



UNIVERSIDAD DE SONORA

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS Y
TECNOLÓGICAS

POSGRADO EN BIOCENCIAS

**ESTUDIOS DE LA MADUREZ GONADAL DEL PEZ ÁNGEL
REY *Holacanthus passer* Y DE LA CURVINA DE ALETA
CORTA *Cynoscion parvipinnis*: COMPOSICIÓN PROXIMAL,
PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS Y DESCRIPCIÓN
HISTOLÓGICA DE LAS FASES DE DESARROLLO.**

TESIS

Para obtener el grado de:

DOCTOR EN BIOCENCIAS

Presenta:

PERLA URQUIDEZ BEJARANO

Hermosillo, Sonora, México.

Agosto de 2016

Universidad de Sonora

Repositorio Institucional UNISON



**"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"**



Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

**ESTUDIOS DE LA MADUREZ GONADAL DEL PEZ ÁNGEL
REY *Holacanthus passer* Y DE LA CURVINA DE ALETA
CORTA *Cynoscion parvipinnis*: COMPOSICIÓN PROXIMAL,
PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS Y DESCRIPCIÓN
HISTOLÓGICA DE LAS FASES DE DESARROLLO**

TESIS

**Para obtener el grado de:
DOCTOR EN BIOCENCIAS**

Presenta:

M.C. PERLA URQUIDEZ BEJARANO

Hermosillo, Sonora, México.

Agosto de 2016

APROBACIÓN

Los miembros del Comité designado para revisar la tesis intitulada “Estudios de la madurez gonadal del pez ángel rey *Holacanthus passer* y de la curvina de aleta corta *Cynoscion parvipinnis*: composición proximal, perfil de ácidos grasos y descripción histológica de las fases de desarrollo”, presentada por Perla Urquidez Bejarano, la han encontrado satisfactoria y recomiendan que sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Doctor en Biociencias con especialidad en acuicultura.



Dra. Mayra Lizett González Félix

Co-Directora



Dr. Martín Pérez Velázquez

Co-Director



Dra. Reina Castro Longoria

Sinodal Secretaria



Dr. Amir Darío Maldonado Arce

Sinodal



Dra. Celia Gloria Vázquez Boucard

Sinodal Externo

Dedicada a:

Bertha Julia Bejarano Murrieta y Armando Urquidez Armenta

Los mejores padres, gracias por ofrecerme el apoyo, la calidez y el amor de una familia a la cual amo.

Marlen Griego Janori (†)

Una guerrera que en su corta vida brindó grandes enseñanzas, tus palabras de motivación al inicio de este proyecto permanecerán en mi corazón para siempre.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por su apoyo como becaria durante mi investigación de doctorado. A la Universidad de Sonora por ser nuevamente la institución que me proporciona un nuevo grado académico en sus instalaciones y con su personal de calidad perteneciente al Posgrado en Biociencias del Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora (DICTUS).

A mi Co-directora de tesis Dra. Mayra González por inspirar mi vida profesional, por enseñarme a trabajar con responsabilidad y deseos de superación, gracias por todas las oportunidades brindadas y por su apoyo incondicional como directora de tesis y como amiga.

A mi Co-director de tesis Dr. Martín Pérez por su paciencia para corregir mi labor científica, por ayudarme a cumplir mis expectativas con una constante mejora y convertirme en una persona proactiva y profesional.

A mis sinodales, la Dra. Reina Castro por sus consejos que me ayudaron a crecer profesionalmente, por sus aportaciones para la mejora de esta investigación y por su confianza al abrirme las puertas del laboratorio de Histología. Al Dr. Amir Maldonado por aceptar participar como miembro del comité, gracias por sus sugerencias que favorecieron a un adecuado desarrollo de la tesis; Y a mi sinodal externa Dra. Celia Vázquez por contribuir en mi proceso de formación, su aporte al presente trabajo ha sido de suma importancia, gracias por el interés y su disponibilidad en cada seminario de avances.

Gracias a mis padres por confiar en mí, a mi madre por estar dispuesta a acompañarme en cada larga y agotadora noche de estudio, por cada mañana en que con cariño preparaba el desayuno y por desear para mí siempre lo mejor; Gracias a mi padre por enseñarme que con esfuerzo, trabajo y constancia todo se logra. Gracias por cada consejo y por cada una de sus palabras que guían mi vida. Gracias a ambos por ser mi mayor ejemplo de amor y fortaleza. También quiero agradecer a mis hermanos Hiram y Esmeralda por regalarme lo dulce de la vida por acompañarme y llenarme de momentos felices en estos años. Gracias por ser mi familia.

Deseo destacar mi agradecimiento al grupo de buzos Ulises Becerra, Leopoldo Encinas, Fulgencio García y Juan García, ya que sin su ayuda este trabajo no hubiera sido posible, un millón de gracias por su invaluable apoyo en la captura de los organismos, además son excelentes personas y admirables amantes de la naturaleza; De igual manera gracias a Oscar

Acosta, Sabi León y Francisco León por facilitar su embarcación y por acompañarme en cada muestreo.

Gracias a todo el personal de la Unidad Experimental en Bahía de Kino en especial al técnico Jesús Vázquez porque destinó gran parte de su tiempo en la realización de la presente investigación, gracias Chuy por tu gran apoyo y por ser mi cómplice en cada reto. A la secretaria Yadira Moreno por convertirse en mi amiga, asistente y maestra. Mil gracias Yadi por estar al pendiente y hacer feliz mi estancia en la unidad experimental, eres una gran persona!!!

Le agradezco a la maestra Lorena Bringas por estar presente apoyándome en cada momento de mi evolución desde la licenciatura. Gracias a mis compañeras del Laboratorio de Nutrición Acuícola: Lyra Duarte, Carolina de la Re y Edna Santana por su motivación y apoyo cada día que conviví a su lado, de igual manera a mis compañeros ya egresados Carlos Madonado y Christian Minjarez.

A mis amigas del posgrado Diana Medina, Ana Lucia Gómez y Diana Fimbres por su valiosa amistad, por tantas risas y aventuras, gracias chicas por sus muestras de afecto. Especialmente gracias a mi mejor amiga Angélica Moreno por tu apoyo constante, te agradezco no solo por la ayuda brindada, sino por los buenos momentos en los que convivimos, soy afortunada al tenerte a mi lado, eres una gran amiga. Muchas gracias!

A mis amigos Ramón Flores, Martín Acedo y Juan Gálvez por su apoyo incondicional y sus palabras de aliento.

Además, debo agradecer sinceramente a todas aquellas personas que me han apoyado sin esperar reconocimiento, sus nombres están en mi corazón y sin su colaboración esto no hubiera sido posible.

Este nuevo logro es en gran parte gracias a ustedes; he logrado concluir con éxito mi proyecto de doctorado el cual en un principio parecía interminable. Les dedico mi tesis a ustedes seres queridos que siempre han estado apoyándome en cada meta propuesta, con una sonrisa en mi rostro les expreso que esta meta está cumplida.

RESUMEN

El presente trabajo describe la composición proximal, el perfil de ácidos grasos y las fases de desarrollo de las gónadas de dos especies de peces marinos, *Holacanthus passer* y *Cynoscion parvipinnis*, el primero de ellos de gran interés en el mercado de acuariofilia y el segundo utilizado para consumo humano. Los organismos de *H. passer* fueron capturados durante julio y agosto en El Dátil, Bahía de Kino, Sonora, México. De los 45 ejemplares analizados, 66.7% fueron hembras y 33.3% machos; 16.7% de las hembras tenían gónadas en madurez y el 83.3% estaban en post-desove; el 20% de los machos presentaron gónadas en madurez y 80% estaban post-eyaculadas. Por otro lado, se analizaron un total de 80 organismos de *C. parvipinnis*, 30 organismos cultivados (15 ♀ y 15 ♂) y 50 organismos de origen silvestre (31 ♀ y 19 ♂) capturados en el mes de noviembre en Santa Rosa, Bahía de Kino, Sonora, México. El 100% de las gónadas de *C. parvipinnis* estaban en madurez temprana. En general, el componente más abundante de la composición proximal de las gónadas fue la humedad, y las cenizas el minoritario; la grasa cruda presentó la mayor variación. Los ácidos grasos poliinsaturados y altamente insaturados fueron los más abundantes; en la gónada de ambas especies el ácido docosahexaenoico demostró ser, cuantitativamente, el principal el ácido graso (*H. passer*: 10.83-16.28 y *C. parvipinnis*: 45.32-68.48 mg/g de tejido húmedo de gónada), y el ácido araquidónico también fue cuantitativamente importante. Tanto la información obtenida del perfil de ácidos grasos y la composición proximal de las gónadas pueden servir como posibles indicadores del requerimiento de lípido dietario y de ácidos grasos esenciales para los reproductores, y puede contribuir a la formulación de una dieta balanceada para maduración, que pudiera utilizarse durante el cultivo de ambas especies.

ABSTRACT

The present work describes the proximate composition, the fatty acid profile, and the gonadal developmental stages of two marine fish species, *Holacanthus passer* and *Cynoscion parvipinnis*, the former of great interest in the ornamental fish market and the latter used for human consumption. *H. passer* individuals were captured in July and August at El Datil, Kino Bay, Sonora, Mexico. Out of the 45 sampled individuals, 66.7% were females and 33.3% were males; 16.7% of the females had mature gonads while 83.3% had spent gonads; 20% of the males had mature gonads while 80% had spent gonads. On the other hand, a total of 80 individuals of *C. parvipinnis* were analyzed, 30 of them were cultured (15 ♀ and 15 ♂) and 50 were wild organisms (31 ♀ y 19 ♂) captured in Santa Rosa, Kino Bay, Sonora, Mexico, during the month of November. For *C. parvipinnis*, 100% of the gonads were in an early maturation stage. In general, the most abundant component of the proximate composition was moisture, whereas ash was the minor component, and crude fat was the most variable. Polyunsaturated and highly unsaturated fatty acids were the most abundant among the identified fatty acids; in the gonads of both species, docosahexaenoic acid proved to be, quantitatively, the main fatty acid (*H. passer*: 10.83-16.28 and *C. parvipinnis*: 45.32-68.48 mg/g of wet gonad tissue), and arachidonic acid also was quantitatively important. Information obtained from the fatty acid profile and the proximate composition of the gonads may serve as possible indicators of broodstock's dietary lipid and essential fatty acid requirements, and it may contribute to the formulation of a balanced feed for maturation to be used during the culture of both species.

ÍNDICE GENERAL

PÁGINA

APROBACIÓN	i
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
RESUMEN	v
ABSTRACT	vi
ÍNDICE GENERAL	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	x
ÍNDICE DE TABLAS	xii
INTRODUCCIÓN	1
I. ANTECEDENTES	4
I.1. Características Generales de la Especie <i>Holacanthus passer</i> (Valenciennes 1846)	4
I.2. Características Generales de la Especie <i>Cynoscion parvipinnis</i> (Ayres, 1861)	7
I.3. Reproducción de Peces Teleósteos	10
I.3.1. Ovarios de Peces Teleósteos	14
I.3.2. Testículos de Peces Teleósteos	18
I.4. Fases de Desarrollo Gonadal en Peces	20
I.5. Caracterización Histológica Gonadal	25
I.6. Caracterización Proximal de Gónadas de Peces	25
I.7. El Papel de los Ácidos Grasos en Gónadas de Peces	26
I.8. Concentración Plasmática de Esteroides Sexuales en Peces	27

II. HIPÓTESIS	29
III. OBJETIVOS	30
III.1. Objetivo General	30
III.2. Objetivos Específicos	30
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	31
IV.1. Captura de Reproductores Silvestres	31
IV.1.1. Pez Ángel Rey, <i>H. passer</i>	31
IV.1.2. Curvina de Aleta Corta, <i>C. parvipinnis</i>	34
IV.2. Obtención de las Muestras para Análisis	34
IV.2.1. Muestras de Sangre	34
IV.2.2. Muestras de Gónada	38
IV.3. Evaluación de Índices Biológicos	39
IV.3.1. Factor de Condición de Fulton, K	39
IV.3.2. Índice Viscerosomático, IVS	40
IV.3.3. Índice Hepatosomático, IHS	40
IV.3.4. Índice Gonadosomático, IGS	40
IV.4. Determinación de la Composición Proximal de las Gónadas de Ambas Especies	40
IV.4.1. Determinación de Proteína Cruda	41
IV.4.2. Determinación de Grasa Cruda	41
IV.4.3. Determinación de Humedad	41
IV.4.4. Determinación de Cenizas	42
IV.5. Determinación del Perfil Cualitativo y Cuantitativo de Ácidos Grasos	44
IV.6. Determinación de la Concentración Plasmática de E ₂	44
IV.7. Determinación de las Fases de Desarrollo Gonadal	44
IV.8. Otras Determinaciones	45
IV.8.1. Colesterol	45
IV.8.2. Carotenoides	45
IV.9. Análisis de Datos	50

V. RESULTADOS	51
V.1. <i>Holacanthus passer</i>	51
V.1.1. Determinación de las Fases de Desarrollo Gonadal	51
V.1.2. Índices Biológicos	51
V.1.3. Composición Proximal de las Gónadas	52
V.1.4. Perfil Cualitativo y Cuantitativo de Ácidos Grasos de las Gónadas	52
V.1.5. Concentración Plasmática de E ₂	53
V.2. <i>Cynoscion parvipinnis</i>	62
V.2.1. Determinación de las Fases de Desarrollo Gonadal	62
V.2.2. Índices Biológicos	62
V.2.3. Composición Proximal de las Gónadas	63
V.2.4. Perfil Cualitativo y Cuantitativo de Ácidos Grasos de las Gónadas	64
V.2.5. Concentración Plasmática de E ₂	64
V.2.6. Colesterol y Carotenoides	65
VI. DISCUSIÓN	72
VII. CONCLUSIONES	87
VIII. RECOMENDACIONES	89
IX. LITERATURA CITADA	90
Anexo 1	102
Anexo 2	103
Anexo 3	104
Anexo 4	105

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA		PÁGINA
1	<i>Holacanthus passer</i> . a) organismo juvenil, b) organismo adulto.	6
2	Organismo adulto de <i>Cynoscion parvipinnis</i> .	9
3	Eje Hipotálamo-Hipófisis-Gónada.	13
4	Regulación de la ovogénesis de peces teleósteos.	17
5	Regulación de la espermatogénesis de peces teleósteos.	19
6	Zona de captura de pez ángel rey, <i>Holacanthus passer</i> .	32
7	Organismos capturados de pez ángel rey, <i>Holacanthus passer</i> .	33
8	Zona de captura de curvina de aleta corta, <i>Cynoscion parvipinnis</i> .	35
9	Organismos capturados de curvina de aleta corta, <i>Cynoscion parvipinnis</i> .	36
10	Metodología para la obtención de muestras para análisis de E ₂ en plasma sanguíneo de <i>H. passer</i> y <i>C. parvipinnis</i> .	37
11	Metodología para la obtención de gónadas de <i>H. passer</i> y <i>C. parvipinnis</i> .	38
12	Determinación de los índices biológicos de <i>H. passer</i> y <i>C. parvipinnis</i> .	39
13	Determinación de la composición proximal de gónadas de <i>H. passer</i> y <i>C. parvipinnis</i> .	43
14	Secuencia del proceso para el análisis de ácidos grasos.	46
15	Análisis histológico de las gónadas de <i>H. passer</i> y <i>C. parvipinnis</i> .	47
16	Secuencia del proceso de deshidratación, aclaración e inclusión en parafina de las muestras utilizadas para el análisis histológico.	48
17	Procedimiento utilizado para tinción de gónadas con hematoxilina y eosina.	49

18	Ovarios en madurez de hembras silvestres de <i>H. passer</i> . A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.	54
19	Ovarios en post-desove de hembras silvestres de <i>H. passer</i> . A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.	55
20	Testículos en madurez de machos silvestres de <i>H. passer</i> . A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.	56
21	Testículos post-eyaculados de machos silvestres de <i>H. passer</i> . A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.	57
22	Ovarios en madurez temprana de hembras silvestres y cultivadas de <i>C. parvipinnis</i> . A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.	66
23	Testículos en madurez temprana de machos silvestres y cultivados de <i>C. parvipinnis</i> . A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.	67

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA		PÁGINA
1	Fases de desarrollo gonadal de hembras de <i>H. passer</i> (Arellano-Martínez <i>et al.</i> , 1999).	21
2	Fases de desarrollo gonadal de machos de <i>H. passer</i> (Arellano-Martínez <i>et al.</i> , 1999).	22
3	Etapas de desarrollo de los ovocitos de <i>C. othonopterus</i> (Gherard <i>et al.</i> , 2013).	23
4	Clases de desarrollo gonadal de hembras y machos de <i>Cynoscion nebulosus</i> (Brown-Peterson, 2003).	24
5	Índices biológicos de hembras y machos silvestres de <i>H. passer</i> capturados en El Dátil. Abreviaturas: IGS = Índice Gonadosomático, K = Factor de Condición.	58
6	Composición proximal de gónadas de hembras y machos silvestres de <i>H. passer</i> capturados en El Dátil.	59
7	Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de hembras en estado de madurez y en post-desove de organismos silvestres de <i>H. passer</i> capturados en El Dátil.	60
8	Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de machos en estado de madurez y post-eyaculadas de organismos silvestres de <i>H. passer</i> capturados en El Dátil.	61
9	Índices biológicos de hembras y machos silvestres y cultivados de <i>C. parvipinnis</i> capturados en Santa Rosa. Abreviaturas: E.E. = Error Estándar, K = Factor de Condición, IGS = Índice Gonadosomático, IVS = Índice viscerosomático, IHS = Índice Hepatosomático.	68
10	Composición proximal de gónadas de hembras y machos silvestres y cultivados de <i>C. parvipinnis</i> capturados en Santa Rosa.	69

11	Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de hembras silvestres y cultivadas de <i>C. parvipinnis</i> capturadas en Santa Rosa.	70
12	Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de machos de silvestres y cultivados de <i>C. parvipinnis</i> capturados en Santa Rosa.	71
13	Perfil de DHA y ARA (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de ambas especies.	86

INTRODUCCIÓN

La acuicultura ha sido tradicionalmente enfocada a la producción de organismos que satisfacen la necesidad de proteína de la población mundial. Las cifras de producción mundial más recientes mediante esta actividad económica indican un crecimiento sostenido que alcanzó los 66.6 millones de toneladas en el año 2012, de las cuales aproximadamente 5.5 millones de toneladas corresponden a la producción de peces marinos (FAO, 2014). Sin embargo, el cultivo de especies para consumo humano no es su única aplicación, ya que la acuicultura también produce especies en peligro de extinción para el repoblamiento de poblaciones silvestres, así como especies ornamentales. Este último caso, denominado acuariofilia, es la cría de peces y otros organismos acuáticos para exhibición en acuarios mantenidos bajo condiciones controladas. La demanda en el mercado ha aumentado el precio de muchas especies marinas ornamentales, convirtiendo a esta industria en una actividad económicamente rentable (Bruckner, 2005; Livengood y Chapman, 2007; Wabnitz *et al.*, 2003). No existe información exacta con respecto al valor del comercio internacional de peces de ornato; aun así, se estima que su importación genera ganancias por aproximadamente US\$ 278 millones de dólares, de los cuales entre US\$ 28 y 44 millones de dólares corresponden a peces ornamentales marinos (Lango-Reynoso *et al.*, 2012).

A nivel mundial se comercializan alrededor de 1,471 especies de peces ornamentales marinos (Wabnitz *et al.*, 2003), de las cuales alrededor de 320 son capturadas en el Golfo de California (Piña-Espallargas, 2000), cifra que representa cerca del 22% del total. En esta categoría las especies que poseen mayor apreciación comercial son aquellas que se caracterizan por tener una coloración atractiva y forma exótica. Las damiselas y peces payaso, pertenecientes a la familia Pomacentridae, así como los peces ángel, pertenecientes a la familia Pomacanthidae y que incluye al pez ángel rey, *Holacanthus passer*, una de las especies objeto del presente estudio, son familias que incluyen aproximadamente la mitad de las especies para el comercio ornamental (Lango-Reynoso *et al.*, 2012).

La acuariofilia de peces marinos depende fundamentalmente de la captura de organismos silvestres. En este sentido, el esfuerzo pesquero intensivo necesario para abastecer el comercio de especies marinas para acuariofilia ha desempeñado un papel importante en la disminución de las poblaciones de peces ornamentales marinos y en el deterioro de los arrecifes de coral, en contraste con las especies ornamentales de agua dulce, de las que actualmente se producen en cautiverio más del 90% de los peces comercializados (Wabnitz *et al.*, 2003). Lamentablemente, el pez ángel rey no escapa a los aspectos negativos de la acuariofilia de especies marinas, ya que su comercialización también depende en su totalidad de la extracción del medio natural (Sánchez-Alcántara *et al.*, 2006), habiéndose estudiado muy escasamente algunos aspectos que conciernen a su ecología y su biología (Aburto-Oropeza *et al.*, 2000; Arellano-Martínez *et al.*, 1999; Arellano-Martínez y Ceballos-Vázquez, 2001).

Bajo este escenario, los avances y aportaciones que logra la acuicultura en la reproducción de especies de peces marinos bajo condiciones controladas representan una gran oportunidad para promover la acuicultura sustentable (Moretti *et al.*, 1999), incluyendo la de las especies ornamentales marinas como el pez ángel rey *H. passer*, ya que su reproducción controlada en cautiverio contribuiría no solamente a satisfacer la demanda del mercado de acuariofilia, sino que también mitigaría la presión de pesca sobre la especie e incluso serviría al propósito de restitución de poblaciones naturales. Sin embargo, el dominio de las técnicas de reproducción de peces marinos para el suministro confiable de huevos fértiles y juveniles es una tarea larga y complicada que exige como pre-requisito el conocimiento de aspectos básicos de la biología reproductiva de las especies, tales como establecer las fases de desarrollo de las gónadas, así como su composición química, *e.g.*, proximal y de ácidos grasos, que son usados como modelos para determinar el potencial reproductivo, la talla o edad de primera madurez sexual, requerimientos y estatus nutricional, etc., todas ellas herramientas útiles en el manejo de reproductores en cautiverio.

Lo anterior aplica no solamente a peces marinos ornamentales, sino también a todas aquellas especies para consumo humano con potencial acuícola. Tal es el caso de algunas especies de curvinas o roncadores, un grupo de peces marinos pertenecientes a la familia Scianidae que está bien representada en las aguas de nuestro país con al menos 30 especies reportadas tan solo en las aguas del Golfo de California (Van der Heiden, 1985). Entre ellas, la

curvina de aleta corta, *Cynoscion parvipinnis*, la segunda especie objeto de estudio del presente proyecto, ha despertado el interés de productores e investigadores como una nueva especie candidata para la acuicultura. Se trata de una especie apreciada por la calidad de su carne y que cuenta con una aceptación bien establecida en el mercado local y regional. Estudios realizados recientemente en la Universidad de Sonora sugieren que la curvina de aleta corta posee excelentes características biológicas que favorecen su cultivo, entre las que destacan aceptables tasas de crecimiento y supervivencia, aceptación del alimento balanceado en cautiverio, así como buenos índices de conversión alimenticia. Adicionalmente, tiene la ventaja de ser una especie eurihalina que se adapta a ambientes de baja salinidad, lo que abre un abanico de posibles áreas donde es factible su cultivo. Se ha observado que la curvina de aleta corta puede alcanzar la madurez sexual a una talla moderada y a una edad relativamente temprana, posiblemente de menos de 2 años. Las implicaciones de estas características incluyen aspectos muy importantes: un menor tiempo y menor costo para la obtención de organismos reproductores, y por consiguiente, un menor costo en la obtención de críos, así como la posibilidad de realizar la reproducción de esta especie en infraestructura de menores dimensiones y a menor costo en comparación con especies de gran talla. Por ello, en conjunto con otras instituciones del noroeste del país, tales como el Centro Reproductor de Especies Marinas del Estado de Sonora (CREMES), se han iniciado ensayos de desoves de ejemplares silvestres de curvina de aleta corta con la finalidad de elucidar aspectos zootécnicos de la reproducción y la larvicultura de esta especie.

En su conjunto, el presente proyecto comprende el estudio de aspectos básicos de la biología reproductiva, hasta ahora desconocidos en su mayor parte, de dos especies de peces marinos, una de ellas utilizada para consumo humano y la otra de gran interés y valor en el mercado nacional e internacional de acuariofilia. El desarrollo de la acuicultura esta indudablemente basado en la manipulación de las especies de peces de interés (Mehdi y Ehsan, 2011), por ello, el conocimiento sistemático de aspectos básicos de la biología reproductiva del pez ángel rey y de la curvina de aleta corta, tales como las fases de desarrollo gonadal, composición proximal y perfil de ácidos grasos de las gónadas, entre otros, sentará las bases para impulsar su reproducción y manejo bajo condiciones controladas y así impulsar la acuicultura y acuariofilia sustentable de estas especies.

I. ANTECEDENTES

I.1. Características Generales de la Especie *Holacanthus passer* (Valenciennes 1846)

La especie *H. passer* es comúnmente conocida como pez ángel rey y pertenece a la familia Pomacanthidae, considerada una de las familias de especies con mayor demanda comercial.

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Pomacanthidae

Género: *Holacanthus*

Especie: *Holacanthus passer*

Existe una clara diferenciación relacionada con la coloración entre organismos en etapa juvenil y organismos en etapa adulta (Figura 1). Los adultos son de color azul con una barra blanca lateral a nivel del borde posterior de la aleta pectoral; la aleta caudal es amarilla, y las aletas pélvicas blancas en los machos y en las hembras de color amarillo. Los juveniles presentan color marrón anaranjado con barras azules laterales en todo el cuerpo y cabeza (Thomson *et al.*, 2000).

Se trata de una especie no migratoria, nativa del océano Pacífico, su distribución abarca desde el norte de la costa de Baja California, México, hasta la costa norte de Perú y las islas Galápagos en Ecuador (Arellano-Martínez *et al.*, 1999; Aburto-Oropeza *et al.*, 2000; Pyle *et al.*, 2010). El pez ángel rey habita en profundidades entre 5 y 30 metros, además está clasificado como un organismo omnívoro, puesto que se alimenta de comunidades bénticas, particularmente de algas e invertebrados sésiles; también dentro de sus hábitos alimenticios se han descrito comportamientos coprófagos, pues es común observar organismos de esta especie

alimentándose de las heces de *Chromis atrilobata*, una especie de pez damisela (Aburto-Oropeza *et al.*, 2000; Aburto-Oropeza y Balart, 2001).

Referente a su biología reproductiva, se ha observado que la madurez sexual se alcanza a la talla de 170 mm, con una fecundidad de alrededor de 59,000 huevos por desove. Los individuos de esta especie son hermafroditas protóginos, de tal manera que poseen capacidad para cambiar su sexo según la abundancia de hembras y de machos en su población. Además, existe dimorfismo sexual, las hembras son más pequeñas que los machos con una longitud de aproximadamente 120-280 mm y 160-390 mm respectivamente. Del mismo modo, se ha establecido que es un desovador parcial con desarrollo gonadal asincrónico, lo que le permite realizar múltiples desoves durante su temporada de reproducción. Estudios realizados en el área de cueva de León, Baja California Sur, indican que la época de reproducción para *H. passer* ocurre entre los meses de abril y noviembre cuando se presentan las máximas temperaturas en el área geográfica señalada, las cuales oscilan entre 27 y 30°C. (Arellano-Martínez *et al.*, 1999; Aburto-Oropeza *et al.*, 2000).

Esta especie de interés para su exhibición en acuarios es capturada utilizando equipo de buceo y redes de mano sin causar aparentes daños en su hábitat. *Holacanthus passer* se ha convertido un objetivo importante para el comercio de acuarios en América Latina, especialmente en México y Costa Rica. Los organismos juveniles capturados se exportan a Estados Unidos y otras partes del mundo donde cada individuo alcanza un precio en el mercado de más de 200 dólares (Piña-Espallargas, 2000). Actualmente la especie se encuentra sujeta a protección especial por la NOM-059-SEMARNAT-2001 del Diario Oficial de la Federación (Norma Oficial Mexicana, 2002), estatus que fue otorgado en 1996 debido a la presión de pesca excesiva; una especie en esta particular situación solo se puede extraer del medio en cantidades limitadas (Sánchez-Alcántara *et al.*, 2006).

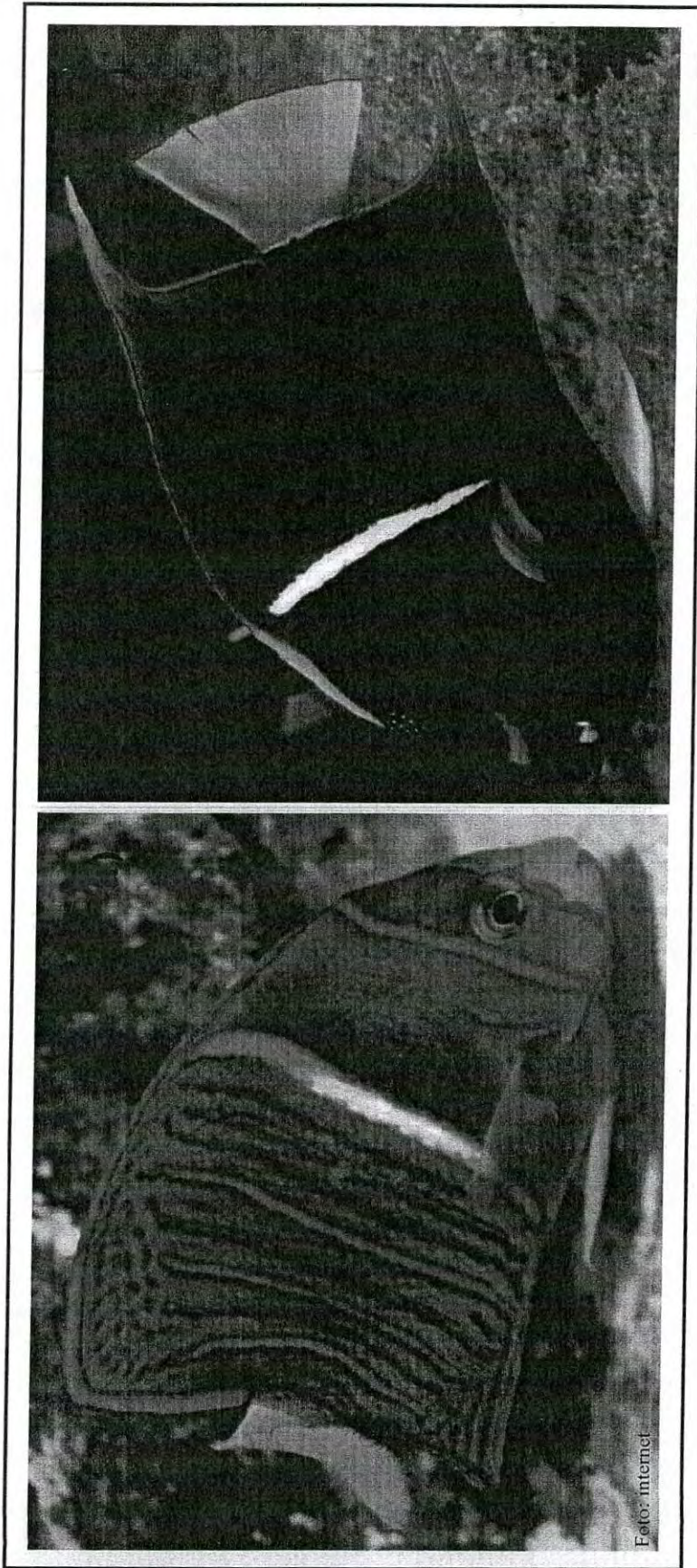


Figura 1. *Holacanthus passer*. a) organismo juvenil, b) organismo adulto.

I.2. Características Generales de la Especie *Cynoscion parvipinnis* (Ayres, 1861)

La curvina de aleta corta pertenece a la familia Sciaenidae, la cual incluye alrededor de 70 géneros y 270 especies que se distribuyen en regiones templadas y tropicales del mundo.

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Sciaenidae

Género: *Cynoscion*

Especie: *Cynoscion parvipinnis*

Posee un cuerpo alargado, robusto, comprimido y ovalado en sección transversal; además, la cabeza es larga y puntiaguda. La boca es ligeramente oblicua, grande, y termina detrás del borde posterior del ojo; la mandíbula inferior proyectante; sin barbillas o poros en el mentón; posee de 7 a 9 branquiespinas inferiores; la parte frontal de la mandíbula superior con 1 par de caninos grandes y puntiagudos; el margen del preopérculo liso; la aleta dorsal posee una base larga, con un espacio corto entre las dos partes, VII-IX + I, 21-23; la aleta anal II, 10-11; las aletas pectorales son cortas con 15-16 radios; el margen posterior de la aleta caudal es levemente cóncavo; las aletas anal y dorsal son suaves con una banda angosta de escamas en la base de la misma; 65-75 escamas en la línea lateral; las escamas de la línea lateral más pequeñas que las escamas adyacentes; la línea lateral arqueada anteriormente y volviéndose recta cerca del nivel del origen de la aleta dorsal. Es un pez de color plateado, gris azul dorsalmente; la axila de la aleta pectoral de color cenizo; es posible observar una coloración anaranjado amarillo dentro de la boca, con un creciente oscuro detrás de dientes inferiores centrales, mientras que adentro del opérculo la tonalidad es oscura (Figura 2). Se distribuye desde el sur de California, en todo el Golfo de California y hasta Mazatlán. Un organismo adulto de *C. parvipinnis* puede alcanzar una longitud y peso de hasta 60 cm y 3.5 kg respectivamente. Habita en aguas costeras, usualmente afuera de playas arenosas en profundidades entre 1 y 100 metros. Es de hábitos alimenticios carnívoros. Su dieta consiste en pulpos, calamares, sepias y peces óseos (Chao, 1995). El único aspecto publicado referente

a su reproducción menciona que tanto sus huevos como sus larvas son pelágicas (Discover Life, 2016), desconociéndose información básica sobre la biología reproductiva de la especie.

La Carta Nacional Pesquera publicada en el Diario Oficial de la Federación considera a las curvinas como recurso de interés para el consumo humano; se comercializan en fresco y en presentación congelado eviscerado. El volumen total de la captura es para el consumo local y regional. Actualmente la pesquería de corvinas se encuentra bajo el estatus de pesquería aprovechada al máximo sustentable. En Sonora la producción total en el periodo 2000-2007 fue de 3,104 toneladas (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación 2006, 2010).

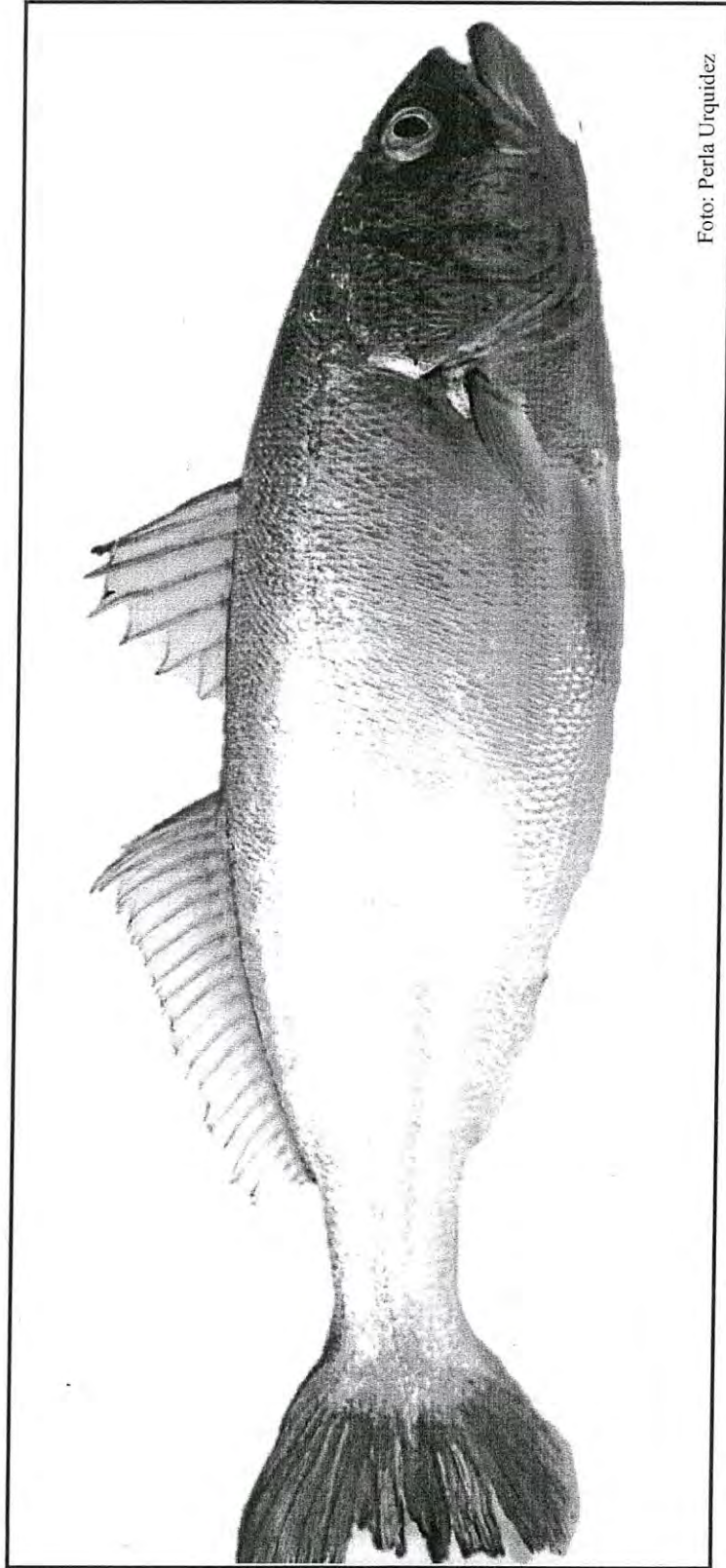


Foto: Perla Urquidez

Figura 2. Organismo adulto de *Cynoscion parvipinnis*.

I.3. Reproducción de Peces Teleósteos

Todos los seres vivos aseguran la continuidad de su especie, la formación de nuevos organismos y la transmisión de la información genética de una generación a otra mediante el proceso de reproducción. En los peces óseos la reproducción es generalmente cíclica en periodos regulares; no obstante, la duración entre cada ciclo reproductivo es variable ya que para algunas especies se trata de periodos cortos perdurando unas semanas, y en otros casos las fases de reposo entre cada ciclo reproductivo pueden prolongarse algunos meses (Lagler *et al.*, 1977). Sin embargo, no se trata solo de la duración de la etapa reproductiva, otro aspecto importante es la frecuencia con la que ocurren los desoves, éste aspecto también es variable y ocurre en función de la estrategia reproductiva de cada especie, por ejemplo, algunas desovan solo en una temporada específica, otros peces pueden desovar varias veces al año, y algunas otras especies se reproducen solo una vez en su vida.

Los organismos que tienen solamente un esfuerzo reproductivo fuerte, es decir que invierten toda su energía almacenada durante su desarrollo en un ciclo reproductivo para después morir, se conocen como organismos semélparos, es una estrategia reproductiva presentada por un limitado número de especies. Por lo contrario, la gran mayoría de los peces poseen un patrón reproductivo de tipo iteróparo, en el cual producen crías durante un momento en el tiempo y repiten su ciclo reproductivo a lo largo de su vida (Murua y Saborido-Rey, 2003; Lowerre-Barbieri *et al.*, 2011).

El desarrollo de las gónadas y los procesos que implican la madurez de las mismas están firmemente sincronizados con el ambiente, principalmente con la duración del día y las oscilaciones en la temperatura (McMillan, 2007). Para que la reproducción tenga éxito, los organismos no solo deben sincronizarse con las variaciones ambientales de su hábitat, si no también debe existir una sincronización de los reproductores entre sí, de forma que maduren simultáneamente (Muñoz, 2009). Por lo tanto, los estímulos ambientales y sociales son los que proveen señales indicativas sobre cuando un animal debe reproducirse. Si los ritmos de reproducción de uno y otro sexo estuvieran desfasados, la fecundación sería imposible y la especie no sobreviviría (Prieto-Gómez y Velázquez-Paniagua, 2002).

De acuerdo con lo anterior, para asegurar que los organismos se encuentren en condiciones de reproducirse en la estación apropiada, un mecanismo fisiológico debe controlar el momento de la maduración de la gónada. Los factores tanto externos como internos son integrados por el sistema nervioso central, procesados a través de los circuitos cerebrales y finalmente transmitidos a los sistemas neuronales específicos que a su vez actúan sobre el sistema endocrino (Kah, 1986).

El ciclo reproductivo de los peces se puede dividir en dos grandes fases. La proliferación, crecimiento y diferenciación de los gametos constituyen la primera fase (gametogénesis y vitelogénesis), mientras que la maduración de ovocitos y espermatozoides y la preparación para su liberación constituye la segunda fase (ovulación y espermiación) (Mylonas y Zohar, 2001). Las rutas endocrinas mencionadas con anterioridad están relacionadas complejamente, se encuentran presentes en algún espacio del eje hipotálamo-hipófisis-gónada, por lo tanto, este eje es quien regula o controla los eventos reproductivos en los peces (Aruke y Goksoyr, 2003; Mylonas y Zohar, 2001; Mehdi y Ehsan, 2011).

A continuación, se describen las interacciones neuro-endocrinas que tienen lugar a lo largo del eje hipotálamo-hipófisis-gónada (Figura 3): los estímulos ambientales y sociales son percibidos por terminaciones nerviosas, principalmente fotoreceptores y quimiorreceptores ubicados en los diversos órganos sensoriales de los peces. Los estímulos ambientales convertidos en señales electroquímicas se dirigen por medio de las neuronas al cerebro, específicamente al hipotálamo, región cerebral cuya función dentro del eje es la síntesis de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), la cual, por su actividad y estructura, es clasificada como un neuropéptido. El hipotálamo está en contacto con la glándula pituitaria o hipófisis por medio de circuitos neuronales, la GnRH se une a receptores específicos presentes en la membrana de las células gonadotropas hipofisarias estimulando la síntesis y secreción de dos tipos de hormonas de naturaleza glicoproteica conocidas como gonadotropinas, en específico, la hormona folículo estimulante (FSH o GtH I) y la hormona luteinizante (LH o GtH II). Posteriormente, ambas hormonas gonadotropinas son liberadas de la hipófisis hacia el torrente sanguíneo; en la gónada la GtH I promueve la gametogénesis y la síntesis de esteroides sexuales, dando lugar a la producción de testosterona (T), la cual por medio de aromatización en su estructura molecular dará origen al estradiol (17β -estradiol o E_2). En

hembras se ha descrito actividad esteroidogénica en las células foliculares mientras que en los machos tiene lugar principalmente en las células de Leydig. En peces, el hígado es el principal tejido diana de E₂; dependiente del E₂, el hígado sintetiza vitelogenina, una proteína que constituye el vitelo de los ovocitos. La vitelogenina es liberada del tejido hepático, transportada hasta las gónadas por el torrente sanguíneo, y subsecuentemente absorbida e incorporada a los ovocitos vía micropinocitosis. Finalmente, en la gónada la GtH II favorece la maduración de los gametos como respuesta a la secreción de esteroides sexuales (andrógenos y progestinas) estimulando la ovulación y espermiación (Nagahama, 1994; Mylonas y Zohar, 1998; Mylonas y Zohar, 2001; Zohar *et al.*, 2010). En síntesis, la reproducción es el efecto de la sincronización de los reproductores entre sí y de éstos con las variaciones de los factores ambientales, dicho de otra manera, es la suma de variables tanto fisiológicas como ambientales.

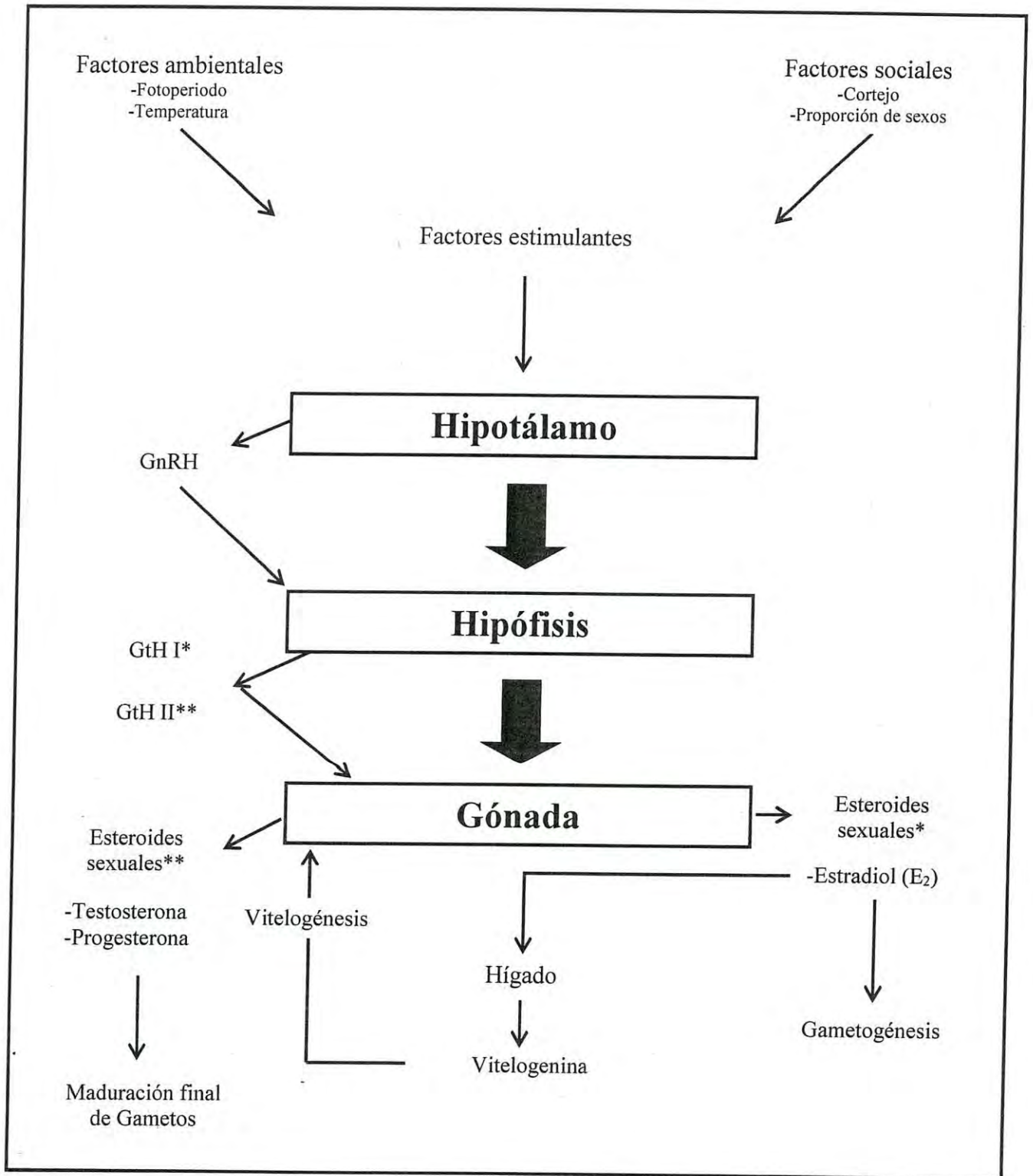


Figura 3. Eje Hipotálamo-Hipófisis-Gónada.

I.3.1. Ovarios de Peces Teleósteos

Las hembras de peces presentan diferencias en la estructura anatómica de sus ovarios, dichas variaciones dependen tanto de su estrategia reproductiva, del momento del ciclo reproductivo, así como también del patrón de desarrollo ovárico. Con base en la dinámica de la organización del ovario, Wallance y Selman (1981) han definido tres tipos de ovarios: 1) sincrónico, donde todos los ovocitos se desarrollan y ovulan al mismo tiempo; 2) sincrónico por grupos, donde al menos dos poblaciones de ovocitos se pueden reconocer en distintas etapas; 3) asincrónico, donde ovocitos en todas las etapas de desarrollo están presentes sin poblaciones dominantes.

Por lo general el ovario es un órgano bilobulado, formado por un tejido de soporte o estroma ovárico recubierto por una membrana serosa peritoneal que constituye el epitelio germinal y en cuyo tejido conjuntivo aparecen vasos sanguíneos y terminales nerviosas, además de tejido adiposo. Debajo de la membrana se encuentra la túnica albugínea, formada por tejido conjuntivo denso y un manto muscular liso constituido por dos capas, una externa longitudinal y una interna gruesa, las cuales separan a las lamelas ováricas. Las lamelas ováricas son pliegues del estroma, en ellas aparecen distintos elementos celulares. A partir del epitelio germinativo se originan los folículos ováricos que a su vez están compuestos por ovogonias u ovocitos y otras células somáticas. El ovario se prolonga por un oviducto que termina en la papila o poro genital (McMillan, 2007).

Dentro del ovario se realiza la gametogénesis, proceso de formación de células gaméticas femeninas, es decir, son las transformaciones que una ovogonia experimenta hasta convertirse en un ovocito listo para ser fecundado (Selman y Wallance, 1989). Como se afirmó con anterioridad, la gametogénesis es regulada por la acción de las gonadotropinas, la GtH I juega un papel importante en la vitelogénesis mientras que la GtH II actúa sobre la maduración final de los gametos (Nagahama, 1994).

El desarrollo de los ovocitos de vertebrados se encuentra detenido en la primera profase meiótica. En peces teleósteos, como en otros vertebrados no mamíferos, el principal evento responsable del enorme crecimiento de los ovocitos es la acumulación de proteínas en el vitelo dentro de su citoplasma (Nagahama, 1994; Devlin y Nagahama 2002). Después de

que el ovocito completa su etapa de crecimiento, está listo para la siguiente fase de la ovogénesis, es decir, la reanudación de la meiosis en el proceso de maduración, el cual ocurre antes de la ovulación y es un pre requisito para el éxito de la fertilización (Nagahama y Yamashita, 2008).

Como parte del proceso de ovogénesis se han descrito distintas fases: una fase de crecimiento primario o previtelogénica, seguida por una fase de crecimiento secundario o vitelogénica, finalizando con la fase de maduración y ovulación en donde el óvulo tiene capacidad de ser fecundado, dichas fases se describen a continuación (Figura 4):

1) Fase de crecimiento primario o Previtelogénesis. Se caracteriza por la presencia de ovogonias que proliferan por sucesivas divisiones mitóticas (Devlin y Nagahama 2002). La diferenciación de las ovogonias en ovocitos primarios ocurre después de la primera división meiótica. Las ovogonias quedan rodeadas por una mono capa de células somáticas granulosas que secretan una lámina basal separándolas del estroma del ovario. Las células somáticas que forman una mono-capa fuera de la lámina basal, constituyen la teca. El ovocito, las células de la granulosa, la lámina basal y las células de la teca constituyen el folículo ovárico y forman el ovocito primario (Lubzens *et al.*, 2010).

La célula granulosa posee la capacidad de producir E_2 por aromatización de la T, mientras que la célula tecal se caracteriza por la secreción de T, utilizando el colesterol como precursor (Nagahama, 1994). Durante la etapa de crecimiento primario los organelos y moléculas que se utilizarán en la etapa posterior se sintetizan (Lubzens *et al.*, 2010). El núcleo del ovocito aumenta de tamaño y aparecen múltiples nucléolos rodeando al núcleo (Luckenbach *et al.*, 2008).

2) Crecimiento secundario o vitelogenesis. Su inicio está representado por la acumulación de los alveolos corticales, unas vesículas de síntesis endógena compuesta de mucopolisacáridos y glicoproteínas que juegan un papel importante durante la fertilización. A medida que el ovocito crece los alveolos corticales son eventualmente desplazados hacia la periferia (Lubzens *et al.*, 2010). Ocurre un incremento en el volumen del ovocito por la captación de vitelogenina y su incorporación en los gránulos de vitelo (Nagahama, 1994; Aruke y Goksoyr, 2003). El vitelo se define como el material depositado en un ovocito que sirve posteriormente

como nutrientes para el embrión (Wiegand, 1996). En los peces teleósteos, los principales componentes del vitelo consisten en lipoproteínas, fosfoproteínas e inclusiones lipídicas (Mommsen y Walsh, 1988). Los gránulos de vitelo se producen de la vitelogenina secretada por el hígado ante la presencia de E_2 , como ya se mencionó con anterioridad. Dentro del ovocito, la vitelogenina sufre proteólisis dando origen a las proteínas lipovitelina y fosvitina (Aruke y Goksoyr, 2003), acto seguido inicia la fase de maduración final.

3) Fase de maduración final. En esta fase el ovocito continúa y completa la primera división meiótica, y progresa hasta la metafase de la segunda división meiótica. Se observa un ovocito hidratado ya que los gránulos de vitelo y las vacuolas lipídicas sufren coalescencia produciendo un enorme incremento ovocitario (Selman y Wallance, 1989). En algunas especies, el primer evento visible de la maduración de ovocitos es la migración de la vesícula germinal hacia el polo animal y se utiliza a menudo como un indicador de la aparición de la maduración de los ovocitos (Nagahama, 1994).

La maduración depende principalmente de tres factores: las gonadotropinas, una hormona inductora de la maduración (MIH) y un factor promotor de la maduración (MPF), los cuales actúan en forma secuencial (Nagahama, 1994). La principal MIH es la $17\alpha, 20\beta$ -dihidroxi-4-pregnen-3-ona ($17\alpha, 20\beta$ DP) para su formación intervienen ambas capas foliculares estimuladas por la GtH II. Además, la GtH II también aumenta la sensibilidad del ovocito hacia ciertas hormonas, incrementando el número de receptores de MIH y de canales de unión entre el ovocito con las células de la granulosa. La MIH induce la formación de MPF. El MPF está formado por dos subunidades proteicas, una proteína con actividad kinasa y una proteína reguladora conocida como ciclina B. La proteína kinasa cdc2 se encuentra presente en el citoplasma, y para que la síntesis y activación del MPF se realice es necesario primeramente la síntesis de la ciclina B, posteriormente la formación del complejo kinasa-cdc2-ciclina B, y finalmente la fosforilación de la treonina de la kinasa-cdc2 y de la serina de la ciclina B, induciendo la ruptura de la vesícula germinal en la ovulación (Nagahama y Yamashita, 2008; Nagahama, 1994).

La ovulación es la liberación de un ovocito maduro a partir del folículo ovárico. Sin embargo, antes de que suceda la expulsión de los ovocitos, deben ocurrir varios pasos

preparatorios incluyendo la interrupción de las microvellosidades, que son conexiones entre la pared del folículo y el ovocito (separación folicular), y la apertura de la pared del folículo (ruptura folicular) (Goetz y Garczynski, 1997). El mecanismo que comanda la interrupción en la comunicación folículo-ovocito es aún desconocido, pero se ha sugerido la intervención de enzimas proteolíticas en la disrupción de la conexión (Valdebenito *et al.*, 2011). El proceso de degeneración que pueden sufrir algunos oocitos durante su desarrollo se conoce como atresia folicular (Nagahama, 1994).

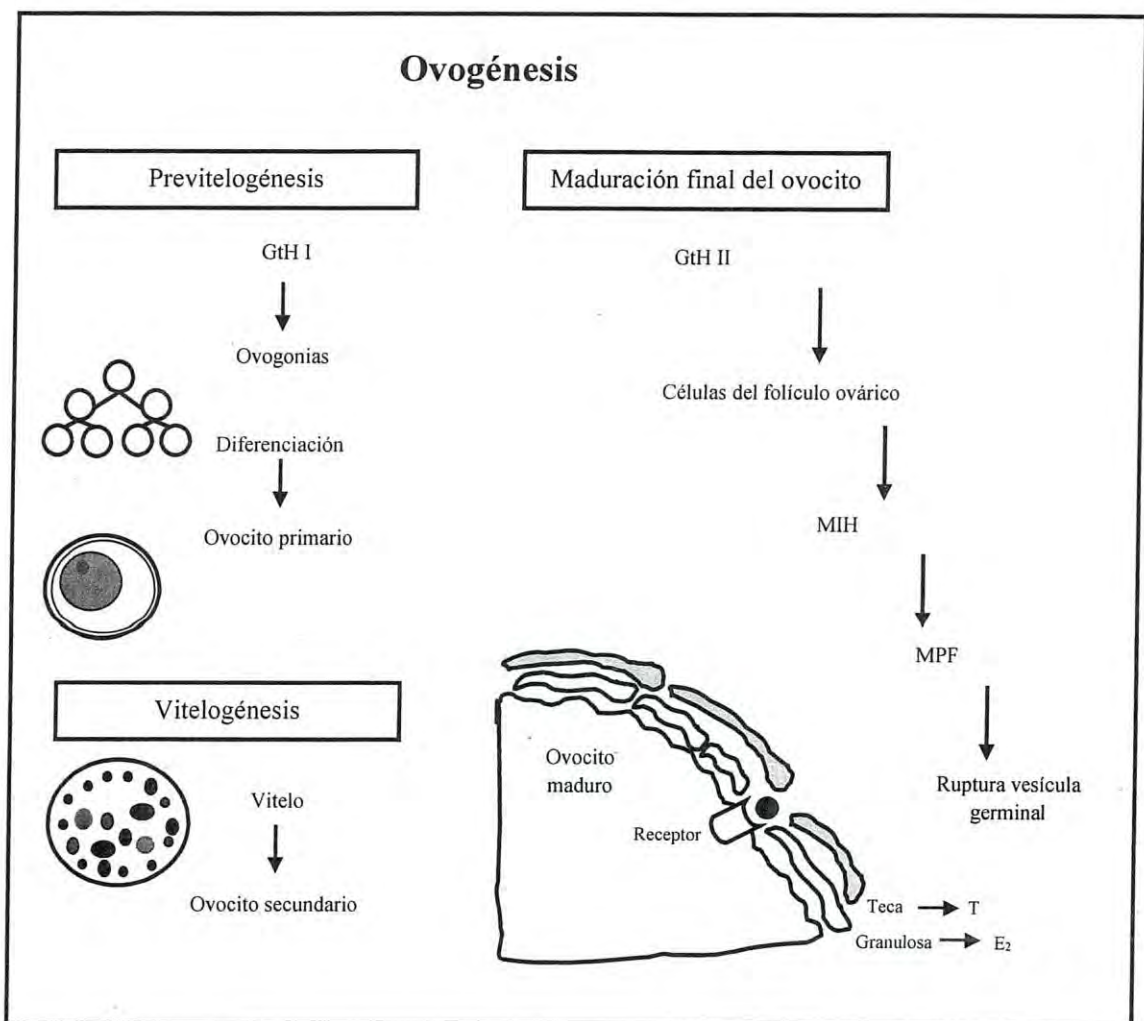


Figura 4. Regulación de la ovogénesis de peces teleósteos.

I.3.2. Testículos de Peces Teleósteos

El testículo de peces teleósteos se caracteriza por ser una estructura alargada y bilobulada. Está compuesto de una porción intersticial y de otra porción tubular. En la porción intersticial se encuentran las células de Leydig, fibroblastos, vasos sanguíneos y vasos linfáticos; por otro lado, en la porción tubular se observan las células de Sertoli y células germinales (Nagahama, 1994).

Dentro de los testículos tiene lugar la formación de gametos masculinos o espermatogénesis (Figura 5). Cada túbulo seminífero contiene espermatogonias, las células germinales masculinas (Schulz *et al.*, 2010). La gonadotropina GtH II induce en las células de Leydig la producción de andrógenos, por esta razón durante la etapa de espermatogénesis se ha observado un aumento en los niveles de andrógenos en peces teleósteos (Nagahama, 1994; Billard, 1986). Los andrógenos (11-cetotestosterona) producidos por las células de Leydig atraviesan la membrana basal y estimulan en las células de Sertoli la síntesis de activina B, se trata de un factor responsable de la inducción de la mitosis en las espermatogonias que conduce a la formación de espermátocitos (Nagahama, 1994). Los espermátocitos primarios sufren la primera división meiótica para convertirse en espermátocitos secundarios; después de la segunda división meiótica, los espermátocitos secundarios dan lugar a las espermátidas. Las espermátidas se someten a un período de diferenciación final conocido como espermiogénesis, durante la cual se desarrolla un flagelo y el ADN es compactado al máximo en un núcleo pequeño (Schulz *et al.*, 2010). En la maduración final o espermiación, la GtH II actúa sobre las células somáticas del testículo para estimular la secreción de 17α -hidroxiprogesterona, este precursor es transportado a los espermatozoides, los cuales poseen actividad enzimática y lo transforman a $17\alpha, 20 \beta$ -dihidroxi-4-pregnen-3-ona, una progestina responsable de la maduración final (Miura *et al.*, 1992). Los espermatozoides se trasladan hasta el conducto espermático, para adquirir su capacidad de fertilización a través de una elevación del pH en el conducto y un incremento en los niveles de AMPc intraespermático, lo que resulta en la adquisición de la motilidad (Nagahama, 1994; Miura *et al.*, 1992).

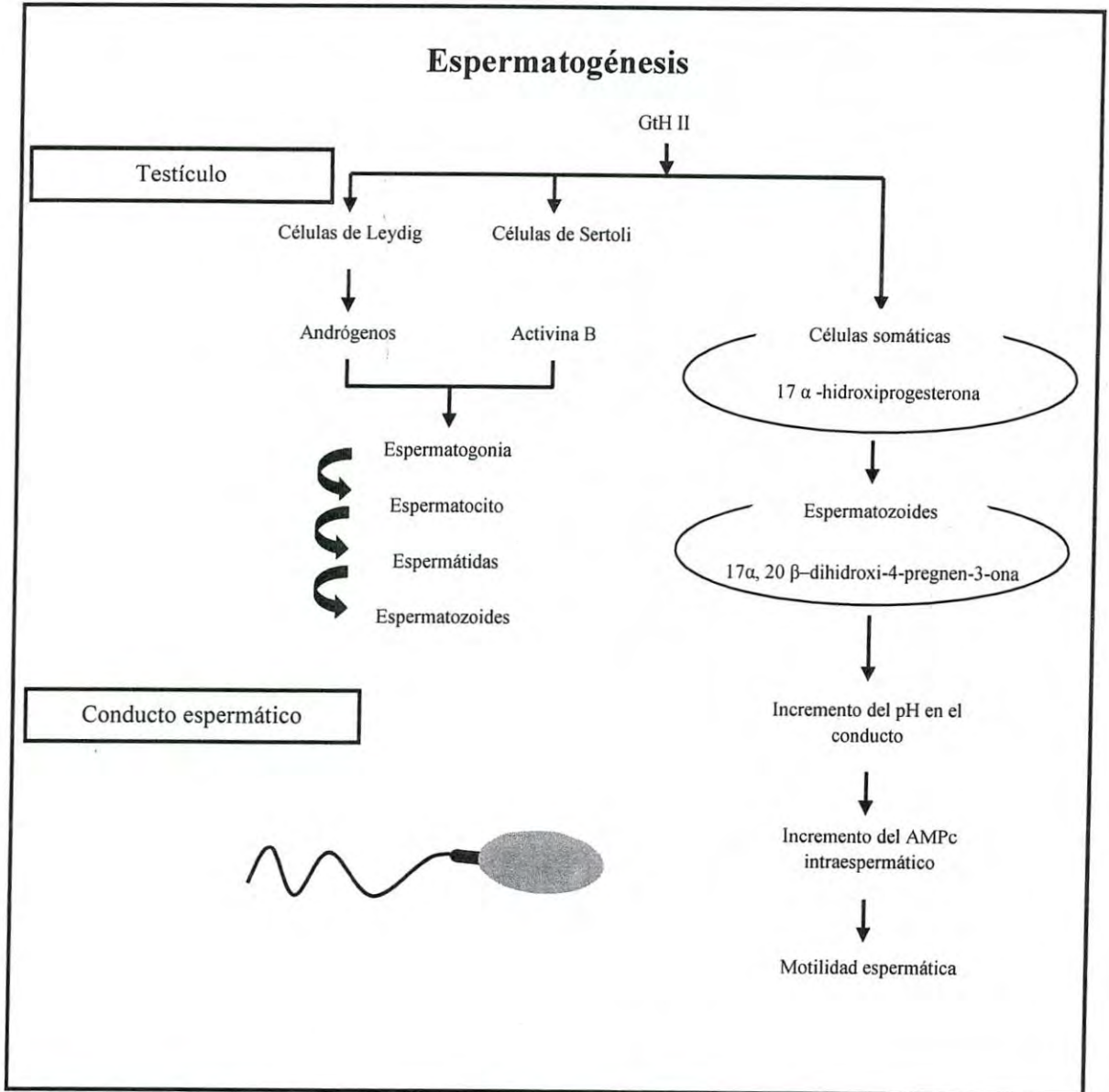


Figura 5. Regulación de la espermatogénesis de peces teleósteos.

I.4. Fases de Desarrollo Gonadal en Peces

La determinación de las fases de desarrollo de las gónadas es fundamental en el conocimiento de la biología de la reproducción de los peces, debido a que indica el momento y la duración del ciclo, desde el inicio del desarrollo del tejido gonadal hasta la puesta de los gametos.

En el caso del pez ángel rey, *H. passer*, existe una descripción previa de las fases de desarrollo de las gónadas establecidas por Arellano-Martínez *et al.* (1999). Para hembras pueden distinguirse las siguientes fases: reposo, desarrollo, madurez, desove y post-desove (Tabla 1). En el caso de machos, se determinaron las siguientes fases: reposo, desarrollo, madurez, eyaculación y post-eyaculada (Tabla 2).

Para la curvina de aleta corta, *C. parvipinnis*, no existe información previa acerca de las fases de desarrollo gonadal. No obstante, están disponibles algunas observaciones sobre el grado de madurez gonadal de *C. othonopterus*, otra especie de sciánido cercana filogenéticamente y geográficamente a la curvina de aleta corta. De acuerdo con la información provista por Gherard *et al.* (2013), se consideran sexualmente maduras aquellas hembras de *C. othonopterus* que contienen ovarios con ovocitos en estadios avanzados de vitelogénesis (hidratados), mientras que los machos sexualmente maduros fueron identificados por la presencia de espermatozoides dentro de los túbulos espermatogénicos y cuyos conductos espermáticos están totalmente desarrollados. Adicionalmente, basado en caracteres histológicos y microscópicos, este mismo trabajo describe cuatro etapas de desarrollo de los ovocitos (Tabla 3). De igual manera, se presenta la descripción de las fases de desarrollo gonadal para hembras y machos de *C. nebulosus* de Brown-Peterson (2003) (Tabla 4). Es posible que los estadios de maduración gonadal de la curvina de aleta corta sean similares a los descritos anteriormente para *C. othonopterus* y *C. nebulosus*, por lo que no se descarta la posibilidad de utilizarlos como referencia.

Tabla 1. Fases de desarrollo gonadal de hembras de *H. passer* (Arellano-Martínez *et al.*, 1999).

Fase de desarrollo	Características
Reposo	Se caracteriza porque las lamelas ovígeras en las que se encuentra el epitelio germinal, son muy evidentes. Se presentan exclusivamente ovogonias, ovocitos tempranos y previtelogénicos. En las orillas de las lamelas se encuentran los ovocitos de menor desarrollo. El lumen es generalmente grande. Pueden llegar a observarse atresias viejas.
Desarrollo	La separación entre las lamelas ovígeras ha disminuido por lo que no son tan evidentes. Además de ovocitos tempranos y previtelogénicos se presentan ovocitos en vitelogénesis inicial. En fases avanzadas de desarrollo se presentan también ovocitos en vitelogénesis avanzada e inclusive algún ovocito maduro.
Madurez	No se puede apreciar una separación clara entre las lamelas ovígeras. Abundan los ovocitos maduros y en fases avanzada de madurez, se presentan algunos ovocitos prehidratados e hidratados. Los ovocitos menos desarrollados aún se observan, pero son menos evidentes.
Desove	Se caracteriza por la presencia de folículos postovulatorios en diferentes grados de reabsorción y por presentar espacios vacíos. Se presentan todos los tipos de ovocitos, los representativos son los prehidratados e hidratados. Se pueden encontrar algunas atresias recientes.
Post-desove	Se caracteriza por la presencia de atresias de ovocitos maduros en diferentes grados de reabsorción y por presentar espacios vacíos. Empiezan a ser más evidentes los ovocitos tempranos y previtelogénicos.

Tabla 2. Fases de desarrollo gonadal de machos de *H. passer* (Arellano-Martínez *et al.*, 1999).

Fase de desarrollo	Características
Reposo	Se observa escasa actividad espermatogénica aislada, predominan las espermatogonias. Pueden presentarse algunos espermatozoides residuales. Los túbulos espermatogénicos tienen una apariencia compacta.
Desarrollo	Los túbulos espermatogénicos presentan gran actividad espermatogénica. Se observan células espermatogénicas en todas las etapas de desarrollo.
Madurez	Los túbulos se observan llenos de espermatozoides, se presenta escasa actividad espermatogénica
Eyaculación	Se aprecian espacios vacíos. Los espermatozoides se encuentran hacia los túbulos colectores en la parte dorsal del testículo. Se presenta escasa actividad espermatogénica
Post-eyaculada	Tanto los túbulos espermatogénicos como los túbulos colectores presentan solo algunos espermatozoides residuales. Se observa gran cantidad de espacios vacíos. La actividad espermatogénica es casi nula.

Tabla 3. Etapas de desarrollo de los ovocitos de *C. othonopterus* (Gherard *et al.*, 2013).

Etapas de desarrollo de los ovocitos	Características
Ovocitos previtelogénicos o en vitelogénesis temprana.	Ovocitos muy pequeños (0.7 mm), uniformemente opacos.
Ovocitos en vitelogénesis final.	Con pequeñas gotas de aceite presentes, lo que resulta en apariencia granular, diámetro de 0.93 mm.
Ovocitos con migración del núcleo.	Las gotas de aceite se han unido en una sola gota, el ovocito conserva forma esférica, con diámetro de 1.21 mm.
Ovocitos hidratados.	Ovocitos de forma irregular y uniformemente translúcidos, diámetro de 1.16 mm.

Tabla 4. Clases de desarrollo gonadal de hembras y machos de *Cynoscion nebulosus* (Brown-Peterson, 2003).

Clase	Hembras	Machos
Inmadura	Sólo ovocitos en crecimiento primario; paredes de ovario delgadas, grandes espacios entre las lamelas.	Espermatogonias primarias solamente. Lóbulos pequeños, muchos de ellos sin lumen.
Madurez temprana	Están presentes ovocitos con alveolos corticales y ovocitos vitelogénicos con apariencia granular.	El epitelio germinal es continuo a lo largo testículo. Todas las etapas de la espermatogénesis pueden ser presentes, incluyendo espermatozoides en el lumen y conductos.
Madurez media	Predominan ovocitos con alveolos corticales y ovocitos con apariencia granular; presentes ovocitos con vitelo, atresias mínimas sin folículos post ovulatorios.	El epitelio germinal continúa en la periferia de testículo, epitelio germinal discontinuo en los lóbulos cerca de conductos. Todas las etapas de la espermatogénesis están presentes con espermatozoides en lumen y conductos.
Madurez final	Están presentes ovocitos en todas las etapas, predominan los ovocitos vitelogénicos. Están presentes algunas atresias y algunos folículos post ovulatorios.	Epitelio germinal discontinuo a lo largo de testículo. Numerosos espermatocistos presentes, espermatozoides en lumen y conductos.
Desove	Los ovocitos se someten a la etapa de maduración final y ovulación. Pueden estar presentes folículos post ovulatorios y atresias. También están presentes ovocitos con alveolos corticales y vitelogénicos.	Los machos en madurez temprana, madurez media y madurez final, así como los que están en fase de post desove son capaces de desovar.
Post-desove	Atresia generalizada de ovocitos vitelogénicos y algunos ovocitos con alveolos corticales. Folículos post ovulatorios pueden estar presente.	Epitelio germinal discontinuo a lo largo de testículos, espermatocistos muy dispersos, conteniendo solo espermatocitos, espermatidas o espermatozoides secundarios. Espermatogonias primarias aparecen en la periferia. Espermatozoides en el lumen y conductos.
Regresión	Solamente los ovocitos en crecimiento primario. Atresias y fibras musculares presentes.	Epitelio germinal continuo solo espermatogonias primarias. Espermatozoides residuales pueden estar presentes en el lumen.

I.5. Caracterización Histológica Gonadal

Si bien las fases de desarrollo o madurez gonadal de peces pueden ser determinadas con base en la morfología general externa de las gónadas y otras características como su color y tamaño (Gluyas-Millán, 1994), los métodos histológicos para determinar el grado de madurez gonadal son ampliamente aceptados por su precisión, ya que se basan en criterios microscópicos. Para la observación de los tejidos de la gónada, la técnica histológica empleada es una técnica de inclusión en parafina y tinción con hematoxilina-eosina mediante los procesos de fijación, deshidratación, inclusión, corte y tinción de los tejidos. La fijación consiste en detener los procesos celulares dinámicos con la mayor rapidez posible y mantener la estructura con las mínimas modificaciones posibles por medio de agentes químicos conocidos por su acción como fijadores. Es necesario deshidratar los tejidos, para ello los tejidos se pasan por medio de una serie de soluciones acuosas de etanol en concentraciones crecientes hasta llegar al anhidro. Subsecuentemente, las muestras se sumergen en xileno, un líquido miscible en etanol y parafina. En el proceso de inclusión la parafina líquida penetra el tejido; al enfriar la parafina se solidifica y se forman bloques sólidos. Los bloques se cortan en secciones delgadas que permiten el paso de la luz mediante un micrótopo, y los cortes de tejido se montan en un portaobjetos. La tinción se efectúa con el objetivo de observar los distintos componentes tisulares, los colorantes más utilizados son la combinación de hematoxilina y eosina, que tiñen los componentes nucleares de color azul violáceo, mientras que casi todas las estructuras citoplasmáticas adquieren una tonalidad rosada (Geneser, 2000). Después de la tinción, el tejido se cubre con una gota de medio de montaje y se coloca un cubre objetos para proteger la preparación que posteriormente se observará al microscopio, lográndose la caracterización de la gónada mediante referencias descriptivas, como las anteriormente mencionadas.

I.6. Caracterización Proximal de Gónadas de Peces

La composición proximal de un tejido se refiere a la determinación, en términos de porcentaje, del contenido de proteína cruda, grasa cruda, carbohidratos (extracto libre de nitrógeno), humedad (agua) y cenizas (minerales). La composición bioquímica semeja la

condición nutricional de un organismo (Leonarduzzi *et al.*, 2014), por lo que resulta de gran utilidad para complementar información sobre aspectos de su biología reproductiva y condición fisiológica en distintas etapas del ciclo reproductivo. Así mismo, representa una herramienta para determinar la concentración de nutrientes esenciales en tejidos como la gónada, y de esta manera, inferir acerca de las necesidades nutricionales que deben de satisfacerse mediante su alimentación (Kaushik, 1979; Tacon y Cowey, 1985).

1.7. El Papel de los Ácidos Grasos en Gónadas de Peces

Para su éxito reproductivo los peces requieren acumular fisiológicamente reservas lipídicas. Los principales tejidos para su almacenamiento son el hígado, el músculo y el área intraperitoneal; posteriormente, los lípidos son utilizados en la maduración gonadal, es decir, durante la ovogénesis y la espermatogénesis (Abdel-Aziz y El-Nady, 1993; Sargent, 1995; Luzzana *et al.*, 1996).

Entre los lípidos, los ácidos grasos poliinsaturados y altamente insaturados (PUFA y HUFA, respectivamente, por sus siglas en inglés) juegan un papel importante en la maduración de las gónadas, la calidad de los huevos y el adecuado crecimiento de las larvas (Izquierdo *et al.*, 2001). El ácido eicosapentaenoico (20:5n-3, EPA) y el ácido araquidónico (20:4n-6, ARA) son precursores de tromboxanos, prostaglandinas y leucotrienos (De Caterina y Basta, 2001; Wolfe y Horrocks, 1994); estas moléculas son biológicamente relevantes ya que forman parte del sistema inmunológico, están involucradas en respuestas inflamatorias, en la actividad hematológica y cardiovascular, en la función renal y neural, así como en la reproducción, específicamente en la esteroidogénesis ovárica y testicular (Tocher *et al.*, 2003). Adicionalmente, el ARA también está involucrado tanto en el desarrollo embrionario del sistema inmune, como en la eclosión y desempeño temprano de las larvas (Sorbera *et al.*, 1998). Por otra parte, el ácido docosahexaenoico (22:6n-3, DHA) se destaca por cumplir una función fundamental como constituyente de los tejidos neuronales y visuales durante el desarrollo larvario (Sargent *et al.*, 2002). De manera que, la mayoría de ácidos grasos saturados y monoinsaturados son preferentemente catabolizados para satisfacer las demandas

de energía, mientras que los HUFA se transfieren a los gametos en el proceso de gametogénesis (Henderson *et al.*, 1995; Chatzifotis *et al.*, 2004).

1.8. Concentración Plasmática de Esteroides Sexuales en Peces

Los niveles plasmáticos de esteroides gonadales presentan variaciones durante el ciclo reproductivo de los peces, alcanzando su mayor concentración durante la época de reproducción. La presencia de E₂ en particular, incrementa su nivel en la fase de vitelogénesis donde induce la biosíntesis de la vitelogenina en el hígado de las hembras maduras (Collier *et al.*, 2003; Guerriero, 2007; Swanson *et al.*, 2003). Se ha establecido una correlación entre la concentración de E₂ en el plasma sanguíneo y el tamaño o el peso de las gónadas (Aruke y Goksoyr, 2003; Moncaut, *et al.*, 2003; Berg *et al.*, 2004), por lo tanto, la concentración de E₂ se considera como un indicador de la maduración final de los ovocitos y por lo tanto de la maduración gonadal femenina (Scott *et al.*, 1998; Kokokiris *et al.*, 2000).

El análisis inmunoabsorbente ligado a una enzima (ELISA, por sus siglas en inglés) es una técnica inmuno-enzimática, capaz de detectar mediante una coloración la reacción antígeno-anticuerpo; posee diversas aplicaciones, entre ellas la determinación de la concentración de hormonas (Voller *et al.*, 1978). La concentración de E₂ presente en el plasma sanguíneo se realiza según las especificaciones de cada juego de reactivos comercial, que de manera muy general, involucra los siguientes procesos: inmovilización de un anticuerpo anti-esteroide en micro placas de polipropileno, colocación de los estándares y de las muestras que se quieren analizar dentro de los pozos de la placa, inclusión del esteroide-*o*/acetilcolinesterasa diluido en el buffer de ensayo. Después de un periodo de incubación se elimina la solución con ayuda de un buffer de lavado, posteriormente se añade una solución de sustrato y se incuba hasta que se produce un cambio en el color de la muestra, la reacción se detiene mediante la adición de una solución de parada. Finalmente se mide la absorbancia de la solución, y posteriormente se convierte a un valor de concentración de la hormona a través del uso de estándares como referencia (Semenkova *et al.*, 2002).

De manera entonces que, como se ha mencionado anteriormente, la reproducción de peces marinos en condiciones controladas puede potencialmente reducir el impacto de la presión de pesca sobre las poblaciones silvestres (Mehdi y Ehsan, 2011; Arantes *et al.*, 2012). Sin embargo, hasta el momento, la comercialización del pez ángel rey, *H. passer*, especie de gran interés y valor en el mercado nacional e internacional de acuariofilia, se basa exclusivamente en la extracción del medio natural, lo que la ha puesto en riesgo y bajo protección especial por la legislación mexicana. Por su parte, la curvina de aleta corta, *C. parvipinnis*, una especie para consumo humano que debido a la calidad de su carne cuenta con una establecida aceptación en el mercado local y regional, además de otras características deseables en acuicultura, se ha convertido en una promisoriosa especie candidata para esta industria.

La reproducción de ambas especies bajo condiciones controladas para el suministro confiable de juveniles contribuiría, en el caso del pez ángel rey, a satisfacer su demanda en el mercado de acuariofilia y a mitigar la presión de pesca de la que es objeto, además de contribuir al repoblamiento en áreas naturales en las que sus números han disminuido considerablemente. En el caso de la curvina de aleta corta, su reproducción controlada proveería una producción sostenida de juveniles para el cultivo de esta especie que puede contribuir a satisfacer la creciente demanda de proteína de origen marino de calidad para el consumo humano. Como pre-requisito para lograr lo anterior, es necesario adquirir conocimiento de aspectos básicos de la biología reproductiva de estas especies, tales como las fases de desarrollo de las gónadas, así como su composición química, *e.g.*, proximal y de ácidos grasos, información que puede ser utilizada para determinar el potencial reproductivo, la talla o edad en la que alcanzan la madurez sexual, sus requerimientos y estatus nutricionales, etc., siendo esta información indispensable en el manejo de reproductores en cautiverio. El presente trabajo busca dar respuesta a la siguiente pregunta de investigación: ¿Puede caracterizarse la madurez gonadal del pez ángel rey (*H. passer*) y de la curvina de aleta corta (*C. parvipinnis*), en términos de su composición proximal, perfil de ácidos grasos y fases de desarrollo de manera similar a lo observado en otros peces marinos?

II. HIPÓTESIS

El desarrollo de las gónadas del pez ángel rey (*H. passer*) y de la curvina de aleta corta (*C. parvipinnis*) siguen patrones progresivos de desarrollo que permiten caracterizarles, en términos de su composición proximal, perfil de ácidos grasos y fases de desarrollo.

III. OBJETIVOS

III.1. Objetivo General

Evaluar las fases de desarrollo gonadal mediante la descripción histológica, la composición proximal y el perfil de ácidos grasos del pez ángel rey, *H. passer* y de la curvina de aleta corta, *C. parvipinnis*.

III.2. Objetivos Específicos

- A. Determinar la composición proximal de las gónadas de ambas especies.
- B. Determinar el perfil cualitativo y cuantitativo de ácidos grasos de las gónadas de ambas especies.
- C. Determinar la concentración de estradiol en plasma de ambas especies.
- D. Determinar las fases de desarrollo gonadal de ambas especies.

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

IV.1. Captura de Reproductores Silvestres

IV.1.1. Pez Ángel Rey, *H. passer*

Para la captura de organismos silvestres de pez ángel rey, se tramitó un permiso de colecta científica, bajo la modalidad de “Línea de Investigación”, gestionado ante la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (Anexo 1).

Una vez obtenido el permiso, se utilizó una embarcación con motor fuera de borda y técnicas de buceo SCUBA y de suministro de aire con compresor, así como redes de cuchara como arte de pesca, para realizar capturas de organismos adultos de pez ángel rey (*H. passer*) en aguas adyacentes a la Isla “El Dátil”, al sur de la Isla del Tiburón, Golfo de California, en las coordenadas geográficas 28°42'Norte (latitud); 112°17'Oeste (longitud) (Figura 6). Las capturas se realizaron en los meses de julio y agosto del año 2014.

Los peces capturados se colocaron en jaulas sumergibles, donde fueron mantenidos hasta el momento de su traslado a la Unidad Experimental Kino (UEK) del Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas (DICTUS) de la Universidad de Sonora. Los organismos se colocaron en tanques circulares de polietileno con capacidad de 200 L a bordo de la embarcación, suministrados con agua de mar limpia y aireación constante.

Una vez en la UEK, los peces fueron transferidos a dos tanques de fibra de vidrio de forma ovalada, con dimensiones de 8 metros de largo, 1.25 metros de ancho y 1 metro de profundidad, con capacidad de 10,000 L cada uno (Figura 7).

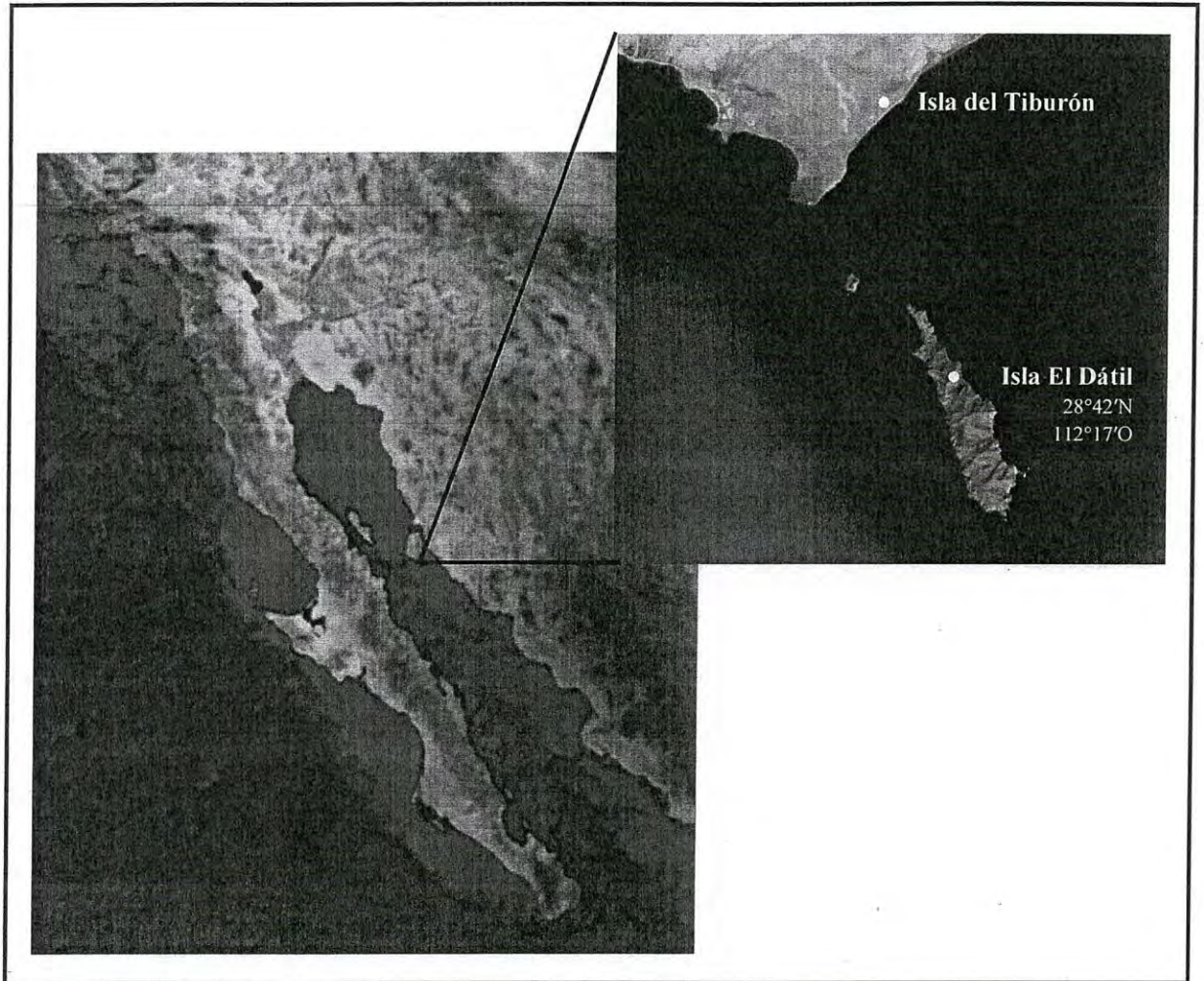


Figura 6. Zona de captura de pez ángel rey, *Holacanthus passer*.

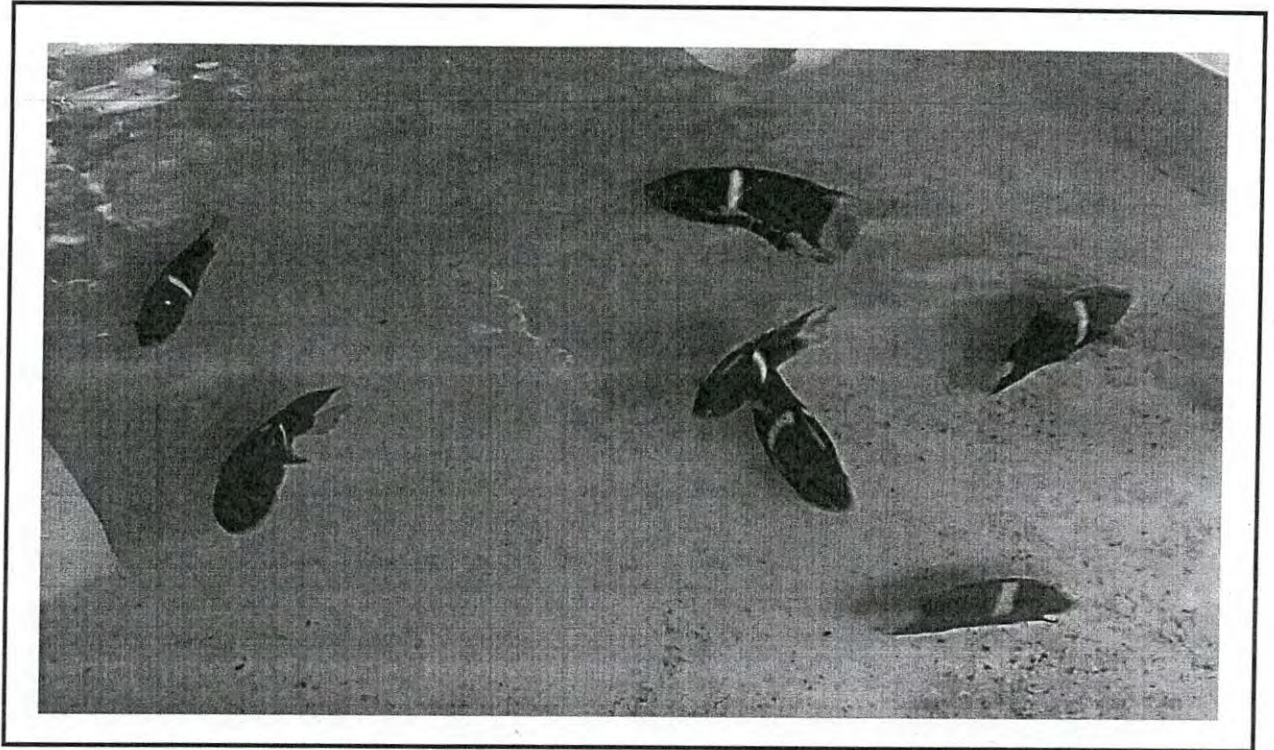


Figura 7. Organismos capturados de pez ángel rey, *Holacanthus passer*.

IV.1.2. Curvina de Aleta Corta, *C. parvipinnis*

Se obtuvieron organismos adultos de curvina de aleta corta, *C. parvipinnis*, utilizando una embarcación con motor fuera de borda y un chinchorro como arte de pesca. Es conveniente aclarar que, en este caso, no fue necesaria la gestión de un permiso especial de pesca por tratarse de una especie cuya pesca está legalmente permitida. Las capturas se realizaron en el área del Estero Santa Rosa, ubicado al este de la Isla del Tiburón, Golfo de California, entre los paralelos 28°58' y 28° 59'Norte (latitud) y los meridianos 112° 10' y 112° 09'Oeste (longitud) (Figura 8). Las capturas se realizaron en el mes de noviembre del año 2015.

Los organismos capturados fueron trasladados y recibidos en la UEK utilizando el mismo equipo e infraestructura descritos anteriormente para el pez ángel rey (Figura 9). En este caso, los organismos fueron identificados con certeza a nivel de especie utilizando claves de identificación (Fischer *et al.*, 1995).

IV.2. Obtención de las Muestras para Análisis

Se manipularon y/o sacrificaron los organismos de ambas especies tomando en cuenta las especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de animales experimentales de nuestra legislación vigente (Norma Oficial Mexicana, 2001). En primer término, los organismos fueron anestesiados con metanosulfonato de triclaína (MS-222) para facilitar así la obtención de las muestras.

IV.2.1. Muestras de Sangre

Se colectaron muestras de sangre directamente de la vena caudal de los organismos con ayuda de una jeringa de 3 mL heparinizada, las muestras fueron colocadas en tubos para microcentrífuga de 1.5 mL (Costar Corning Incorporated, Corning, NY, USA) y mantenidas en hielo. En el laboratorio, se separó el plasma de las células sanguíneas mediante centrifugación (Heraeus Fresco 21, Thermo Scientific, Osterode am Harz, Alemania) durante 15 min a 850 x g a 4°C. Posteriormente las muestras de plasma fueron almacenadas a -20°C hasta el momento de su análisis para la determinación de E₂ (Figura 10), mediante análisis inmunoabsorbente ligado a una enzima (ELISA).

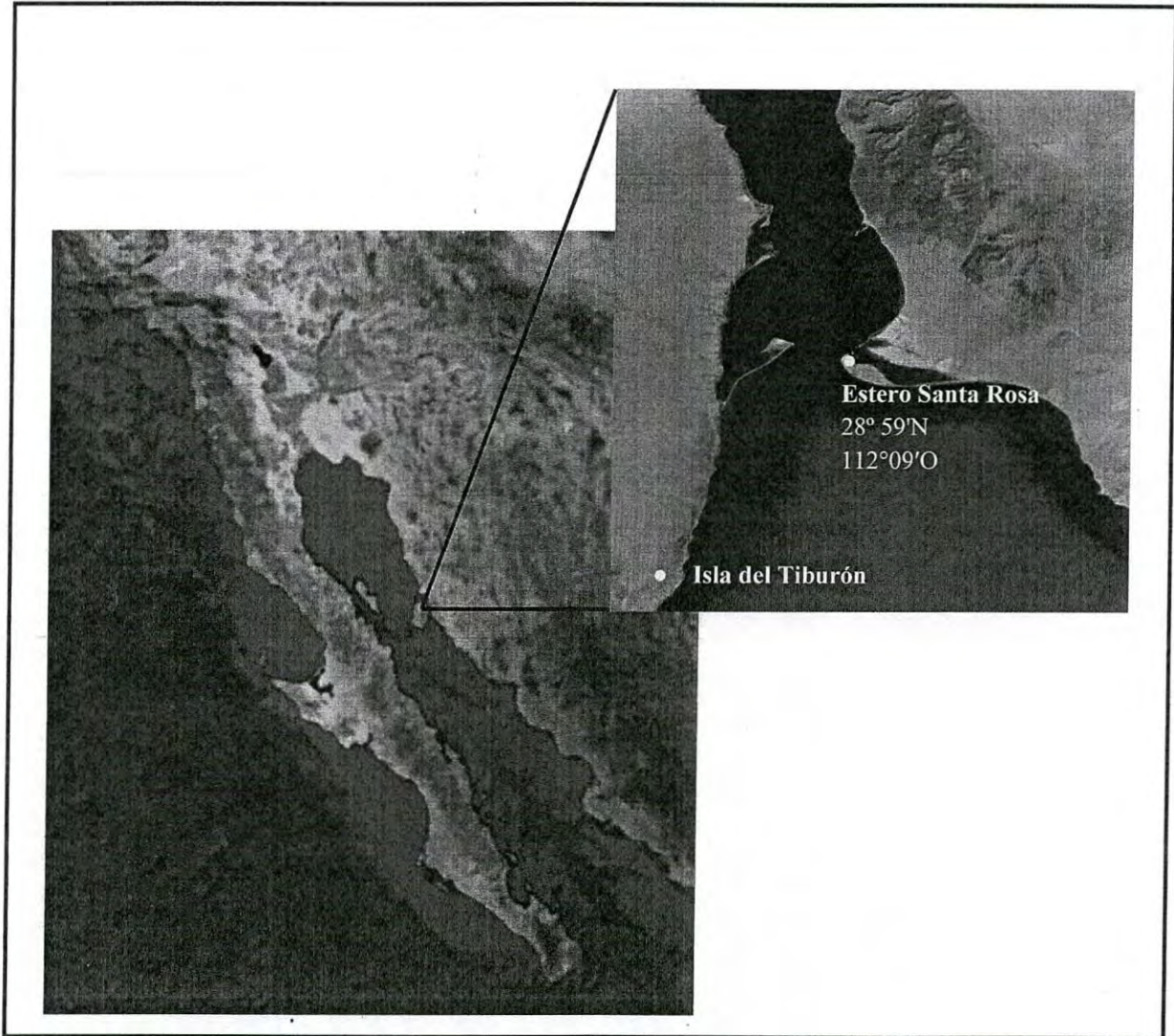


Figura 8. Zona de captura de curvina de aleta corta, *Cynoscion parvipinnis*.



Figura 9. Organismos capturados de curvina de aleta corta, *Cynoscion parvipinnis*.

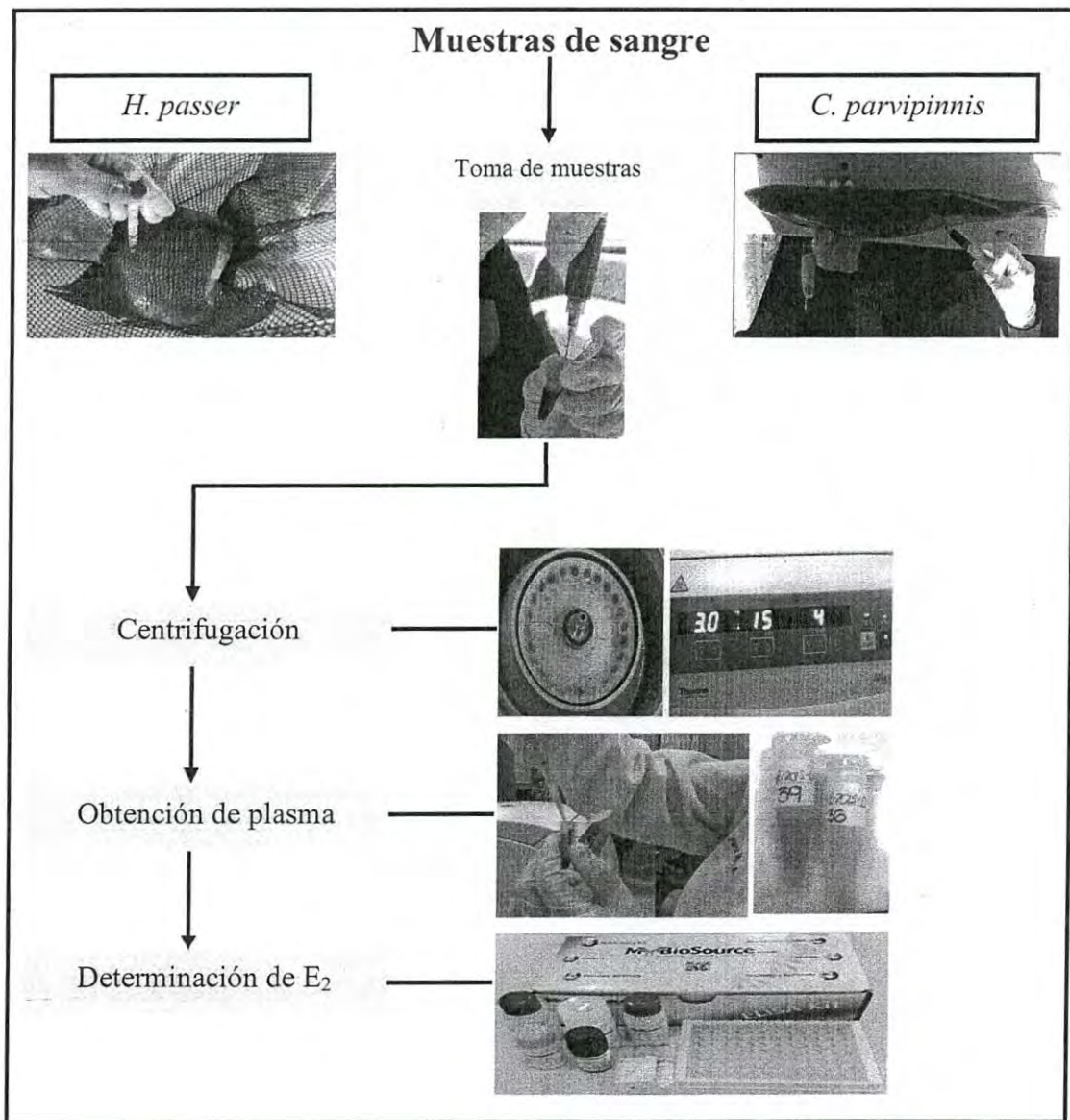


Figura 10. Metodología para la obtención de muestras para análisis de E₂ en plasma sanguíneo de *H. passer* y *C. parvipinnis*.

IV.2.2. Muestras de Gónada

Los organismos fueron sacrificados mediante el corte de la espina dorsal y disectados. Una vez extirpada la gónada, ésta se seccionó en dos porciones, una porción fue mantenida en ultra congelación (-84°C) para análisis de composición proximal y determinación del perfil de ácidos grasos, y la otra sección de la gónada fue destinada para el análisis histológico; ésta última se fijó mediante inmersión en solución fijadora de Davidson (ácido acético: 95% etanol:formaldehído:H₂O en proporción 1:3:2:3) por 24 horas (Gaviño de la Torre *et al.*, 1972) (Figura 11).

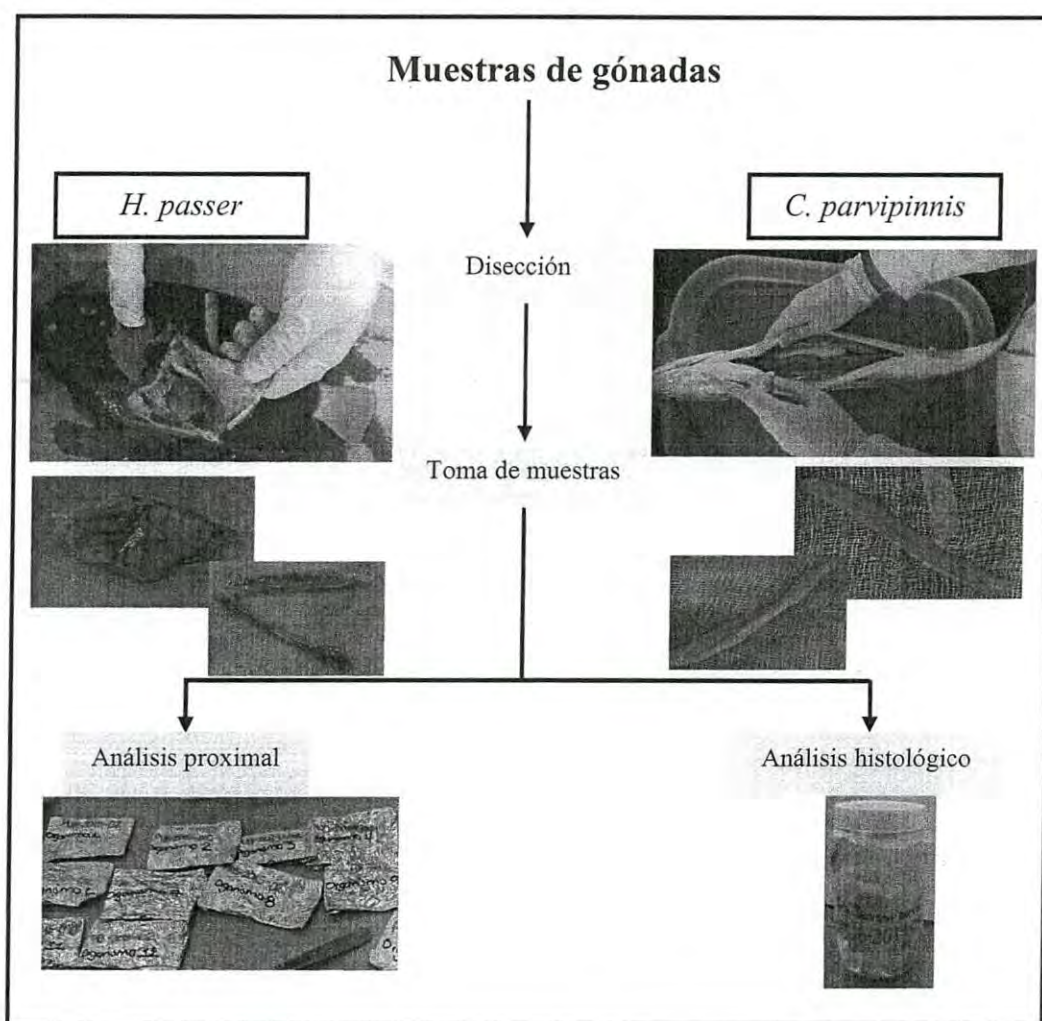


Figura 11. Metodología para la obtención de gónadas de *H. passer* y *C. parvipinnis*.

IV.3. Evaluación de Índices Biológicos

Después de la captura de ambas especies, se realizaron las mediciones de longitud total, de la punta de la boca a la punta de la aleta caudal (cm) y de peso individual (g) de los organismos (Figura 12).

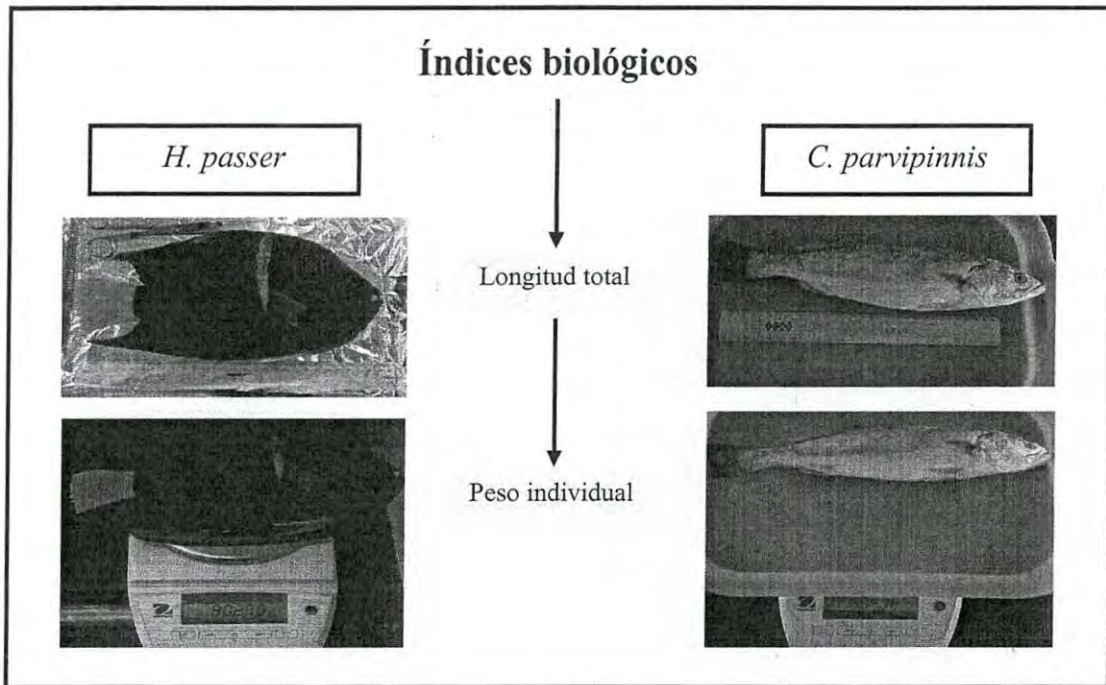


Figura 12. Determinación de los índices biológicos de *H. passer* y *C. parvipinnis*.

IV.3.1. Factor de Condición de Fulton, K

El factor de condición (K) (Ricker, 1975) es un índice que proporciona información sobre el grado de robustez y bienestar general del pez, pero que además ha probado ser un índice sensible del grado de madurez gonadal de diversas especies de peces marinos y dulceacuícolas (Angelescu *et al.*, 1958; Mozsár *et al.*, 2014), y se determina mediante la siguiente fórmula:

$$K = (\text{peso corporal húmedo, g} * 100) / \text{longitud total}^3, \text{ cm.}$$

IV.3.2. Índice Viscerosomático, IVS

El índice viscerosomático (IVS) es la relación entre el peso de las vísceras y el peso corporal del pez, y se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$IV = (\text{peso húmedo de las vísceras, g} / \text{peso corporal húmedo, g}) \times 100$$

IV.3.3. Índice Hepatosomático, IHS

El índice hepatosomático es la relación entre el peso del hígado y el peso corporal del pez. El hígado es un órgano con un papel importante en el metabolismo lipídico, y se encarga de sintetizar la vitelogenina, precursora del vitelo almacenado en los ovocitos durante la vitelogénesis. Se ha propuesto que el IHS puede considerarse como un indicador indirecto de la madurez sexual (Van Bohemen *et al.*, 1981), y se estima mediante la siguiente fórmula:

$$IHS = (\text{peso húmedo del hígado, g} / \text{peso corporal húmedo, g}) \times 100$$

IV.3.4. Índice Gonadosomático, IGS

Este índice es un indicador del desarrollo gonadal en los peces (Strum, 1978). El índice gonadosomático determina el porcentaje del peso corporal usado para la producción de huevos (Adebiyi, 2012). El índice gonadosomático (IGS) se calculó de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$IGS = (\text{peso húmedo de la gónada, g} / \text{peso corporal húmedo, g}) \times 100$$

IV.4. Determinación de la Composición Proximal de las Gónadas de Ambas Especies

Una porción de las gónadas mantenidas en ultra congelación fue utilizada para determinar su composición proximal, en términos de proteína cruda, grasa cruda, humedad y cenizas (Figura 13).

IV.4.1. Determinación de Proteína Cruda

La determinación de proteína cruda se realizó vía combustión por el método Dumas (Association of Official Analytical Chemists, 2005, método 968.06) utilizando un analizador de nitrógeno Dumas (Marca VELP® Scientifica, Modelo NDA 702, Usmate, Italia).

IV.4.2. Determinación de Grasa Cruda

Una porción de las gónadas separadas para este efecto y hasta ese momento mantenidas en ultra congelación, fueron sometidas a una extracción de lípidos utilizando cloroformo-metanol (2:1 v/v) siguiendo la metodología descrita por Folch *et al.* (1957), cuantificando el lípido total gravimétricamente y expresándolo como porcentaje del tejido húmedo.

IV.4.3. Determinación de Humedad

La humedad presente en el tejido se determinó siguiendo la metodología oficial (método 930.15) de la AOAC (Association of Official Analytical Chemists, 2005). Muestras de aproximadamente 1 g de tejido fueron secadas en un horno (Precision, Modelo 51221126, Winchester, Virginia, USA) durante 6 horas a una temperatura de 100°C. Las muestras se colocaron en un desecador durante 30 minutos hasta alcanzar la temperatura ambiente para luego registrar el peso en una balanza analítica (Ohaus E1RR80, Pine Brook, New Jersey, USA) de la muestra seca, determinando el porcentaje de humedad de la siguiente forma:

$$\% \text{ de Humedad} = (W2 - W3) * 100 / (W2 - W1)$$

Donde:

W1= peso del crisol

W2= peso del crisol + muestra antes del secado

W3= peso del crisol + muestra después del secado

IV.4.4. Determinación de Cenizas

Para la determinación de cenizas se utilizó la metodología oficial (Método 942.05) de la AOAC (2005). El crisol previamente pesado donde se colocó la muestra seca procedente del análisis de humedad se incineró en una mufla (Barnstead Thermolyne 62700, Modelo F62735, Dubuque, Iowa, EUA) a 550°C durante 6 horas. Después de reducir progresivamente la temperatura en la mufla, los crisoles se transfirieron a un desecador para su enfriamiento final durante 30 minutos y posteriormente se volvieron a pesar en una balanza analítica para determinar el porcentaje de cenizas de la siguiente manera:

$$\% \text{ de Cenizas} = (W3 - W1) * 100 / (W2 - W1)$$

Donde:

W1= peso del crisol

W2= peso del crisol + muestra seca

W3= peso del crisol + cenizas

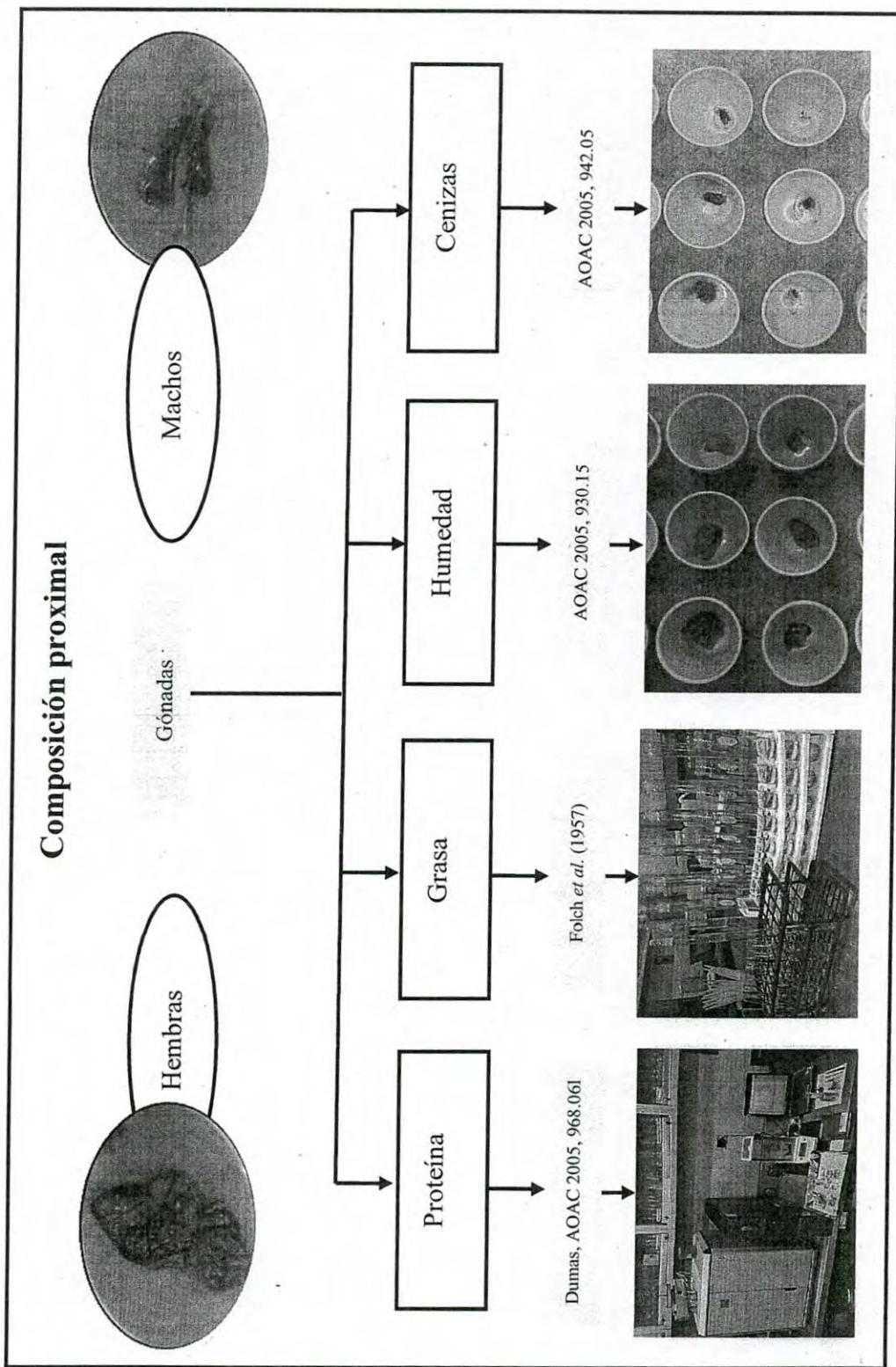


Figura 13. Determinación de la composición proximal de gónadas de *H. passer* y *C. parvipinnis*.

IV.5. Determinación del Perfil Cualitativo y Cuantitativo de Ácidos Grasos

La grasa extraída se sometió a los procesos de saponificación y metilación de los ácidos grasos para transformarlos a metil-ésteres de ácidos grasos utilizando trifluoruro de boro bajo nitrógeno (Figura 14). Los metil-ésteres de ácidos grasos (FAME, por sus siglas en inglés) fueron reconstituidos en hexano grado HPLC a una concentración de 50 mg de lípido/mL. Posteriormente las muestras se colocaron en viales de 2 mL, y se almacenaron en ultracongelación. Su análisis posterior consistió en la inyección de 2 μ L de muestra en un cromatógrafo de gas (Varian 3800, Walnut Creek, California, EUA) equipado con una columna capilar de sílice de 30 m x 0.25 mm con un detector de ionización de llama (FID, por sus siglas en inglés) como ha sido descrito anteriormente (Lochmann y Gatlin, 1993). Los ácidos grasos se identificaron mediante comparación de sus tiempos de retención con aquellos de estándares conocidos, se cuantificaron por medio de un estándar interno (ácido heptadecanoico, 17:0) y se expresaron en mg/g de tejido húmedo.

IV.6 Determinación de la Concentración Plasmática de E₂

La concentración de E₂ se determinó mediante análisis inmunoabsorbente ligado a una enzima (ELISA), de acuerdo con el procedimiento descrito por Semenкова *et al.* (2002) utilizando el juego de reactivos MBS044518, My Biosource, San Diego, CA, USA. Las muestras de plasma sanguíneo fueron analizadas en un lector de microplacas semiautomático (Stat Fax Plus, 303) con un filtro de lectura de 450 nm.

IV.7. Determinación de las Fases de Desarrollo Gonadal

Las muestras para el análisis histológico siguieron el protocolo (Figura 15) descrito a continuación: una vez fijado el tejido gonadal en solución de Davidson, fue transferido a alcohol etílico al 70% para su almacenamiento a largo plazo. Subsecuentemente fue sometido a un proceso de deshidratación progresiva con alcoholes de diversas concentraciones y aclaración con xilenos (Figura 16). Después, 3 segmentos de cada gónada (\approx 1 cm de longitud)

fueron embebidos en parafina y moldeados en bloques con ayuda de una estación de inclusión de parafina (Leica, EG1160, Wetzlar, Germany). Los bloques se cortaron con un micrótomo (Numak, MRF-3) con un grosor de 4µm. Los cortes histológicos se depositaron en agua desionizada en un baño de flotamiento (VWR International, 80086-982) a 40°C de donde fueron tomados con un portaobjetos previamente etiquetado. Las muestras fueron desparafinadas en un horno a 50°C para su tinción utilizando la técnica de hematoxilina-eosina (Figura 17) (Humason, 1979). Finalmente, las preparaciones fueron montadas permanentemente con resina y observadas para determinar, según las características observadas en la célula directamente, la fase de desarrollo gonadal. Las laminillas fueron examinadas bajo un microscopio óptico (Leica Microsystems, DM1000, Wetzlar, Germany) equipado con una cámara digital (Moticam Pro, 282A) y se utilizó el software Motic Images Plus 2.0 (Motic, Richmond, British Columbia, Canadá) para la adquisición de imágenes.

IV.8. Otras Determinaciones

IV.8.1. Colesterol

El tejido de gónada se suspendió en una solución salina isotónica y se homogenizó. La determinación de colesterol se realizó mediante una adaptación para muestras pequeñas del análisis inmunoabsorbente ligado a una enzima (ELISA) con el sobrenadante después de la centrifugación de la muestra a 3000 x g por 10 minutos (Palacios *et al.*, 1998).

IV.8.2. Carotenoides

La concentración de carotenoides totales se extrajeron del homogenizado crudo con acetona:metanol (2:1) y medidos espectrofotométricamente a 495 nm (Strickland y Parsons, 1972).

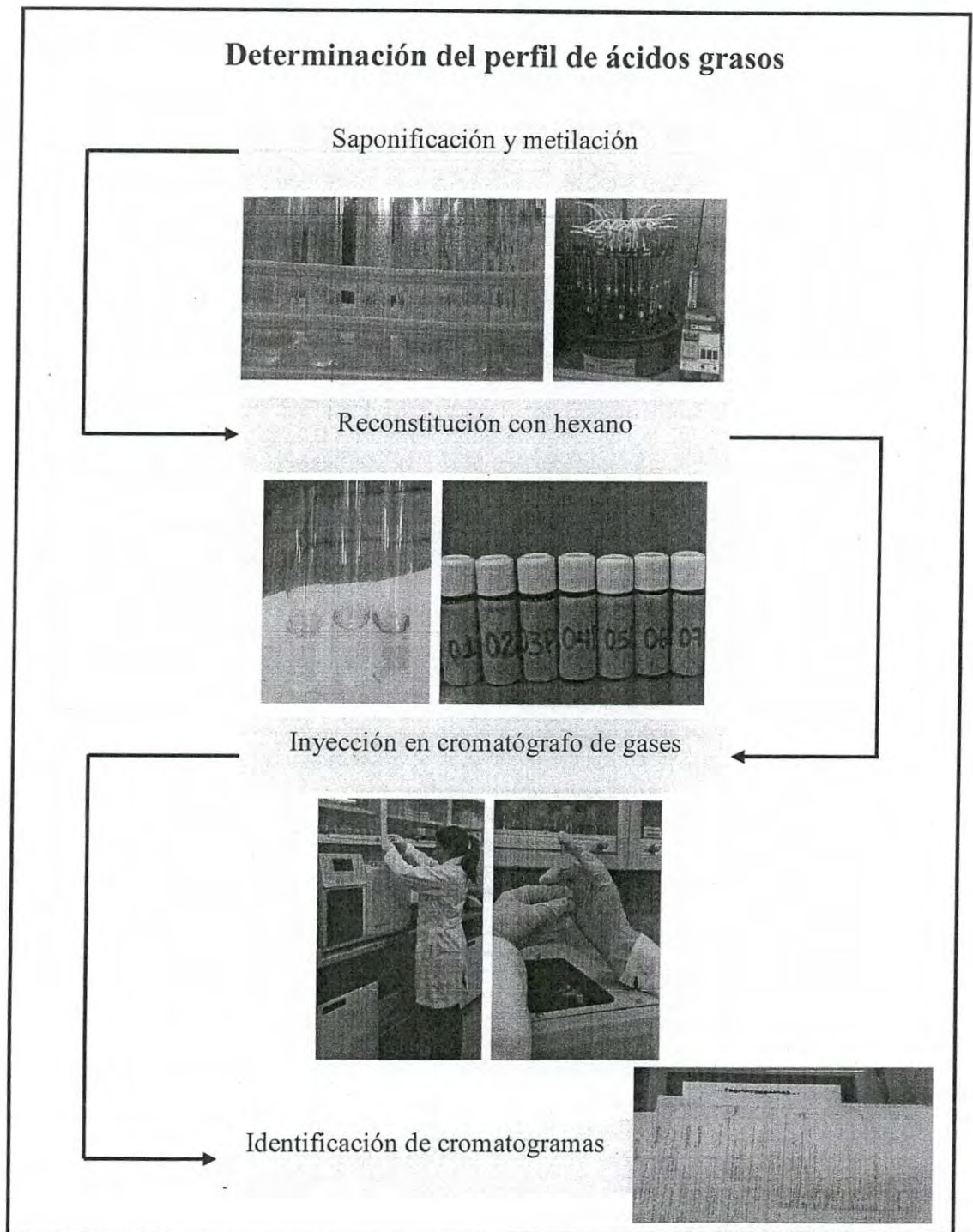


Figura 14. Secuencia del proceso para el análisis de ácidos grasos.

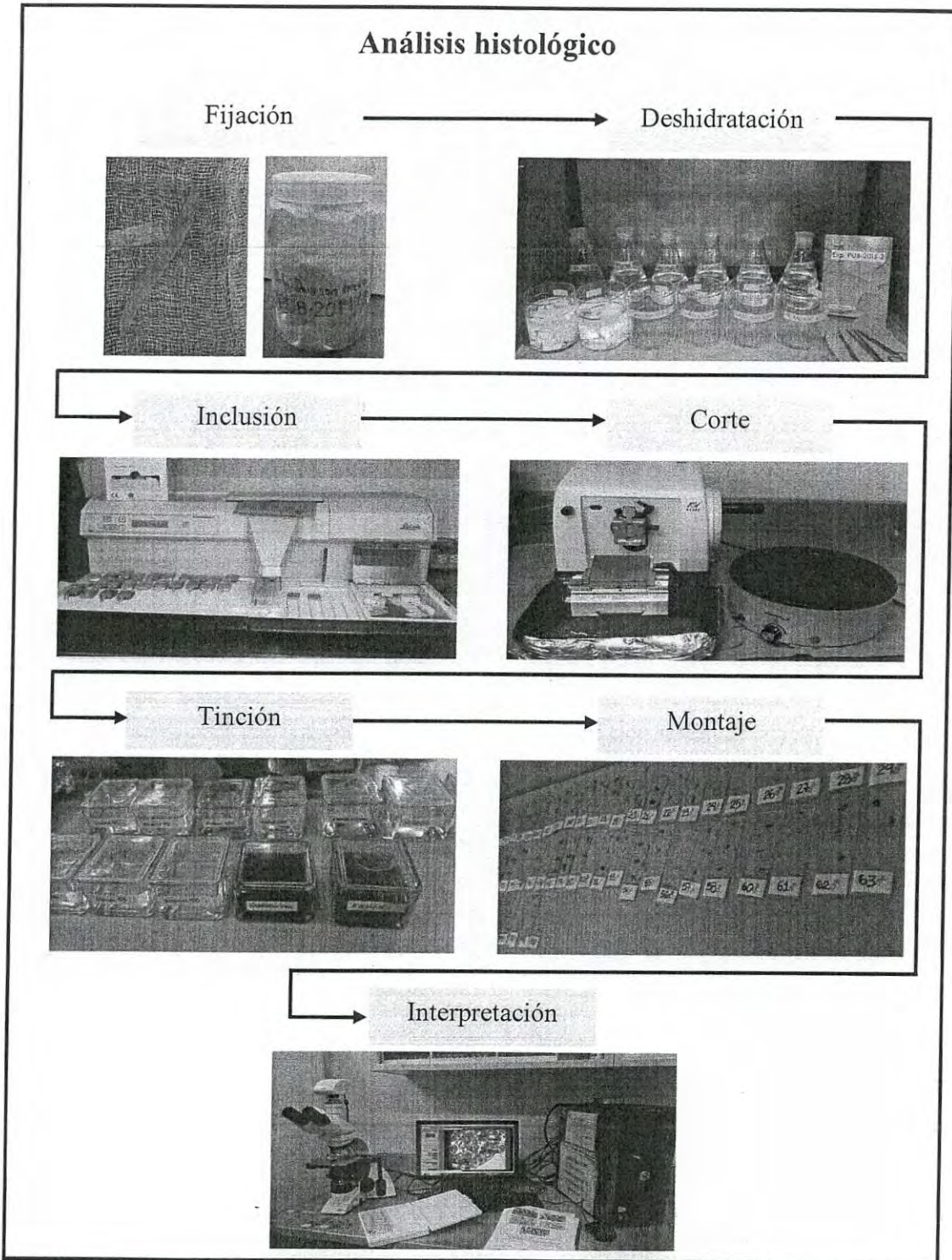


Figura 15. Análisis histológico de las gónadas de *H. passer* y *C. parvipinnis*.

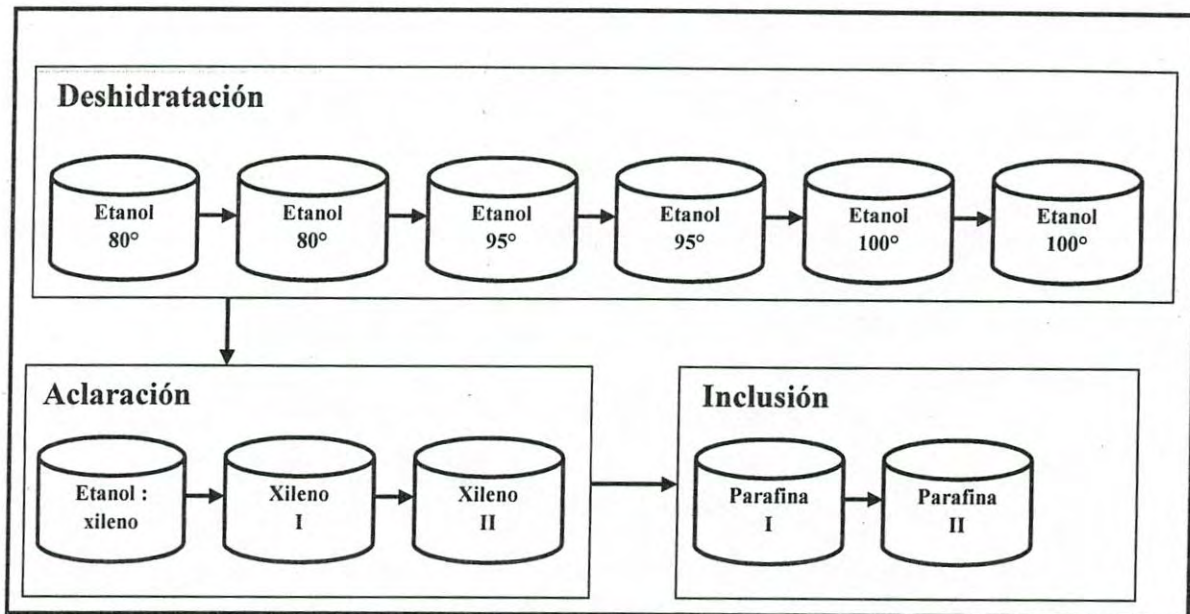


Figura 16. Secuencia del proceso de deshidratación, aclaración e inclusión en parafina de las muestras utilizadas para el análisis histológico.

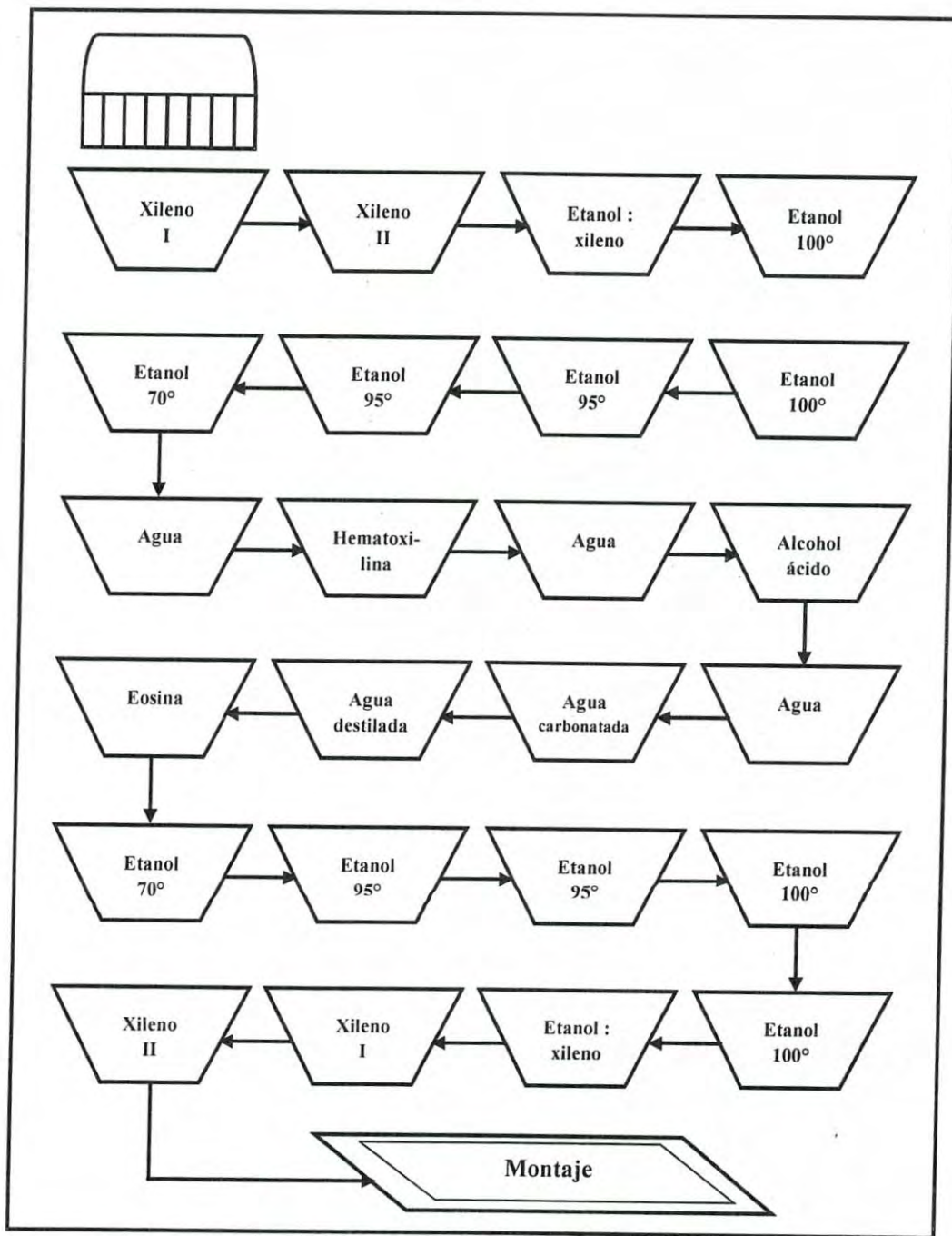


Figura 17. Procedimiento utilizado para tinción de gónadas con hematoxilina y eosina.

IV.9. Análisis de Datos

Se obtuvieron el promedio y el error estándar (E.E.) para los siguientes parámetros: longitud total, peso individual, K, IVS, IHS, IGS, E₂, además de las variables de la composición proximal, las concentraciones de ácidos grasos identificados en las gónadas de ambas especies y las determinaciones de colesterol y carotenoides. Se utilizó la prueba de Kruskal-Wallis, un análisis no paramétrico, para probar diferencias significativas entre distintas las variables de las fases de desarrollo gonadal identificadas, la composición proximal y el perfil de ácidos grasos ($P < 0.05$), utilizando el paquete estadístico Statistical Analysis System Software (SAS Institute Inc., 2013, Software Release 9.4, Cary, NC, USA).

T-160221

V. RESULTADOS

V.1. *Holacanthus passer*

V.1.1. Determinación de las Fases de Desarrollo Gonadal

Un total de 45 organismos adultos de *H. passer* fueron capturados durante los meses de julio y agosto del año 2014. Del total de los peces ángel capturados, 30 organismos fueron hembras y 15 fueron machos. La determinación de las fases de desarrollo gonadal se realizó mediante el análisis histológico, las muestras fueron comparadas con las características descritas por Arellano-Martínez *et al.* (1999) para organismos de la misma especie. Con base en lo anterior, se estableció que en el 16.7% de las hembras las gónadas se encontraban en fase de madurez (Figura 18), mientras que en el 83.3% en fase de post-desove (Figura 19). En ovarios catalogados en fase de madurez es posible observar que los ovocitos maduros son evidentes y predominantes, algunos de ellos en estado hidratado o prehidratado; además, no es posible observar el lumen ovárico ni apreciar una separación clara entre las lamelas ovígeras, mientras que en ovarios en post-desove abunda la presencia de ovocitos en desarrollo temprano y de estructuras atrésicas. En el caso de los machos, el 20% se encontraban en fase de madurez (Figura 20), mientras que el 80% presentó gónadas post-eyaculadas (Figura 21). Los testículos en fase de madurez presentan túbulos espermatogénicos llenos de espermatozoides, mientras que en los testículos post-eyaculados los túbulos están prácticamente vacíos, se observan espermatozoides residuales y actividad espermatogénica casi nula.

V.1.2. Índices Biológicos

La comparación entre ambos sexos evidenció que las hembras presentaban una longitud notablemente menor, pero con valores de IGS y K mayores a los presentados por los machos. Las hembras, tanto en fase de madurez como en fase de post-desove, no mostraron diferencias significativas en peso, longitud o K, no obstante, las hembras cuyas

gónadas se encontraban maduras mostraron valores de IGS significativamente mayores ($P > 0.0005$) que aquellas identificadas en estado de post-desove (3.43 y 0.87%, respectivamente). Por otro lado, los machos en estado de madurez fueron significativamente mayores en peso ($P > 0.0141$) y longitud ($P > 0.0208$) que aquellos con gónadas post-eyaculadas, y de igual manera, su IGS fue significativamente mayor ($P > 0.0440$). Sin embargo, no se observaron diferencias significativas para los valores de K ($P > 0.0604$) entre ambos grupos de machos (Tabla 5).

V.1.3. Composición Proximal de las Gónadas

Con referencia a la composición proximal de las gónadas, ambos sexos mostraron que la humedad fue el principal componente de las mismas y varió en un rango entre 71.89 y 76.72%. En general, las gónadas de las hembras mostraron un mayor contenido de humedad en comparación con las gónadas de los machos analizados; de igual manera, el contenido de cenizas mostró esta misma tendencia (de 1.56 a 2.14%) aún cuando fue el componente menos abundante de la composición proximal (Tabla 6). Por otra parte, el contenido de proteína cruda y grasa cruda fue mayor en los peces sexualmente maduros (18.66 y 6.08% para hembras y 14.34 y 11.80% para machos, respectivamente) que en las gónadas de peces en post-desove o post-eyaculadas. Al comparar los distintos componentes de la composición proximal, ninguno de ellos presentó diferencias significativas entre los organismos en ambas fases de desarrollo gonadal, con excepción del contenido de cenizas en gónadas de machos, el cual fue significativamente mayor ($P > 0.0126$) en machos con gónadas post-eyaculadas (1.81%) que en aquellos con gónadas maduras (1.56%).

V.1.4. Perfil Cualitativo y Cuantitativo de Ácidos Grasos de las Gónadas

Una tendencia general observada es que el contenido de ácidos grasos en ambos sexos fue mayor en gónadas de organismos en fase de madurez que en gónadas en post-desove y post-eyaculadas. En hembras en madurez el contenido de ciertos ácidos grasos fue significativamente mayor que en las gónadas en post-desove (Tabla 7), por ejemplo para los

ácidos grasos 16:0, 18:0, 18:1, 20:4n-6, 20:5n-3, 22:5n-6 y 24:4n-6. Una tendencia similar fue observada en las gónadas de machos, sin embargo, en este caso no fueron evidentes diferencias estadísticamente significativas (Tabla 8).

En ambos sexos los PUFA y HUFA fueron el tipo de ácidos grasos con mayor abundancia, particularmente el DHA demostró ser, cuantitativamente, el ácido graso más abundante en las gónadas de esta especie, con valores que van desde 10.83 mg/g de gónada húmeda en machos con gónadas post-eyaculadas, hasta 16.28 mg/g de gónada húmeda en hembras con gónadas maduras. Además, la concentración de los ácidos grasos de la familia n-3 fue cuantitativamente mayor que la de ácidos grasos de la familia n-6, mientras que la proporción n-3/n-6 fue de 3.20 y 3.54 para hembras en post-desove y machos post-eyaculados, respectivamente, y 1.99 y 2.85 para hembras y machos en madurez. Adicionalmente, en organismos de ambos sexos en madurez se observó un alto contenido de ARA y otros ácidos grasos de la familia n-6.

V.1.5. Concentración Plasmática de E₂

La concentración plasmática de E₂ fue analizada solamente en hembras de *H. passer* tanto en fase de madurez como en fase de post-desove. En hembras en madurez, los valores fluctuaron desde 6.47 a 6.93 ng/mL, con un promedio de 6.68 ng/mL (E.E. = 0.13). En hembras en post-desove, los valores oscilaron entre 3.52 y 4.10 ng/mL, con un promedio de 3.84 ng/mL (E.E. = 0.15), el cual fue significativamente menor ($P > 0.0323$) comparado con la concentración promedio de las hembras en madurez.

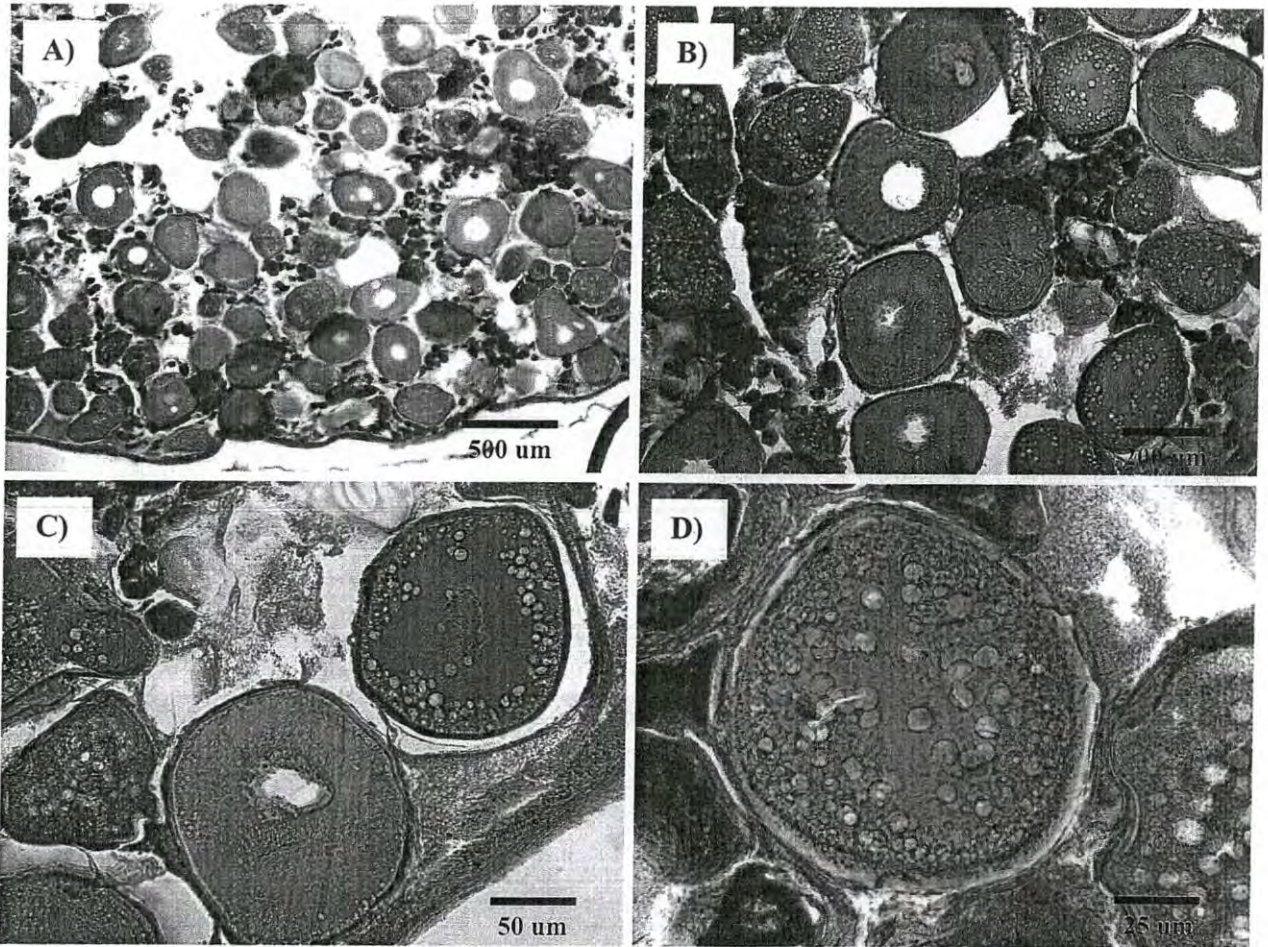


Figura 18. Ovarios en madurez de hembras silvestres de *H. passer*. A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.

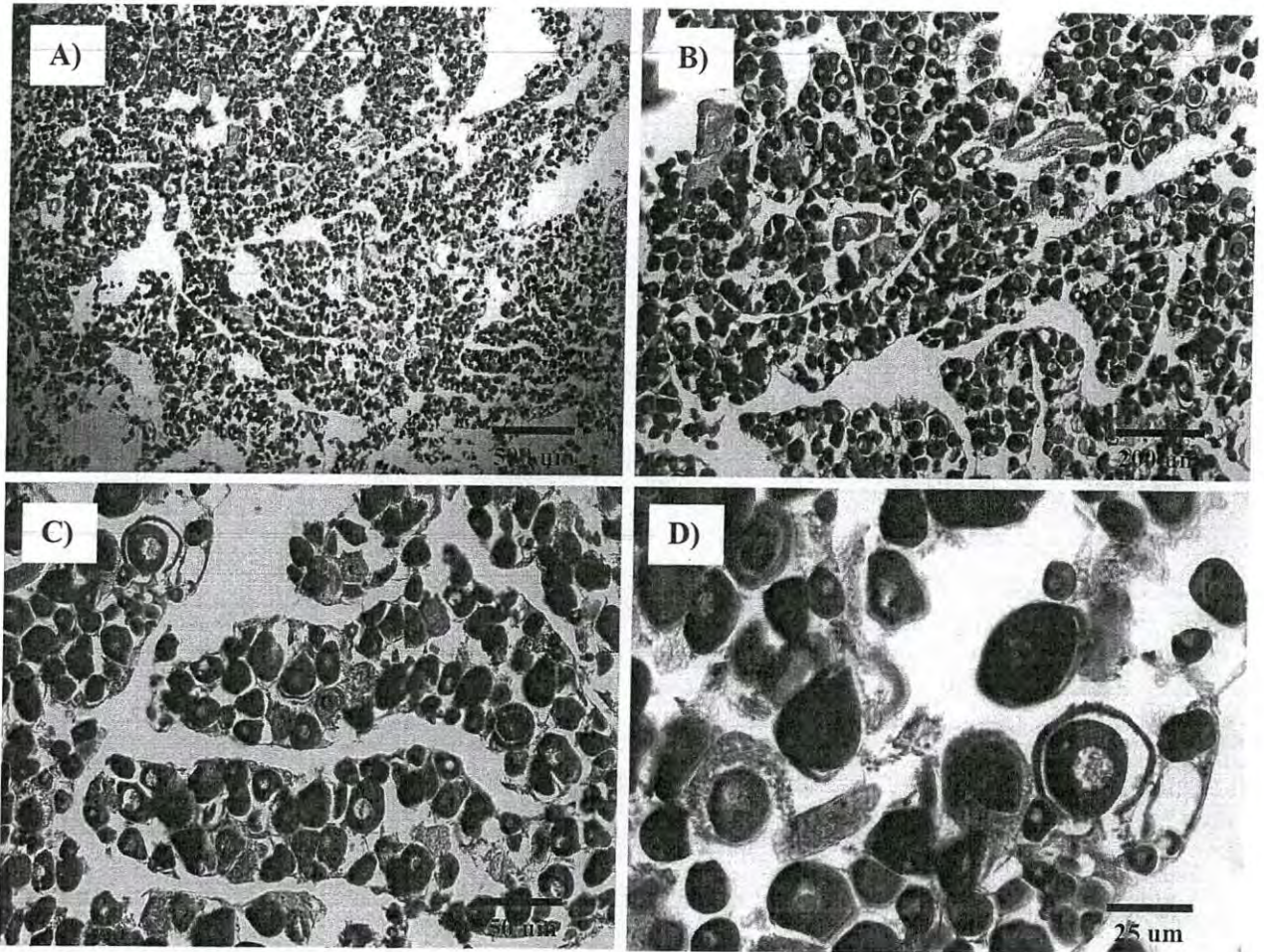


Figura 19. Ovarios en post-desove de hembras silvestres de *H. passer*. A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.

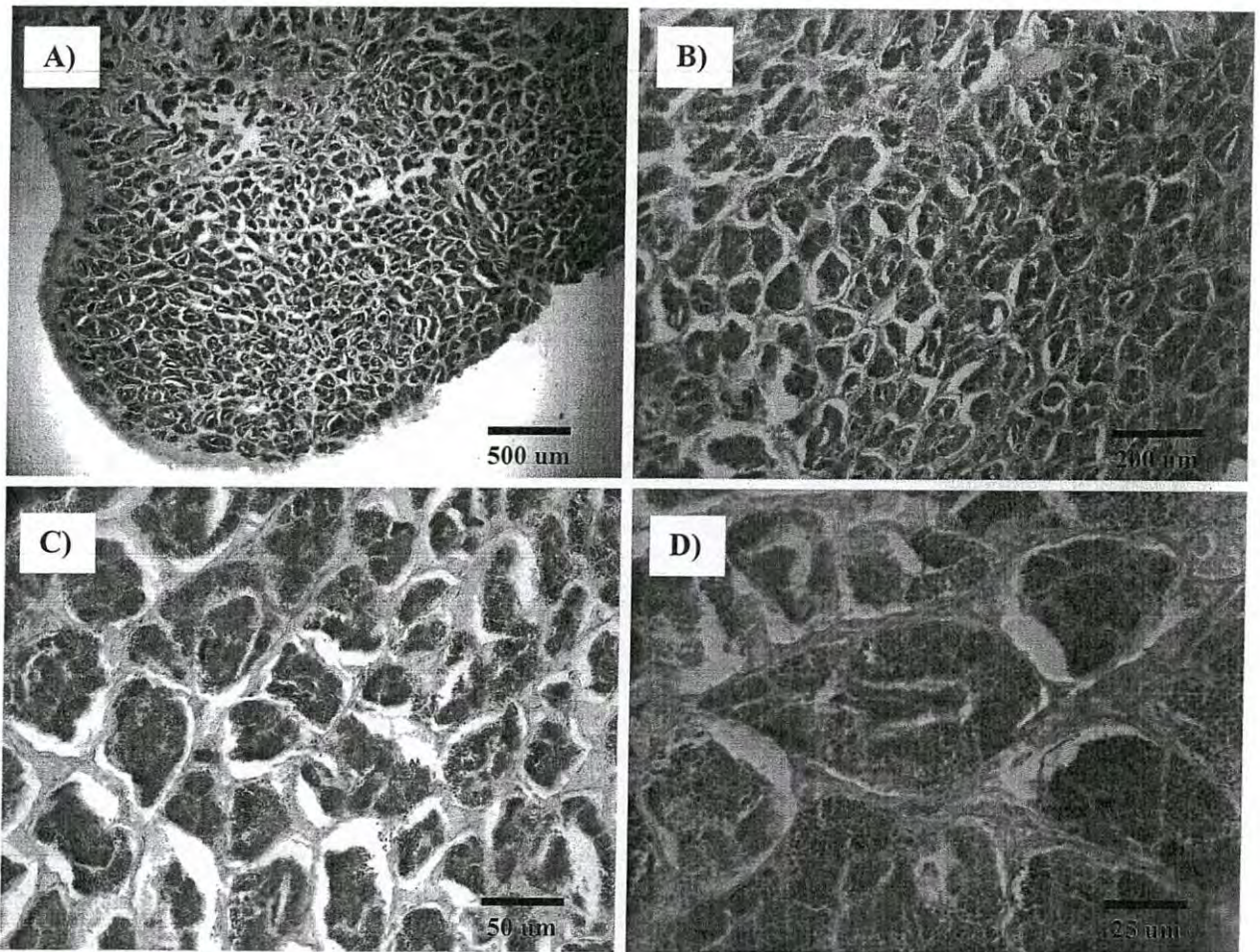


Figura 20. Testículos en madurez de machos silvestres de *H. passer*. A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.

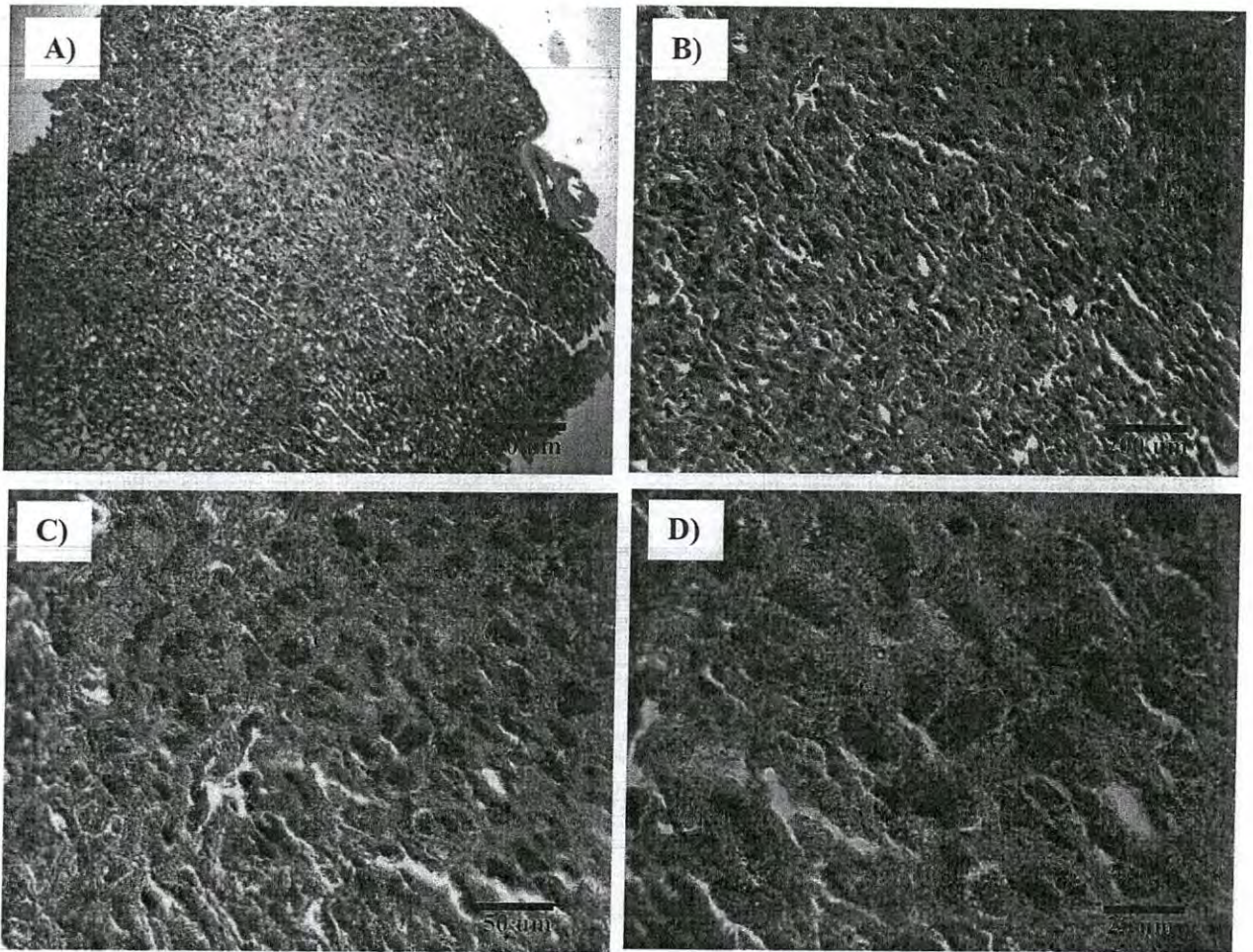


Figura 21. Testículos post-eyaculados de machos silvestres de *H. passer*. A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.

Tabla 5. Índices biológicos de hembras y machos silvestres de *H. passer* capturados en El Dátil. Abreviaturas: IGS = Índice Gonadosomático, K = Factor de Condición.

	Abundancia	Peso	E.E.	Longitud	E.E.	IGS	E.E.	K	E.E.
	(% del total)	(g)	(cm)	(%)					
Madurez ♀	16.7	492.62	73.41	24.12	1.22	3.43 ^a	0.19	3.42	0.25
Post-desove ♀	83.3	448.53	32.11	24.22	0.56	0.87 ^b	0.08	3.05	0.08
<i>P</i> > Chi-cuadrada		0.4197		0.9778		0.0005		0.1726	
Madurez ♂	20.0	1069.79 ^a	90.47	33.03 ^a	0.78	0.15 ^a	0.03	2.95	0.07
Post-eyaculada ♂	80.0	766.70 ^b	26.34	30.27 ^b	0.42	0.09 ^b	0.01	2.76	0.04
<i>P</i> > Chi-cuadrada		0.0141		0.0208		0.0440		0.0604	

Promedios y errores estándar (E.E.) de hembras y machos analizados en cada una de las etapas de desarrollo gonadal (♀ Madurez: 5; ♀ Post-desove: 25; ♂ Madurez: 3; ♂ Post-eyaculada: 12).

Tabla 6. Composición proximal de gónadas de hembras y machos silvestres de *H. passer* capturados en El Dátil.

		Proteína cruda (%)	E.E.	Grasa cruda (%)	E.E.	Humedad (%)	E.E.	Ceniza (%)	E.E.
Madurez	♀	18.66	1.04	6.08	0.21	75.90	0.49	2.11	0.10
Post-desove	♀	17.92	0.48	4.97	0.38	76.72	0.23	2.14	0.04
<i>P</i> > Chi-cuadrada		0.4107		0.1261		0.0997		0.7838	
Madurez	♂	14.34	1.53	11.80	1.47	71.98	0.23	1.56 ^b	0.02
Post-eyaculada	♂	13.81	0.40	11.26	0.75	72.10	0.22	1.81 ^a	0.04
<i>P</i> > Chi-cuadrada		0.4132		1.0000		0.6439		0.0126	

Promedios y errores estándar (E.E.) de hembras y machos analizados en cada una de las etapas de desarrollo gonadal (♀ Madurez: 5; ♀ Post-desove: 25; ♂ Madurez: 3; ♂ Post-eyaculada: 12).

Tabla 7. Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de hembras en estado de madurez y en post-desove de organismos silvestres de *H. passer* capturados en El Dátil.

Ácidos grasos	♀ Madurez		♀ Post-desove		P > Chi-cuadrada
	Promedio	E.E.	Promedio	E.E.	
16:0	2.79 ^a	0.67	1.02 ^b	0.20	0.0115
18:0	1.30 ^a	0.29	0.54 ^b	0.08	0.0095
18:1	1.98 ^a	0.45	0.89 ^b	0.15	0.0315
18:2n-6	0.14	0.04	0.10	0.02	0.1715
18:3n-3	0.21	0.04	0.16	0.04	0.1818
20:4n-6	0.95 ^a	0.36	0.35 ^b	0.06	0.0404
20:4n-3	1.02	0.17	0.68	0.11	0.0560
20:5n-3	0.53 ^a	0.12	0.25 ^b	0.04	0.0202
22:5n-6	9.12 ^a	1.43	4.73 ^b	0.52	0.0140
22:5n-3	2.12	0.68	1.48	0.42	0.1330
22:6n-3	16.28	0.89	14.02	0.77	0.0880
24:4n-6	3.52 ^a	0.39	2.33 ^b	0.24	0.0406
24:5n-3	5.89	1.55	3.98	0.47	0.2748
24:6n-3	0.64	0.19	0.52	0.09	0.3934
Total Saturados ¹	4.48 ^a	1.02	1.82 ^b	0.32	0.0169
Total Monoinsaturados ²	3.62 ^a	0.67	1.77 ^b	0.25	0.0406
Total PUFA + HUFA ³	41.42 ^a	4.59	29.30 ^b	2.37	0.0344
Total n-3 ⁴	27.13	2.61	21.48	1.59	0.1165
Total n-6 ⁵	13.91 ^a	1.94	7.61 ^b	0.80	0.0169
n-3/n-6	1.99 ^b	0.11	3.20 ^a	0.22	0.0078

Promedios y errores estándar (E.E.) de hembras analizadas en cada una de las etapas de desarrollo gonadal (Madurez ♀: 5; Post-desove ♀: 25).

¹ Saturados: 14:0, 16:0, 18:0, 20:0

² Monoinsaturados: 14:1, 16:1, 18:1, 20:1, 22:1, 24:1

³ PUFA+HUFA: 16:2, 18:2n-6, 18:3n-6, 18:3n-3, 18:4n-3, 20:3n-6, 20:4n-6, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-6, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:4n-6, 24:5n-3, 24:6n-3

⁴ Total n-3: 18:3n-3, 18:4n-3, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:5n-3, 24:6n-3

⁵ Total n-6: 18:2n-6, 18:3n-6, 20:3n-6, 20:4n-6, 22:5n-6, 24:4n-6

Tabla 8. Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de machos en estado de madurez y post-eyaculadas de organismos silvestres de *H. passer* capturados en El Dátil.

Ácidos grasos	♂ Madurez		♂ Post-eyaculadas		P > Chi-cuadrada
	Promedio	E.E.	Promedio	E.E.	
16:0	1.24	0.74	0.98	0.64	0.1489
18:0	0.65	0.30	0.53	0.23	0.3473
18:1	1.12	0.69	0.92	0.61	0.1124
18:2n-6	0.10	0.05	0.08	0.04	0.3460
18:3n-3	0.19	0.09	0.09	0.03	0.1467
20:4n-6	0.22	0.11	0.19	0.11	0.1927
20:4n-3	0.73	0.23	0.55	0.14	0.3865
20:5n-3	0.33	0.16	0.33	0.17	0.5156
22:5n-6	6.10	1.99	3.23	0.80	0.2482
22:5n-3	1.15	0.28	0.87	0.31	0.3123
22:6n-3	14.71	1.12	10.83	0.96	0.0833
24:4n-6	1.79	0.45	1.32	0.36	0.4701
24:5n-3	4.26	1.44	2.21	0.53	0.1489
24:6n-3	0.17	0.01	0.34	0.10	1.0000
Total Saturados ¹	2.12	1.18	1.75	1.04	0.1117
Total Monoinsaturados ²	2.00	0.93	1.48	0.79	0.1489
Total PUFA + HUFA ³	30.33	5.92	20.63	3.39	0.1489
Total n-3 ⁴	21.78	3.36	15.50	2.05	0.1489
Total n-6 ⁵	8.26	2.39	4.90	1.26	0.3123
n-3/n-6	2.85	0.41	3.54	0.62	0.9263

Promedios y errores estándar (E.E.) de machos analizados en cada una de las etapas de desarrollo gonadal (Madurez ♂: 3; Post-eyaculada ♂: 12).

¹ Saturados: 14:0, 16:0, 18:0, 20:0

² Monoinsaturados: 14:1, 16:1, 18:1, 20:1, 22:1, 24:1

³ PUFA+HUFA: 16:2, 18:2n-6, 18:3n-6, 18:3n-3, 18:4n-3, 20:3n-6, 20:4n-6, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-6, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:4n-6, 24:5n-3, 24:6n-3

⁴ Total n-3: 18:3n-3, 18:4n-3, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:5n-3, 24:6n-3

⁵ Total n-6: 18:2n-6, 18:3n-6, 20:3n-6, 20:4n-6, 22:5n-6, 24:4n-6

V.2. *Cynoscion parvipinnis*

V.2.1. Determinación de las Fases de Desarrollo Gonadal

Se analizaron un total de 80 organismos de *C. parvipinnis*, de los cuales 50 organismos fueron de origen silvestre, y entre los cuales había 31 hembras y 19 machos. Los organismos fueron capturados en el mes de noviembre de 2015. Adicionalmente, se analizaron 30 organismos de la misma especie, que fueron obtenidos mediante desoves espontáneos de reproductores capturados en Bahía de Kino por el Centro Reproductor de Especies Marinas del Estado de Sonora (CREMES). Los organismos fueron criados en cautiverio desde el momento de su eclosión y alimentados con alimento artificial balanceado; de los 30 ejemplares cultivados, 15 organismos eran hembras y 15 machos. En el caso de *C. parvipinnis* no existen referencias en la literatura sobre su biología reproductiva, por esta razón las muestras fueron comparadas con el estudio histológico realizado por Brown-Peterson (2003) para el desarrollo gonadal de *Cynoscion nebulosus*, una especie de pez, que al igual que la curvina de aleta corta, pertenece a la familia Sciaenidae del orden Perciformes. Con base en las observaciones histológicas, se estableció que todos los organismos analizados, tanto hembras como machos silvestres y cultivados, se encontraban en fase de madurez temprana (Figuras 22 y 23). En ovarios catalogados en dicha fase se encuentran presentes ovocitos con alveolos corticales, y también pueden estar presentes algunos ovocitos vitelogénicos con apariencia granular. Por otro lado, en los testículos en madurez temprana es posible observar un epitelio germinal continuo a lo largo de todo el testículo; así mismo, todas las etapas de la espermatogénesis pueden estar presentes, incluyendo espermatozoides en el lumen y conductos.

V.2.2. Índices Biológicos

Los resultados presentados para *C. parvipinnis* consisten en medidas de tendencia central y de dispersión para las variables analizadas, y fue posible observar ciertas tendencias entre dichos valores. Dado que se trataba de dos poblaciones diferentes, silvestres y cultivadas, se observaron pocas similitudes en las tallas de organismos. Las hembras silvestres presentaron promedios mayores tanto en peso como en longitud, 1,009.69 g y 47.18 cm,

respectivamente, comparadas con las hembras cultivadas, con 448.39 g y 36.43 cm, respectivamente. Un patrón similar se observó en los machos, donde los organismos silvestres mostraron mayor peso, 835.93 g, y mayor longitud, 44.07 cm, que los machos cultivados, cuyos valores promedio fueron 379.28 g y 35.27 cm. Si comparamos ambos índices, peso y longitud, entre ambos sexos, observamos que las hembras fueron más pesadas y más grandes que los machos (Tabla 9). Los valores de K fueron similares tanto para las hembras silvestres, 0.96, y cultivadas, 0.92, como para los machos silvestres, 0.96, y cultivados, 0.86. Por otro lado, el IGS fue mayor en los organismos silvestres de ambos sexos, ♀ con 1.16% y ♂ 0.17%, que en los organismos cultivados, las ♀ con 0.39% y ♂ con 0.05%. El IVS y el IHS solo se estimó en organismos silvestres, las hembras silvestres presentan mayor IVS que los machos, 9.40% y 8.10%, respectivamente. Sin embargo, para el IHS los valores fueron inversos, los machos presentaron valores superiores a los presentados por las hembras, 2.05% y 1.95%, respectivamente.

V.2.3. Composición Proximal de las Gónadas

Se presentan medidas de tendencia central y de dispersión para la composición proximal de la gónada de los peces; las hembras cultivadas presentan ligeramente mayor porcentaje de proteína que las hembras provenientes del medio natural, 19.64 y 17.11%, respectivamente. En los machos, ambos grupos presentan valores similares (silvestres: 14.83 y cultivados: 14.00%) (Tabla 10). En cuanto al porcentaje de grasa cruda, tanto las hembras como los machos que fueron criados en cautiverio presentaron cantidades superiores, las ♀ con 10.85% y los ♂ con 20.48%, comparados con los organismos silvestres, las ♀ con 2.05% y los ♂ 11.05%. La humedad fue el componente más abundante de la determinación proximal de las gónadas de ambos sexos, tanto en hembras silvestres y cultivadas (75.56 y 66.94%, respectivamente), como en los machos silvestres y cultivados (70.08 y 62.52%, respectivamente), y en los organismos silvestres, la humedad fue ligeramente mayor que en los cultivados. Finalmente, el contenido de cenizas fue el componente menos abundante, cuyos valores fueron bastantes similares para las hembras silvestres (2.09%) y cultivadas (2.27%) y también para machos silvestres (1.09%) y cultivados (1.75%).

V.2.4. Perfil Cualitativo y Cuantitativo de Ácidos Grasos de las Gónadas

Las tablas 11 y 12 muestran el contenido de algunos ácidos grasos identificados. El mayor contenido de ácidos grasos se observó en las curvinas cultivadas, con excepción de los ácidos grasos 18:0, 20:4n-6, 22:5n-6, 22:5n-3, 22:6n-3 y 24:4n-6 en el caso de las hembras y de 20:4n-6, 22:5n-6, 22:5n-3 y 22:6n-3 en el caso de los machos, que fueron más abundantes en los organismos silvestres. Los PUFA y HUFA fueron el grupo de ácidos grasos proporcionalmente con mayor abundancia, comparados con los ácidos grasos saturados y monoinsaturados, aunque individualmente el ácido palmítico, 16:0, demostró ser el ácido graso más significativo en términos cuantitativos en las gónadas de todos los organismos, con valores entre 128.58 mg/g de tejido húmedo de gónada en hembras silvestres, y hasta 164.84 mg/g de tejido húmedo de gónada en machos cultivados. Se observa también que la concentración de ácidos grasos de la familia n-3 (♀ silvestres: 137.03, ♀ cultivadas: 140.85, ♂ silvestres: 130.62 y ♂ cultivados: 165.35 mg/g de tejido húmedo de gónada) fue mayor que la concentración de ácidos grasos de la familia n-6 (♀ silvestres: 59.81, ♀ cultivadas: 62.23, ♂ silvestres: 46.84 y ♂ cultivados: 79.97 mg/g de tejido húmedo de gónada). Por otra parte, la proporción n-3/n-6 fue 2.34 y 2.27 para hembras silvestres y cultivadas, respectivamente, y 2.81 y 2.08 para machos silvestres y cultivados respectivamente.

V.2.5. Concentración Plasmática de E₂

El E₂ presente en el plasma sanguíneo fue analizado en ambos sexos de esta especie. En las hembras silvestres el promedio fue de 0.007 ng/mL (E.E. = 0.001) y en las hembras cultivadas de 0.009 ng/mL (E.E. = 0.001). Para los machos el valor promedio en el caso de los peces silvestres fue de 0.006 ng/mL (E.E. = 0.002) y para los organismos cultivados de 0.007 ng/mL (E.E. = 0.001).

V.2.6. Colesterol y Carotenoides

La concentración de colesterol y carotenoides fue analizada solamente en organismos silvestres. En la cuantificación de colesterol se obtuvo un promedio de 10.52 mg/g (E.E. = 1.13) para hembras y 3.26 mg/g (E. E. = 1.54) para machos. Para el caso de la evaluación de carotenoides presentes en el tejido gonádico, los valores promedio fueron 2.18 μ g/g (E. E. = 0.29) para hembras, y 3.13 μ g/g (E. E. = 0.91) para machos.

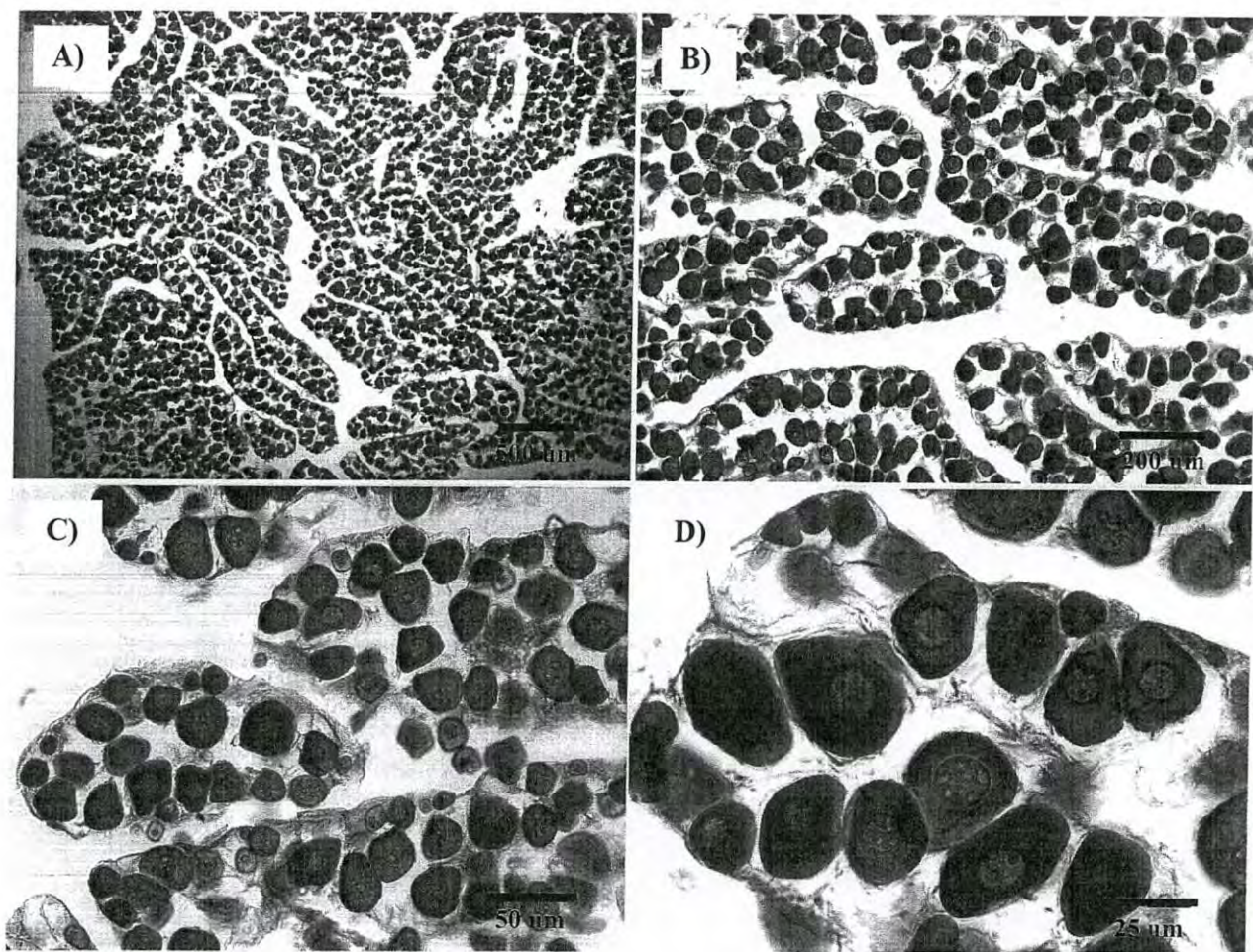


Figura 22. Ovarios en madurez temprana de hembras silvestres y cultivadas de *C. parvipinnis*.
A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.

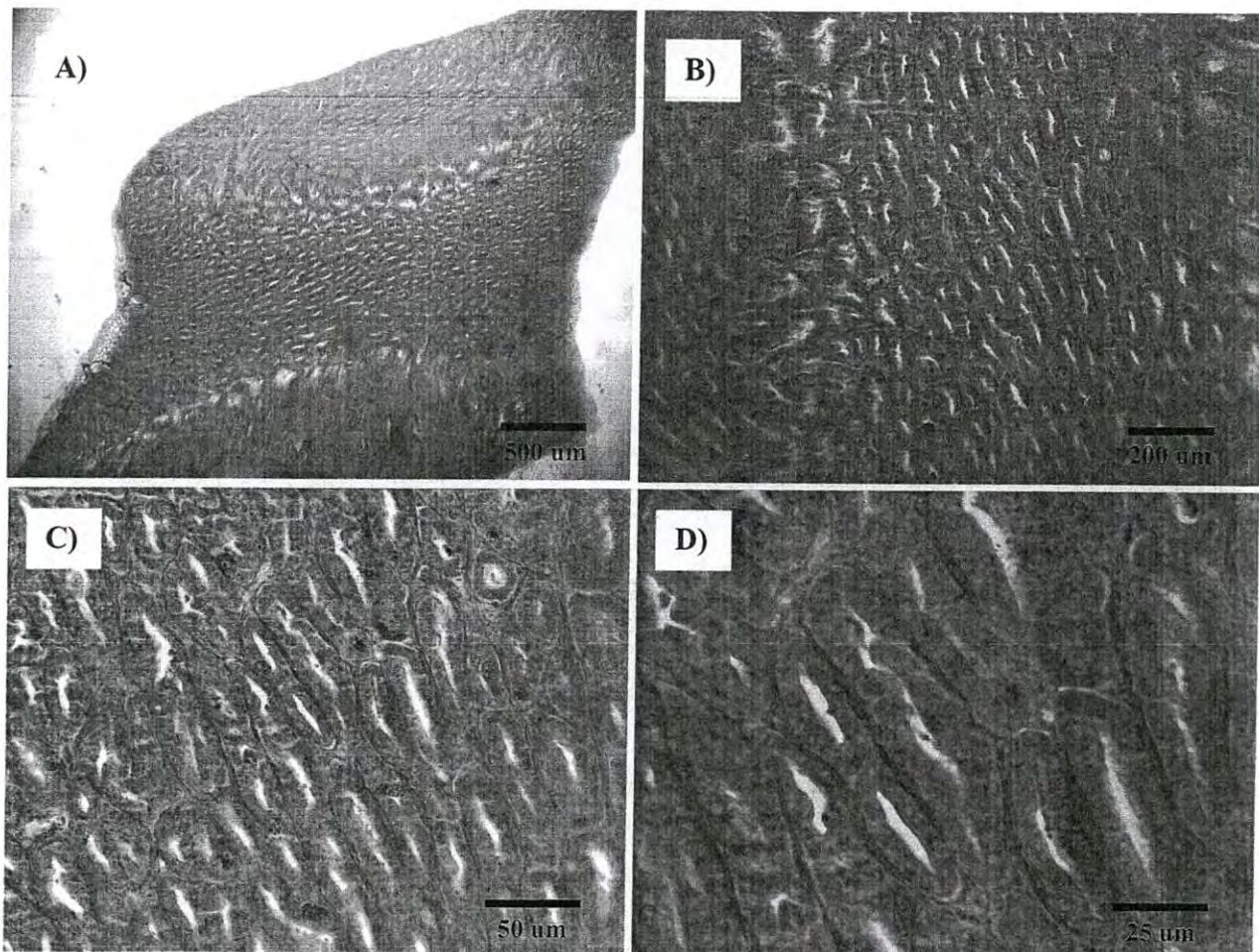


Figura 23. Testículos en madurez temprana de machos silvestres y cultivados de *C. parvipinnis*. A) 4x, B) 10x, C) 20x, D) 40x.

Tabla 9. Índices biológicos de hembras y machos silvestres y cultivados de *C. parvipinnis* capturados en Santa Rosa. Abreviaturas: E.E. = Error Estándar, K = Factor de Condición, IGS = Índice Gonadosomático, IVS = Índice viscerosomático, IHS = Índice Hepatosomático.

	Peso (g)	E.E.	Longitud (cm)	E.E.	K	E.E.	IGS (%)	E.E.	IVS (%)	E.E.	IHS (%)	E.E.
Silvestres	♀ 1,009.69	35.57	47.18	0.70	0.96	0.02	1.16	0.02	9.40	0.29	1.95	0.07
Cultivadas	♀ 448.39	21.57	36.43	0.60	0.92	0.02	0.39	0.04	ND	ND	ND	ND
Silvestres	♂ 835.93	49.96	44.07	0.89	0.96	0.03	0.17	0.01	8.10	0.28	2.05	0.10
Cultivados	♂ 379.28	19.20	35.27	0.76	0.86	0.02	0.05	0.005	ND	ND	ND	ND

Promedios y errores estándar (E.E.) de hembras y machos analizados (♀ Silvestres: 31; ♀ Cultivadas: 15; ♂ Silvestres: 19; ♂ Cultivados: 15).
ND = No Determinado.

Tabla 10. Composición proximal de gónadas de hembras y machos silvestres y cultivados de *C. parvipinnis* capturados en Santa Rosa.

		Proteína cruda (%)	E.E.	Grasa cruda (%)	E.E.	Humedad (%)	E.E.	Ceniza (%)	E.E.
Silvestres	♀	17.11	0.15	2.05	0.08	75.56	0.81	2.09	0.05
Cultivadas	♀	19.64	0.18	10.85	0.70	66.94	0.47	2.27	0.05
Silvestres	♂	14.83	0.22	11.05	1.09	70.08	0.96	1.09	0.05
Cultivados	♂	14.00	0.63	20.48	2.27	62.52	0.25	1.75	0.04

Promedios y errores estándar (E.E.) de hembras y machos analizados (♀ Silvestres: 31; ♀ Cultivadas: 15; ♂ Silvestres: 19; ♂ Cultivados: 15).

Tabla 11. Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de hembras silvestres y cultivadas de *C. parvipinnis* capturadas en Santa Rosa.

Ácidos grasos	♀ Silvestres		♀ Cultivadas	
	Promedio	E.E.	Promedio	E.E.
16:0	128.58	6.14	143.30	7.17
18:0	39.58	2.32	35.23	3.15
18:1	88.49	4.93	100.21	5.60
18:2n-6	9.42	0.99	48.21	2.67
18:3n-3	4.19	0.33	10.07	0.60
20:4n-6	39.33	2.13	7.30	0.35
20:4n-3	1.72	0.11	5.58	0.49
20:5n-3	34.50	1.70	57.02	3.22
22:5n-6	6.52	0.38	2.86	0.19
22:5n-3	16.44	0.87	11.55	0.70
22:6n-3	68.48	3.19	45.32	2.88
24:4n-6	0.87	0.14	0.35	0.14
24:6n-3	0.24	0.05	0.71	0.27
Total Saturados ¹	186.33	8.83	223.42	11.62
Total Monoinsaturados ²	108.91	6.08	112.43	6.13
Total PUFA + HUFA ³	249.66	11.75	261.21	13.78
Total n-3 ⁴	137.03	5.75	140.85	7.72
Total n-6 ⁵	59.81	2.98	62.23	3.25
n-3/n-6	2.34	0.06	2.27	0.07

Promedios y errores estándar (E.E.) de hembras analizadas (♀ Silvestres: 31; ♀ Cultivadas: 15).

¹ Total Saturados: 14:0, 16:0, 18:0, 20:0

² Total Monoinsaturados: 14:1, 16:1, 18:1, 20:1, 22:1, 24:1

³ Total PUFA+HUFA: 16:2, 18:2n-6, 18:3n-6, 18:3n-3, 18:4n-3, 20:3n-6, 20:4n-6, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-6, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:4n-6, 24:6n-3

⁴ Total n-3: 18:3n-3, 18:4n-3, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:6n-3

⁵ Total n-6: 18:2n-6, 18:3n-6, 20:3n-6, 20:4n-6, 22:5n-6, 24:4n-6

Tabla 12. Perfil de ácidos grasos (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de machos de silvestres y cultivados de *C. parvipinnis* capturados en Santa Rosa.

Ácidos grasos	♂ Silvestres		♂ Cultivados	
	Promedio	E.E.	Promedio	E.E.
16:0	133.64	6.41	164.84	5.26
18:0	43.96	1.70	46.14	1.54
18:1	94.85	5.07	118.06	4.06
18:2n-6	8.65	0.74	57.74	2.00
18:3n-3	5.75	0.55	12.16	0.46
20:4n-6	27.67	1.24	8.80	0.87
20:4n-3	2.19	0.20	5.94	0.38
20:5n-3	34.71	2.70	65.67	3.69
22:5n-6	5.88	0.29	3.12	0.13
22:5n-3	16.89	0.68	14.07	0.51
22:6n-3	57.30	3.05	45.83	1.86
24:4n-6	0.37	0.12	5.50	3.51
24:6n-3	0.46	0.22	4.16	3.02
Total Saturados ¹	201.73	9.75	262.06	8.37
Total Monoinsaturados ²	112.02	5.77	132.15	4.45
Total PUFA + HUFA ³	227.63	10.20	313.51	16.47
Total n-3 ⁴	130.62	5.48	165.35	10.27
Total n-6 ⁵	46.84	1.79	79.97	4.97
n-3/n-6	2.81	0.09	2.08	0.06

Promedios y errores estándar (E.E.) de machos analizados (♂ Silvestres: 19; ♂ Cultivados: 15).

¹ Total Saturados: 14:0, 16:0, 18:0, 20:0

² Total Monoinsaturados: 14:1, 16:1, 18:1, 20:1, 22:1, 24:1

³ Total PUFA+HUFA: 16:2, 18:2n-6, 18:3n-6, 18:3n-3, 18:4n-3, 20:3n-6, 20:4n-6, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-6, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:4n-6, 24:5n-3, 24:6n-3

⁴ Total n-3: 18:3n-3, 18:4n-3, 20:4n-3, 20:5n-3, 21:5n-3, 22:5n-3, 22:6n-3, 24:5n-3, 24:6n-3

⁵ Total n-6: 18:2n-6, 18:3n-6, 20:3n-6, 20:4n-6, 22:5n-6, 24:4n-6

VI. DISCUSIÓN

Holacanthus passer

La acuicultura representa una alternativa para reducir el impacto sobre las poblaciones naturales que ocasiona la extracción de organismos silvestres para su comercialización, y al mismo tiempo, también representa una oportunidad para la generación de empleos y puede ser una fuente de ingresos. Con el fin de lograr un ciclo cerrado en acuicultura, es decir, ser independientes del suministro de organismos silvestres que proporciona el medio ambiente, se debe desarrollar un método de cultivo que permita mantener a los reproductores en condiciones de cautiverio. Éste método debe de semejar las condiciones que en la naturaleza promueven un adecuado desarrollo de las gónadas, por lo tanto, debe de incluir una dieta que satisfaga las necesidades nutricionales para garantizar el óptimo abastecimiento de nutrientes durante el proceso de reproducción. Además, para sentar las bases que faciliten el desarrollo de un protocolo de manejo de organismos reproductores silvestres, deben realizarse estudios para comprender los mecanismos fisiológicos y endocrinológicos del ciclo reproductivo de cada especie, como por ejemplo la determinación del tiempo de duración de cada fase de desarrollo gonadal, así como la influencia que tienen las hormonas involucradas en dicho ciclo.

De los 45 ejemplares adultos de *H. passer* analizados, el 66.7% fueron hembras y el 33.3% fueron machos. De acuerdo con los análisis histológicos, el 16.7% de las hembras presentaron gónadas en fase de madurez, mientras que el 83.3% poseían gónadas en estado de post-desove. El 20% de los machos fueron identificados en fase de madurez mientras que el 80% se clasificó como con gónadas post-eyaculadas. Los organismos analizados en el presente estudio fueron capturados durante los meses de julio y agosto en la isla El Dátil, cerca de Bahía de Kino, Sonora, México. Durante esta época del año Arellano-Martínez *et al.* (1999) reportaron que en peces ángel rey colectados en Cueva de León (24°02' N, 110°24' O) en Baja

California Sur, la mayoría de las gónadas de las hembras estaban en madurez y una pequeña porción estaba en desarrollo. Observaron que la actividad reproductiva de las hembras de *H. passer* ocurrió desde el mes de junio hasta noviembre en esa área, y se reportó en las hembras que las fases de desarrollo estaban relacionadas con el IGS. En el caso de los machos analizados en ese mismo estudio, las gónadas de algunos ejemplares se encontraban entre las fases de desarrollo y madurez en los meses de julio y agosto, algunos otros organismos estaban en fase de eyaculación, y otros habían eyaculado. Sin embargo, no fue posible establecer ninguna relación entre el IGS y la fase de desarrollo de las gónadas de machos debido al bajo peso que las gónadas masculinas alcanzan durante la reproducción en comparación con las gónadas femeninas. Las distintas áreas geográficas de las cuales provienen los organismos de *H. passer*, Cueva de León y El Dátil, presentan diferentes condiciones ambientales, entre ellas la más relevante es la temperatura. La temperatura local en El Dátil y el área de Bahía de Kino es más alta comparada con la temperatura observada en Cueva de León en la misma época del año. Las aguas adyacentes a El Dátil alcanzan temperaturas superiores a los 25°C a finales de abril y hasta principios de mayo. Es bien sabido que, entre los parámetros ambientales, la temperatura juega uno de los papeles principales en la maduración de las gónadas y el desove de los peces (Bye, 1990; Zohar, 1989), lo que explica en parte por qué un gran porcentaje de las gónadas femeninas y masculinas en el presente estudio ya estaban en fases de post-desove o post-eyaculadas y un pequeño porcentaje de los organismos todavía se encontraban en fase de madurez, lo anterior indica que *H. passer* se reproduce meses antes en el área del presente estudio, muy probablemente durante la primavera, en comparación con las poblaciones que habitan en zonas localizadas más al sur, pero se requiere un estudio anual para confirmar esta hipótesis.

Se podría esperar que, dado que los gametos se desarrollan dentro de la gónada a medida que ésta se desarrolla y alcanza la fase de madurez, entonces la gónada aumentará progresivamente su peso, el mayor peso probablemente se registrará durante el periodo reproductivo. Por ésta razón, el IGS sigue también una misma tendencia, y el mayor valor porcentual coincidirá con el mayor peso gonadal. En el presente estudio el IGS en las hembras de *H. passer* en fase de madurez fue de 3.42%, significativamente mayor que las hembras en post-desove cuyo IGS fue de 0.87%. Para la misma especie de peces Arellano-Martínez y

Ceballos-Vázquez (2001) reportaron 2.45% como valor máximo de IGS presentado específicamente en el mes de junio, disminuyendo hasta 2.0% en julio en organismos capturados en Cueva de León, BCS, valores más bajos que los reportados en este estudio. Los valores de IGS que ellos reportan son promedios de todas las hembras capturadas en ese periodo, mientras que en este estudio, los valores de IGS son promedios de las hembras en la misma fase de desarrollo. Adicionalmente, las hembras capturadas en Cueva de León tuvieron una talla promedio menor, de 16.19 cm, mientras que en el presente estudio las tallas de las hembras en ambas fases, en madurez y post-desove, tuvieron un promedio de 24.12 y 24.22 cm, respectivamente, lo que explica un mayor tamaño de las gónadas, y por lo tanto, un mayor IGS. Los valores de IGS observados en este estudio también son consistentes con los valores reportados para otras especies, por ejemplo, en hembras de *Dentex dentex* con un IGS de 4.1 y 0.7% en hembras maduras y en fase de reposo, respectivamente (Chatzifotis *et al.*, 2004). Por otro lado, en los machos en madurez en el presente estudio se observaron valores significativamente mayores tanto de longitud como de peso, comparados con los machos con gónadas post-eyaculadas. Asimismo, el IGS de machos en madurez (0.15%) fue significativamente mayor que el de aquellos con gónadas post-eyaculadas (0.08%). La longitud de ambos grupos de machos, en madurez (33.03 cm) y post-eyaculados (30.27 cm), también fueron mayores que las longitudes de machos reportadas por Arellano-Martínez y Ceballos-Vázquez (2001), con una longitud promedio de 20.12 cm y un IG de 0.10% en junio y 0.12% en julio. Dichos valores de IGS son muy similares a los registrados en el presente estudio, confirmando que las gónadas masculinas presentan un bajo peso, incluso durante la etapa de madurez. Por el contrario, para *D. dentex*, se registraron valores de IGS de 3.4 y 0.2% en los machos maduros y post-eyaculados, respectivamente (Chatzifotis *et al.*, 2004), y se hace evidente la gran variedad de características morfológicas que muestran las gónadas de los peces teleósteos. La morfología de *H. passer* particularmente se caracteriza por una pequeña cavidad visceral, lo que puede parcialmente explicar los pequeños valores de IGS observados en los machos.

El factor de condición de Fulton o K es una estimación indirecta de la robustez de los peces, los valores más comunes reportados para peces marinos son por lo general mayores a 1.0, los valores más bajos hacen referencia a peces menos robustos y valores más altos

pertenecen a peces más robustos (González-Félix *et al.*, 2015; González-Félix *et al.*, 2016; Pérez-Velazquez *et al.*, 2016). En el presente estudio, los valores de K para *H. passer* variaron desde 2.76 hasta 3.42, una indicación de la robustez general de todos los organismos analizados. Aunque no fue significativo estadísticamente, hembras y machos con gónadas maduras mostraron valores de K ligeramente más altos que los organismos en post-desove o post-eyaculados, lo anterior se explica por el hecho de que este índice es una estimación de la relación entre el peso y la longitud del cuerpo, por lo tanto, disminuye sensiblemente en la medida en que el peso corporal disminuye o la longitud aumenta. Por lo tanto, los valores de K más pequeños en el presente estudio corresponden a hembras en post-desove, las cuales presentaron menor peso gónadas/cuerpo, y a los machos post-eyaculados que también presentaron menor peso gónadas/cuerpo, así como una menor longitud del cuerpo. Para esta especie, Arellano-Martínez y Ceballos-Vázquez (2001) reportaron valores de K cercanos a 4.3 para las hembras, y entre 4.0 y 4.3 para los machos durante junio y julio. Estos autores sugirieron que para esta especie, la actividad reproductiva está inversamente relacionada con el estado nutricional, por tanto, se observaron valores más altos de K durante el período de inactividad reproductiva, el cual coincidió con el IGS más pequeño. En el presente estudio, los organismos silvestres fueron muestreados solamente durante dos meses en el verano, y los valores de K de hembras y machos maduros, 3.42 y 2.95, respectivamente, así como para las hembras en post-desove y machos post-eyaculados, 3.05 y 2.76, respectivamente, fueron menores que los valores reportados por Arellano-Martínez y Ceballos-Vázquez (2001), pero se explican por las longitudes y pesos menores de los organismos muestreados en su estudio, en comparación con el nuestro. La relación inversa entre IGS y K no pudo observarse en el presente estudio pues el monitoreo se realizó en periodo limitado de tiempo.

La determinación de los requerimientos nutricionales que una dieta debe satisfacer en una especie determinada puede basarse en una aproximación tradicional, como alimentar a los peces con distintas dietas que contengan niveles graduales de un nutriente en particular durante un periodo de tiempo con la finalidad de establecer el nivel óptimo que promueve el mejor crecimiento como respuesta a determinado requerimiento dietario, aunque actualmente esta aproximación puede incluir otros parámetros en consideración, tal es el caso de la retención máxima de proteína en el tejido, el balance de nitrógeno, y otros parámetros más

adecuados (Ogino, 1980 a,b; Wilson y Poe, 1985). Otra aproximación tradicional es determinar la concentración de nutrientes esenciales que componen el tejido de los organismos, lo cual ayuda a generar conclusiones sobre las necesidades nutricionales (Kaushik, 1979; Tacon y Cowey, 1985). Por ejemplo, cuando los requerimientos nutricionales de aminoácidos esenciales establecidos para el bagre *Ictalurus punctatus* se analizaron mediante el método de regresión contra la concentración de aminoácidos esenciales presentes en su cuerpo, se obtuvo un coeficiente de correlación de 0.96 (Wilson y Poe, 1985), indicando que la composición de los tejidos puede ser utilizada de manera confiable como un patrón para predecir o establecer los requerimientos de nutrientes esenciales. Por lo tanto, esta última aproximación pudiera ser utilizada en el presente estudio, y mediante el análisis de las gónadas de hembras y machos del pez ángel rey pudiera predecirse o determinarse el requerimiento de ácidos grasos esenciales a partir del propio perfil de ácidos grasos de dichos órganos.

La composición proximal de las gónadas masculinas de *H. passer* mostró que, a pesar de su bajo peso, su contenido en lípidos fue proporcionalmente mayor que en las gónadas femeninas. Cuantitativamente, pero sin diferencias estadísticas, el contenido de lípidos fue mayor en las gónadas maduras, lo cual coincide con el mayor contenido de ácidos grasos. En ambos sexos de esta especie, el DHA fue cuantitativamente el principal ácido graso, su concentración varió desde 10.83 hasta 16.28 mg/g del peso húmedo de las gónadas. Los ácidos grasos de la familia n-3 fueron cuantitativamente mayores que los ácidos grasos de la familia n-6, mientras que la proporción n-3/n-6 osciló de 1.99 a 3.54. Las menores proporciones de n-3/n-6 fueron observadas en los organismos en fase de madurez, las cuales se pueden atribuir no necesariamente al menor contenido de ácidos grasos de la familia n-3, si no al mayor contenido de ARA y los otros derivados de este ácido graso de la familia n-6, lo cual produce una reducción en la proporción y, como se sugirió anteriormente, el ARA es el segundo ácido graso cuantitativamente más importante en las gónadas en muchas especies de peces (Suloma y Ogata, 2011). Contenidos semejantes de DHA han sido reportados en gónadas de machos en madurez (35.97% del total de FAME) y en hembras desovadas (21.65% del total de FAME) del arenque, *Clupea harengus pallasii* (Huynh *et al.*, 2007). Asimismo, en gónadas de machos (22.0% del total de FAME) y hembras (25.0% del total de FAME) reproductores del atún aleta azul del Atlántico, *Thunnus thynnus*, se observaron proporciones n-3/n-6 de 5.4 y 6.4,

respectivamente, durante su migración reproductiva (Sprague *et al.*, 2012). En otras especies cultivadas se han observado altos contenidos de DHA en gónada, como en *Salmo trutta labrax*, donde se registró una concentración de DHA de 15.55% del total de FAME en gónadas femeninas, con una proporción n-3/n-6 de 5.23 (Aras *et al.*, 2003). *D. dentex* también presenta proporciones n-3/n-6 comparables, que van desde 2.56 hasta 7.50 en hembras capturadas en diferentes estaciones del año, y un contenido de DHA entre 7.4 y 25.9%mol, mientras que para los machos se observaron proporciones que varían entre 3.70 y 4.30, con concentraciones de DHA que van desde 10.5 a 13.2%mol (Chatzifotis *et al.*, 2004). De manera que, el conocer el contenido de ácidos grasos esenciales de las gónadas de organismos reproductores es de gran utilidad para establecer su estado nutricional, lo cual es de suma relevancia ya que puede influir notablemente en la maduración de las gónadas, el desempeño reproductivo y calidad de la descendencia (Izquierdo *et al.*, 2001), y puede ser una primera aproximación para la formulación y el desarrollo de dietas de maduración para los reproductores.

Por otro lado, el análisis de E₂ solamente fue posible en muestras de plasma de hembras maduras y en post-desove, los promedios fueron de 6.68 y 3.84 ng/mL, respectivamente, estos valores son comparables, aunque ligeramente superiores, a los valores reportados para tres diferentes etapas de desarrollo de los ovarios de hembras silvestres del esturión persa, *Acipenser persicus*, se trata de la fase vitelogénica III (E₂: 5.33 ng/mL), la fase de madurez IV (E₂: 1.98 ng/mL) y la fase de la ovulación V (E₂: 2.31 ng/mL) (Hosseinzadeh *et al.*, 2013), mientras que Semenková *et al.* (2002) reportaron que la concentración de E₂ en el plasma de otra especie de esturión, *Acipenser stellatus*, osciló desde 1.22 hasta 2.05 ng/mL y se redujo hasta 0.16 ng/mL después de la ovulación, una tendencia por demás similar a lo observado para los valores E₂ en el presente estudio.

Cynoscion parvipinnis

El presente trabajo describe la composición bioquímica del tejido gonádico de un grupo de organismos silvestres y otro grupo de organismos cultivados de curvina de aleta corta, *C. parvipinnis*. Ambos grupos coinciden en la misma fase de desarrollo gonadal. La

interpretación del patrón de desarrollo de las gónadas analizadas es similar a las características morfológicas de las células y tejidos clasificados en fase de madurez temprana por Brown-Peterson (2003) para gónadas de la curvina pinta *Cynoscion nebulosus*, para la cual se realizaron monitoreos mensuales durante un año, encontrándose organismos en fase de madurez temprana en los meses de marzo, abril y mayo; también se establece su época de reproducción entre los meses de abril y septiembre en diferentes zonas de la Costa de Mississippi en el Golfo de México. Se observaron diferencias en la frecuencia de desove de las hembras entre las diversas zonas de estudio, poniendo en evidencia que los desoves están influenciados por una combinación de factores abióticos presentes en las diferentes zonas muestreadas (Brown-Peterson y Warren, 2001). En este estudio, los organismos silvestres de *C. parvipinnis*, identificados también en fase de madurez temprana, fueron colectados en el mes de noviembre en el área de Bahía de Kino, Sonora, en el Golfo de California. Por tratarse de especies de peces emparentadas filogenéticamente, es factible comparar el desarrollo de las gónadas de *C. parvipinnis* y *C. nebulosus*; sin embargo, su distribución geográfica es distinta y por ende las condiciones ambientales del hábitat de cada especie también son diferentes, ésta es probablemente la razón por la cual el ciclo reproductivo de ambos sciánidos no coincide estacionalmente. Debido a la falta de observaciones estacionales en el presente estudio, no fue posible establecer diferencias en el grado de desarrollo gonadal o de madurez sexual y, aunque no se encuentra documentado, es bien sabido por los pescadores de la región que *C. parvipinnis* migra hacia el Alto Golfo para reproducirse tal como lo hace la curvina golfina, *C. othonopterus*, que migra anualmente en grandes cardúmenes a esa zona para reproducirse. El arribo de organismos inicia desde el mes de octubre y la reproducción tiene lugar entre febrero y junio, aunque durante los meses de febrero y marzo se ha constatado que ocurre la mayor actividad de desoves coincidiendo con los meses en los que se presentan las temperaturas más altas (Erisman *et al.*, 2012; Román-Rodríguez, 2000). Por lo anterior, se infiere que la época de madurez sexual para *C. parvipinnis* puede ser similar a la observada para *C. othonopterus*, entre la primavera y el verano, pero deben realizarse más estudios para confirmarlo, tanto en distintas épocas del año como en diferentes zonas dentro de su ruta migratoria.

Como se ha mencionado anteriormente, el IGS y el IHS son considerados indicadores relacionados con el ciclo de desarrollo gonadal en peces y funcionan como complementos de los

estudios morfo-histológicos. Para esta especie en el presente estudio también se evaluó el IGS, cuyos valores para las hembras silvestres fueron de 1.16%, y de 0.17% para los machos silvestres. Para las hembras cultivadas el IGS fue de 0.39%, y de 0.05% para los machos cultivados. Dichos valores se encuentran dentro del rango reportado para otras especies de la misma familia, por ejemplo, 1.5% en hembras y 0.5% en machos de *C. nebulosus* silvestres en fase de madurez temprana (Brown-Peterson y Warren, 2001), 0.2% para hembras y 0.03% para machos de *Argyrosomus regius* silvestres en época no reproductiva (Abou Shabana *et al.*, 2012), y de 0.2-1.0% en hembras y de 0.02-0.06% en machos de *Sciaenops ocellatus* silvestres (Craig *et al.*, 2000). En peces silvestres del sciánido *Sciaena umbra*, a lo largo del ciclo de reproducción, se reportaron valores de IGS entre 0.8-5.0% para hembras y 0.1-2.5% para machos, además se observó que el IGS aumentaba conforme avanzaba el estado de desarrollo de las gónadas, obteniéndose los valores más altos en el periodo de madurez durante los meses de mayo y agosto, etapa durante la cual se registró el mayor tamaño de las gónadas, confirmando nuevamente para esta especie que el IGS también es un efectivo indicador de su madurez sexual (Grau *et al.*, 2009).

Por otro lado, el IHS registrado en este trabajo para *C. parvipinnis* fue de 1.95% en hembras y de 2.05% en machos silvestres, que también son similares a valores ya reportados en la literatura, por ejemplo, para *Epinephelus diacanthus* con 1.4% para hembras silvestres en madurez temprana (Chandrasekhara y Krishnan, 2011). Las hembras de *C. parvipinnis* presentaron valores de IHS ligeramente menores comparados con los valores de los machos; una tendencia similar fue reportada para *Sciaenops ocellatus* silvestres (0.2-1.8% en hembras y 0.6-2.3% en machos) monitoreados durante un ciclo anual. Se observaron valores menores de IHS después de la época de desove, en el mes de octubre, mientras que los valores mayores se presentaron en la primavera cuando comienza la época de maduración sexual de los organismos, y se propone que el aumento en el IHS durante la fase de madurez está relacionado con el aumento en el almacenamiento de reservas energéticas en el hígado para ser utilizadas posteriormente en el acto reproductivo o transferidas a los gametos (Craig *et al.*, 2000).

En el presente estudio adicionalmente se estimó el IVS, las hembras silvestres presentan mayor IVS que los machos (9.40 y 8.10%, respectivamente), contrariamente a lo

reportado para organismos juveniles cultivados de *A. regius*, donde los machos presentaron un mayor IVS (9.81%) que las hembras (9.25%) al ser sometidos a un régimen de alimentación utilizando dietas con distintos niveles de proteína (Velazco-Vargas, 2014). Otro aspecto interesante de los resultados obtenidos en el presente estudio es el factor de condición o K, un índice que nos muestra el estado nutricional de los organismos haciendo alusión al grado de robustez, como se indicó anteriormente. Los valores de K para la curvina de aleta corta fueron muy homogéneos, variando de 0.86 en machos cultivados a 0.96 en hembras silvestres, muy similares a los valores de K reportados por Grau *et al.* (2009) para hembras y machos de *S. umbra* silvestres, con valores que oscilaron entre 0.9 y 1.1, sin mostrar diferencias significativas entre los diferentes estados de desarrollo de las gónadas. De la misma manera, Chandrasekhara y Krishsan (2011) observaron en hembras de *E. diacanthus* un rango en los valores de K de 1.15-1.61, donde los valores más altos se observaron en la etapa de madurez gonadal. Los resultados de IVS y K del presente estudio son también similares a los valores reportados para otras especies de la misma familia, aunque no se tratan de organismos silvestres sino más bien de organismos en cautiverio que fueron objeto de diferentes estudios nutricionales, por ejemplo, Chatzifotis *et al.* (2010) reportan valores de IVS de 2.53 a 2.78% y de K de 0.99 para *A. regius* en cautiverio alimentada con dietas que contenían distintos porcentajes de lípido dietario. González-Félix *et al.* (2016) observaron en organismos de *C. parvipinnis* valores de K entre 0.88 y 0.94% al evaluar el efecto del nivel de lípido dietario y el remplazo de aceite de pescado por aceite de soya. De la misma manera, se reportan valores de K entre 1.1 y 1.3 en *C. othonopterus* alimentada con diferentes niveles de lípido dietario (González-Félix *et al.*, 2015). A pesar de tratarse de organismos cultivados, los valores reportados para estos índices en la misma especie y en otros scíanidos nos sirven de referencia y para fines comparativos, pues en general, se ha observado que estos índices biológicos son similares en organismos silvestres y en cultivo, tal y como se reportó en reproductores silvestres y cultivados en cautiverio de *Sciaenops ocellatus* durante el transcurso de un año mediante la evaluación estacional de la composición corporal proximal, IHS, IGS y otros índices adicionales (Craig *et al.*, 2000).

En términos de la composición proximal de las gónadas de *C. parvipinnis*, ésta se caracterizó por tener como componente mayoritario la humedad, con valores similares a los

reportados para otras especies, por ejemplo, en un rango entre 60.55 y 71.66% para gónadas de hembras silvestres de *E. diacanthus* (Chandrasekhara y Krishsan, 2011) o 72.0 a 79.9% en las de *Ammodytes hexapterus* (Robards *et al.*, 1999) que coinciden con el rango de 66.94 a 75.56% para las hembras cultivadas y silvestres del presente estudio, y también de las hembras silvestres de *H. passer* (76.56%). El rango de humedad en los machos de *C. parvipinnis*, 62.52 a 70.08% (Tabla 10) fue un poco menor que en machos silvestres de *A. hexapterus* (Robards *et al.*, 1999), 73.4 a 80.5%, y muy similar a los machos silvestres de *H. passer* (71.92%). Por el contrario, la proporción de ceniza fue el componente minoritario, tal como lo reportado para *E. diacanthus*, con 0.82 a 1.20% en gónadas de hembras (Chandrasekhara y Krishsan, 2011), mientras que en este estudio el valor fue de 2.09 a 2.27% para hembras y 1.09 a 1.75% para machos de *C. parvipinnis*, comparables también con la proporción de cenizas observada en *H. passer*, 2.13 y 1.75% para hembras y machos, respectivamente.

Tanto el contenido de proteína cruda (PC) como el de grasa cruda (GC) en las gónadas de peces son más susceptibles a modificarse, y su variación está íntimamente relacionada al estado o la fase de desarrollo gonadal. Durante la vitelogénesis y el subsecuente crecimiento gonadal, se hace necesaria la movilización de lípido y proteína para la preparación de la gónada para el desove, un ciclo que se repite continuamente a diferentes tiempos cuando los peces alcanzan la madurez sexual, lo que evidencia una regulación dinámica de ciclos de movilización y deposición de nutrientes controlados mediante regulación endocrina (Craig *et al.*, 2000). De manera que el contenido de proteína y lípido en la gónada refleja este continuo cambio y, particularmente el contenido de lípido, es sumamente variable, obedeciendo no solo al grado de desarrollo gonadal, sino también a la edad o talla de los individuos, a la época de año en que los organismos (particularmente si se trata de organismos silvestres) han sido capturados, y evidentemente, debido a una gran influencia del componente dietario lipídico.

En este estudio las hembras cultivadas presentaron un ligeramente mayor contenido de proteína que las hembras provenientes del medio natural, 19.64 vs. 17.11%, y los machos valores muy semejantes, 14.83 y 14.00%, respectivamente (Tabla 10), y la poca variabilidad pudiera explicarse por el hecho de que, tanto los organismos silvestres como los cultivados se ubicaron en la misma fase de desarrollo gonadal, ambos grupos en madurez temprana, además de que, como se ha sugerido anteriormente, es factible esperar claras similitudes entre

organismos silvestres y cultivados de la misma especie (Craig *et al.*, 2000). Para gónadas de hembras de *E. diacanthus*, Chandrasekhara y Krishnan (2011) reportaron una variación entre 14.02 y 24.81% de PC en hembras en diferentes fases de desarrollo gonadal, en etapas I, II y III, de acuerdo a la definición de Moe (1969). En hembras de *H. passer* se registró un contenido de 18.66% de PC en etapa de madurez y 17.92% en fase de post-desove, y en machos, 14.34 y 13.81%, respectivamente. Por otra parte, el contenido de lípido en la gónada de hembras y machos de *C. parvipinnis* fue menor en organismos silvestres que en aquellos cultivados, 2.05 vs. 10.85% y 11.05 vs. 20.48% (Tabla 10), y, dado que ambos se ubicaron en la misma fase de desarrollo gonadal, la diferencia puede ser probablemente atribuida a la diferencia en el contenido de lípido dietario, asumiendo que el alimento balanceado con 46% de PC y 12% de GC (Marine MX, Skretting[®], Tooele, Utah, EUA) es el principal promotor de la deposición de lípido en la gónada de organismos cultivados.

En general, en otras especies de peces marinos se observa gran variabilidad en el contenido de lípido de la gónada, como se observó en este estudio para *C. parvipinnis*, incluso en organismos en la misma fase de desarrollo gonadal, por ejemplo, en *T. thynnus*, los machos silvestres de aproximadamente 13.5 años de edad capturados en el mes de mayo tuvieron de 2.9 a 3.6% de GC en la gónada, mientras que las hembras de 9 a 12 años tuvieron de 1.9 a 7.5% de GC en el mismo órgano. En hembras de *E. diacanthus*, la GC de gónada se incrementó de 6.56% en la fase I, hasta 13.48% en la fase III de desarrollo (Chandrasekhara y Krishnan, 2011). Suloma y Ogata (2011) describen el contenido de lípido total en un rango de peso húmedo de 2.0 a 11.0% para ovarios, y de 1.2 a 3.4% para testículo de diversas especies de peces marinos asiáticos, y que básicamente, todos ellos son semejantes a los valores de GC reportados para las curvinas silvestres y cultivadas en este estudio.

El mayor contenido de ácidos grasos que también se observó en las curvinas cultivadas puede tener la misma explicación que el mayor contenido de lípido total en dichos organismos, es decir, también se puede atribuir a la contribución del lípido dietario. La excepción se observó en algunos ácidos grasos esenciales, tales como el ARA (20:4n-6) y DHA (22:6n-3) entre otros, tanto en hembras como en machos, ya que los organismos silvestres tuvieron un mayor contenido de ellos que los cultivados. Sin embargo, ambos ácidos grasos fueron los principales o mayoritarios entre los ácidos grasos altamente insaturados de la

gónada de *C. parvipinnis*. Es bien sabido que el perfil de ácidos grasos de tejidos corporales suele imitar al perfil de ácidos grasos dietarios, esto es un hecho comúnmente observado en muchas especies de peces (Izquierdo *et al.*, 2003; Bell *et al.*, 2004; Turchini *et al.*, 2009), incluyendo a la corvina de aleta corta, *C. parvipinnis* (González-Félix *et al.*, 2016). En particular, el DHA es un ácido graso altamente insaturado de la familia n-3 que está presente en las cadenas tróficas marinas, lo que puede explicar su abundancia en diversos tejidos de peces marinos. Por otra parte, el uso preferencial de ciertos ácidos grasos para catabolismo, por ejemplo, la β -oxidación preferencial de ácidos grasos saturados (*e.g.*, el ácido palmítico, 16:0, que fue uno de los más abundantes en las gónadas de *C. parvipinnis*) o monoinsaturados como fuente de energía, permite el ahorro de ácidos grasos esenciales y su deposición preferencial en ciertos tejidos donde juegan un papel importante (Stubhaug *et al.*, 2007; Turchini *et al.*, 2011; González-Félix *et al.*, 2016), lo que pudiera explicar la abundante presencia de ARA y DHA en la gónada de peces. De manera que, ambas razones sustentan por qué ambos ácidos grasos esenciales, ARA y DHA, son los más abundantes en la gónada de machos y hembras de *C. parvipinnis* y de otras especies de peces marinos.

El ARA juega un papel importante y multifuncional en la reproducción de peces, como precursor en la esteroidogénesis en ovarios y testículos (Van der Kraak y Chang, 1990; Wade y Vand der Kraak, 1993), y en la interacción durante la producción de gonadotropinas y prostaglandinas (Asturiano *et al.*, 2000) entre otros roles, por lo que se ha sugerido que el requerimiento por este ácido graso pudiera ser mayor de lo que inicialmente se ha propuesto durante la maduración de peces y durante la eclosión y desarrollo embrionario, particularmente en especies sujetas a estrés ambiental (Suloma y Ogata, 2011). El DHA por su parte es uno de los ácidos grasos cruciales en el desarrollo larval como constituyente de tejidos que forman parte del sistema nervioso central y visual (Sargent *et al.*, 2002), como se ha mencionado anteriormente, y al igual que otras en especies, también fue cuantitativamente uno de los ácidos grasos más importantes en las gónadas de hembras y machos de *C. parvipinnis*, así como en las gónadas de *H. passer* en este trabajo, en *C. harengus* (Tocher y Sargent, 1984; Huynh *et al.*, 2007) y en *T. thynnus* (Sprague *et al.*, 2012). Por otra parte, la proporción n-3/n-6 fue 2.34 y 2.27 para hembras de *C. parvipinnis* silvestres y cultivadas, respectivamente, y 2.81 y 2.08 para machos silvestres y cultivados, respectivamente; el hecho de que en ambos

grupos las gónadas se encuentran en el mismo grado de desarrollo, madurez temprana, explica la similitud entre los valores observados; adicionalmente, son muy similares a las proporciones reportadas para las gónadas de otras especies de peces marinos (Suloma y Ogata, 2011).

En este trabajo, los análisis de E₂ se realizaron tanto en hembras como en machos de *C. parvipinnis* en fase de madurez temprana, registrándose para organismos silvestres un valor promedio de 0.007 ng/mL en hembras y de 0.006 ng/mL en machos. En los organismos cultivados por su parte, el promedio registrado fue de 0.009 ng/mL en hembras y 0.007 ng/mL en machos. Estos valores son menores a los reportados para organismos silvestres de *A. regius* en varias fases de desarrollo de la gónada, por ejemplo, para hembras en madurez temprana 0.021 ng/mL, y en desove 0.0273 ng/mL, y también para machos en madurez temprana 0.009 ng/mL y en eyaculación 0.0487 ng/mL (Abou Shabana *et al.*, 2012). La concentración de E₂ en plasma de hembras de *A. regius* en cautiverio durante las primeras etapas de la ovogénesis corresponden a 0.02- 0.05 ng/mL (Mylonas *et al.*, 2013). En el plasma de *A. stellatus* la concentración más baja de E₂ fue de 0.16 ng/mL después de la época de reproducción (Semenkova *et al.*, 2002). En numerosas especies se ha demostrado que los niveles plasmáticos de E₂ aumentan gradualmente durante las fases de desarrollo de los gametos, tal como lo reporta Hosseinzadeh *et al.* (2013) para hembras silvestres de *A. persicus*, donde el menor valor observado fue de 0.78 ng/mL durante la etapa de la presencia de alveolos corticales, mientras que el valor más alto se presentó en la etapa de vitelogénesis 5.33 ng/mL. El posterior análisis del desarrollo gonadal y los índices biológicos de esta especie en diferentes épocas del año será de gran beneficio para complementar la información aquí descrita.

Por su parte, el colesterol actúa como el precursor común en de la ruta de biosíntesis de hormonas esteroides gonadales, y a partir de él se sintetizan tanto la T como el E₂ en el interior del tejido gonádico, por lo tanto, el colesterol está relacionado indirectamente con la madurez sexual de los organismos. El análisis de colesterol solamente fue posible en muestras de gónadas pertenecientes a organismos silvestres, obteniéndose un promedio para las hembras de 10.52 mg/g y para los machos 3.26 mg/g. Para hembras silvestres de *E. diacanthus* se ha reportado que los valores de colesterol en gónadas disminuyen a medida que avanza la etapa

de desarrollo, etapa I = 2.06%, etapa II = 1.65% y etapa III = 1.27%, y se propone que la disminución del nivel de colesterol indica el progreso de la síntesis de los esteroides que promueven la maduración sexual (Chandrasekhara y Krishnan, 2011), se hace evidente que las unidades reportadas en dicho estudio (%) difieren de las reportadas en este trabajo (mg/g). En el presente estudio también se evaluó la concentración de carotenoides presentes en gónadas de hembras y machos, 2.18 y 3.13 $\mu\text{g/g}$, respectivamente, estos valores son comparables a los observados para *E. diacanthus*, donde el contenido de carotenoides muestra una relación positiva con la maduración de las gónadas, aumentando desde 1.42 $\mu\text{g/g}$ en la etapa I, hasta 7.98 $\mu\text{g/g}$ en la etapa III (Chandrasekhara y Krishnan, 2011). El contenido dietario de carotenoides en dietas para maduración se considera importante, pues constituyen una importante clase de pigmentos en peces con una variedad de funciones, que incluyen la protección a condiciones adversas de iluminación, una fuente de pro-vitamina A, la quimiotaxis de espermatozoides y funciones antioxidantes (Izquierdo *et al.*, 2001), pero en general los resultados en el uso de carotenoides dietarios para reproductores han sido contradictorios en diferentes especies; se han reportado efectos positivos con el uso de carotenoides en la pigmentación de los huevos, la fertilización y la supervivencia larvaria en la trucha arcoíris por ejemplo (Harris, 1984), pero no siempre se ha observado esta respuesta en esta y otras especies de peces, lo que se ha atribuido a una discrepancia general entre las metodologías empleadas en los diversos estudios de evaluación de carotenoides, desde la edad de los reproductores, los niveles dietarios de carotenoides, los tipos de carotenoides, los criterios de calidad para las evaluaciones, etc. (Izquierdo *et al.*, 2001), pero el generar información acerca de su contenido en organismos silvestres puede dar una pauta para la determinación de sus requerimientos en reproductores cultivados.

Con base en el perfil de ácidos grasos de la gónada de las especies abordadas en este estudio (Tabla 13), se sugiere una inclusión de 15 mg DHA/g de dieta y 0.5 mg ARA/g de dieta tanto para ♀ como para ♂ de *H. passer* en madurez, o bien 1.5% de DHA y 0.05% de ARA del peso seco de la dieta; para organismos en fase de post-desove y/o gónadas post-eyaculadas, se recomienda una inclusión de 12 mg DHA/g de dieta y 0.2 mg ARA/g de dieta, o bien 1.2% de DHA y 0.02% de ARA del peso seco de la dieta.

En el caso de *C. parvipinnis*, es evidente que los organismos silvestres tienen mayor contenido de ácidos grasos esenciales en la gónada en comparación con los organismos cultivados; por ello, la recomendación dietaria ideal para organismos en madurez temprana se hace con base en el perfil de los organismos silvestres, que es 62 mg DHA/g de dieta y 33 mg ARA/g de dieta, es decir, 6.2% de DHA y 3.3% de ARA del peso seco de la dieta. Sin embargo, el costo del aceite de pescado (\approx \$2,600.00 U.S. dólares/tonelada) (Tallaksen, 2014) hace prohibitivo y no redituable la elaboración de alimento balanceado con este nivel de inclusión, por lo que se sugiere una inclusión del 2% de ácidos grasos esenciales del total de la dieta como se sugiere para la mayoría de especies de peces marinos (NRC, 2011).

Tabla 13. Perfil de DHA y ARA (mg/g de tejido húmedo) de gónadas de ambas especies.

	<i>H. passer</i>				<i>C. parvipinnis</i>			
	♀ Madurez	♀ Post- desove	♂ Madurez	♂ Post- eyaculada	♀ Madurez temprana silvestres	♀ Madurez temprana cultivadas	♂ Madurez temprana silvestres	♂ Madurez temprana cultivadas
ARA (mg/g)	0.95	0.35	0.22	0.19	39.33	7.30	27.67	8.80
DHA (mg/g)	16.28	14.02	14.71	10.83	68.48	45.32	57.30	45.83

VII. CONCLUSIONES

Para la especie *Holacanthus passer* podemos inferir que durante los meses de julio y agosto, aproximadamente el 80% de las gónadas de organismos silvestres capturados en EL Dátil, en el área de Bahía de Kino, estaban en fase de post-desove en el caso de las hembras, y post-eyaculados en el caso de los machos, por lo tanto, cerca del 20% de las gónadas de los organismos de ambos sexos estaban en fase de madurez, lo que indica que su época reproductiva inicia meses antes, muy probablemente en la primavera, en comparación con las poblaciones de la misma especie que habitan zonas geográficas más al sur, pero se requiere un estudio anual para confirmarlo. En el caso de la especie *Cynoscion parvipinnis*, el 100% de los organismos silvestres capturados en el mes de noviembre en Santa Rosa, en el área de Bahía de Kino, Sonora, estaban en fase de madurez temprana, lo que sugiere que su época de reproducción inicia después del invierno, probablemente también en primavera y/o verano, cuando la temperatura del agua es mayor, como sucede con otras especies de curvinas que habitan en la misma región. Sin embargo, al igual que para *H. passer*, se requieren más estudios para confirmarlo, de preferencia estacionales o mensuales.

El conocimiento obtenido en el presente estudio en relación con las fases de desarrollo de las gónadas de ambas especies capturadas en esta área y en estos periodos del año en específico, podrían ayudar a establecer aspectos reproductivos básicos, como el tamaño o la edad a la que los organismos alcanzan la madurez sexual, así como la duración de su época de reproducción, información que es relevante para el desarrollo de programas de protección para dichas especies en esta zona, particularmente, para *H. passer*.

En general, la comparación entre organismos de *C. parvipinnis* silvestres y cultivados en fase de madurez temprana fue similar tanto en la composición corporal como en los índices biológicos de ambos grupos de peces y confirma que, en general, es factible esperar claras similitudes entre organismos silvestres y cultivados de la misma especie.

La humedad fue el componente mayoritario de la composición proximal de las gónadas de ambas especies, y por el contrario, la proporción de cenizas fue el componente minoritario. El contenido de proteína cruda, pero especialmente el contenido de grasa cruda en las gónadas de peces, es más susceptible a modificarse, y su variación está íntimamente relacionada con el estado o la fase de desarrollo gonadal.

La composición cuantitativa de ácidos grasos presentes en la gónada confirmó que este órgano es una fuente muy rica de HUFA de ambas familias, n-3 y n-6. Cuantitativamente el DHA fue el ácido graso más importante en las gónadas de estas especies de peces, así como también el ARA. Otro aspecto relevante es que la concentración de DHA varía dependiendo de la fase de desarrollo gonadal, lo que fue evidente para *H. passer*. El análisis cuantitativo de DHA en otras etapas de desarrollo gonadal pudiera ayudar a establecer si la concentración de DHA pudiera servir como un índice de maduración adicional a los ya establecidos, pero se hacen necesarias más evaluaciones para confirmar esto.

Tanto la información obtenida del perfil de ácidos grasos y la composición proximal de las gónadas pueden servir como posibles indicadores del requerimiento de lípido dietario y de ácidos grasos esenciales para los reproductores, y puede contribuir a la formulación de una dieta balanceada para maduración, que pudiera utilizarse durante el cultivo de ambas especies.

Finalmente, las concentraciones de E₂, colesterol y carotenoides registradas en este estudio son comparables con valores observados en otras especies de peces marinos, y contribuyen a generar información acerca de su contenido en los organismos silvestres de las especies abordadas en este estudio, lo que puede dar una pauta para la determinación de sus requerimientos en reproductores cultivados.

VIII. RECOMENDACIONES

Con el fin de desarrollar conocimientos integrales relacionados con la biología reproductiva de *H. passer* y de *C. parvipinnis*, se sugieren las siguientes recomendaciones para posteriores trabajos de investigación:

- 1.-Aumentar el número de capturas, realizando capturas estacionales o mensuales para monitorear las fases de desarrollo y establecer el ciclo de reproducción completo para ambas especies.
- 2.- Realizar muestreos en distintas zonas de la ruta migratoria de reproducción en el caso de *C. parvipinnis* y relacionar la evolución del desarrollo gonadal con el progresivo cambio en las condiciones ambientales en distintas localidades de muestreo.
- 3.-Evaluar otros esteroides sexuales que pudieran influir en el ciclo reproductivo como la testosterona y la progesterona.
- 4.-Elaborar dietas para maduración con base en la composición de grasa y ácidos grasos esenciales de las gónadas de los organismos para satisfacer sus requerimientos nutricionales y evaluarlas con organismos en cautiverio.
- 5.- Realizar bioensayos encaminados a lograr la reproducción en cautiverio, suministrando hormonas, manipulando los parámetros ambientales y utilizando dietas formuladas para maduración con las inclusiones de ácidos grasos esenciales sugeridas en el presente estudio.

IX. LITERATURA CITADA

- Abdel-Aziz, S. H. y El-Nady, F. S. 1993. Lipid dynamics in the common torpedo, *Torpedo torpedo*, from the south eastern Mediterranean. *Journal of Fish Biology* 43, 155–162.
- Abou Shabana, N. M., Abd El Rahman, S. H., AL Absawy, M. A. y Assem, S. S. 2012. Reproductive biology of *Argyrosomus regius* (Asso, 1801) inhabiting the south eastern Mediterranean Sea, Egypt. *Egyptian Journal of Aquatic Research* 38, 147- 156.
- Aburto-Oropeza, O. y Balart, E. F. 2001. Community structure of reef fish in several habitats of a rocky reef in the Gulf of California. *Marine Ecology* 22, 283–305.
- Aburto-Oropeza, O., Sala, E. y Sánchez-Ortiz, C. 2000. Feeding behavior, habitat use, and abundance of the angelfish *Holacanthus passer* (Pomacanthidae) in the southern Sea of Cortés. *Environmental Biology of Fishes* 57, 435-442.
- Adebiyi, F. A. 2012. Aspects of reproductive biology of big eye grunt *Brachydeuterus auritus* (Valenciennes, 1832). *Nature and Science* 10, 19-24.
- Angelescu, V., F. S. Gneri and A. Nani. 1958. La merluza del mar argentino (Biología y Taxonomía). Secretaría de Marina. Servicio de Hidrografía Naval. Público, H1004. 1-224.
- Arantes, F. P., Borçato, F.L., Sato, Y., Rizzo, E. y Bazzoli, N. 2012. Reproduction and embryogenesis of the mandi-amarelo catfish, *Pimelodus maculatus* (Pisces, Pimelodidae), in captivity. *Anatomia, Histologia, Embryologia* 42, 30–39.
- Aras, N. M., Haliloğlu, H. I. y Ayik, Ö. 2003. Comparison of fatty acid profiles of different tissues of mature trout (*Salmo trutta labrax*, Pallas, 1811) caught from Kazandere Creek in the Çoruh Region, Erzurum, Turkey. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences* 27, 311–316.
- Arellano-Martínez, M., Ceballos-Vázquez, B. P., García-Domínguez, F. y Galván-Magaña, F. 1999. Reproductive biology of the king angelfish *Holacanthus passer*

- Valenciennes 1846 in the Gulf of California, Mexico. *Bulletin of Marine Science* 65 (3), 677-685.
- Arellano-Martínez, M. y Ceballos-Vázquez, B. P. 2001. Reproductive activity and condition index of *Holacanthus passer* (Teleostei: Pomacanthidae) in the Gulf of California, Mexico. *Revista de Biología Tropical* 49, 939-943.
- Aruke, A. y Goksoyr, A. 2003. Eggshell and egg yolk proteins in fish: hepatic proteins for the next generation: Oogenic, population, and evolutionary implications of endocrine disruption. *Comparative Hepatology* 2, 4-7.
- Association of Official Analytical Chemists (AOAC). 2005. *Official Methods of Analysis*. Association of Official Analytical Chemists, Arlington, VA, USA.
- Asturiano, J. F. Sorbera, L. A., Zanuy, S. y Carriolla, M. 2000. Effects of polyunsaturated fatty acids and gonadotropin on prostaglandin series E production in a primary testis cell culture system for the European sea bass. *Journal of Fish Biology* 57, 1563-1574.
- Bell, J. G., Henderson, R. J. Tocher, D. R. y Sargent, J. R. 2004. Replacement of dietary fish oil with increasing levels of linseed oil: modification of flesh fatty acid compositions in Atlantic salmon (*Salmo salar*) using a fish oil finishing diet. *Lipids* 39, 223-232.
- Berg, A. H., Westerlund, L. y Olsson, P. E. 2004. Regulation of Arctic char (*Salvelinus alpinus*) egg shell proteins and vitellogenin during reproduction and in response to 17 β -estradiol and cortisol. *General and Comparative Endocrinology* 115, 276-285.
- Billard, R. 1986. Spermatogenesis and spermatology of some teleost fish species. *Reproduction Nutrition Development* 26, 877-920.
- Brown-Peterson, N. J. 2003. The reproductive biology of spotted seatrout. Pp. 99-134 in *Biology of the Spotted Seatrout*, S. A. Bortone (ed). CRC Press, Boca Raton, FL.
- Brown-Peterson, N. J. y Warren, J. W. 2001. The reproductive Biology of Spotted Seatrout, *Cynoscion nebulosus*, Along the Mississippi Gulf Coast. *Gulf of Mexico Science* 1, 61-73.
- Bruckner, A. W. 2005. The importance of marine ornamental reef fish trade in the wider Caribbean. *Revista de Biología Tropical* 53, 127-138.
- Bye, V. J. 1990. Temperate marine teleosts. In AD Munro, AP Scott, T. J. Lam (eds) *Reproductive seasonality in teleosts: environmental influences*. CRC Press, Boca Raton, FL, pp. 125-143.

- Chandrasekhara A. y Krishnan L. 2011. Biochemical composition and changes in biological indices associates with maturation of the ovary in the spiny cheek grouper *Epinephelus diacanthus* (Valenciennes, 1828). *Indian Journal of Fisheries* 58, 45-52.
- Chao, N. L. 1995. Sciaenids, in: Fisher, W., Krupp, F., Schneider, W., Sommer, C., Carpenter, K.E., Niem, V.H. (Eds.), *Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca*. FAO Vol. III., Roma, 1427-1518 pp.
- Chatzifotis, S., Muje, P., Pavlidis, M., Agren, J., Paalavuo, M., Molsa, H. 2004. Evolution of tissue composition and serum metabolites during gonadal development in the common dentex (*Dentex dentex*). *Aquaculture* 236, 557-573.
- Chatzifotis, S., Panagiotidou, M., Papaioannou, N. Pavlidis, M. Nengas, I. y Mylonas, C. C. 2010. Effect of dietary lipid levels on growth, feed utilization, body composition and serum metabolites of meagre (*Argyrosomus regius*) juveniles. *Aquaculture* 307, 65-70.
- Collier, J. T., Kaneko, T., Hirano, T. y Grau, E. G. 2003. Seasonal changes in reproductive activity in the Potter's angelfish (*Centropyge potteri*) in Kaneohe Bay, Hawaii. *Environmental Biology of Fishes* 68, 49-57.
- Craig, S. R., MacKenzie, D. S., Jones, G. y Gatlin III, D. M. 2000. Seasonal changes in the reproductive condition and body composition of free-ranging red drum, *Sciaenops ocellatus*. *Aquaculture* 190, 89-102.
- De Caterina, R. y Basta, G. 2001. n-3 Fatty acids and the inflammatory response- biological background. *European Heart Journal Supplements* 3 (Supplement D), D42-D49.
- Devlin, R. H. y Nagahama, Y. 2002. Sex determination and sex differentiation in fish: an overview of genetic, physiological, and environmental influences. *Aquaculture* 208, 191-364.
- Discover Life. 2016. *Cynoscion parvipinnis* Ayres, 1861. Discoverlife.org. Consultado en junio, 2016 <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Cynoscion+parvipinnis&l=spanish>.
- Erisman, B., Aburto-Oropeza, O., González-Abraham, C., Mascareñas-Osorio, I., Moreno-Báez, M. y Hastings, P. A. 2012. Spatio-temporal dynamics of a fish spawning aggregation and its fishery in the Gulf of California. *Scientific Reports* 2: 284, 1-11.
- FAO, 2014. *The State of World Fisheries and Aquaculture 2014*. FAO Fisheries and Aquaculture Department, Roma, Italia, 223 pp.

- Fischer, W., Krupp, F., Schneider, W., Sommer, C., Carpenter, K.E., Niem, V. H. 1995. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca, Pacífico Centro-Oriental Volumen III. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia, 1,813 pp.
- Folch, J., Lees, M. y Sloane, G. H. 1957. A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. *Journal of Biological Chemistry* 1, 497-509.
- Gaviño de la Torre, G., Juárez-López, C., Figueroa-Tapia, H. H. 1972. Técnicas biológicas selectas de laboratorio y de campo. Limusa (Ed.), México, D.F., Novena Reimpresión, 251 pp.
- Geneser, F. 2000. Histología. Tercera edición. Editorial panamericana. Buenos Aires, Argentina, 32-34 pp.
- Gherard, K. E., Erisman, B. E., Aburto-Oropeza, O., Rowell, K. y Allen, L. G. 2013. Growth, Development, and Reproduction in Gulf Corvina (*Cynoscion othonopterus*). *Bulletin, Southern California Academy of Sciences* 112, 1-18.
- Gluyas-Millán, M. G. 1994. Reproducción, edad y talla de primera madurez de la macarela *scomber japonicus* (houttuyn, 1872) en bahía Vizcaino. *Ciencias Marinas* 20(3), 409-419.
- Goetz, F. W. y Garczynski, M. 1997. The ovarian regulation of ovulation in teleost fish. *Fish Physiology and Biochemistry* 17, 33-38.
- González-Félix, M. L., Minjarez-Osorio, C., Perez-Velazquez, M. y Urquidez-Bejarano, P. 2015. Influence of dietary lipid on growth performance and body composition of the Gulf corvina, *Cynoscion othonopterus*. *Aquaculture* 448, 401-409.
- González-Félix, M. L., Maldonado-Othón, C. A. y Perez-Velazquez, M. 2016. Effect of dietary lipid level and replacement of fish oil by soybean oil in compound feeds for the shortfin corvina (*Cynoscion parvipinnis*). *Aquaculture* 454, 217-228.
- Grau, A. Linde, M. y Grau, A. M. 2009. Reproductive biology of the vulnerable species *Sciaena umbra* Linnaeus, 1758 (Pisces: Sciaenidae). *Scientia Marina* 73(1). doi: 10.3989/scimar.2009.73n1067.
- Guerriero, G. 2007. Seasonal steroids variations and maturity stages in the female chub, *Leuciscus cephalus* L. (Pisces, Cyprinidae). *Italian Journal of Zoology* 74,317-324.

- Harris, L. E. 1984. Effects of a broodfish diet fortified with canthaxanthin on female fecundity and egg color. *Aquaculture* 43, 179-183.
- Henderson, R. J., Park, M. T. y Sargent, J. R. 1995. The desaturation and enlongation of ^{14}C -labelled polyunsaturated fatty acids by pike (*Esox lucius*) *in vivo*. *Fish Physiology Biochemistry* 14,223-235.
- Hosseinzadeh, M., Imanpoor, M. R., Shabani, A. y Nekoubin, H. 2013. Seasonal changes in serum calcium and 17β -estradiol levels in Persian sturgeon, *Acipenser persicus*. *Journal of Aquaculture Research and Development* 4, 1-3.
- Humason, L. G., 1979. *Animal Tissue Techniques*, 4th edition. W. H. Freeman and Company, San Francisco. 661 pp.
- Huynh, M. D., Kitts, D. D., Hu, C. y Trites, A. W. 2007. Comparison of fatty acid profiles of spawning and non-spawning Pacific herring, *Clupea harengus pallasii*. *Comparative Biochemistry and Physiology* 146, 504-511.
- Izquierdo, M. S., Fernández-Palacios, H. y Tacon, A. G. J. 2001. Effect of broodstock nutrition on reproductive performance of fish. *Aquaculture* 197, 25-42.
- Izquierdo, M. S., Obach, A., Arantzamendi, L., Montero, D., Robaina, L. y Rosenlund, G. 2003. Dietary lipid sources for seabream and seabass: growth performance, tissue composition and flesh quality. *Aquaculture Nutrition* 9, 397-407.
- Kah, O. 1986. Central regulation of reproduction in teleosts. *Fish Physiology and Biochemistry* 2, 25-34.
- Kaushik, S. 1979. Application of a biochemical method for the estimation of amino acid needs in fish: quantitative arginine requirements in different salinities. En JE Halver, K Tiews. IH Heenemann (eds) *Finfish nutrition and fishfeed technology*, GmbH and Co., Berlin, 197-207.
- Kokokiris, L., Mourot, B., Le Menn, F., Kentouri, M., Fostier, A. 2000. Endocrine changes during the annual reproductive cycle of the red porgy, *Pagrus pagrus* (Teleostei, Sparidae) *Fish Physiology and Biochemistry* 23, 1-11.
- Lagler, K. F., J. E. Bardach, R. R. Miller y D. R. May Passino. 1977. *Ictiología*. AGT. Editor, S.A. México, D. F. Capítulo 10, 274-275.
- Lango-Reynoso, F., Castañeda-Chávez, M., Zamora-Castro, J. E., Hernández-Zárate, G., Ramírez-Barragán, M.A. y Solís-Morán, E. 2012. La acuariofilia de especies

- ornamentales marinas: un mercado de retos y oportunidades. *Latin American Journal of Aquatic Research* 40 (1), 12-21.
- Leonarduzzi, E., Rodrigues, K. A. y Macchi, G. J. 2014. Proximate composition and energy density in relation to Argentinehake females (*Merluccius hubbsi*) morphometrics and condition indices. *Fisheries Research* 160, 33–40.
- Livengood, E. J. y Chapman F. A. 2007. The ornamental fish trade: an introduction with perspectives for responsible aquarium fish ownership. The Institute of Food and Agricultural Sciences IFAS Extension, Department of Fisheries and Aquatic Science. Florida Cooperative Extension Service. University of Florida, FL, 1-7pp.
- Lochmann, R. T. y Gatlin III, D. M. 1993. Essential fatty acid requirement of juvenile red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Fish Physiology and Biochemistry* 12, 221–235.
- Lowerre-Barbieri, S. K., Ganas, K., Saborido-Rey, F., Murua, H., Hunter, J. R. 2011. Reproductive Timing in Marine Fishes: Variability, Temporal Scales, and Methods. *Marine and Coastal Fisheries: Dynamics, Management, and Ecosystem Science* 3, 71-91.
- Lubzens, E., Young, G., Bobe, J. y Cerdà, J. 2010. Oogenesis in teleosts: How fish eggs are formed. *General and Comparative Endocrinology* 165, 367–389.
- Luckenbach, J. A., Iliev, D. B., Goetz, F. W. y Swanson, P. 2008. Identification of differentially expressed ovarian genes during primary and early secondary oocyte growth in coho salmon, *Oncorhynchus kisutch*. *Reproductive Biology and Endocrinology* 6, 2-16.
- Luzzana, U., Serrini, G., Moretti, V. M., Grimaldi, P., Paleari, M. A. y Valfre, F. 1996. Seasonal variations in fat content and fatty acid composition of male and female coregonid 'bondella' from Lake Maggiore and landlocked shad from Lake Como (Northern Italy). *Journal of Fish Biology* 48, 352–366.
- McMillan, D. B. 2007. *Fish Histology Female Reproductive Systems*. Springer. Dordrecht, The Netherlands, 2-7 pp.
- Mehdi, Y. y Ehsan, M. S. 2011. A review of the control of reproduction and hormonal manipulations in finfish species. *African Journal of Agricultural Research* 6, 1643-1650.

- Miura, Y., Yamauchi, K., Takahashi, H. y Nagahama, Y. 1992. The role of Hormones in the acquisition of sperm motility in salmonid fish. *The Journal of Experimental Zoology* 26, 359-363.
- Moe, M. A. 1969. Biology of the red grouper *Epinephelus morio* (Valenciennes) from the eastern Gulf of Mexico. Florida Department of Natural Resources, Marine Research Laboratory, Professional Papers Series 10, Florida.
- Mommsen, T. P. y Walsh, P. J. 1988. Vitellogenesis and oocyte assembly. In Hoar, W. S. and Randall, D. J., eds. *Fish Physiology, Vol XI, The Physiology of Developing Fish, Part A. Eggs and Larvae*. San Diego: Academic Press, 347-406.
- Moncaut, N., Nostro, F. L. y Maggese, M. C. 2003. Vitellogenin detection in surface mucus of the South American cichlid fish *Cichlasoma dimerus* (Heckel, 1840) induced by estradiol-17beta. *Effects on liver and gonads. Aquatic Toxicology* 63, 127-137.
- Moretti, A., Fernandez-Criado, M.P., Cittolin, G. y Guidastrri, R. 1999. Manual on hatchery production of seabass and gilthead seabream. FAO, Roma, Italia, 151 pp.
- Mozsár, A., Boros, G., Sály, P., Antal, L. y Nagy S. A. 2014. A Relationship between Fulton's condition factor and proximate body composition in three freshwater fish species. *Journal of Applied Ichthyology* 31, 315-320.
- Muñoz, J. A. 2009. Cerebro y reproducción en peces: bases neuronales y neuroendocrinas. En: *la reproducción de los peces: aspectos básicos y sus aplicaciones en acuicultura. Publicaciones científicas y tecnológicas de la fundación observatorio español de acuicultura*. Madrid, España. Capítulo 1, 28pp.
- Murua, H. y Saborido-Rey F. 2003. Female Reproductive Strategies of Marine Fish Species of the North Atlantic. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science* 33, 23-31.
- Mylonas, C. y Zohar, Y. 1998. New technologies for the control of gamete maturation in marine fishes, as tools in broodstock management. En: Bartley D.M. (ed.), Basurco B. (ed.). *Genetics and Breeding of Mediterranean Aquaculture Species*. 193-213.
- Mylonas, C. C. y Zohar Y. 2001. Use of GnRH α -delivery systems for the control of reproduction in fish. *Fish Biology and Fisheries* 10, 463-491.
- Mylonas, C. C, Mitrizakis, N., Papadaki, M. y Sigelaki, I. 2013. Reproduction of hatchery-produced meagre *Argyrosomus regius* in captivity I. Description of the annual reproductive cycle. *Aquaculture* 414-415, 309-317.

- Nagahama, Y. 1994. Endocrine regulation of gametogenesis in fish. *The International Journal of Developmental Biology* 38, 217-229.
- Nagahama, Y. y Yamashita, M. 2008. Regulation of oocyte maturation in fish. *Development, Growth & Differentiation* 50, S195–S219.
- Norma Oficial Mexicana. 2001. NOM-062-ZOO-1999. Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio. Diario Oficial de la Federación del 22 de agosto de 2001.
- Norma Oficial Mexicana. 2002. NOM-059-ECOL-2001. Protección ambiental – Especies nativas de México de flora y fauna silvestres – Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio – Lista de especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación, 2ª sección del 06 de marzo de 2002, 95-190.
- National Research Council. 2011. *Nutrient Requirements of Fish and Shrimp*. The National Academy Press, Washington, D.C. 376 pp.
- Ogino, C. 1980a. Requirements of carp and rainbow trout for essential amino acids. *Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish* 46, 171–174.
- Ogino, C. 1980b. Protein requirements of carp and rainbow trout. *Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish* 46, 385–388.
- Palacios, E., Ibarra, A. M., Ramírez, J. L., Portillo, G., Racotta, I. S. 1998. Biochemical composition of egg and nauplii in White Pacific Shrimp *Penaeus vannamei* (Boone), in relation to the physiological condition of spawners in a commercial hatchery. *Aquaculture Research* 29, 183-189.
- Perez-Velazquez, M., Minjarez-Osorio, C., González-Félix, M. L. 2016. Effect of dietary lipid level on growth performance, feed utilization, and body composition of totoaba, *Totoaba macdonaldi* (Gilbert, 1890). *Aquaculture Research*:1–11 doi:10.1111/are.13002.
- Piña-Espallargas, R. 2000. Especies marinas de ornato del Golfo de California y su uso. En: O. Aburto-Oropeza y C. Sánchez-Ortiz (eds.). *Recursos arrecifales del Golfo de California. Estrategias de manejo para las especies marinas de ornato*. Universidad Autónoma de Baja California Sur, La Paz, 61-71pp.
- Prieto-Gómez, B. y Velázquez-Paniagua, M. 2002. Fisiología de la reproducción: hormona liberadora de gonadotrofinas. *Revista de la Facultad de Medicina UNAM* 45, 252-257.

- Pyle, R., Allen, G., Myers, R., Zapata, F., Robertson, R., Rocha, L. A. y Craig, M. T. 2010. *Holacanthus passer*. The IUCN Red List of Threatened Species 2010: e.T165880A6155998. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.20104.RLTS.T165880A6155998.en>. Accessed 21 March 2016.
- Ricker, W. E. 1975. Computation and interpretation of biological statistics of fish populations. Bulletin of the Fisheries Research Board of Canada 191, 1-382.
- Robards, M. D., Anthony, J. a., Rose, G. A. y Piatt, J. F. 1999. Changes in proximate composition and somatic energy content for Pacific sand lance (*Ammodytes hexapterus*) from Kachemak Bay, Alaska relative to maturity and season. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology 242, 245-258.
- Román-Rodríguez, M. J. 2000. Estudio poblacional del chano norteño *Micropogonias megalops* y la curvina golfina *Cynoscion othonopterus* (Gilbert) (Pisces: Sciaenidae), especies endémicas del Alto Golfo de California, México. Instituto del Medio Ambiente y Desarrollo Sustentable del Estado de Sonora. Informe final SNIB-CONABIO proyecto No. L298, México D.F. 154 pp.
- Sánchez-Alcántara, I., Aburto-Oropeza, O., Balart, E., Cupul-Magaña, A., Reyes-Bonilla, H. y Sánchez-Ortiz, C. 2006. Threatened fishes of the world: *Holacanthus passer* Valenciennes, 1846 (Pomacanthidae). Environmental Biology of Fishes 77, 97-99.
- Sargent, J. R. 1995. Origin and functions of egg lipids: nutritional implications. En: R Bromage, RJ Roberts (eds) Broodstock Management and Egg and Larval Quality. Blackwell Science, Oxford, UK, 353-372.
- Sargent, J. R., Tocher, D. R. y Bell, J. G. 2002. The lipids. En: JE Halver, RW Hardy (eds) Fish Nutrition, 3rd Ed, Academic Press, San Diego, VA, 181-257.
- Schulz, R. W., De França, L. R., Lareyre, J. J., LeGac, F., Chiarini-Garcia, H., Nobrega R. H. y Miura, T. 2010. Spermatogenesis in fish. General and Comparative Endocrinology 165, 390-411.
- Scott, A. P., Witthames, P. R., Turner, R. J. y Canario, A. V. M. 1998. Plasma concentrations of ovarian steroids in relation to oocyte final maturation and ovulation in female plaice sampled at sea. Journal of Fish Biology 52, 128-145.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 2006. Carta Nacional Pesquera. Diario Oficial de la Federación, México.

- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. 2010. Carta Nacional Pesquera. Diario Oficial de la Federación, México.
- Selman, K. y Wallace, R. A. 1989. Cellular Aspects of Oocyte Growth in Teleosts. *Zoological Science* 6, 211-231.
- Semenkova, T., Barinnikova, I., Kime, D. E., McAllister, B. G., Buyanova, L., Dyubin, V. y Kolmakov, N. 2002. Sex steroid profiles in female and male stellate sturgeon (*Acipenser stellatus* Pallas) during final maturation induced by hormonal treatment. *Journal of Applied Ichthyology* 18: 375–381.
- Sorbera, L. A., Zanuy, S. y Carrielo, M. 1998. A role for polyunsaturated fatty acids and prostaglandins in oocyte maturation in the sea bass (*Dicentrarchus labrax*). In H Vandry (ed) *Trends in comparative endocrinology and neurology: from molecular to integrative biology*. New York, NY, Academy of Sciences, 535–537.
- Sprague, M., Dick, J. R., Medina, A., Tocher, D. R., Bell, J. G. y Muorente, G. 2012. Lipid and fatty acid composition, and persistent organic pollutant levels in tissues of migrating Atlantic bluefin tuna (*Thunnus thynnus*, L.) broodstock. *Environmental Pollution* 171, 61–71.
- Strickland, J. D. H., Parsons, T. R., 1972. A practical handbook of seawater analysis, Fisheries Research Board of Canada, Bulletin 167, Ottawa, 310 pp.
- Strum, L. M. G. 1978. Aspects of the biology of *Scombemorus maculatus* (Mitchill) in Trinidad. *Journal of Fish Biology* 13, 155-172.
- Stubhaug, I., Lie, Ø. y Torstensen, B. E. 2007. Fatty acid productive value and b-oxidation capacity in Atlantic salmon tissues (*Salmo salar* L.) fed on different lipid sources along the whole growth period. *Aquaculture Nutrition* 13, 145-155.
- Suloma, A. y Ogata, H. Y. 2011. Arachidonic acid is a Major Component in Gonadal Fatty acids of Tropical Coral Reef fish in the Philippines and Japan. *Aquaculture Research and Development* 2: 111. doi: 10.4172/2155-9546.1000111.
- Swanson, P., Dickey, J. T. y Campbell, B. 2003. Biochemistry and physiology of fish gonadotropins. *Fish Physiology and Biochemistry* 28, 53-59.
- Tacon, A. G. J. y Cowey, C. B. 1985. Protein and amino acid requirements. En P Tytler, P Calow (eds) *Fish energetics: new perspectives*, Croom Helm Ltd., London & Sydney, 155–183.

- Tallaksen E. 2014. Fish oil: Availability, not price, will be the problem. Consultado en Junio, 2016. <https://www.undercurrentnews.com/2014/10/16/fish-oil-availability-not-price-will-be-the-problem/>.
- Thomson, D. A., Findley, L. T. y Kerstitch, A. N. 2000. Reef Fishes of the Sea of Cortez: the rocky-shore fishes of the Gulf of California. Revised Edition. University of Texas Press, Austin, pp 353.
- Tocher, D. R., Bell, J. G., Dick, J. R. y Crampton, V. O. 2003. Effects of dietary vegetable oil in Atlantic salmon hepatocyte fatty acid desaturation and liver fatty acid composition. *Lipids* 38, 723–732.
- Tocher, D. R. y Sargent, J. R. 1984. Analysis of lipids and fatty acids in ripe roes of some northwest European marine fish. *Lipids* 19, 492-499.
- Turchini, G. M., Torstensen, B. E. y Ng, W.-K. 2009. Fish oil replacement in finfish nutrition. *Reviews in Aquaculture* 1, 10-57.
- Turchini, G. M., Francis, D. S., Senadheera, S. P. S. D., Thanuthong, T. y De Silva, S. S. 2011. Fish oil replacement with different vegetable oils in Murray cod: evidence of an "omega-3 sparing effect" by other dietary fatty acids. *Aquaculture* 315, 250-259.
- Valdebenito, I., Paiva, I. y Berland, M. 2011. Follicular atresia in teleost fish: a review. *Archivos de Medicina Veterinaria* 43, 11-25.
- Van Bohemen, Ch. G., Lambert J. G. D. y Peute J. 1981.- Annual changes in plasma and liver in relation to vitellogenesis in the female rainbow trout, *Salmo gairdneri*. *General and comparative Endocrinology* 44, 94 – 107.
- Van der Heiden, A. M. 1985. Taxonomía, biología y evaluación de la ictiofauna demersal del Golfo de California, Cap. 4: 149-199. En: Yáñez-Arancibia A. (Ed.) Recursos pesqueros potenciales de México: La pesca acompañante del camarón. Progr. Univ. de Alimentos, Inst. Cienc. del Mar y Limnol., Inst. Nal. Pesca, UNAM, México D.F. 748 pp.
- Van der Kraak, G. y Chang J. P. 1990. Arachidonic acid and prostaglandin E2 stimulate testosterone production by goldfish testis in vitro. *General and Comparative Endocrinology* 77, 221-228.
- Velazco-Vargas, J. L. 2014. Contribucion al estudio de las necesidades nutritivas de la corvina (*Argyrosomus regius*, Asso 1801). Tesis para obtener el grado de Doctor. Universitat Politècnica de Valencia. Valencia. España.

- Voller, A., Bartlett, A. y Bidwell, D. E. 1978. Enzyme immunoassays with special reference to ELISA techniques. *Journal of Clinical Pathology* 31, 507-520.
- Wabnitz, C., Taylor, M., Green, E. y Razak, T. 2003. From ocean to aquarium. UNEP World Conservation Monitoring Centre. Cambridge, 64pp.
- Wade, M. G. y Vand der Kraak, G. 1993. Arachidonic acid and prostaglandin E2 stimulate testosterone production by goldfish testis in vitro. *General and Comparative Endocrinology* 90, 109-118.
- Wallance, R. y Selman, K. 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *American Zoologist* 21, 325-343.
- Wiegand, M. D. 1996. Composition, accumulation and utilization of yolk lipids in teleost fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 6, 259-286.
- Wilson, R. P. y Poe, W. E. 1985. Relationship of whole body and egg essential amino acid patterns to amino acid requirement patterns in channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *Comparative Biochemistry and Physiology B* 80:385-388.
- Wolfe, L. S. y Horrocks, L. A. 1994. Eicosanoids. En GJ Siegel, BW Agranoff, RW Albers, PB Molinoff (eds) *Basic Neurochemistry*, Raven, New York, NY, pp. 475-490.
- Zohar, Y. 1989. Fish reproduction: Its physiology and artificial manipulation. *In* M Shilo, S Sarig (eds) *Fish culture in warm water systems: problems and trends*. CRC Press, Inc., Boca Raton, FL, pp. 65-119.
- Zohar, Y., Muñoz-Cueto, J. A., Abigail Elizur, A. y Kah O. 2010. Neuroendocrinology of reproduction in teleost fish. *General and Comparative Endocrinology* 165, 438-455.

ANEXO 1

Permiso para captura de organismos silvestres de *H. passer*.



SUBSECRETARÍA DE GESTIÓN
PARA LA PROTECCIÓN AMBIENTAL
DIRECCIÓN GENERAL DE VIDA SILVESTRE

OFICIO NÚM. SGPA/DGVS/ 00809 /14

MÉXICO, D. F., A

30 ENE 2014

DR. MARTÍN PÉREZ VELÁZQUEZ
DEPARTAMENTO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS Y TECNOLÓGICAS
UNIVERSIDAD DE SONORA
BLVD. LUIS DONALDO COLOSIO S/N
ENTRE SAHUARIPA Y REFORMA, COL. CENTRO
C.P. 83000, HERMOSILLO, SONORA
TEL. 01 (662) 259 2169, EXT. 1674, E-MAIL: mperezv@dictus.uson.mx

Considerando que ha dado cumplimiento a los requisitos establecidos para efectuar investigación y colecta científica de flora y fauna silvestres en territorio mexicano y con fundamento en el Artículo 32 Bis fracciones I, III, XXII, XXXIX de la Ley Orgánica de la Administración Pública Federal; Artículo 19 fracción XXV y 32 fracción VI, XVIII, XXI, XXIV del Reglamento Interior de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, publicado en el Diario Oficial de la Federación el 26 de noviembre de 2012; 79, 80 fracción I, 82, 83 y 87 párrafo cuarto de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente; Artículos 9º. Fracción XII, 97 y 98 de la Ley General de Vida Silvestre; 12, 123 Fracción IV y 126 del Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre; Artículo 85, Artículo 88, fracciones I y II, Artículo 105, fracciones II y III del Reglamento de la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente en Materia de Áreas Naturales Protegidas (ANP's); las disposiciones relativas de la Norma Oficial Mexicana NOM-126-SEMARNAT-2000, por la que se establecen las especificaciones para la realización de actividades de colecta científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos en el territorio nacional; la Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010, protección ambiental-especies nativas de México de flora y fauna silvestres-categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo, la Dirección General de Vida Silvestre **autoriza** la licencia de colecta científica por proyecto sobre especies o poblaciones en riesgo o sobre hábitat crítico, para desarrollar las siguientes actividades inherentes al proyecto de investigación denominado: "**Maduración, reproducción y cultivo larvario del pez Ángel rey *Holacanthus passer* en cautiverio**":

- Colecta de hasta treinta (30) ejemplares macho adulto y hasta treinta (30) hembras adultas de la especie de pez "ángel rey" *Holacanthus passer* para realizar estudios de mantenimiento y reproducción en cautiverio.

Las actividades se llevarán a cabo en la zona del mar territorial (alrededor de la Isla "El Dátil", en el Golfo de California). La presente autorización tendrá una vigencia de un (01) año a partir de la emisión de la misma.

Las actividades se realizarán con el aval de la Universidad de Sonora con la colaboración de la Dra. Mayra Lizett González Félix y la M. en C. Perla Urquidez Bejarano de la Universidad de Sonora **debiendo sujetarse obligatoriamente el titular y colaboradores a las siguientes condiciones:**

1. - Cumplir con las disposiciones Administrativas, Fiscales y de Sanidad exigibles por las autoridades competentes en la materia, sean Federales, Estatales o Municipales, así como con las disposiciones establecidas en la Ley General del Equilibrio Ecológico y la Protección al Ambiente y su Reglamento en Materia de Áreas Naturales Protegidas y demás disposiciones legales aplicables.


Continúa al reverso.../

Hoja 1 de 2

Av. Revolución 1425, Nivel 1, Col. Tiscapac San Ángel,
Delegación Álvaro Obregón, C. P. 01040, México, D. F.
Teléfono 01(55) 56-24-33-09, Fax 01(55)56-24-36-42

ANEXO 2

Participación en congreso internacional.



AQUACULTURE 2016
February 22-26 • Las Vegas, Nevada USA
International Conference & Exposition

Certificate of Participation

Perla Urquidez-Bejarano
Mayra L. González-Félix, Martín Pérez-Velazquez, Reina Castro-Longoria

for Oral Presentation of

GONAD PROXIMATE AND FATTY ACID COMPOSITION, AND STAGES OF GONADAL DEVELOPMENT OF WILD KING ANGELFISH *Holocentrus passer*

Michael P. Masser
Michael P. Masser
WORLD AQUACULTURE Society

Sandra E. Shumway
Sandra E. Shumway
National Shellfisheries Association

Jesse Trushenski
Jesse Trushenski
American Fisheries Society
For Life Members

Participación en congreso internacional.



La Universidad Estatal de Sonora
Otorga la presente


CONSTANCIA

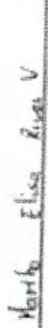
**Perla Urquidez-Bejarano, Mayra L. González-Félix, Martín Pérez-Velazquez
y Reina Castro-Longoria**

Por su participación con el cartel:

**Perfil de ácidos grasos, composición proximal y determinación de fases de
desarrollo gonadal del pez ángel rey, Holacanthus passer**

Hermosillo, Sonora. 11, 12 y 13 de Noviembre de 2015.


Mtro. Horacio Huerta Cevallos
RECTOR
UNIVERSIDAD ESTADAL DE SONORA


Dra. Martha Elisa Rivas Vega
Presidenta
Comité Organizador XIII SINA



ANEXO 4

Artículos generados a partir de este trabajo de investigación.

Indexados:

- **Fatty acid and proximate composition of wild male and female king angelfish (*Holacanthus passer*) gonads during the ripe and spent developmental stages.**
- **Biochemical composition and fatty acid profile of gonads from wild and cultured shortfin corvina (*Cynoscion parvipinnis*) during the early maturation stage.**

Divulgación:

- **Enfermedades observadas en el pez ángel rey (*Holacanthus passer*), un pez marino ornamental.**