org/10.1080/10236248809378690>.
- Blanc, J. M., 2002. Effects of egg size differences on juvenile weight between and within lots in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of the World Aquaculture Society*, vol. 33, núm. 3. Wiley Online Library, pp. 278-286. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/epdf/10.1111/j.1749-7345.2002.tb00504.x>.
- Bobe, J. y C. Labbé, 2010. *Egg and sperm quality in fish. General and Comparative Endocrinology*, vol. 165, núm. 3. ResearchGate, pp. 535-548. https://www.researchgate.net/publication/276267038_Egg_and_sperm_quality_in_fish.
- Bromage, N. y R. Cumaranatunga, 1988. Egg production in the rainbow trout. Muir, J.F., Roberts, R.J. (comps.), Recent Advances in Aquaculture, Springer. *Blackwell Scientific Publications*, Dordrecht, vol. 3, pp. 64-138.
- Bustamante-González, J., Rodríguez-Gutiérrez, M., Cortes-García, A., González-Rentería, M. 2016. Reproductive behavior of male rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) during reproductive period. *Scientific Journal of Animal Science*, vol. 5, núm. 4, pp. 261-267. doi:10.14196/sjas.v5i4.2163
- Bustamante-González, J. D., Cortés-García, A. y M. Rodríguez-Gutiérrez, 2018. Crecimiento y calidad espermática en trucha arcoíris *Oncorhynchus mykiss* (*Teleostei: Salmonidae*) durante la temporada reproductiva. *Hidrobiológica*, vol. 28, núm. 2, Scielo, pp. 163-170, disponible en <https://doi.org/10.24275/uam/izt/dcbs/hidro/2018v28n2/bustamante>.
- Büyükhatoğlu, S., y W. Holtz, 1984. Sperm output in rainbow trout (*Salmo gairdneri*) effect of age, timing and frequency of stripping and presence of females. *Aquaculture*, vol. 37, núm. 1, Elsevier, pp. 63-71, disponible en [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(84\)90044-9](https://doi.org/10.1016/0044-8486(84)90044-9)
- Cabrita, E., Martínez-Páramo, S., Gavaia, P. J., Riesco, M. F., Valcarce, D. G., Sarasquete, C. y V. Robles, 2014. Factors enhancing fish sperm quality and emerging tools for sperm analysis. *Aquaculture*, vol. 432, Elsevier, pp. 389-401. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.04.034>.
- Castro-Castellón, A., González-Villaverde, P., Cortés-García, A., Martínez-Regalado, D. y J. Jiménez-Valencia, 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*, vol. 1, núm. 13, ResearchGate, pp. 1-9. https://www.researchgate.net/publication/330292980_Calidad_del_semen_en_trucha_arco_iris_Onchorhynchus_mykiss_lote_Michoacano_a_finales_de_su_periodo_reproductivo.

- Chan, L. L., Wilkinson, A. R., Paradis, B. D. y N. Lai, 2012. *Rapid image-based cytometry for comparison of fluorescent viability staining methods*. *J. Fluores*, vol. 22, núm. 5, Springer Science, pp. 1301-1311. <https://link.springer.com/article/10.1007/s10895-012-1072-y>.
- Christen, R., GATTI, J. L., y Billard, R. 1987. Trout sperm motility: the transient movement of trout sperm is related to changes in the concentration of ATP following the activation of the flagellar movement. *European Journal of Biochemistry*, vol. 166, núm. 3, Wiley Online Library, pp. 667-671. <https://doi.org/10.1111/j.1432-1033.1987.tb13565.x>.
- Colihueque, N. y F. Estay, 2018. Perspectivas para el mejoramiento de la calidad de la ova en la salmicultura. *Molinai Journal of Science*, vol. 2, núm 2, ResearchGate, pp. 42-60. https://www.researchgate.net/publication/331742096_Perspectivas_para_el_mejoramiento_de_la_calidad_de_la_ova_en_la_salmonicultura_Chilena.
- Corriero, A., Zupa, R., Mylonas, C. C. y L. Passantino, 2021. Atresia of ovarian follicles in fishes, and implications and uses in aquaculture and fisheries. *Journal of Fish Diseases*, vol. 44, núm. 9, Wiley Online Library, pp. 1271-1291. <https://doi.org/10.1111/jfd.13469>.
- Cosson, J. J. 2008. Methods to Analyse the Movements of Fish Spermatozoa and their Flagella. Alavi, S. M. H., Cosson, J. J., Coward, K. y Rafiee, G. (comps.). *Fish spermatology*, Alpha Science, Oxford, pp. 64-102.
- Cosson, J., 2010. Frenetic activation of fish spermatozoa flagella entails short-term motility, portending their precocious decadence. *Journal of fish biology*, vol. 76, núm. 1, Wiley Online Library, pp. 240-279. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.2009.02504.x>.
- Dietrich, G. J., Kowalski, R., Wojtczak, M., Dobosz, S., Goryczko, K. y A. Ciereszko, 2005, Motility parameters of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) spermatozoa in relation to sequential collection of milt, time of post-mortem storage and anesthesia. *Fish Physiology Biochemistry*, vol. 31, Springer Nature, pp. 1-9. <https://doi.org/10.1007/s10695-005-3527-4>.
- Dziewulska, K. y Z. Domagała, 2013. Effect of pH and cation concentrations on spermatozoan motility of sea trout (*Salmo trutta m. trutta* L.). *Theriogenology*, vol. 79, núm. 1, ScienceDirect, pp. 48-58. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2012.09.008>.
- Dzyuba, V. y J. Cosson, 2014. Motility of fish spermatozoa: from external signaling to flagella response. *Reproductive Biology*, vol. 14, núm. 3, Elsevier, pp. 165-175. <https://doi.org/10.1016/j.repbio.2013.12.005>.
- França, T. S., Motta, N. C., Egger, R. C., Oliveira, A. V. y L. D. Murgas, 2020. Impact of activation solutions on fresh and frozen-thawed sperm motility and fertilization success for two species of migratory freshwater fishes. *Theriogenology*, vol. 149, Elsevier, pp. 6-15. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2020.03.016>.
- Gallo, A., Esposito, M. C., Tosti, E. y R. Boni, 2021. Sperm motility, oxidative status, and mitochondrial activity: exploring correlation in different species. *Antioxidants*, vol. 10, núm. 7, MDPI, pp. 1131, disponible en <https://doi.org/10.3390/antiox10071131>.

- Gonzales, L. y J. Aguilar, 2015. Incubación de ovas y supervivencia de larvas de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) a diferentes temperaturas del agua en la piscigranja La Cabaña. *Tesis de Licenciatura en Ingeniería Pesquera*, Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. Huancayo, Perú.
- IMARPE, Instituto del mar del Perú, 2015. Guía para la incubación y alevinaje de trucha arcoiris *Oncorhynchus mykiss*. *Serie de Divulgación Científica*, vol. 1, núm. 3, pp. 1-74. <https://hdl.handle.net/20.500.12958/3009>.
- Kamler, E., 2005. Parent-egg-progeny relationships in teleost fishes: An energetic perspective. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, vol. 15. Springer, pp. 399-421. <https://rdcu.be/eicnt>.
- Kowalski, R. K., y B. I. Cejko, 2019. Sperm quality in fish: Determinants and affecting factors. *Theriogenology*, vol. 135, Elsevier, pp. 94-108. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2019.06.009>.
- Krise, W. F., Hendrix, M. A., Bonney, W. A. y S. E. Baker-Gordon, 1995. Evaluation of sperm-activating solutions in atlantic salmon *Salmo salar* fertilization tests. *Journal of the World Aquaculture Society*, vol. 26, núm. 4, Wiley Online Library, pp. 384-389. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1995.tb00833.x>.
- Lahnsteiner, F., Berger, B., Weismann, T., y R. A. Patzner, 1998. Determination of semen quality of the rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*, by sperm motility, seminal plasma parameters, and spermatozoal metabolism. *Aquaculture*, núm. 163, Elsevier, pp. 163-181, disponible en [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(98\)00243-9](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00243-9).
- Liu, C. H., Dong, H. B., Ma, D. L., Li, Y. W., Han, D., Luo, M. J., Chang, Z. L. y J. H. Tan, 2016. Effects of pH during liquid storage of goat semen on sperm viability and fertilizing potential. *Animal Reproduction Science*, vol. 164, Elsevier, pp. 47-56, disponible en <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2015.11.011>.
- López-Hernández, J., Osorio-Pérez, A., Jiménez-Félix, S., Páramo-Delgadillo, S., Márquez-Couturier, G., Yasui, G., y L. Arias-Rodríguez, 2018. Review article: Fish sperm quality and assessment methods. *Journal of Marine and Coastal Sciences*, vol. 10, núm. 1, ResearchGate, pp. 67-96. <https://doi.org/10.15359/revmar10-1.5>.
- Medina-Robles, V. M., Duarte-Trujillo, A. S. y P. E. Cruz-Casallas, 2020. Crioconservación seminal en peces de agua dulce: aspectos biotecnológicos, celulares y bioquímicos. *Orinoquia*, vol. 24, núm. 2, pp. 51-7, disponible en https://www.researchgate.net/publication/348822414_Crioconservacion_seminal_en_peces_de_agua_dulce_aspectos_biotecnologicos_celulares_y_bioquimicos.
- Methven, D. A., y L. W. Crim, 1991. Seasonal changes in spermatocrit, plasma sex steroids and motility of sperm from Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). *Proceedings of the 4th International Symposium on the Reproductive Physiology of Fish*, vol. 170, University of East Anglia, Reino Unido.

- Morisawa, M., 2008. Adaptation and strategy for fertilization in the sperm of teleost fish. *Journal of Applied Ichthyology*, vol. 24, núm. 4, Wiley Online Library, pp. 362-370. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2008.01126.x>
- Moccia, R. D. y K. R. Munkittrick, 1987. Relationship between the fertilization of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) eggs and the motility of spermatozoa. *Theriogenology*, vol. 27, núm. 4, Elsevier, pp. 679-688. [https://doi.org/10.1016/0093-691X\(87\)90061-6](https://doi.org/10.1016/0093-691X(87)90061-6).
- Munkittrick, K. R., y R. D. Moccia, 1987. Seasonal changes in the quality of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) semen: effect of a delay in stripping on spermatocrit, motility, volume and seminal plasma constituents. *Aquaculture*, vol. 64, núm. 2, Elsevier, pp. 147-156, . [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(87\)90350-4](https://doi.org/10.1016/0044-8486(87)90350-4).
- Mylonas, C. C., Duncan, N. J. y J. F. Asturiano, 2017. Hormonal manipulations for the enhancement of sperm production in cultured fish and evaluation of sperm quality. *Aquaculture*, vol. 472, Elsevier, pp. 21-44. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.04.021>.
- Navarro, O. J., Velasco-Santamaria, Y. M. y P. E. Cruz-Casallas, 2004. Evaluación de cinco protectores para la crioconservación de semen de Cachama Blanca (*Piaractus brachypomus*). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, vol. 17, núm. 4, Redalyc, pp. 53-59, disponible en <https://doi.org/10.17533/udea.rccp.323960>.
- Nynca, J., G. J. Dietrich, H. Kuzminski, Dobosz, S. y A. Ciereszko, 2012. Motility activation of rainbow trout spermatozoa at pH 6.5 is directly related to contamination of milt with urine. *Aquaculture*, vol. 300, Elsevier, pp. 185-188. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.12.023>.
- Nynca, J., Słowińska, M., Judycka, S. y A. Ciereszko, 2019. Maladaptation of trout spermatozoa to fresh water is related to oxidative stress and proteome changes. *Reproduction*, vol. 157, núm. 6, PubMed, pp. 485-499. <https://doi.org/10.1530/REP-19-0012>.
- Oliva, M., Avis, R., Mori, R., Yuji, R. y V. Fernández, 2022. Producción de alevinos de trucha dorada (*Oncorhynchus aguabonita*) bajo control de temperatura en la etapa de eclosión de ovas embrionadas en la estación acuícola terranova. *Revista de Investigación de Agroproducción Sustentable*, vol. 6, núm. 1, ResearchGate, pp. 36-42, disponible en <https://www.researchgate.net/publication/362305480>.
- Osorio-Pérez, A., 2017. *Fisiología y microestructura espermática del pejelagarto tropical *Atractosteus tropicus**. Tesis de Licenciatura no publicada, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, Villahermosa, Tabasco, México.
- Peña, R., 2015. Criterios de calidad de huevos y sus implicaciones en el cultivo de peces marinos. *Nutrición acuícola: Investigación y Desarrollo*, pp 402-434. <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/54>.
- Peralta-Martínez, M. A., Romo-García, S., Kjelland, M. E. y H. González-Márquez, 2018. Efecto del pH de cinco soluciones extensoras sobre la movilidad espermática en trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*). *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, vol. 31, núm. 4, Redalyc, pp. 53-59, disponible en <https://doi.org/10.17533/udea.rccp.323960>.

- chus mykiss*). *Hidrobiológica*, vol. 28, núm. 2, Scielo pp. 171-178 <https://doi.org/10.24275/uam/izt/dCBS/hidro/2018v28n2/paralta>.
- Pérez-Atehortúa, M., Sandoval-Vargas, L., Risopatrón, J., Farías, J., Villalobos, E. F. y I. Valdebenito, 2025. Assessment of some egg quality parameters and chorion ultrastructure characterization in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture*, 594, Elsevier, 741371, disponible en <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.741371>.
- Pérez-Miranda, R., Moreno-Sánchez, F., González-Hernández, A. y V. Arreola-Padilla, 2013. Escenarios de la distribución potencial de *Pinus patula* Schlttdl. et Cham. y *Pinus pseudostrobus* Lindl. con modelos de cambio climático en el Estado de México. *Rev. mex. de cienc. forestales*, vol.4, núm. 15, Scielo, pp. 73-86, disponible en <https://www.scielo.org.mx/pdf/remcf/v4n15/v4n15a6.pdf>.
- Perchec, G., Cosson, J., Andre, F. y R. Billard, 1993. Spermatozoa motility of trout (*Oncorhynchus mykiss*) and carp (*Cyprinus carpio*). *Journal of Applied Ichthyology*. vol. 9, ResearchGate, pp. 129-149, disponible en https://www.researchgate.net/publication/278862530_Spermatozoa_motility_of_trout_Oncorhynchus_mykiss_and_carp_Cyprinus_carpio/citation/download.
- Rurangwa, E., Kime, D. E., Ollevier, F. y J. P. Nash, 2004. The measurement of sperm motility and factors affecting sperm quality in cultured fish. *Aquaculture*, vol. 234, núm. 1-4, Elsevier, pp. 1-28, disponible en <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2003.12.006>.
- SADER, Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural, 2018. *Centro Acuicola el Zarco, referente Nacional en la producción de trucha, cumple 75 años*. Gobierno de México, disponible en <https://www.gob.mx/agricultura/edomex/articulos/centro-acuicola-el-zarco-referente-nacional-en-la-produccion-de-cumple-75-anos?idiom=es>, consultado el 14/12/2024.
- SAGARPA, Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, 2023. *Anuario Estadístico Acuicultura y Pesca. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca*. https://nube.conapesca.gob.mx/sites/cona/dgppe/2023/ANUARIO_ESTADISTICO_DE_ACUACULTURA_Y_PESCA_2023.pdf, consultado el 20/06/2024.
- Sahin, T., I. Z. Kurtoglu y F. Balta, 2014. Quantitative characteristics of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) semen throughout the reproductive season. *Turkish Journal of Science and Technology*, vol. 26, núm. 1, ResearchGate, pp. 81-87. https://www.researchgate.net/publication/281449247_Quantitative_Characteristics_of_Rainbow_Trout_Oncorhynchus_mykiss_Semen_Throughout_the_Reproductive_Season_T_SAHIN_I_Z_KURTOGLU_F_BALTA.
- Suquet, M., R. Billard, J. Cosson, G. Dorange, L. Chauvaud, C. Mugnier, y C. Fauvel, 1994. Sperm features in turbot (*Scophthalmus maximus*): a comparison with other freshwater and marine fish species. *Aquatic Living Resources*, vol. 7, núm. 4, EDP Sciences, pp. 283-294. <https://doi.org/10.1051/alr:1994031>

- Springate, J. R. C., y N. R. Bromage, 1985. Effects of egg size on early growth and survival in rainbow trout (*Salmo gairdneri* Richardson). *Aquaculture*, vol. 47, núm. 2-3, Elsevier, pp. 163-172. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(85\)90062-6](https://doi.org/10.1016/0044-8486(85)90062-6).
- Toledo D., M., Vivar M., V. y H. C. Muga, 1994. Ciclo gonadal de hembras reproductoras de trucha arcoiris (*Oncorhynchus mykiss*) en la piscicultura de Río Blanco, Los Andes, Chile. *Investigaciones Marinas, Valparaíso*, vol. 22, ResearchGate, pp. 39-43. https://www.researchgate.net/publication/237507328_Ciclo_gonadal_de_hembras_reproductoras_de_trucha_arcoiris_Oncorhynchus_mykiss_en_la_piscicultura_de_Rio_Blanco_Los_Andes_Chile.
- Tyndale, S. T., Letcher, R. J., Heath, J. W. y D. D. Heath, 2008. Why are salmon eggs red? Egg carotenoids and early life survival of Chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*). *Evolutionary Ecology Research*, vol. 10, núm. 8, ResearchGate pp. 1187-1199. https://www.researchgate.net/publication/285965341_Why_are_salmon_eggs_red_Egg_carotenoids_and_early_life_survival_of_Chinook_salmon_Oncorhynchus_tshawytscha.
- Valdebenito, I., Bariles, J., Vega, R., Dantagnan, P., Bórquez, A. y E. Carreño, 1995. Análisis cualitativo y cuantitativo del semen de puye Gawlias maculatus (Jenyns, 1842) (*Salmoniformes:galaxiidae*). *Biología Pesquera*, vol. 24, ResearchGate, pp. 17-21. <https://doi.org/10.21703/0067-8767.1995.24.2575>.
- Valdebenito, I., Paivaa, L. y M. Berland, 2011. Atresia folicular en peces teleósteos: una revisión. *Archivos de Medicina Veterinaria*, vol. 43, Scielo, pp. 11-25. <http://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X2011000100003>.
- Vargas, R., 2003. Evaluación de la reproducción de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) producida en Costa Rica. I parte. *Agronomía mesoamericana*, vol. 14, núm. 1, Redalyc, pp. 123-127. <https://www.redalyc.org/pdf/437/43714117.pdf>.
- Vega-Ramírez, M. T., Moreno-Lafont, M. C., Valenzuela, R., Cervantes-Olivares, R., Aller-Gancedo, J. M., Fregeneda-Grandes, J. M., Damas-Aguilar, J. L., García-Flores, V. y R. López-Santiago, 2013. New records of Saprolegniaceae isolated from rainbow trout, from their eggs, and water in a fish farm from the State of México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* vol. 84, Scielo, pp. 637-649. <https://www.scielo.org.mx/pdf/rmbiodiv/v84n2/v84n2a20.pdf>.
- Vilcherrez-Lozada, J. y L. Pardo-Figueroa, 2022. Reproducción de trucha arco iris con aplicación de fotoperiodo y evaluación de su eficacia en la producción de ovas en la empresa Marandes EIRL de Lagunillas, Puno. *TecnoHumanismo*, vol 2, núm. 2, Dialnet, pp. 262-281. <https://doi.org/10.53673/th.v2i6.142>.
- Wilkins, L. G., Marques da Cunha, L., Glauser, G., Vallat, A. y C. Wedekind, 2017. Environmental stress linked to consumption of maternally derived carotenoids in brown trout embryos (*Salmo trutta*). *Ecology and Evolution*, vol. 7, núm. 14, Wiley Online Library, pp. 5082-5093. <https://doi.org/10.1002/ece3.3076>.

- Woolsey, J., Holcomb, M., Cloud, J. G. y R. L. Ingermann, 2006. Sperm motility in the steelhead *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum): influence of the composition of the incubation and activation media. *Aquaculture Research*, vol. 37, núm. 3, Wiley Online Library, pp. 215-223. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2005.01419.x>.
- Zavala, I., 2011. *Caracterización bioquímica del consumo de reservas vitelinas en peces teleósteos de ontogenia indirecta*. REDVET. *Revista electrónica de Veterinaria*, vol. 12, núm. 3, Redalyc, pp. 1-32. <https://www.redalyc.org/pdf/636/63616934008.pdf>.
- Zilli, L., Schiavone, R., Zonno, V., Storelli, C. y S. Vilella, 2004. Adenosine triphosphate concentration and β -d-glucuronidase activity as indicators of sea bass semen quality. *Biology of reproduction*, vol. 70, núm. 6, ResearchGate, pp. 1679-1684. https://www.researchgate.net/publication/8695266_Adenosine_Triphosphate_Concentration_and_-D-Glucuronidase_Activity_as_Indicators_of_Sea_Bass_Semen_Quality.
- Zilli, L., Schiavone, R. y S. Vilella, 2017. Role of protein phosphorylation/dephosphorylation in fish sperm motility activation: state of the art and perspectives. *Aquaculture*, vol. 472, Elsevier, pp. 73-80, disponible en <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2016.03.043>.
- Zuromska, H., 1981. Effect of different thermal regimes on reproductive cycles of tench, *Tinca tinca* (L.). Part VI. Estimation of milt quality. *Polish Archives of Hydrobiology*, vol. 28, pp.

