

La Trucha Dorada Mexicana

**ARTURO RUIZ-LUNA
FRANCISCO JAVIER GARCÍA-DE LEÓN**

Editores



LA TRUCHA DORADA MEXICANA

ARTURO RUIZ-LUNA

FRANCISCO JAVIER GARCÍA-DE LEÓN

Editores





Primera edición: diciembre 2016

Derechos Reservados
© 2016, Arturo Ruiz Luna y
Francisco Javier García De León
(Editores)

ISBN: 978-607-7900-26-9

Impreso en México
Printed in Mexico

La presentación y disposición en conjunto de LA TRUCHA DORADA MEXICANA son propiedad del editor. Ninguna parte de esta obra puede ser reproducida o transmitida, mediante ningún sistema o método, electrónico o mecánico (incluyendo el fotocopiado, la grabación o cualquier sistema de recuperación y almacenamiento de información), sin consentimiento por escrito de los titulares correspondientes. Sin embargo, es posible copiar o descargar material para uso exclusivamente personal o educacional y no comercial. No se permite la remoción o alteración de la leyenda de Derechos de Autor o la que manifieste la autoría del material.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos al Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. (CIAD) y al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), las facilidades otorgadas para el desarrollo del proyecto “El paisaje genético, nuevo enfoque multiescala para el estudio de poblaciones de truchas nativas en situación de riesgo en la Sierra Madre Occidental” financiado por CONACYT Ciencia – Básica (CB-2010-01-152893). Este libro forma parte de los resultados de dicho proyecto.

La elaboración de esta obra colectiva es, además del esfuerzo de los autores y de las instituciones que representan, resultado del apoyo de diversas personas que tuvieron la disposición para ayudarnos en el trabajo de campo, ya sea por curiosidad, para transmitirnos un poco de su saber local o lo más importante, por que les interesa preservar su ambiente y recursos naturales.

De manera particular, se agradece la colaboración de los guías locales, Sixto Rodríguez Velázquez, Basilio Rodríguez Vizcarra, Vicente Rodríguez Vizcarra, Adan Leal “El Güero”, David Navar, Jorge Reyes, todos ellos del estado de Durango. De manera particular agradecemos a Ricardo Silva González “El Chalote” y también a Tomás Durán Moreno, Juan Apostol Espinoza Lazos y César E. Rascón Camuñez, del estado de Chihuahua. Asimismo, agradecemos el apoyo del Gobierno Municipal de Guanacevi, a través del Secretario del Ayuntamiento Luis Roberto Olivas Villaneva, así como a Javier Cruz Nieto de PRONATURA.

De igual manera extendemos nuestro reconocimiento al grupo binacional “Truchas Mexicanas”, impulsores de la investigación sobre truchas nativas mexicanas. Adicionalmente agradecemos a Brad Shepard, Carter Kruse, Jason Dunham y varios más, que hicieron posible la donación de un equipo de electropesca, básico para los muestreos más recientes.

Finalmente se agradece la valiosa colaboración de la M. en C. Nora Alicia Trelles Rios en la edición de textos, figuras y composición de formato de la presente obra.

LISTADO DE AUTORES

- Abadía-Cardoso, Alicia Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California. Carr. Tijuana - Ensenada 3917, Col. Fraccionamiento Playitas. Ensenada, Baja California. 22860. México. *aabadia@uabc.edu.mx*
- Aguilar Zárate, Gabriela Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Unidad Mazatlán, Av. Sábalo-Cerritos s/n. Mazatlán, Sinaloa, 82100. México. *gaguilar@ciad.mx*
- Arredondo-Figueroa, José Luis Centro de Ciencias Agropecuarias, Universidad Autónoma de Aguascalientes. km 3, Carr. Jesús María-La Posta, Municipio de Jesús María. 20900. Aguascalientes, México. *arredondo60@hotmail.com*
- Barriga Sosa, Irene de los Ángeles Departamento de Hidrobiología. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa. Av. San Rafael Atlixco- 186. Col. Vicentina. Del. Iztapalapa, CDMX. 09340. México. *ibs@xanum.uam.mx*
- Betancourt Lozano, Miguel Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Unidad Mazatlán, Av. Sábalo-Cerritos s/n. Mazatlán, Sinaloa, 82100. México. *mbl@ciad.mx*
- Camarena Rosales, Faustino Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California. Carr. Tijuana - Ensenada 3917, Col. Fraccionamiento Playitas. Ensenada, Baja California. 22860. México. *camarena@uabc.edu.mx*
- Cassio Madrazo, Erika Instituto Politécnico Nacional - Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Durango. Sigma 119. Fracc. 20 de Noviembre II, Durango, Dgo. 34220. México. *erikassio@gmail.com*
- Damas Aguilar, José Luis Dirección General Adjunta de Investigación en Acuicultura, Instituto Nacional de Pesca. Pitágoras 1320. Col. Sta. Cruz Atoyac. Del. Benito Juárez. CDMX. 03310. México,
- De los Santos Camarillo, Laboratorio de Genética para la Conservación, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, Instituto

Anna Belia	Politécnico Nacional, 195, Col. Playa Palo de Santa Rita, La Paz, BCS. 23096 México.
Dillman, Casey B.	Virginia Institute of Marine Science, Gloucester Point, VA, USA.
Escalante, Marco Alejandro	CEFE UMR 5175, CNRS – Université de Montpellier – Université Paul-Valéry Montpellier –EPHE. Laboratoire Biogéographie et écologie des vertébrés, 1919 route de Mende, 34293 Montpellier Cedex 5, France. <i>marko.escalante@gmail.com</i>
Espinosa Pérez, Héctor	Colección Nacional de Peces. Instituto de Biología, UNAM. Ciudad Universitaria, 3er Circuito Exterior s/n. Coyoacán, CDMX. 04510. México. <i>hector@unam.mx</i>
Falcón Rodríguez, José Luis	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, Instituto Politécnico Nacional 195. Col. Playa Palo de Santa Rita, La Paz, Baja California Sur. 23096. México
García-De León, Francisco Javier	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, Instituto Politécnico Nacional 195. Col. Playa Palo de Santa Rita, La Paz, Baja California Sur. 23096. México. <i>fgarciadl@cibnor.mx</i> .
Garza, John Carlos	Fisheries Ecology Division, Southwest Fisheries Science Center. National Marine Fisheries Service. Santa Cruz, CA; Institute of Marine Sciences, University of California, Santa Cruz, California, EUA.
George, Ana	Tennessee Aquarium Conservation Institute, Chattanooga, TN, USA.
Getino Mamet, Leandro Nicolás	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, Instituto Politécnico Nacional 195. Col. Playa Palo de Santa Rita, La Paz, BCS. 23096. México. Centro para el Estudio de Sistemas Marinos (CESIMAR – CONICET), Blvd. Brown 2915, U9120ACD, Puerto Madryn, Chubut, Argentina.
González Acosta, Adrián	Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas.

Felipe	Instituto Politécnico Nacional. El Conchalito. La Paz, BCS. 23096. México. <i>aacosta@ipn.mx</i>
Hernández Guzmán, Rafael	Catedrático CONACYT - Instituto de Investigaciones sobre los Recursos Naturales, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. San Juanito Itzicuaró s/n. Col. Nueva Esperanza, Morelia, Michoacán. 58330. México. <i>rhernandez.g@gmail.com</i>
Hernández Ramírez, César Israel	Instituto Politécnico Nacional - Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Durango. Sigma 119. Fracc. 20 de Noviembre II, Durango, Dgo. 34220. México.
Ingle de la Mora, Genoveva	Dirección General Adjunta de Investigación en Acuicultura, Instituto Nacional de Pesca. Pitágoras 1320. Col. Sta. Cruz Atoyac. Del. Benito Juárez. CDMX. 03310. México. <i>genovevaingle@yahoo.com.mx</i>
Lambarri Martínez, Christian	Colección Nacional de Peces. Instituto de Biología, UNAM. Ciudad Universitaria, 3er Circuito Exterior s/n. Coyoacán, CDMX. 04510. México.
Márquez, Federico	Instituto de Biología de Organismos Marinos. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas. Boulevard Brown 2915 (U9120ACD), Puerto Madryn, Argentina. Universidad Nacional de la Patagonia San Juan Bosco (UNPSJB), Boulevard Brown 3100, Puerto Madryn, Argentina.
Martínez Castro, Armando	Colección Nacional de Peces. Instituto de Biología, UNAM. Ciudad Universitaria, 3er Circuito Exterior s/n. Coyoacán, CDMX. 04510. México.
Medina Herrera, Elizabeth	Instituto Politécnico Nacional - Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Durango. Sigma 119. Fracc. 20 de Noviembre II, Durango, Dgo. 34220. México.
Moreno Sánchez, Juan Francisco	Instituto Politécnico Nacional - Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo

- Integral Regional Unidad Durango. Sigma 119. Fracc. 20 de Noviembre II, Durango, Dgo. 34220. México.
- Penaluna, Brooke E. Pacific Northwest Research Station. US Forest Service. 3200 SW Jefferson Way, Corvallis, OR, 97331. USA. *bepenaluna@fs.fed.us*
- Ramírez Huerta, Alejandro Luis Programa de Posgrado. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Unidad Mazatlán, Av. Sábalo-Cerritos s/n. Mazatlán, Sinaloa, 82100. México.
- Reyes Valdez, Claudia Alejandra Bioforestal del Noroeste. Calle del Puerto 361. Col. Playa Ensenada, Ensenada, Baja California, 22880, México. *alechrysogaster@hotmail.com*
- Rodríguez Jaramillo, Carmen Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. Instituto Politécnico Nacional 195. Col. Playa Palo de Santa Rita. La Paz, Baja California Sur. 23096 México.
- Ruiz Campos, Gorgonio Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California. Carr. Tijuana - Ensenada 3917, Col. Fraccionamiento Playitas. Ensenada, Baja California. 22860. México. *gruiz@uabc.edu.mx*
- Ruiz Luna, Arturo Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Unidad Mazatlán, Av. Sábalo-Cerritos s/n. Mazatlán, Sinaloa, 82100. México. *arluna@ciad.mx*
- Sánchez González, Sergio Escuela de Biología. Universidad Autónoma de Sinaloa.
- Sánchez Ortiz, Eduardo Instituto Politécnico Nacional - Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Durango. Sigma 119. Fracc. 20 de Noviembre II, Durango, Dgo. 34220. México.

PROLOGO

Fue un gran placer recibir la invitación para escribir este prologo. Me dio no solo la oportunidad de leer los estudios más recientes sobre las truchas Mexicanas, sino también la oportunidad para reflexionar sobre las truchas, su conservación, la naturaleza y biodiversidad, amistades, ciencia, relaciones internacionales, y el futuro. En el proceso, me sorprendió algo darme cuenta de la gran importancia que las truchas han tenido a lo largo de toda mi vida y su importancia mundial. Lo que sigue es entonces, mi historia personal con las truchas en lugares visitados con amigos muy especiales con quienes he convivido durante muchos años. Compartimos no solo experiencias memorables, sino también carreras y metas muy parecidas y ahora, este libro escrito y publicado por un grupo muy dedicado a todo lo que a mí me importa, con intención de divulgar al mundo la importancia de una de las más bellas especies de truchas, hasta ahora muy poco conocida.

Nací en el desierto Sonorense en Arizona, donde como niño pasé los veranos pescando trucha arco iris en las sierras del estado. Dedicaba mucho tiempo a la pesca con mosca y aprendí por experiencia y curiosidad, mucho sobre los invertebrados acuáticos y de la ecología acuática. Así que al matricularme al programa de licenciatura en Arizona State University, fue obvio declararme un estudiante de biología. Pero me fue difícil al principio dedicar tanto tiempo a los cursos básicos y tareas del laboratorio y a menudo escapé de mis clases huyendo a las montañas a explorar y pescar. Era mi pasión y en un *spring break* esa pasión me llevó junto con un amigo, a lo que fue mi primera visita a México, no a sus playas, sino a cruzar en mi vieja camioneta a la Sierra San Pedro Mártir, en el norte de Baja California. Una noche cenamos trucha arcoiris, pescada con lombrices de un arroyito entre los pinos. Pasaron muchos años antes de darme cuenta de que no fue trucha arcoiris común, como la que se cultiva y siembra como especie introducida por todo el mundo, sino era una trucha muy especial, endémica de esa sierra. Eso aprendí luego en un curso de pesquerías o de ictiología, que me introdujo también a la increíble diversidad de los peces del mundo, al conocimiento de los peces nativos del desierto y la gran problemática de su conservación, y mi pasión y *hobby* entonces empezaron poco a poco a convertirse en mi profesión.

A raíz de haber tomado esas clases clave, me despertó la conciencia para reconocer la importancia de la parte académica formal en mi futuro. Ya más dedicado y con algo de suerte, conseguí un trabajo de verano con el Servicio Forestal de los EUA. Con mi nuevo jefe y mentor del Servicio Forestal y dos mulas para llevar equipo de acampar, un equipo de electropesca, y una hielera llena de hielo seco, fuimos a hacer ciencia de campo. La meta era tomar muestras de una especie de trucha nativa y endémica (*O. gilae*) para estudios genéticos de su hibridización con una especie invasora – la introducida trucha arcoiris. Un tema aún prevalente en casi todas las actividades sobre conservación de truchas nativas y mencionado en varios capítulos de este libro.

Luego, pasé un par de años en Colombia trabajando en el Instituto Nacional de Recursos Naturales (INDERENA), investigando las pesquerías del río Magdalena, radicado en un pueblito en una tierra súper caliente y húmeda. Para escapar del calor, a menudo visitaba a un amigo, experto en truchas, trabajando en una estación de cultivo de trucha arcoiris en Lago de Tota, a 3000 msnm en los Andes. Ahí vivía el pez graso (*Rhizosomichthys totae*), antes común, pero hoy seguramente extinto o casi extinto, debido en parte por lo menos, a la introducción de trucha arcoiris. Intentamos muchas veces atrapar

especímenes en las profundidades del lago, sin éxito. Esta historia me hace reflexionar sobre la magnitud del impacto adverso que tiene la trucha arcoiris, la cual se repite muchas veces en muchas partes de este planeta.

Luego, en mi curso de Maestría en Hidrobiología Aplicada en la Universidad de Londres, me impresionó la intensidad de manejo de recursos naturales en Gran Bretaña, allá conocí a una de las muchas estaciones de trucha arcoiris introducida en ese país. El curso destacó sus impactos, no tanto de la especie en sí misma, sino de los desechos que puedan afectar la calidad de agua para consumo humano, etc.

Regresando a casa, fui a visitar a mi profesor de licenciatura, el Dr. Minckley, quien inmediatamente me ofreció un trabajo. Implicó pasar mucho tiempo explorando toda la cuenca del río Yaquí colectando peces para un inventario de su estado de conservación. Ni pensé averiguar el salario antes de aceptar ese verdadero sueño de repente vuelto realidad. Entonces fue en el verano de 1978 que colecté mis primeros especímenes de ambas especies de truchas nativas de esa cuenca y un espécimen de trucha arcoiris introducida. Además, vi en la sierra de Chihuahua varias instalaciones de cultivos rústicos de trucha arcoiris, claramente con alta tasa de escape. Vi también los fuertes impactos de las prácticas forestales y de agricultura en las cuencas de tributarios del altiplano de Chihuahua y me enamoré de las grandes áreas remotas y las bellezas de la Sierra Madre Occidental (SMO), sus culturas y su gente tan amable y diversa.

Luego, con un trabajo en el Departamento de Caza y Pesca de Arizona y encargado de programas de peces nativos, desarrollé programas binacionales para la conservación de especies compartidas con el estado de Sonora. Aunque no estudiamos truchas en ese entonces, empezaron con este trabajo varias colaboraciones y amistades con biólogos mexicanos y de esas amistades eventualmente evolucionó el grupo binacional llamado Truchas mexicanas, citado en muchos capítulos de este libro, por la colección de muchas de las muestras iniciales usadas en algunos estudios expuestos en este libro.

La historia de cada quién dentro del grupo Truchas mexicanas es parecida a la mía. Conocemos toda la problemática de la conservación y la importancia de la biodiversidad. Ahora, por medio de nuestros esfuerzos, sabemos que México es dueño de gran parte de la diversidad global de este grupo económicamente importante, las truchas, y que esa diversidad importante para la economía global ahora se encuentra en grave peligro de extinción. Así aumenta nuestra pasión, que desde el principio ha sido siempre fuerte, tanto que la mayoría de nuestras salidas a la SMO fueron apoyadas, sobre todo, por nuestros propios bolsillos. Tomamos vacaciones de nuestros empleos para perseguir el *hobby* que compartimos –la exploración y descubrimiento científico. Desafortunadamente, siendo un grupo de científicos con una economía que depende de los trabajos profesionales y trabajando en sistemas diferentes en distintos países, en muy diferentes ambientes y perspectivas, la pasión mezclada con las diferencias a veces, generaron conflictos. Pero lo que siempre nos motivó y nos unió, fue la conservación de la diversidad biológica y sabemos que eso a fin de cuentas, depende de la humanidad. En este caso, específicamente de las poblaciones humanas de la SMO. Para ellos, aquí tenemos por primera vez en este libro, un resumen del conocimiento científico en español, escrito por la comunidad científica mexicana, que es, por fin mucho más accesible para la comunidad en general que lo que ha sido la literatura científica, ya casi todo en inglés y publicado en revistas inaccesibles. Este libro, entonces, servirá de fuente de la información básica que requieren no solo los que viven en las cuencas de los ríos con truchas nativas, sino también para los empleados de unidades de los gobiernos quienes requieren este conocimiento para asuntos

legales y logísticos que apoyan acciones locales. También es útil para los escritores de revistas populares, quienes ahora pueden difundir más efectivamente la ciencia a los que viven en la bella e importante SMO. Así, felicito a todos los autores de los capítulos de este libro y a los editores, por sus diversas contribuciones al conocimiento de la zona y una parte de la importante diversidad de truchas endémicas de México, así como por su pasión y dedicación a la conservación. Anticipo por medio de la publicación de este libro una acción acelerada para seguir avanzando en el conocimiento de esa riqueza biológica y más atención por parte de los diferentes niveles de gobiernos para su conservación en beneficio a largo plazo de la gente de la región y del país a quien pertenecen esas truchas únicas.

Dean A. Hendrickson
Curator of Ichthyology
University of Texas Austin
Department of Integrative Biology
Biodiversity Collections

CONTENIDO

Capítulo 1

1

La trucha dorada mexicana: estado actual, oportunidades de estudio y retos para el manejo y conservación de una especie endémica en riesgo

Arturo Ruiz-Luna, Francisco Javier García-De León

Capítulo 2

13

Caracterización paisajística e hidrológica de la Sierra Madre Occidental utilizando técnicas de Percepción Remota, Modelos Digitales de Elevación y Sistemas de Información Geográfica

Rafael Hernández-Guzmán, Arturo Ruiz-Luna

Capítulo 3

29

Historia evolutiva y biodiversidad genética de las truchas de la Sierra Madre Occidental

Alicia Abadía-Cardoso, Francisco Javier García-De León, John Carlos Garza

Capítulo 4

39

Análisis del contenido estomacal de la trucha dorada mexicana *Oncorhynchus chrysogaster* (Needham y Gard 1964) en los ríos Fuerte, Culiacán y Sinaloa, México

Arturo Ruiz Luna, Francisco Javier García de León

Capítulo 5

53

Dimorfismo sexual y periodo reproductivo de la trucha dorada mexicana, *Oncorhynchus chrysogaster* en los ríos Fuerte, Sinaloa y Culiacán

Francisco Javier García-De León, Leandro Nicolás Getino Mamet, María del Carmen Rodríguez Jaramillo, Sergio Sánchez González, Federico Márquez, Arturo Ruíz Luna

Capítulo 6

73

Relaciones biométricas y aspectos poblacionales de la trucha dorada mexicana *Oncorhynchus chrysogaster* en las cuencas de los ríos Fuerte, Sinaloa y Culiacán, México

Arturo Ruíz Luna

Capítulo 7

87

Relaciones biométricas comparativas de peso y longitud y longitud-longitud entre la trucha dorada mexicana (*Oncorhynchus chrysogaster*) y otras truchas nativas del noroeste de México

Gorgonio Ruiz-Campos, Claudia Alejandra Reyes-Valdez, Faustino Camarena-Rosales, Adrián Felipe González-Acosta

Capítulo 8

97

Predicción de la distribución geográfica de trucha dorada *Oncorhynchus chrysogaster* (Needham y Gard 1964) en los ríos Sinaloa y Culiacán, México

Arturo Ruíz-Luna, Rafael Hernández-Guzmán, Francisco Javier García-De León, Alejandro L. Ramírez-Huerta

Capítulo 9

115

Presencia de Compuestos Organoclorados Persistentes (COPs) en poblaciones de trucha dorada mexicana (*Oncorhynchus chrysogaster*), especie endémica de la Sierra Madre Occidental

Gabriela Aguilar Zárate, Arturo Ruiz-Luna, Miguel Betancourt Lozano

Capítulo 10

125

Introgresión genética de la trucha arcoíris exótica en poblaciones de trucha dorada mexicana

Marco Alejandro Escalante, Francisco Javier García-De León, Casey B. Dillman, Anna Belia De los Santos Camarillo, Ana George, Irene de los Angeles Barriga Sosa

Capítulo 11

137

Estrategias acuícolas para la conservación de trucha nativa: primeras experiencias

Irene de los Angeles Barriga Sosa, José Luis Arredondo-Figueroa, Genoveva Ingle de la Mora, Francisco Javier García-De León

Capítulo 12

153

Primeras gestiones para el cultivo de trucha nativa de la Sierra Madre Occidental: recolecta, determinación de identidad genética y reproducción

Alicia Abadía-Cardoso, José Luis Damas-Aguilar, José Luis Falcón-Rodríguez, Francisco Javier García-De León, John Carlos Garza, Genoveva Ingle de la Mora

Capítulo 13

173

La truticultura en México y sus implicaciones para las truchas nativas

Héctor Espinosa Pérez, Christian Lambarri Martínez, Armando Martínez Castro

Capítulo 14

183

Conservación de truchas del Pacífico

Brooke E. Penaluna

Capítulo 15

189

**Caracterización Socioeconómica de la Actividad Truchícola
en el estado de Durango: Un acercamiento para dimensionar
su importancia**

*Erika Cassio Madrazo, Elizabeth Medina Herrera, Eduardo Sánchez Ortiz, César
Israel Hernández Ramírez, Juan Francisco Moreno Sánchez*

Capítulo 16

203

La política pública mexicana de truchicultura

Eduardo Sánchez Ortiz, Erika Cassio Madrazo, Elizabeth Medina Herrera

5. Dimorfismo sexual y periodo reproductivo de la trucha dorada mexicana, *Oncorhynchus chrysogaster* en los ríos Fuerte, Sinaloa y Culiacán

Francisco Javier García-De León, Leandro Nicolás Getino Mamet, Carmen Rodríguez Jaramillo, Sergio Sánchez González, Federico Márquez, Arturo Ruiz-Luna

INTRODUCCIÓN

Pocos grupos de peces han tenido gran impacto en las sociedades humanas como el producido por los salmónidos del Pacífico (Scott y Crossman 1973; Penaluna et al. 2016). Por ejemplo, los patrones de asentamiento de los indios del oeste de Norteamérica, especialmente desde hace 3000 años, estuvieron estrechamente determinados por la abundancia estacional de salmónidos (Maxwell 1995) y la economía basada en estos organismos sigue siendo crítica para muchas comunidades costeras del Pacífico (Wilson 1997). Por ello no resulta extraño que exista una enorme cantidad de información tanto en Norteamérica como en Europa, sobre la biología, ecología y la genética de este grupo de peces de gran plasticidad morfológica. En México, pese a encontrarse una gran diversidad de especies de trucha, particularmente en la Sierra Madre Occidental (SMO), solo dos especies de salmónidos han sido descritas taxonómicamente, la trucha de Baja California (*Oncorhynchus mykiss nelsoni*) que habita en la Sierra de San Pedro Mártir en Baja California y la trucha dorada mexicana (*O. chrysogaster*) en la SMO, en las cuencas de los ríos Fuerte, Sinaloa y Culiacán y probablemente en el río Conchos (Abadía-Cardoso et al. 2015). El resto de las especies no descritas, en número aún no definido, viven al norte y al sur de la distribución de la trucha dorada mexicana. En todos los casos, existe el riesgo de extinción de estas especies, aún a nivel local, por cambios en el paisaje, cambios climáticos y la introducción de especies exóticas.

Además de su distribución restringida, la trucha dorada posee características únicas entre los salmónidos de Norteamérica, como es el número más pequeño de vertebras (56-58) y ciegos pilóricos, que van de 17 a 25 (Needham y Gard 1964). La especie habita en arroyos y corrientes de alta montaña, de 1^{er} y 2^o orden, en condiciones de productividad natural y temperaturas que limitan su crecimiento, por lo que adultos rara vez llegan a medir más de 25 cm. En general, la forma del cuerpo y la colocación de las aletas son parecidos a las de la trucha arco iris (*O. mykiss*) de distribución más nortea, aunque el vientre posee coloración dorada, de ahí su nombre científico. Las marcas *parr*, una característica de los juveniles de menos de un año de los salmónidos del Pacífico, permanecen a lo largo de la vida en las truchas doradas mexicanas (Wilson 1997; Behnke 1992).

La biología de los salmónidos en lo referente a presencia y grado de anadromía, edad a la primera madurez sexual, frecuencia de desove a largo de la vida, tamaño del cuerpo, cuidado parental y dimorfismo sexual entre otras, es remarcablemente variable a todos los niveles taxonómicos (Taylor 1991). El conocimiento de esta variación y los procesos evolutivos relacionados son esenciales para la conservación de la diversidad biológica del taxón y de su futuro evolutivo (Frank y Leggett 1994). En la mayoría de los salmónidos, el

rasgo sexual secundario más extendido está relacionado con cambios en el tamaño y forma de las mandíbulas de los machos en periodo de reproducción, aunque la variación de este carácter es amplia, siendo generalmente mayor en formas anadromas que en las formas que desovan en lagos o que son estrictamente de agua dulce (Morton 1965) o incluso estar ausente (Wilson 1997). También se han reportado otros rasgos sexuales secundarios tales como una joroba anterior a la aleta dorsal, el patrón de manchas laterales, el tamaño de la aleta adiposa, el patrón de coloración, el desarrollo de tubérculos, la longitud de aletas pélvicas y pectorales y diferencias de tamaños (Wilson 1997).

En relación a las diferencias de tamaños entre machos y hembras, en general no son tan marcadas y algunos autores consideran que la dirección y magnitud de este rasgo son altamente variables, indicando diferencias poblacionales debido a selección (Sandercock 1991). Existen muchos mecanismos que conducen a la evolución del dimorfismo sexual, uno de ellos es la selección sexual (Hedrick y Temeles 1989; Andersson 1994). Otro mecanismo es la competencia por recursos (Eberhard 1985). En el caso de la trucha dorada mexicana, aunque se menciona en la literatura la ausencia de cambios de tamaño y forma de las mandíbulas en periodos reproductivos (Wilson 1997), en realidad no hay datos publicados que describan que tipo de dimorfismo sexual está presente en la especie.

La morfometría geométrica (MG) es un método que se utiliza para evaluar el dimorfismo sexual. De acuerdo a esta metodología, la forma se define como "cualquier información geométrica que queda cuando los efectos de la translación, la escala y la rotación se quitan de un objeto" (Kendal 1977). La MG usa puntos de referencia (landmark) homólogos y es la técnica más utilizada en los estudios de dimorfismo sexual (Benítez 2013). Esta herramienta permite el estudio de la forma y tamaño del organismo, proporcionando un análisis gráfico para cuantificar y visualizar la variación morfométrica dentro y entre las muestras de organismos.

Por otra parte, durante la reproducción de los peces, existen cambios fisiológicos complejos que se ven reflejados en las gónadas, e implican cambios celulares, bioquímicos, moleculares y endocrinológicas conspicuos (Nagahama 1983). A medida que se desarrollan las gónadas, el crecimiento somático disminuye y finalmente se detiene. En esta etapa, las proteínas y los lípidos se movilizan a partir de los tejidos somáticos y se transfieren a las gónadas (Aksnes et al. 1986). El análisis histológico es un método que permite evaluar la temporada de desove y el periodo de maduración de los peces (West 1992). Existen varios sistemas de clasificación para evaluar la madurez de las gónadas; algunos destacan criterios macroscópicos (aparición externa de la gónada), otros los microscópicos (presencia de células espermatogénicas o nucléolos en oocisto, etc.), o las características fisiológicas de las gónadas (proteína de suero, nivel de hormonas sexuales), mientras que otras emplean varios criterios para distinguir etapas particulares (Dziewulska y Domagała 2003).

El objetivo de este estudio es determinar si la trucha dorada mexicana presenta un dimorfismo sexual relacionado con la forma y tamaño del cuerpo y describir por primera vez el periodo reproductivo de los machos y las hembras mediante técnicas histológicas e histoquímicas.

MÉTODOS

El material biológico para este estudio proviene de recolectas de peces realizadas en los ríos Fuerte, Sinaloa y Culiacán, en la Sierra Madre Occidental y por arriba de los 2200 metros sobre el nivel del mar (Tabla 1, Fig. 1). Todos los individuos se capturaron por medio de un sistema de electro-pesca, usando un equipo marca SMITH-ROOT, INC., modelo 15-D

POW, Serie No. 87747 (Vancouver, WA, USA), con generador operado con motor de gasolina, de hasta 350 W de potencia. Los ejemplares capturados fueron procesados individualmente.

Estudio morfométrico del dimorfismo sexual

Para el estudio de dimorfismo sexual se utilizaron 339 ejemplares provenientes de 17 sitios (Tabla 1). Cada ejemplar fue fotografiado sobre su flanco izquierdo utilizando una cámara Nikon D7000, y próximo a una escala graduada (cm) para otorgar un valor de escala a cada imagen. Durante el registro fotográfico se evitó la rotación a lo largo del eje longitudinal de los mismos.

Se registró la longitud total (cm) y el sexo mediante observación directa de las gónadas, asignando la categoría de indeterminado para aquellos en los que el sexo no pudo definirse por falta de madurez sexual (Fig. 2). Posteriormente fueron fijados en alcohol al 96%.

Tabla 1. Sitios de recolecta, cuenca hidrológica a la que pertenecen, fecha de recolecta, número total de individuos capturados (N) y cantidad de organismos analizados mediante morfometría geométrica y ciclo gonadal. A = Arroyo, R = Río.

ID	Sitio	Cuenca	Fecha	N	Morfometría	Gónadas
1	R. Verde	Fuerte	21/02/2013	19	19	
	R. Verde	Fuerte	07/03/2016	11		14
2	A. La Onza	Fuerte	12/05/2015	11	11	3
3	A. del Agua	Fuerte	21/02/2014	67	15	
4	A. La Quebrada	Fuerte	21/02/2014	41	14	
5	A. San José	Fuerte	26/03/2014	25	22	
6	A. El Manzano	Fuerte	29/03/2014	16	13	
7	A. Macheras	Sinaloa	27/03/2014	19	19	
	A. Macheras	Sinaloa	08/03/2016	16		20
8	A. La Osera	Sinaloa	28/03/2014	18	16	
	A. La Osera	Sinaloa	08/03/2016	14		17
9	A. Hondo	Sinaloa	29/05/2014	31	25	
10	A. Baluarte	Sinaloa	29/05/2014	22	18	
11	A. El Potrero	Sinaloa	30/05/2014	28	28	
12	A. Pericos	Sinaloa	13/05/2015	18	18	8
13	Cerro Solo	Sinaloa	13/05/2015	15	13	10
14	Cebollin	Sinaloa	13/05/2015	6		4
15	A. Agua Blanca	Culiacán	12/05/2015	33	32	12
16	A. Cueva S. Juan del Negro	Culiacán	18/02/2014	22	16	
17	A. El Desecho	Culiacán	19/02/2014	24	23	
18	A. El Río	Culiacán	23/02/2014	39	37	
	TOTAL			495	339	88

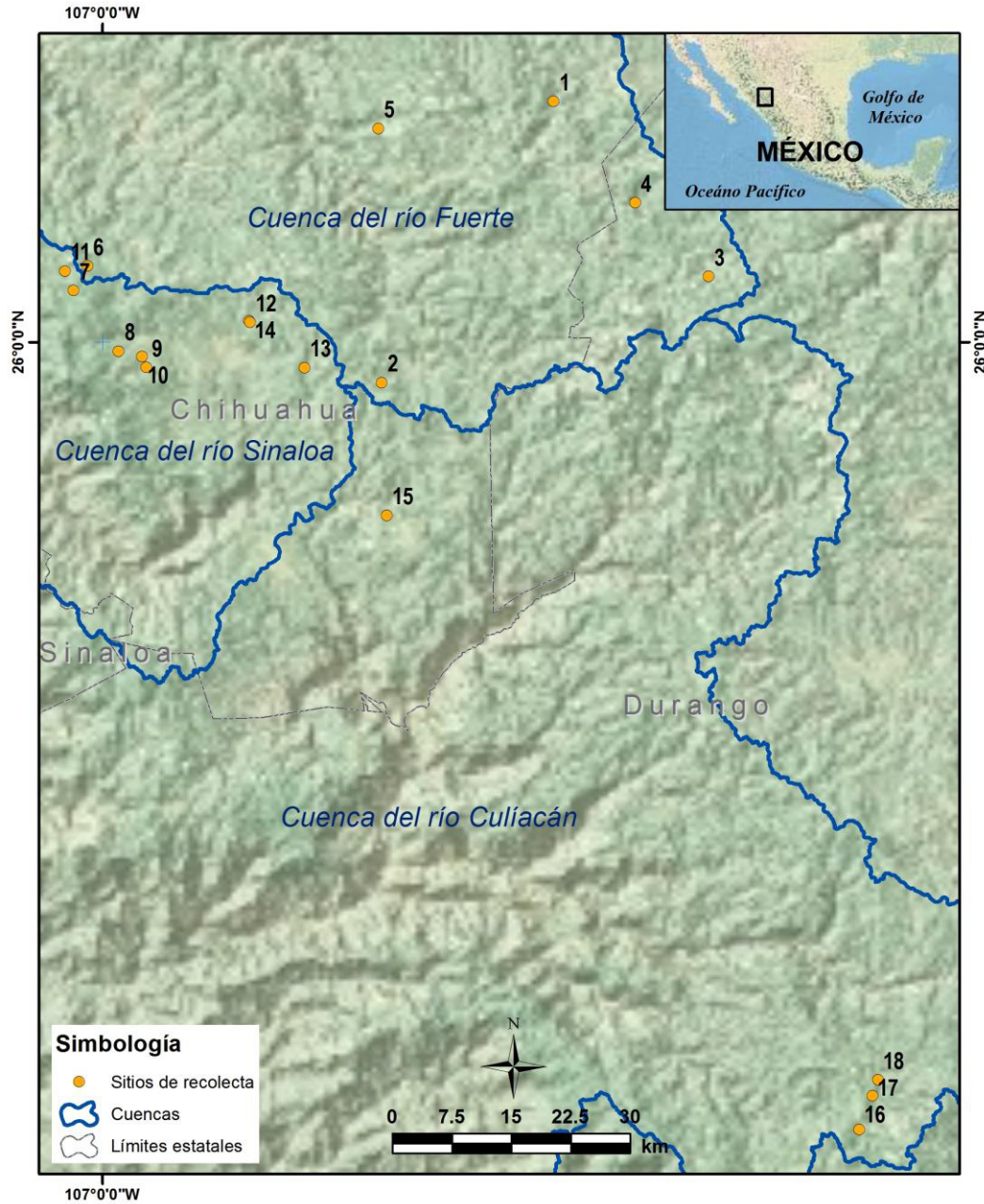


Figura 1. Sitios de recolecta de trucha dorada mexicana, *Oncorhynchus chrysogaster*, en las cuencas hidrológicas de los ríos Fuerte, Sinaloa y Culiacán. Los números en negritas corresponden a los sitios de recolecta de la Tabla 1.



Figura 2. Gónadas de trucha dorada mexicana, *Oncorhynchus chrysogaster*. Arriba una hembra madura en etapa de desove, abajo un macho maduro.

La captura de la forma del cuerpo de las truchas se realizó mediante la digitalización 2D de coordenadas cartesianas de puntos morfométricos sobre estructuras homólogas identificables o construidas (landmarks y semilandmarks), utilizando la serie de programas TPS (Rohlf 2005, 2004, 2003). Para los diferentes análisis se definieron diez landmarks y dos semilandmarks (Fig. 3). La obtención de las variables de forma, se realizó mediante la aplicación de un análisis generalizado de Procrustes, que preserva toda la información geométrica, removiendo aquella que no posee relación directa con la forma bajo estudio, como la diferentes escalas, posiciones y orientaciones de los individuos (Zelditch et al. 2012).

Para corregir la presencia de un arqueado dorsoventral del cuerpo, detectado en análisis preliminares, se realizó la corrección *Unbend specimens*, implementada en el software TPSutil (Rohlf 2004). Esta herramienta matemática ajusta una curva cuadrática a una línea formada por al menos tres landmarks alineados, transformándola en una recta y modificando por lo tanto, la configuración total de landmarks (Valentin et al. 2008). Para ello, se utilizaron cuatro landmarks dispuestos sobre el eje medio del cuerpo, los cuales fueron descartados posteriormente al momento de realizar el análisis estadístico.

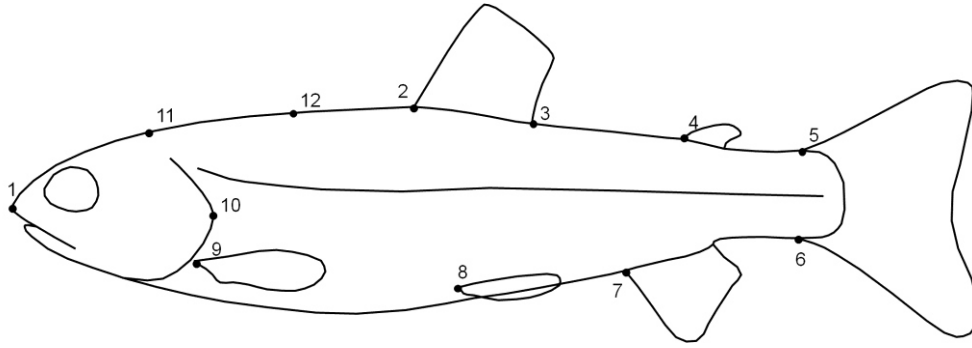


Figura 3. Landmarks utilizados para capturar la forma de la trucha dorada mexicana *Oncorhynchus chrysogaster*. 1, límite anterior; 2 y 3, inserción anterior y posterior de la aleta dorsal; 4, inserción anterior de la aleta globosa; 5 y 6, inserción dorsal y ventral de la aleta caudal; 7 inserción anterior de la aleta anal; 8 Inserción de la aleta pélvica; 9, inserción de la aleta pectoral; 10, máxima curvatura del opérculo; 11 y 12, semi-landmarks sobre la curvatura de la región frontal ubicados equidistantemente entre los landmarks 1 y 2.

Análisis estadístico de datos morfométricos

Las variables de forma, fueron analizadas mediante pruebas estadísticas multivariadas, utilizando el programa MorphoJ, versión 1.05b (Klingenberg 2011). Se realizaron análisis mediante dos aproximaciones, por un lado se llevó a cabo un Análisis de Componentes Principales (ACP), a fin de describir las generalidades de la variación morfológica, independientemente del sitio de procedencia de las truchas. Posteriormente se realizó un Análisis de Función Discriminante (AFD) para determinar las variaciones en la forma del cuerpo de la trucha, que maximizan la separación entre machos y hembras. Se efectuó una prueba de permutaciones con 1000 repeticiones, a fin de otorgar un valor de significancia estadística a la comparación entre la forma media de machos y hembras (Zelditch et al. 2012). Para este análisis fueron excluidos los individuos indeterminados, por lo que para el análisis de dimorfismo sexual, se trabajó con una muestra de 256 ejemplares (132 hembras y 124 machos).

Estudio histológico de las gónadas

Para el estudio histológico se usó un total de 90 individuos de ambos sexos capturados en ocho sitios de muestreo (Tabla 1). A cada ejemplar se le extrajeron las gónadas y fueron fijadas en solución Davidson (Howard y Smith 1983), realizándose el análisis histológico, tanto cualitativo como cuantitativo, en el laboratorio de Histología del CIBNOR (Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C). Se analizaron gónadas de 38 machos, 46 hembras y cuatro organismos indeterminados, seccionándolas en la parte anterior, media y posterior de los ovarios y testículos; cada sección transversal se colocó individualmente en histocasets. El procesamiento histológico que comprende la deshidratación de los tejidos en una serie progresiva de alcoholes (70%, 80%, 90%, 96%, 100%, aclarado en xileno 100%) y posterior infiltración en parafina Paraplast X-Tra, con punto de fusión de 54-56 °C, se llevó a cabo en un procesador de tejidos ASP200S Leica®. Las inclusiones de tejido gonádico en parafina se elaboraron en un centro de inclusión Histoembbeder Leica®. Los moldes con tejido se dejaron enfriar en una placa fría a una temperatura de -5 °C y posteriormente se obtuvieron cortes de cada gónada, con grosor de 4 µm, con un micrótopo de rotación RM 2155 Leica®. Para extenderlos, se colocaron en un baño de flotación con agua y grenetina al 1%, a 43°C, recogiendo los cortes con portaobjetos y se dejaron secar

a temperatura ambiente. Los tejidos fueron teñidos en un equipo automático Auto-Stainer Leica ST5020® con las técnicas de tinción hematoxilina de Harris y contrastados con eosina-floxina (H&E, Sheehan y Hrapchak 1980), Azul Alciano PAS (Ácido Peryódico Schiff) (AAPAS, Bancroft y Stevens 1990) y Sudán Negro (SN, Rodríguez-Moscozo y Arnaiz 1998). Después de la tinción los cortes se montaron con cubreobjetos en resina sintética para su observación al microscopio. Los cortes teñidos con estas técnicas se emplearon para llevar a cabo la clasificación de estadios de desarrollo de las gónadas de *O. chrysogaster*. Las imágenes de los cortes teñidos de las gónadas se capturaron en un sistema de captura y análisis de Imágenes Image Pro Plus (versión 9.0), integrado por un microscopio óptico compuesto de marca OlympusBX50 y una cámara digital Nikon DS-Ri1 conectada a una computadora.

Para la medición de los gametos se digitalizaron imágenes de las laminillas histológicas con diferentes objetivos (4x, 10x, 20x, 40x, 60x y 100x). Para calcular el diámetro de los ovocitos en cada muestra, se obtuvo el área de los ovocitos utilizando el software Image Pro-Plus (versión 9.0), a partir de imágenes digitalizadas. Se midieron 50 ovocitos por laminilla de cada hembra, diferenciándolos por sub-estadio de desarrollo de la ovogénesis y midiendo gametos cuyo núcleo fuera visible. En el programa, una vez asignada la escala de las imágenes se trazó manualmente el perímetro de los ovocitos para el cálculo automático del área.

Para estandarizar el tamaño de los ovocitos, se estimó el diámetro teórico (Dt) a partir del área total de cada ovocito. El diámetro se calculó mediante la fórmula:

$$Dt = \sqrt{\frac{4A}{\pi}}$$

Dónde: Dt = diámetro teórico, A = área y $\pi = 3.1416$ (Saout et al. 1999).

Descripción de estadios de desarrollo gonádico

A partir de las preparaciones histológicas con las técnicas de tinción H&E, AAPAS y SN, se realizó la descripción de los estadios de desarrollo de las gónadas tomando como referencia la clasificación propuesta por Zúñiga-Flores et al. (2011). Estos métodos están basados principalmente en las descripciones de las categorías ovocitarias generales del desarrollo ovárico en peces teleósteos (Yamamoto 1956; Wallace y Selman 1981, 1990; De Vlaming 1983; West 1992; Nakamura 2013).

Estado reproductivo

Con el fin de determinar el estado reproductivo de *O. chrysogaster* se obtuvo la frecuencia relativa de los diferentes estadios de desarrollo gonádico de hembras y las clases reproductivas de los machos para los meses de marzo y por sitio de muestreo, esas frecuencias se graficaron en el programa Excel.

Diámetro de los oocitos en desarrollo

Se evaluó la normalidad de los datos mediante una prueba *a priori* Kolmogorov-Smirnoff y de homocedasticidad de Levene. Para determinar la existencia de diferencias significativas entre los valores obtenidos de la talla de los ovocitos por sub-estadio de desarrollo se usó un análisis de variancia unifactorial (Zar 1999), con el paquete estadístico STATISTICA ®

(versión 8.0 StatSoft Inc.), con un nivel de significancia estadística de $\alpha=0.05$, seguido por una prueba a posteriori de comparación de medias de Tukey ($\alpha=0.05$).

RESULTADOS

Estudio morfométrico del dimorfismo sexual

El análisis de la variabilidad morfológica reveló que el primer componente principal (CP1), explicó un 24.15 % del total de la variación (Fig. 4a, b). El extremo positivo de dicho eje se asoció con un cuerpo más robusto, de mayor altura y un pedúnculo caudal más corto en relación al consenso, así como también con el opérculo retraído hacia el extremo caudal (Fig. 4 c). El CP 2 explicó un 15.67 % de la variación, siendo los valores positivos del eje asociados con truchas que tuvieron un pedúnculo caudal más alto, robusto y alargado; el opérculo con su curvatura máxima en una posición más elevada; una menor distancia entre aletas pélvica y anal y la aleta dorsal más larga. Por último, el CP 3 (11.77 %) mostró ejemplares con la región frontal con una morfología más convexa y la aleta pélvica desplazada hacia la región anterior.

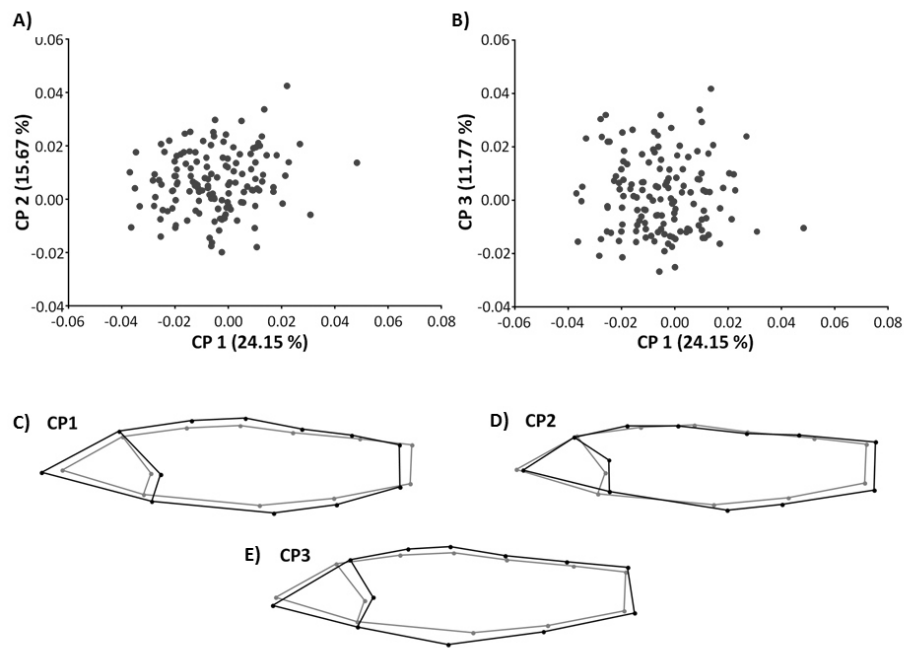


Figura 4. Análisis de componentes principales para la variación de forma en *Oncorhynchus chrysogaster*. Los gráficos de dispersión muestran los scores de cada componente principal A) CP 1 vs. CP 2 y B) CP 1 vs CP 3. Los valores entre paréntesis indican el porcentaje de variación explicado en cada caso. Los gráficos de deformación muestran la forma consenso en gris y la deformación asociada a los componentes principales 1, 2 y 3 (Fig. C, D y E respectivamente). El factor de escala de 0.1.

Se determinó el dimorfismo sexual ($P<0.0001$) mediante un procedimiento de asignación. Los porcentajes de asignación de la AFD fueron menores en machos que en hembras (67% vs 77% respectivamente). Las máximas diferencias en la forma del cuerpo entre machos y hembras se localizaron principalmente en la región de la cabeza de los ejemplares, en

donde los machos tuvieron una cabeza más robusta y alargada, mientras que las hembras presentaron una mayor curvatura y el opérculo desplazado hacia la región oral (Fig. 5).

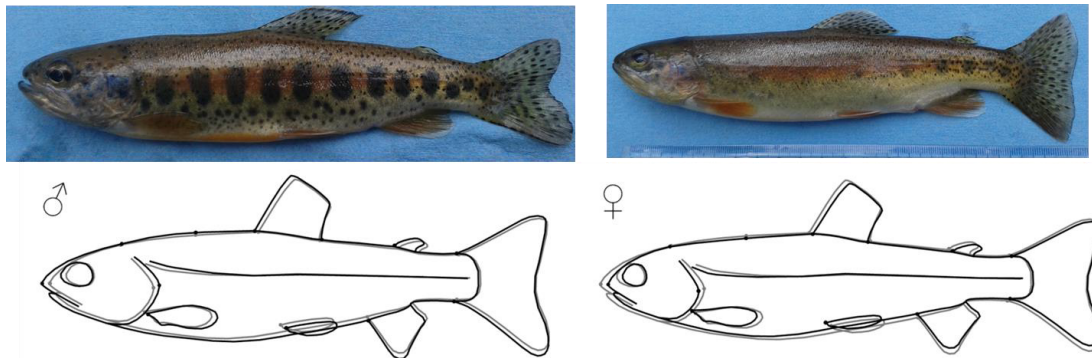


Figura 5. Morfología consenso para machos y hembras de *Oncorhynchus chrysogaster* en negro, respecto al consenso general en gris. En ambos casos la variación respecto al consenso se encuentra maximizada en un factor de 5 para mejorar la visualización de las diferencias.

Estudio histológico de las gónadas

Descripción de estadios de desarrollo gonádico

Las hembras mostraron cinco estadios de desarrollo ovárico.

Previtelogénesis (estadio I) la cual consiste en el crecimiento primario de los ovocitos e incluye tres sub-estadios; nucléolo cromatina, perinucleolo temprano y perinucleolo tardío; estos ovocitos están presentes en los ovarios de las hembras juveniles.

Vitelogénesis (estadio II) consiste en el crecimiento secundario de los ovocitos y se caracteriza por la aparición de vesículas o alvéolos corticales en el ovoplasma que se tiñen con el colorante Azul Alciano, los alvéolos aparecen inicialmente en la periferia del ovoplasma, pero conforme aumentan de tamaño y número, se distribuyen en todo el ovoplasma. La presencia de estas estructuras significa que el ovocito ha comenzado el proceso de vitelogénesis endógena. En este estadio continúa el crecimiento terciario del ovocito caracterizado por la presencia de inclusiones lipídicas en el ovoplasma, en otros ovocitos del mismo estadio se observa la incorporación de los primeros glóbulos de vitelo dando inicio al proceso de vitelogénesis exógena.

Posvitelogénesis (estadio III) el ovocito maduro ha completado la acumulación de vitelo en el ovoplasma y se observa la coalescencia de los glóbulos de vitelo concluyendo el proceso de vitelogénesis.

En el desove (ovulación) se produce el fenómeno conocido como hidratación, que consiste en la incorporación de agua, dando lugar a un crecimiento considerable del ovocito (estadio IV). Posterior al desove, el ovario contiene folículos postovulatorios constituidos por capas foliculares que inician un proceso degenerativo y de reabsorción.

En los ovarios desovados parcialmente continúan presentes ovocitos inmaduros en varias etapas de desarrollo que no fueron desovados (estadio V o post-desove). Los estadios y sub-estadios son descritos con detalle en la Tabla 2 y Figura 6.

Tabla 2. Estadios de desarrollo ovárico y categorías de ovocitos en *Oncorhynchus chrysogaster*. El diámetro de los ovocitos fue analizado usando el sub-estadio como variable independiente en un ANOVA unifactorial ($P < 0.05$). Los datos se reportan como la media \pm error estándar. Letras diferentes indican diferencias significativas, después del análisis *post hoc* (Tukey).

Estadios de desarrollo ovárico	Sub-estadios de ovocitos	Descripción	Diámetro (Media \pm DS) μm
I Previtelogénesis	Nucléolo cromatina	Inicia el crecimiento primario del ovocito: se observa solo un gran núcleo central rodeado de una delgada capa de ovoplasma basófilo. El núcleo contiene un único nucléolo grande.	26.82 \pm 34.15 ^g
	Perinucleolo temprano y tardío	Se observan múltiples nucléolos organizados en la periferia del núcleo, con ovoplasma menos basófilo. No hay inclusiones en el ovoplasma y las células foliculares rodean al ovocito formando una delgada capa. En los ovocitos perinucleolo temprano se pueden observar grandes vacuolas debajo de la membrana celular, estas vacuolas no se observan en el ovocito perinucleolo tardío. Termina el crecimiento primario.	75.60 \pm 9.56 ^g
		Inicia el crecimiento secundario de los ovocitos con la presencia de los alvéolos corticales que empiezan aparecer en la periferia del ovoplasma y se incrementan conforme el ovocito crece. Hay dos tipos de ovocitos con alveolos corticales, unos con alvéolos acumulados en la periferia de la membrana del ovocito y otros con abundantes alveolos dispersos por todo el ovoplasma. En este estadio se da inicio a la vitelogénesis endógena.	141.00 \pm 9.38 ^f
II Vitelogénesis	Alvéolos Corticales	Inicia el crecimiento terciario: se observan pequeños glóbulos lipídicos en abundancia y alvéolos corticales dispersos en el ovoplasma.	215.20 \pm 13.15 ^c
		Pequeños glóbulos aparecen en el ovoplasma. En esta fase se puede observar una delgada zona radiata. El folículo consiste en una capa de células foliculares aplanadas. En este estadio se da inicio a la vitelogénesis exógena.	277.43 \pm 13.39 ^d
	Inclusiones lipídicas	La característica más conspicua es el aumento de tamaño del ovocito debido a la acumulación de gránulos de vitelo que incrementan su tamaño llenando el ovoplasma. Las gotas lipídicas comienzan a coalescer. En este estadio concluye el crecimiento terciario y el proceso de vitelogénesis. La hidratación comienza al final de la maduración antes de la ovulación. La lipoproteína de las vesículas de vitelo se fusiona completamente formando una masa continua de fluido, no se observa gota lipídica. Este proceso concede transparencia al huevo, así como un aumento considerable de tamaño debido a la incorporación de agua. El ovocito hidratado es homogéneo y finalmente granular.	324.34 \pm 13.40 ^d
III Posvitelogénesis	Gránulo de vitelo temprano	Se observa la presencia de folículos postovulatorios con desorganización de las capas de las células foliculares y ovocitos inmaduros no desovados.	437.67 \pm 8.05 ^c
	Gránulo de vitelo avanzado		548.52 \pm 16.56 ^b
IV Desove	Ovocito hidratado		2753.26 \pm 14.90 ^a
V Post-desove			

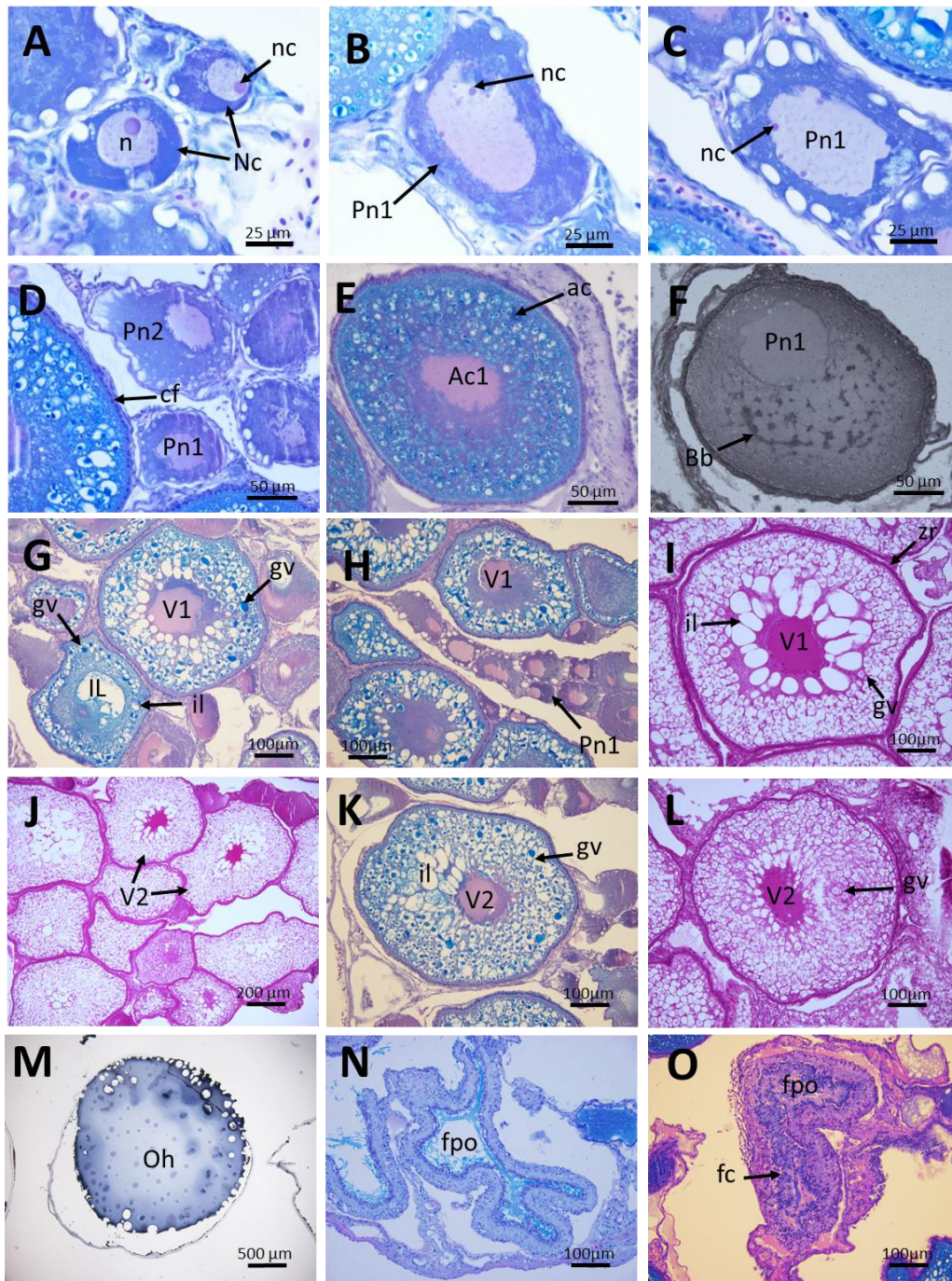


Figura 6. Estadios del desarrollo ovárico de *Oncorhynchus chrysogaster*. A) Previtelogénesis; Cn, ovocito nucléolo cromatina. B) y C) Pn1, ovocito perinucleolo temprano. D) Pn2 ovocito perinucleolo tardío. E) Vitelogénesis; Ac, ovocito alveolo cortical; IL, ovocito inclusión lipídica. F) Bb, cuerpo de Balbiani. G), H), I) V1, ovocito vitelogénico temprano. J), K), L) Posvitelogénesis; V2 ovocito vitelogénico avanzado. M) Desove (hidratación y la ovulación); Oh, ovocito hidratado. N) y O) Postdesove; fpo, folículo postovulatorio; n, núcleo; nc, nucléolo; ac, alvéolos corticales; fc, células foliculares; il, inclusiones lipídicas; zr, zona radiata; gv, gránulos de vitelo. Tinciones Hematoxilina-eosina, AAPAS y SN.

Para los machos la primera clase I o quiescencia contiene espermatogonias y abundante tejido conjuntivo; durante la maduración temprana o clase II la gónada muestra una estructura tubular que contiene espermatogonias, espermatocitos primarios y secundarios; en la maduración intermedia o clase III detectan espermatozoides dentro del lumen del conducto testicular; la maduración avanzada o clase IV presenta los túbulos anastomosados llenos de espermatozoides y la última clase V o regresión corresponde a la degeneración de espermatozoides residuales. Estas etapas del desarrollo se describen en detalle en el Tabla 3 y Fig. 7.

Tabla 3. Estadios de desarrollo testicular de *Oncorhynchus chrysogaster*.

Desarrollo Testicular	Descripción
Clase I Quiescencia	Estadio caracterizado por la presencia de células germinales primordiales, espermatogonias y abundante tejido conjuntivo.
Clase II Maduración Temprana	La estructura tubular es bien definida, conteniendo espermatogonias, espermatocitos primarios y secundarios, con pocas espermátidas. Se observa el lumen está parcialmente cerrado.
Clase III Maduración Intermedia	Presencia de epitelio germinal continuo en la región tubular, epitelio germinal discontinuo en la región del conducto testicular. Los espermatozoides han sido liberados dentro del lumen.
Clase IV Maduración Avanzada	Los túbulos se anastomosan llenos de espermatozoides. Abundante epitelio germinal discontinuo en el extremo distal de los conductos testiculares y epitelio germinal continuo en su extremo proximal.
Clase V Regresión	Degeneración de espermatozoides residuales

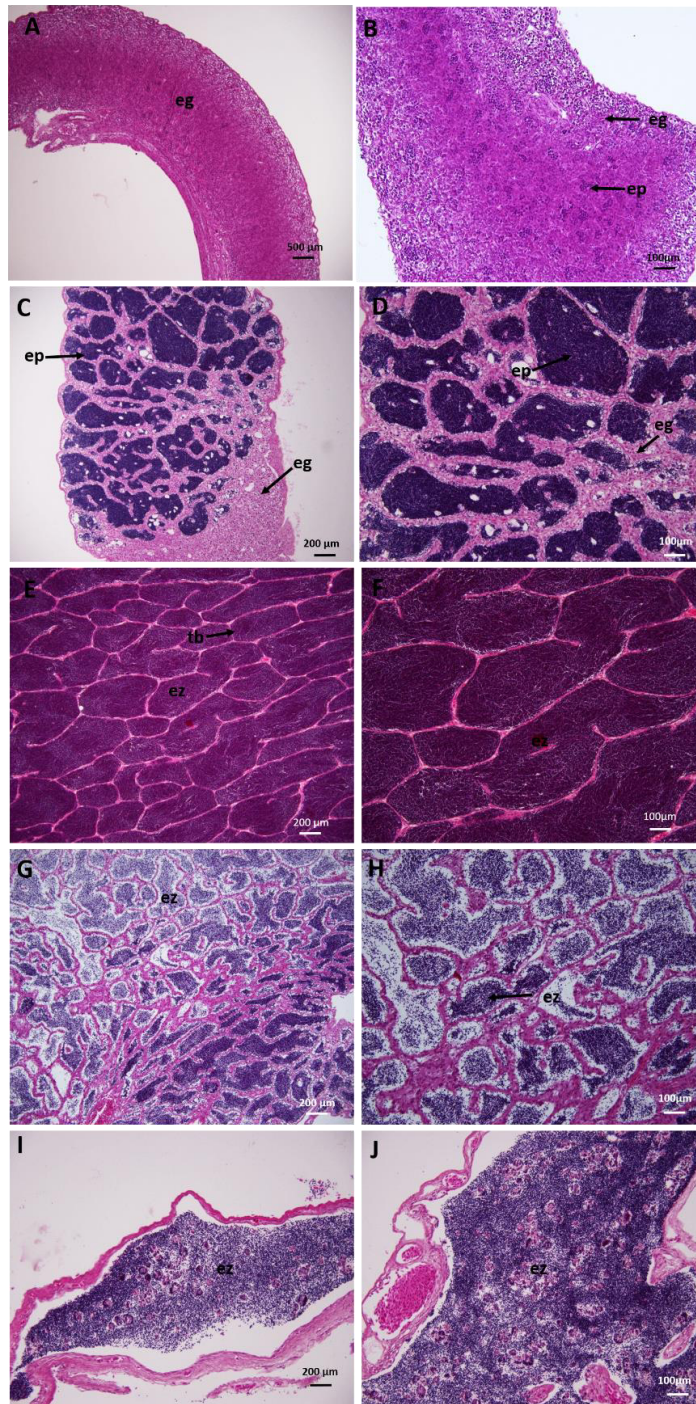


Figura 7. Desarrollo gonádico en machos de *Oncorhynchus chrysogaster* A) y B) Clase I; C) y D) Clase II; E) y F) Clase III; G) y H) Clase IV; I) y J) Clase V; eg, espermatogonias; ep, espermatocitos; ez, espermatozoides; tb; túbulos seminíferos. Tinción Hematoxilina-eosina.

Estado reproductivo

En el mes de marzo en la localidad río Verde (cuenca del río Fuerte), las frecuencias de estadios de desarrollo gonádico en hembras fueron las siguientes; para el estadio I fue 11.11%, estadio II de 55.55% y estadio V de 33.3%. En el arroyo Macheras (cuenca del río

Sinaloa) las hembras en estadio III presentaron una frecuencia del 18.2%, estadio IV con un 18% y estadio V 63.6%. En el arroyo La Osera (cuena del río Sinaloa) las hembras en estadio II presentaron una frecuencia del 25%, en estadio III de 50% y en estadio V de 25% (Tabla 2, Fig. 8A). Estos resultados indican que en el arroyo Macheras, la población de hembras estaba en periodo de desove próximo a terminar y en el río Verde y arroyo Oseras, el desove había concluido y se iniciaba un nuevo desarrollo gonádico, sugiriendo que podría haber un nuevo desove en el próximo mes.

Para el mes de mayo, en la cuena del río Sinaloa las frecuencias de estadios de desarrollo gonádico en hembras fueron las siguientes; en los arroyos Pericos, Cerro Solo y Cebollín, la frecuencia de hembras en estadio III fue del 100%. En el arroyo Agua Blanca (cuena del río Culiacán), el 83% de las hembras se encontraron en estadio II y 16.66% en estadio III (Tabla 2, Fig. 8B). Durante el mes de mayo la población de hembras en las cuenas de los ríos Sinaloa y Culiacán parece iniciar un nuevo desarrollo gonádico.

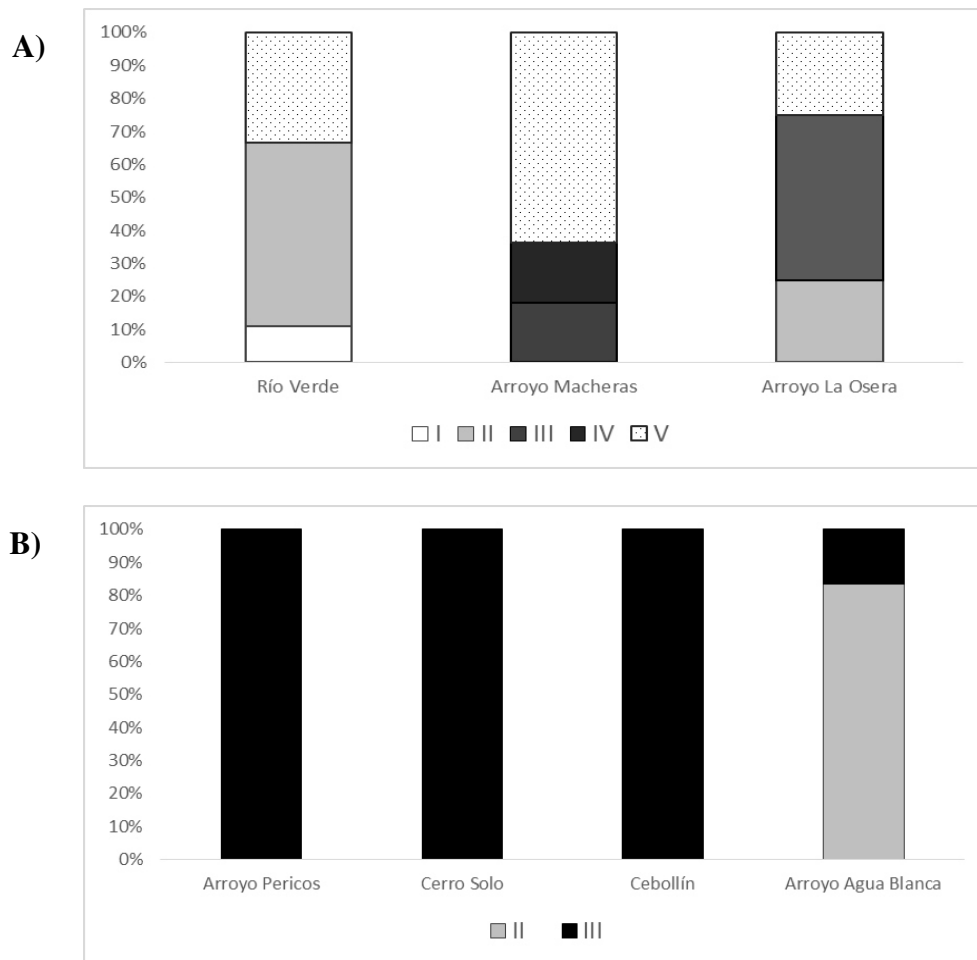


Figura 8. Frecuencia (%) de los estadios de desarrollo gonádico de hembras de *Oncorhynchus chrysogaster* en un período reproductivo. A) Para el mes de marzo en las cuenas del río Fuerte (río Verde) y del Sinaloa (arroyos Macheras y La Osera). B) Para el mes de mayo en las cuenas de los ríos Sinaloa (arroyos Perico, Cerro Solo y Cebollín) y Culiacán (arroyo Agua Blanca).

Respecto al periodo reproductivo de los machos para el mes de marzo en río Verde (cuenca del río Fuerte) la frecuencia de machos en Clase I, II y III fue del 20% en cada una de ellas, y un 40% en Clase IV (maduración avanzada). Para los sitios de la cuenca del río Sinaloa fue como sigue; arroyo Macheras las frecuencias de machos maduros (Clase IV) fue del 55.5% y machos en regresión (Clase V) fue de 44.4%. En el arroyo La Osera la frecuencia de machos en Clase I fue del 11.1%, en Clase III el 44.4% y machos maduros (Clase IV) con un 44.4% (Fig. 9A).

Para el mes de mayo en la cuenca del río Sinaloa las frecuencias fueron; en el arroyo Pericos la frecuencia de machos en Clase I fue del 25%, Clase II 25% y machos en regresión (Clase V) presentó una frecuencia del 50%. En el sitio Cerro Solo se presentó un 80% de machos en Clase I y un 20% en Clase V. En el arroyo Agua Blanca (cuenca Culiacán) el 16.6 % de los machos se encontraron en Clase I y la mayor frecuencia la presentaron los machos en Clase II con un 83.3% (Fig. 9B). La presencia de machos espermeantes durante el mes de marzo estuvo coordinada con la presencia de hembras con óvulos hidratados, mientras que en mayo inician un nuevo periodo reproductivo.

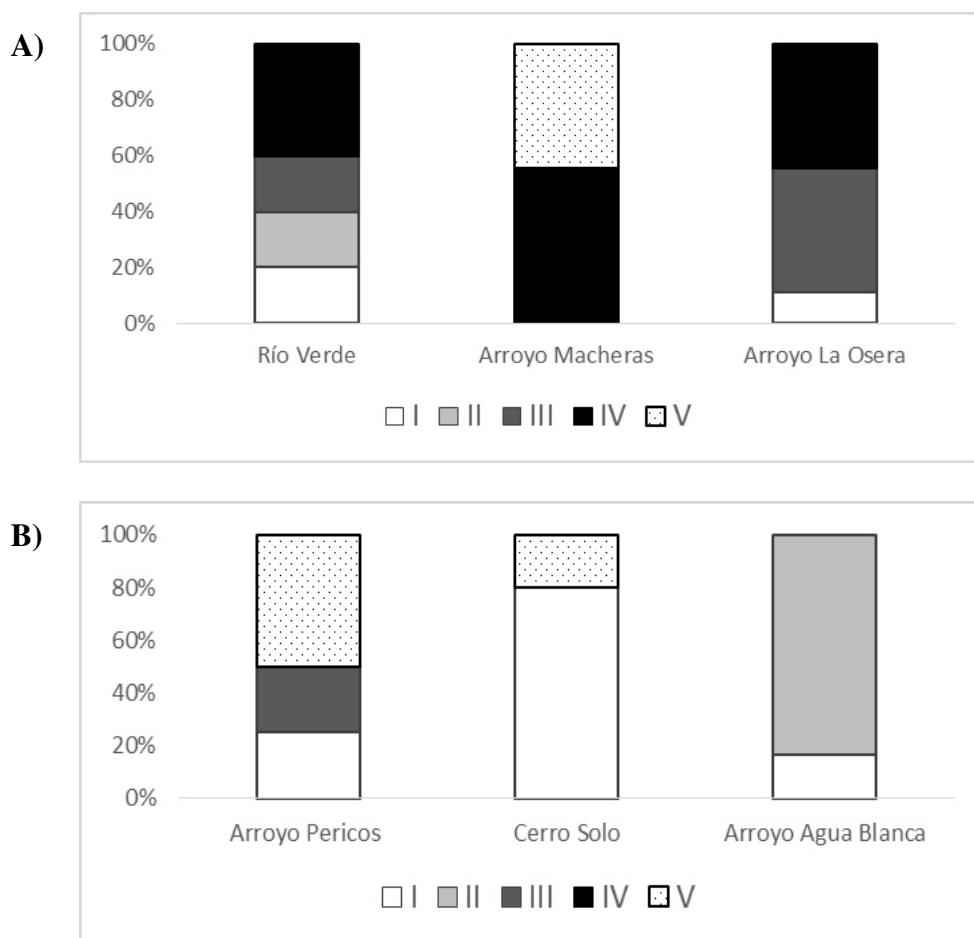


Figura 9. Frecuencia (%) de los estadios de desarrollo gonádico de machos de *Oncorhynchus chrysogaster* en un período reproductivo. A) Para el mes de marzo en las cuencas del río Fuerte (río Verde) y del Sinaloa (arroyos Macheras y La Osera). B) Para el mes de mayo en las cuencas de los ríos Sinaloa (arroyos Perico, Cerro Solo y Cebollín) y Culiacán (arroyo Agua Blanca).

Diámetro de los ovocitos en desarrollo

En general, las tallas máximas de los ovocitos reflejan el avance de la ovogénesis, permitiendo establecer la temporada de mayor frecuencia de hembras con ovocitos más grandes y maduros. En el Tabla 2 y Fig. 10 se muestran siete grupos de ovocitos con diferencias estadísticamente significativas en sus diámetros ($p < 0.05$), los ovocitos hidratados presentaron un diámetro de $2,753.26 \mu\text{m}$ (a). A este estado siguieron los ovocitos vitelogénicos avanzados (maduros) con un diámetro promedio de $548.5 \mu\text{m}$ (b), ovocitos con gránulo de vitelo temprano ($437.67 \mu\text{m}$; c). En el mismo grupo homogéneo se presentan los ovocitos con inclusiones lipídicas ($324.34 \mu\text{m}$, d) y alvéolos corticales avanzados ($277.42 \mu\text{m}$, d), seguidos por los ovocitos con alvéolos corticales tempranos ($215.2 \mu\text{m}$, e), ovocitos perinucleolo tardío ($141 \mu\text{m}$, f) y los ovocitos perinucleolo temprano ($75.6 \mu\text{m}$, g) y nucléolo cromatina ($26.8 \mu\text{m}$, g).

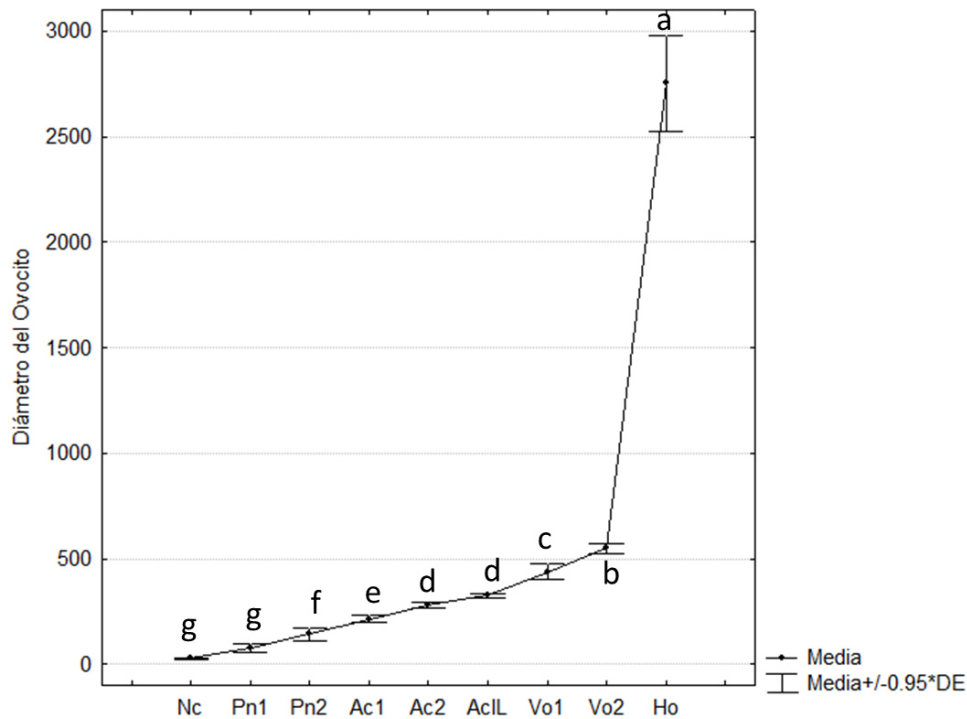


Figura 10. Diámetro promedio (μm) de los ovocitos de *Oncorhynchus chrysogaster* utilizando un ANOVA unifactorial ($P < 0.05$). Las letras indican test de Tukey, ver Tabla 2.

DISCUSIÓN

El rasgo sexual secundario más común en muchas especies de los géneros *Salmo* y *Salvelinus* así como en la mayoría de las especies del género *Oncorhynchus*, es la modificación de la mandíbula de los machos maduros en forma de gancho y con dientes agrandados, aunque las hembras maduras también pueden presentarlo pero en menor grado (Morton 1965). Needham y Gard (1964) reportan que la trucha dorada mexicana no muestra modificación de la mandíbula. Nuestras observaciones durante el periodo de desove, confirman estas observaciones. Es importante resaltar que no había información sobre los rasgos sexuales secundarios en las truchas doradas mexicanas. El análisis de morfometría geométrica reveló diferencias en tamaño y forma de la cabeza, los machos

tuvieron una cabeza más robusta y alargada, mientras que las hembras mostraron una mayor curvatura cefálica y el opérculo desplazado hacia la región oral.

Es difícil determinar qué factores generan el dimorfismo sexual en salmónidos, la alta plasticidad fenotípica en este grupo de peces complica tales evaluaciones. La selección sexual es probablemente un factor crucial (Hedrick y Temeles 1989; Andersson 1994), no obstante, se han reportado otras explicaciones, como por ejemplo un dimorfismo sexual más desarrollado en las especies semélparas (que se reproducen una sola vez y luego mueren), que en las iteróparas (que se reproducen más de una vez a lo largo de su vida), debido a un esfuerzo reproductivo mayor en las primeras (Andersson 1994). Del mismo modo, las especies de salmónidos que han perdido la condición anadrómica y de cuerpo pequeño no muestran un dimorfismo sexual relacionado con las mandíbulas (Taylor 1990; Wilson 1997).

La frecuencia de la reproducción es un rasgo muy variable en los salmoniformes, encontrándose especies completamente iteróparas hasta semélparas, y toda la gama de variación entre estos dos estados (Behnke 1992). La frecuencia de iteroparidad en las especies es menos común en los machos que en las hembras (Wilson 1997). Una característica interesante en la trucha dorada mexicana es que el desarrollo del ovario es tipo asíncrono y consiste en al menos siete poblaciones de ovocitos (sub-estadios) en diferentes etapas de desarrollo en el momento de la madurez previa al desove. Estas diferencias son suficientes evidencias para sugerir que la trucha dorada mexicana es una especie que puede reproducirse más de una vez y por lo tanto es una especie iterópara (Fig. 6, Tabla 2). Además estas truchas han perdido la capacidad de anadromía (Hendrickson et al. 2002) y son de cuerpo pequeño, lo que podría explicar, el nulo desarrollo de las mandíbulas en forma de gancho. En nuestro estudio no se pudo establecer si la especie presenta algún tipo de cortejo sexual y si hay preferencias de las hembras hacia machos con cabeza más robusta y alargada, por lo que es interesante realizar estudios de comportamiento para determinar patrones de cortejo y verificar si la selección sexual es el factor que determina el dimorfismo sexual observado.

La coloración es otro carácter que ha sido reportado como un rasgo sexualmente dimórfico (Behnke 1992). Durante el periodo de desove, el vientre de los machos cambia a tonalidades naranja, la presencia de esta coloración llevo a los autores acuñar el nombre científico de la trucha dorada mexicana (Needham y Gard 1964); nuestras observaciones de campo confirman este cambio de coloración en los machos.

El estado morfológico de los folículos y el diámetro de los ovocitos se analizaron en diferentes etapas del desarrollo ovárico, los cambios observados fueron similares al crecimiento gonádico en la trucha arcoíris *O. mykiss* (Sharma y Bhat 2014) y en otros teleósteos (Grau et al. 2009; Lubzens et al. 2010; Mahomed 2010). El crecimiento de los ovocitos se clasificó en cinco estadios de desarrollo ovárico que incluye siete sub-estadios o categorías ovocitarias, donde el ovocito más avanzado en términos de vitelogenénesis es el rasgo que caracteriza al estadio. Los machos también mostraron cambios en el desarrollo de las gónadas, similares a los de otros salmónidos (Dziewulska y Domagała 2003). Lamentablemente, la microscopía de luz tiene limitaciones para apreciar cambios morfológicos en células pequeñas como los espermatozoides, por lo que la descripción de las clases fue más limitada.

Las gónadas obtenidas para este estudio se obtuvieron durante los meses de marzo y mayo y solo se observaron hembras en desove y machos espermiantes durante el mes de marzo en el arroyo Macheras (cuenca del río Sinaloa). La ocurrencia de hembras y machos

con elementos gonádicos en desarrollo sugieren que durante el mes de mayo se inicia un nuevo periodo reproductivo en las tres cuencas estudiadas. Un muestreo de un ciclo anual en el área de distribución global de la especie, es necesario para determinar de mejor manera la fenología del desove en la trucha dorada mexicana y sus posibles diferencias a nivel de cuenca.

CONCLUSIONES

En este estudio se pudo demostrar que el dimorfismo sexual en la trucha dorada mexicana se manifiesta principalmente en la amplitud y robustez de la cabeza y la posición del opérculo. Esta especie muestra todos los estadios de desarrollo gonadal durante el período reproductivo, demostrando que se reproduce más de una vez al año, por lo que es una especie iteropara. Tanto machos y hembras mostraron gónadas con cinco etapas de desarrollo de sus células sexuales. Los estadios de óvulos hidratados, señal del desove y machos espermiantes se presentaron de manera simultánea durante el mes de marzo, mientras que los machos y hembras con gónadas en diferentes etapas iniciales, sugieren que un nuevo periodo de desarrollo gonádico se presenta en mayo.

AGRADECIMIENTOS

El trabajo fue financiado por el proyecto CONACYT (CB-2010-1:152893). Se contó con los permisos de pesca (SGPA/DGVS/02485/13, SGPA/DGVS/02968/14 y SGPA/DGVS/05052/15), expedidos por la Dirección General de Vida Silvestre de la SEMARNAT. Se agradece a Eulalia Meza Chávez y Noemi Bocanegra Castillo del CIBNOR por su apoyo en los análisis de laboratorio.

REFERENCIAS

- Abadía-Cardoso, A., J.C. Garza, R.L. Mayden and F.J. García-De León. 2015. Genetic structure of Pacific trout at the extreme southern end of their native range. *PLoS ONE* 10(10):e0141775.
- Aksnes, A., B. Gjerde and S.O. Roald. 1986. Biological, chemical and organoleptic changes during maturation of farmed Atlantic salmon, *Salmo salar*. *Aquaculture*. 53: 7-20.
- Andersson, M. 1994. *Sexual selection*. Princeton University Press P, NJ, editor: Princeton University Press, Princeton, NJ.
- Bancroft, J.D. and A. Stevens. 1990. *Theory and practice of histological techniques*. Churchill Livingstone. New York.
- Behnke, R.J. 1992. Native trout of western North America. American Fisheries Society Monograph. 6: 1-275.
- Benítez, H.A. 2013. Sexual dimorphism using geometric morphometric approach. In H Moriyama. *Sexual Dimorphism*. ISBN 978-953-51-1075-0, 150 pages, Publisher: InTech, Chapters published March 27, 2013 under CC BY 3.0 license.
- Dziewulska, K. and J. Domagała. 2003. Histology of salmonid testes during maturation. *Reproductive Biology*. 3(1): 47-61.
- Eberhard, W.G. 1985. *Sexual selection and animal genitalia*. Cambridge, MA: Harvard University Press. 244 p.
- Frank, K.T. and W.C. Leggett. 1994. Fisheries ecology in the context of ecological and evolutionary theory. *Annual Review of Ecology and Systematics*. 25: 401-422.

- Grau, A., M. Linde and A.M. Grau. 2009. Reproductive biology of the vulnerable species *Sciaena umbra* Linnaeus, 1758 (Pisces: Sciaenidae). *Scientia Marina*. 73: 67-81.
- Hedrick, A.V and E.J. Temeles. 1989. The evolution of sexual dimorphism in animals: hypotheses and tests. *Trends in Ecology & Evolution*. 4(5): 136 p.
- Hendrickson, D.A., H. Espinosa-Pérez, L.T. Findley, W. Forbes, J.R. Tomelleri, R.L. Mayden, J.L. Nielsen, B. Jensen, G. Ruiz Campos, A. Varela Romero, A. van der Heiden, F. Camarena and F.J. García-De León. 2002. Mexican native trout: a review of their history and current systematic and conservation status. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*. 12: 273–316.
- Howard, D.W. and C.S. Smith. 1983. Histological Techniques for Marine Bivalve Mollusks. NOAA Technical Memorandum NMFS-F/NEC-25. Massachusetts. 102 p.
- Kendall, D.G. 1977. The diffusion of shape. *Advances in Applied Probability*. 9: 428-430.
- Klingenberg, C.P. 2011. MorphoJ: an integrated software package for geometric morphometrics. *Molecular Ecology Resources*. 11:353–357.
- Lubzens, E., G. Young, J. Bobe and J. Cerda. 2010. Oogenesis in teleosts: How fish eggs are formed. *General and Comparative Endocrinology*. 165: 367-389.
- Maxwell, J. 1995. Swimming with salmon. *Natural History*. 104(9): 29-36.
- Mohamed, A.A. 2010. The reproductive biology and the histological and ultrastructural characteristics in ovaries of the female Gadidae fish *Merluccius merluccius* from the Egyptian Mediterranean water. *African Journal of Biotechnology*. 9: 2544-2559.
- Morton, W.M. 1965. The taxonomic significance of the Kype in American salmonids. *Copeia*. 1: 14-19.
- Nagahama, Y. 1983. The functional morphology of teleost gonads. In: Hoar W.S., Randall D.J., Donaldson E.M. (eds), *Fish Physiology*, Academic Press, New York, 233-275.
- Nakamura, M. 2013. Morphological and physiological studies on gonadal sex differentiation in Teleost fish. *Aqua-BioScience Monographs* 6: 1–47.
- Needham, P.R. and R. Gard. 1964. A new trout from Central Mexico: *Salmo chrysogaster*, the Mexican Golden trout. *Copeia* 1: 169-173.
- Penaluna, B.E., A. Abadía-Cardoso, J.B. Dunham, F.J. García-De León, R.E. Gresswell, A. Ruiz-Luna, E.B. Taylor, B.B. Shepard, R. Al-Chokhachy, C.C. Muhlfeld, K.R. Bestgen, K. Rogers, M.A. Escalante, E.R. Keeley, G. Temple, J.E. Williams, K. Matthews, R. Pierce, R.L. Mayden, R.P. Kovach, J.C. Garza and K.D. Fausch. 2016. Conservation of native Pacific trout diversity in western North America. *Fisheries*. 41(6): 286-300.
- Rodríguez-Moscozo, E. and R. Arnaiz. 1998. Gametogenesis and energy storage in a population of grooved carpet-shell clam, *Tapes decusatus* (Linné, 1787), in northwest Spain. *Aquaculture*. 162: 125-139.
- Rohlf, F.J. 2004. tpsUtil, file utility program. Version 1.58. Department of ecology and evolution, State University of New York at Stony Brook.
- Rohlf, F.J. 2005. tpsDig, digitize landmarks and outlines, version 2.17. Department of Ecology and Evolution, State University of New York at Stony Brook.
- Sandercock, F.K. 1991. Life history of coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*). In: Groot, C.; Margolis, L., eds. *Pacific salmon life histories*. Vancouver, BC: University of British Columbia Press: 395-445.
- Saout. C., C. Quéré, A. Donval, M. Paulet and F. Samain. 1999. An experimental study of the combined effect of temperature and photoperiod on reproductive physiology of *Pecten maximus* from the Bay of Brest (France). *Aquaculture*. 172: 301-314.

- Scott, W.B. and E.J. Crossman. 1973. Freshwater fishes of Canada. *Fisheries Research Board of Canada Bulletin*. 184: 1-966.
- Sharma, R.K. and R.A. Bhat. 2014. Histoarchitectural variations during oocyte growth in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*. 2(2): 177-183.
- Sheehan, D. and B.B. Hrapchak. 1980. Theory and practice of histotechnology. 2nd ed. Ohio: Battele Press. 481 pp Tyler C.R. & Sumpter J.P. (1996) Oocyte growth and development in teleosts. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 6: 287-318.
- Taylor, E.B. 1990. Phenotypic correlates of life-history variation in juvenile chinook salmon, *Oncorhynchus tshawytscha*. *Journal of Animal Ecology*. 59: 455-468.
- Taylor, E.B. 1991. A review of local adaptation in Salmonidae, with particular reference to Pacific and Atlantic salmon. *Aquaculture*. 98: 185-207.
- Valentin, A.E., X. Penin, J.P. Chanut, J.M. Sévigny and F.J. Rohlf. 2008. Arching effect on fish body shape in geometric morphometric studies. *Journal of Fish Biology*. 73: 623–638.
- Wallace, R.A. and K. Selman. 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *American Zoologist*. 21: 325-43.
- Wallace, R.A. and K. Selman. 1990. Ultrastructural aspects of oogenesis and oocyte growth in fish and amphibians. *Journal of Electron Microscopy Technique*. 16: 175- 201.
- West, G. 1992. Methods of assessing ovarian development in fishes: a review. *Australian Journal of Marine and Fresh water Research*. 41: 199-222.
- Willson, M.F. 1997. Variation in salmonid life histories: Patterns and perspectives. Res. Pap. PNW-RP-498. Portland, OR: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Pacific Northwest Research Station. 50 p.
- Yamamoto, K.I. 1956. Annual cycle in the development of ovarian eggs in the flounder, *Liopsetta obscura*. *Journal of the Faculty of Science of Hokkaido University Series VI Zoology*. 12: 362-373.
- Zar, J.H. 1999. Biostatistical analysis. 4 th Ed. Prentice Hall, Upper Saddle River. 1046 p.
- Zelditch, M.L., D.L. Swiderski H.D. Sheets and W. Fink. 2012. *Geometric morphometrics for biologists*. Elsevier, London.
- Zúñiga-Flores, M., S. Ortega-García, C. Rodríguez-Jaramillo and J. López-Martínez. 2011. Reproductive dynamics of the common dolphinfish *Coryphaena hippurus* in the southern Gulf of California. *Marine Biology Research*. 7(7): 677-689.