



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

CICLO REPRODUCTIVO Y COMPOSICIÓN
BIOQUÍMICA DE LA CABRILLA SARDINERA,
Mycteroperca rosacea (STREETS), EN EL MEDIO
NATURAL

TESIS

Que para obtener el grado de

Doctor en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales
(Orientación Acuicultura)

Presenta

JOSÉ ANTONIO ESTRADA GODINEZ

La Paz, Baja California Sur, Julio de 2012

ACTA DE LIBERACION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 9 horas del día 15 del Mes de Mayo del 2012 se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

**"CICLO REPRODUCTIVO Y COMPOSICIÓN BIOQUÍMICA
DE LA CABRILLA SARDINERA, *Mycteroperca rosacea* (Streets), EN EL
MEDIO NATURAL"**


Presentada por el alumno:

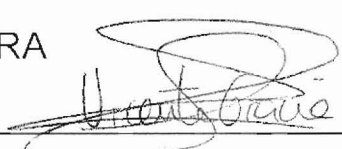
José Antonio Estrada Godinez

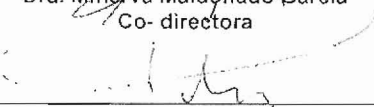
Aspirante al Grado de DOCTOR EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACION DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACION EN Acuicultura

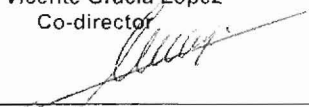
Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.


LA COMISION REVISORA


Dra. Minerva Maldonado García
Co-directora


Dr. Vicente Gracia López
Co-director


Dra. Elena Palacios Mechetnov
Co-tutor


Dr. Dariel Tovar Ramírez
Co-tutor


Dr. Manuel Carrillo Estévez
Co-tutor


DRA. ELISA SERVIERE ZARAGOZA,
DIRECTORA DE ESTUDIOS DE POSGRADO

Comité Tutorial

Dra. Minerva C. Maldonado García (Co-Director) (CIBNOR, La Paz, B.C.S. México)

Dr. Vicente Gracia López (Co-Director) (CIBNOR, La Paz, B.C.S. México)

Dr. Dariel Tovar Ramírez (Co-tutor) (CIBNOR, La Paz, B.C.S. México)

Dra. Elena Palacios Mechetnov (Co-tutor) (CIBNOR, La Paz, B.C.S. México)

Dr. Manuel Carrillo Estévez (Co-tutor) (IATS, Castellón, España)

Comité Revisor de Tesis

Dra. Minerva C. Maldonado García

Dr. Vicente Gracia López

Dr. Dariel Tovar Ramírez

Dra. Elena Palacios Mechetnov

Dr. Manuel Carrillo Estévez

Jurado de Examen de Grado

Dra. Minerva C. Maldonado García

Dr. Vicente Gracia López

Dr. Dariel Tovar Ramírez

Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola

Dr. Jesús Rodríguez Romero

Dr. Edilmar Cortés Jacinto (Suplente)

Dr. Francisco Javier Magallón Barajas (Suplente)

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue describir el ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea*, en el medio natural en relación a la temperatura, el fotoperiodo y la composición bioquímica. Lo anterior para fundamentar su biología reproductiva y su adaptación al medio ambiente, como un paso hacia la evaluación de su potencial acuícola y de re-poblamiento. Se realizaron muestreos mensuales de marzo de 2008 a Febrero de 2009, entre San Evaristo e Isla San José, al norte de la Bahía de La Paz en el Golfo de California, México. Se colectaron reproductores cuya proporción de sexos fue de 3.6 hembras a 1.0 macho. Se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) en la longitud total y el peso corporal entre los sexos. Se observó un desarrollo ovárico de tipo sincrónico por grupo con un periodo de puesta, de Mayo a Junio. Los machos maduraron dos meses antes que las hembras. Se describieron cuatro etapas para el ciclo reproductivo en ambos sexos: (1) maduración, (2) desove, (3) pos-desove y (4) reposo. Se observaron diferencias significativas ($P < 0.05$) en el índice gonadosomático (IGS), el índice hepatosomático (IHS), el índice de grasa visceral (IGV) y el factor de condición (K) durante todo el periodo de estudio en relación a las etapas descritas anteriormente. Se encontraron a nueve individuos como bisexuales inmaduros y se encontró un individuo con evidencia de cambio de sexo. Todos los índices somáticos estimados se correlacionaron significativamente con el fotoperiodo. El contenido de proteínas en hígado y gónada alcanzó sus niveles más altos durante la etapa de desove en ambos sexos. Los niveles de triglicéridos y colesterol se comportaron de manera similar en ambos sexos en los diferentes tejidos analizados, presentándose las concentraciones más altas durante las etapas de maduración y desove. Todos los parámetros bioquímicos obtenidos presentaron una correlación significativa con el fotoperiodo. En general, las concentraciones de ácidos grasos en hígado en hembras fueron mayores durante las etapas de maduración y reposo, mientras que en los machos fue mayor durante la etapa de desove. En cuanto a la gónada, se presentaron las máximas concentraciones de ácidos grasos en las etapas de desove y pos-desove en las hembras y en los machos éstas se presentaron en la etapa de reposo.

Palabras claves: *Mycteroperca rosacea*, ciclo reproductivo, fotoperiodo, temperatura.

ABSTRACT

This study aimed to describe the reproductive cycle of the leopard grouper, *Mycteroperca rosacea*, in the wild in relation with temperature, photoperiod and biochemical composition in order to base its reproductive biology and adaptation to the environment as a step toward evaluating its aquaculture and restocking potential. The samplings were made monthly from March 2008 to February 2009, between San Evaristo and Isla San José at north of Bahía de la Paz in the Gulf of California, Mexico. A total of 197 specimens were collected which sex ratio was 3.6 females to 1.0 male. Significant differences ($P < 0.05$) in total length and body weight were found between sexes. Group-synchronous ovarian development was observed with one spawning period from May to June. Males matured two months earlier than females. Four stages were described into the reproductive cycle: (1) maturation, (2) spawning, (3) post-spawning, and (4) resting. Significant variations ($P < 0.05$) in the gonadosomatic index (IGS), hepatosomatic index (IHS), visceral fat index (IGV), and condition factor (K), were observed throughout the study period in relation to the stages described above. In addition, nine individuals were classified as immature bisexuals and one grouper presented evidence of sex change. The somatic indexes were significantly correlated with photoperiod. The protein content in liver and gonad reached the highest levels during spawning stage. Triglycerides and cholesterol levels followed a similar pattern in both sexes, with the highest levels occurring at the maturation and spawning stages. All biochemical parameters had a significant correlation with photoperiod. The fatty acid concentrations in liver of females were greater at the maturation and resting stages, while in males these occurred at the spawning stage. Fatty acids content in the gonads peaked during spawning and post-spawning stages in females but and during the resting stage in males.

Key words: *Mycteroperca rosacea*, reproductive cycle, photoperiod, temperature.

DEDICATORIA

A mis padres, Ma. de los Ángeles Godinez Villalobos y José Antonio Estrada Medina que con todo su amor, esfuerzo, paciencia y sacrificio nos han sacado adelante. A ellos, todo mi amor, respeto y admiración. Que Dios los bendiga.

A mis abuelos, Herlinda Medina Álvarez †, Juana Villalobos Romo †, Bernardo Estrada Ramírez † y Leonardo Godinez Álvarez † y a mi tía, Marina Estrada Medina † que desde el cielo me guían y me cuidan.

A mi hermana, Nahely Alejandra Estrada Godinez que es para mí un ejemplo de esfuerzo y tenacidad.

A todos mis familiares que con su apoyo y consejos siempre han estado conmigo.

A todas las profesoras y profesores que he tenido a lo largo de mi vida académica, mi agradecimiento donde quiera que estén.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para la realización de mis estudios de Posgrado y por la beca mixta otorgada como apoyo para la realización de mi estancia de investigación en el Instituto de Acuicultura de Torre de la Sal (IATS), en Castellón, España.

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR) por la oportunidad que me dio para llevar a cabo mis estudios de Doctorado en esta gran institución.

A la Dra. Minerva Maldonado García (CIBNOR), que con todo su esfuerzo y paciencia aceptó dirigirme en esta tesis, muchas gracias.

A los miembros de mi comité de tesis: Dr. Vicente Gracia López (CIBNOR), Dra. Elena Palacios Mechetnov (CIBNOR), Dr. Dariel Tovar Ramírez (CIBNOR) y Dr. Manuel Carrillo Estévez (IATS), por todas sus enseñanzas y aportaciones para la realización de este trabajo.

Un agradecimiento muy especial al Dr. Manuel Carrillo y a la Dra. Silvia Zanuy del Instituto de Acuicultura de Torre de la Sal en España por todas sus atenciones durante mi estancia en ese instituto y a todos los amigos que me apoyaron en todo, en especial a Rafael Rodríguez y a Sebastián.

A los técnicos Enrique Calvillo Espinoza y Jorge Angulo Calvillo (los Calvillos) por su apoyo en la captura de los especímenes utilizados para la realización de este trabajo de tesis y por los momentos tan agradables que compartimos en las salidas de campo.

A Don Miguel León Lucero y a toda su familia en Punta Alta, B.C.S., por su ayuda en las salidas de campo para la captura de organismos.

A la M.C. Carmen Rodríguez Jaramillo y la Sra. Eulalia Meza Chávez, del laboratorio de Histología e Histoquímica del CIBNOR, por sus enseñanzas, consejos y apoyo.

Al Dr. Enrique Morales Bojorquez (CIBNOR) por su ayuda en los análisis estadísticos realizados.

A mis amigos y compañeros, con los que pasé buenos momentos: Coynta R. Green Nieto, Píndaro Álvarez Ruiz, Natalia Trabal y su esposo Rodolfo E. Vogler (Fito), David Vega, Christias Estrada (el guate), Miguel Jácome Flores (Miguelitro), Roberto A. Martínez Lagos (el compañebrio), Eduardo A. Toyos Vargas, su esposa Melissa Fragoso y su niña Maylen Camila Toyos Fragoso (la Cami) y a todos los que en este momento no recuerdo pero que siempre me apoyaron.

CONTENIDO

RESUMEN	1
ABSTRACT	2
DEDICATORIA	3
AGRADECIMIENTOS	4
CONTENIDO	6
LISTA DE FIGURAS	10
LISTA DE TABLAS	12
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	5
2.1 Estrategias reproductivas y patrones sexuales en peces teleósteos	5
2.2 Patrones sexuales en la Familia Serranidae	8
2.4 Biología de la cabrilla sardinera, <i>Mycteroperca rosacea</i>	10
2.5 Antecedentes de investigación con la cabrilla sardinera en el CIBNOR	12
2.6 Métodos para determinar el desarrollo gonadal	14
2.6.1 Clasificación macroscópica	14
2.6.2 Clasificación microscópica	15
2.6.3 Ultrasonografía	16
2.7 Tipos de desarrollo ovárico	16
2.8 Control ambiental de la reproducción en peces teleósteos	17
2.9 Acumulación de reservas bioquímicas en la reproducción de peces	19
2.9.1 Proteínas	20
2.9.2 Lípidos	22
2.9.3 Triglicéridos.....	22
2.9.4 Ácidos grasos.....	23
2.9.5 Colesterol.....	25
3. JUSTIFICACIÓN	27
4. OBJETIVOS	28
4.1 Objetivo general	28
4.2 Objetivos específicos	28
5. HIPÓTESIS	29
6. MATERIALES Y MÉTODOS.	30

6.1 Colecta de reproductores de cabrilla sardinera, <i>M. rosacea</i>	30
6.2 Índices somáticos	31
6.3 Desarrollo gonádico	31
6.4 Análisis bioquímicos	32
6.4.1 Proteínas.....	33
6.4.2 Triglicéridos.....	34
6.4.3 Colesterol.....	34
6.4.4 Ácidos grasos.....	36
6.5 Análisis estadístico	37
7. RESULTADOS	39
7.1 Tallas, pesos y proporción de sexos	39
7.2 Desarrollo gonádico	43
7.2.1 Desarrollo ovárico.....	43
7.2.2 Desarrollo testicular.....	43
7.2.3 Bisexual inmaduro.....	43
7.2.4 Transición sexual.....	44
7.3. Ciclo reproductivo	52
7.3.1 Periodo de maduración.....	52
7.3.2 Periodo de desove.....	53
7.3.3 Periodo de pos-desove.....	54
7.3.4 Periodo de reposo.....	55
7.4 Correlaciones	58
7.4.1 Correlación entre los índices somáticos.....	58
7.4.2 Correlación de los índices somáticos con la temperatura y el fotoperiodo.....	59
7.4.3 Correlación entre índices somáticos en hembras y diámetro de ovocitos.....	60
7.5 Composición bioquímica en reproductores de cabrilla sardinera a lo largo del ciclo reproductivo	61
7.5.1 Contenido de proteínas.....	61
7.5.1.1 Hígado.....	61
7.5.1.1.1 Periodo de maduración.....	61
7.5.1.1.2 Periodo de desove.....	62
7.5.1.1.3 Periodo de pos-desove.....	62
7.5.1.1.4 Periodo de reposo.....	63
7.5.1.2 Gónada.....	63
7.5.1.2.1 Periodo de maduración.....	63
7.5.1.2.2 Periodo de desove.....	64
7.5.1.2.3 Periodo de pos-desove.....	64
7.5.1.2.4 Periodo de reposo.....	64
7.5.1.3 Músculo.....	65
7.5.1.3.1 Periodo de maduración.....	65

7.5.1.3.2	Periodo de desove	65
7.5.1.3.3	Periodo de pos-desove	66
7.5.1.3.4	Periodo de reposo.....	66
7.5.1.4	Plasma.....	66
7.5.1.4.1	Periodo de maduración	66
7.5.1.4.2	Periodo de desove	67
7.5.1.4.3	Periodo de pos-desove	67
7.5.1.4.4	Periodo de reposo.....	68
7.5.2	Contenido de triglicéridos.....	70
7.5.2.1	Hígado.....	70
7.5.2.1.1	Periodo de maduración	70
7.5.2.1.2	Periodo de desove	70
7.5.2.1.3	Periodo de pos-desove	71
7.5.2.1.4	Periodo de reposo.....	71
7.5.2.2	Gónada.....	71
7.5.2.2.1	Periodo de maduración	71
7.5.2.2.2	Periodo de desove	72
7.5.2.2.3	Periodo de pos-desove	72
7.5.2.2.4	Periodo de reposo.....	72
7.5.2.3	Músculo	73
7.5.2.3.1	Periodo de maduración	73
7.5.2.3.2	Periodo de desove	73
7.5.2.3.3	Periodo de pos-desove	73
7.5.2.3.4	Periodo de reposo.....	74
7.5.2.4	Plasma.....	74
7.5.2.4.1	Periodo de maduración	74
7.5.2.4.2	Periodo de desove	74
7.5.2.4.3	Periodo de pos-desove	75
7.5.2.4.4	Periodo de reposo.....	75
7.5.3	Contenido de colesterol	77
7.5.3.1	Hígado.....	77
7.5.3.1.1	Periodo de maduración	77
7.5.3.1.2	Periodo de desove	77
7.5.3.1.3	Periodo de pos-desove	78
7.5.3.1.4	Periodo de reposo.....	78
7.5.3.2	Gónada.....	78
7.5.3.2.1	Periodo de maduración	78
7.5.3.2.2	Periodo de desove	79
7.5.3.2.3	Periodo de pos-desove	79

7.5.3.2.4 Periodo de reposo.....	79
7.5.3.3 Músculo	80
7.5.3.3.1 Periodo de maduración	80
7.5.3.3.2 Periodo de desove	80
7.5.3.3.3 Periodo de pos-desove	80
7.5.3.3.4 Periodo de reposo.....	81
7.5.3.4 Plasma.....	81
7.5.3.4.1 Periodo de maduración	81
7.5.3.4.2 Periodo de desove	82
7.5.3.4.3 Periodo de pos-desove	82
7.5.3.4.4 Periodo de reposo.....	82
7.5.4 Correlaciones	84
7.5.4.1 Correlaciones entre los índices somáticos y los parámetros bioquímicos	84
7.5.4.2 Correlaciones entre los parámetros bioquímicos con la temperatura y el fotoperiodo.....	84
7.5.4.3 Correlación entre parámetros bioquímicos en hembras y diámetro de ovocitos.....	87
7.5.5 Contenido de ácidos grasos.....	88
7.5.5.1 Hígado.....	88
7.5.5.2 Gónada.....	96
8. DISCUSIÓN	104
9. CONCLUSIONES	114
10. LITERATURA CITADA	116
11. ANEXOS.....	133

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Reproductor de cabrilla sardinera, <i>M. rosacea</i> , mantenido en cautiverio en el CIBNOR.	2
Figura 2. Volúmenes de captura de cabrilla sardinera, <i>M. rosacea</i> , hasta el año 2000. tomado de Aburto-Oropeza <i>et. al.</i> (2008).	3
Figura 3. Esquema de los patrones sexuales encontrados en los peces teleósteos.	7
Figura 4. Mapa de la distribución de la cabrilla sardinera, <i>M. rosacea</i>	11
Figura 5. Agregaciones de desove de cabrilla sardinera, <i>M. rosacea</i> . tomado de Aburto-Oropeza <i>et al.</i> (2008).	12
Figura 6. Mapa del área de captura de reproductores silvestres de <i>M. rosacea</i>	30
Figura 7. Diferencias en la longitud total (mm) y peso corporal (g) entre individuos bisexuales inmaduros ($n=9$), hembras ($n=146$) y machos ($n=41$) de <i>M. rosacea</i> . letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$).	40
Figura 8. Diámetro de ovocitos encontrados en cada estadio de desarrollo ovárico de <i>M. rosacea</i>	45
Figura 9. Estadios de desarrollo ovárico en <i>M. rosacea</i> : (a) crecimiento primario, (b) crecimiento secundario, (c) vitelogénesis, (d) maduración final y (e) desovado. tinción con hematoxilina-eosina. nu=núcleo, cn=nucléolo cortical, ep=perinucleolo temprano, lp=perinucleolo tardío, nl=nucleolo, ca=alveolo cortical, li=iclusiones lipídicas, eyg=gránulos de vitelo primarios, lyg=gránulos de vitelo tardíos, zr=zona radiata, ho=ovocito hidratado, ao=ovocito atrésico, eof=folículos ováricos vacíos.	47
Figura 10. Estadios de desarrollo testicular en <i>M. rosacea</i> . (a) regresión, (b) maduro y (c) espermado. tinción con hematoxilina-eosina. ess=senos espermáticos vacíos, ls=espacio lobular, sg=espermatogonias, st=espermatocistos, sd=espermátides, sp=espermatozoides, ss=seno espermático.	49
Figura 11. Estadio bisexual inmaduro en <i>M. rosacea</i> . tinción con hematoxilina-eosin. sg=espermatogonias, st=espermatocistos, ooi=ovocitos en crecimiento primario.	50
Figura 12. Transición sexual en <i>M. rosacea</i> . a) 10x y b) 20x. tinción con hematoxilina-eosina. ao=ovocitos atrésicos, st=espermatocistos, dof=folículos ováricos degradados.	51
Figura 13. a) Abundancia relativa de los tipos de ovocitos encontrados en hembras y b) estadios de desarrollo de machos en <i>M. rosacea</i> , de marzo de 2008 a febrero de 2009.	

m=periodo de maduración; d=periodo de desove; pd=periodo de pos-desove; r=periodo de reposo.....56

Figura 14. Cambios mensuales en los índices somáticos en hembras (letra normal) y machos (letra cursiva) de *M. rosacea*. letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$). k=factor de condición, igs=índice gonadosomático, ihs=índice hepatosomático, igv=índice de grasa visceral, m=periodo de maduración; d=periodo de desove; pd=periodo de pos-desove; r=periodo de reposo.57

Figura 15. Cambios en el contenido de proteínas en diferentes tejidos de reproductores silvestres de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo con referencia a la temperatura y el fotoperiodo. letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$). m=periodo de maduración; d=periodo de desove; pd=periodo de pos-desove; r=periodo de reposo.69

Figura 16. Cambios en el contenido de triglicéridos en diferentes tejidos de reproductores silvestres de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo con referencia a la temperatura y el fotoperiodo. letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$). m=periodo de maduración; d=periodo de desove; pd=periodo de pos-desove; r=periodo de reposo.76

Figura 17. Cambios en el contenido de colesterol en diferentes tejidos de reproductores silvestres de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo con referencia a la temperatura y el fotoperiodo. letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$). m=periodo de maduración; d=periodo de desove; pd=periodo de pos-desove; r=periodo de reposo.83

LISTA DE TABLAS

Tabla I. Proporción de sexos y valores de χ^2 con factor de corrección de Yates en <i>M. rosacea</i> , de Marzo de 2008 a Febrero de 2009. * significa diferencias significativas de la proporción 1:1 ($P<0.05$).	41
Tabla II. Proporción de sexos y valores de χ^2 con factor de corrección de Yates por clase de longitud en <i>M. rosacea</i> , de Marzo de 2008 a Febrero de 2009. * significa diferencias significativas de la proporción 1:1 ($P<0.05$).	42
Tabla III. Descripción de los estadios de desarrollo ovárico, de acuerdo a Wallace y Selman (1988) y diámetro de ovocitos.	46
Tabla IV. Descripción de los estadios de desarrollo testicular en <i>M. rosacea</i> , de acuerdo a lo establecido por Erisman <i>et al.</i> (2008).	48
Tabla V. Descripción de las etapas del ciclo reproductivo de <i>M. rosacea</i>	52
Tabla VI. Correlación entre los diferentes índices somáticos en hembras de <i>M. rosacea</i> durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.	58
Tabla VII. Correlación entre los diferentes índices somáticos en machos de <i>M. rosacea</i> durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.	59
Tabla VIII. Correlación entre los diferentes índices somáticos con la temperatura y el fotoperiodo en hembras de <i>M. rosacea</i> durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.	59
Tabla IX. Correlación entre los diferentes índices somáticos con la temperatura y el fotoperiodo en machos de <i>M. rosacea</i> durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice	

gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.....	60
Tabla X. Correlación entre los diferentes índices somáticos y el diámetro medio y máximo de ovocitos en hembras de <i>M. rosacea</i> . Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.	61
Tabla XI. Correlación entre IGS con los parámetros bioquímicos en reproductores de <i>M. rosacea</i> durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. IGS=índice gonadosomático, r =coeficiente de correlación.	85
Tabla XII. Correlación entre la temperatura y el fotoperiodo en hembras de <i>M. rosacea</i> durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. r =coeficiente de correlación.....	86
Tabla XIII. Correlación entre la temperatura y el fotoperiodo en machos de <i>M. rosacea</i> durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. r =coeficiente de correlación.....	86
Tabla XIV. Correlación entre el contenido de proteínas, triglicéridos y colesterol en diferentes tejidos de hembras de <i>M. rosacea</i> , con el diámetro medio y máximo de ovocitos durante un ciclo reproductivo. Números en negritas significan correlaciones significativas.	87
Tabla XV. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en hígado en reproductores de <i>M. rosacea</i> con respecto a la temperatura y el fotoperiodo. Números en negritas significan correlaciones significativas.....	91
Tabla XVI. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en hígado de hembras de <i>M. rosacea</i> con respecto al diámetro medio y máximo de ovocitos. 20:4n-6=Ácido araquidónico, 20:5n-3=Ácido eicosapentaenoico y 22:6n-3=Ácido docosahexaenoico. r =coeficiente de correlación. Números en negritas significan correlaciones significativas. 91	
Tabla XVII. Ácidos grasos (mg/g) en hígado de hembras de <i>M. rosacea</i> (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos	

grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidonico; DHA=Ácido docosahexaenoico.	92
Tabla XVII. Continuación.	93
Tabla XVIII. Ácidos grasos (mg/g) en hígado de machos de <i>M. rosacea</i> (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidonico; DHA=Ácido docosahexaenoico.	94
Tabla XVIII. Continuación.	95
Tabla XIX. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en gónada reproductores de <i>M. rosacea</i> con respecto a la temperatura y el fotoperiodo. 20:4n-6=Ácido araquidónico, 20:5n-3=Ácido eicosapentaenoico y 22:6n-3=Ácido docosahexaenoico. r =coeficiente de correlación. Números en negritas significan correlaciones significativas.	99
Tabla XX. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en gónada de hembras de <i>M. rosacea</i> con respecto al diámetro medio y máximo de ovocitos. 20:4n-6=Ácido araquidónico, 20:5n-3=Ácido eicosapentaenoico y 22:6n-3=Ácido docosahexaenoico. r =coeficiente de correlación. Números en negritas significan correlaciones significativas.	99
Tabla XXI. Ácidos grasos (mg/g) en gónada de hembras de <i>M. rosacea</i> (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidonico; DHA=Ácido docosahexaenoico.	100
Tabla XXI. Continuación.	101
Tabla XXII. Ácidos grasos (mg/g) en gónada de machos de <i>M. rosacea</i> (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos	

grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidonico;	
DHA=Ácido docosahexaenoico.	102
Tabla XXII. Continuación.	103

1. INTRODUCCIÓN

En el mundo se cultivan varias especies de serránidos, siendo los países de la región Asia-Pacífico los que contribuyen con más del 90% a la producción acuícola mundial de estas especies (SEAFDEC, Aquaculture Department, 2001). Hasta ahora, las especies que se cultivan a nivel comercial son: *Epinephelus akaara*, *E. coiodes*, *E. fuscoguttatus*, *E. malabaricus*, *E. polyphecadion* y *E. tauvina* (Tookwinas, 1989; Tucker, 1999). Otras especies de importancia comercial pero cuyo cultivo se basa principalmente en la captura de juveniles silvestres son: *E. bleekeri*, *E. coiodes*, *E. awoara*, *E. areolatus*, *E. amblycephalus*, *E. lanceolatus*, *E. sexfasciatus*, *E. trimaculatus*, *E. quoyanus*, *E. bruneus*, *Cromileptes altivelis*, *Plectropomus leopardus* y *P. maculatus* (Tupper y Sheriff, 2008). En el Caribe, *E. striatus*, *E. itajara*, *Mycteroperca microlepis* y *M. bonaci* parecen tener un buen potencial para su cultivo (Tucker, 1999). En México, se han empezado a realizar estudios encaminados a lograr el cultivo de dos especies de cabrillas de importancia comercial en el Noroeste del país: la cabrilla arenera, *Paralabrax maculofasciatus* (Aviléz-Quevedo *et al.*, 1995; Anguas-Vélez *et al.*, 2000; Álvarez-González *et al.*, 2001; Civera *et al.*, 2002) y la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea* (Gracia-López *et al.*, 2004 a, b; Kiewek-Martínez, 2004, 2010).

La cabrilla sardinera, *M. rosacea* (Figura 1), entre otras especies de serranidos, es considerada de importancia comercial en las pesquerías artesanal y deportiva en el Estado de Baja California Sur (Peláez-Mendoza, 1997; Díaz-Uribe *et al.*, 2001; Aburto-Oropeza *et al.*, 2008).



Figura 1. Reproductor de cabrilla sardinera, *M. rosacea*, mantenido en cautiverio en el CIBNOR.

La producción pesquera de esta especie mostró una tendencia creciente hasta el año 2000, a partir de ahí los volúmenes de captura se han mantenido a un nivel constante. El análisis histórico de esta pesquería también ha mostrado un componente cíclico, que se mantiene a través de los años. Las capturas máximas se registran en el primer semestre del año, con un pico principal en los meses de Febrero a Junio, lo cual coincide con la temporada reproductiva de esta especie, aunque también se presenta un segundo pico de captura en los últimos meses del año, principalmente en el estado de Sonora (Aburto-Oropeza *et al.*, 2008).

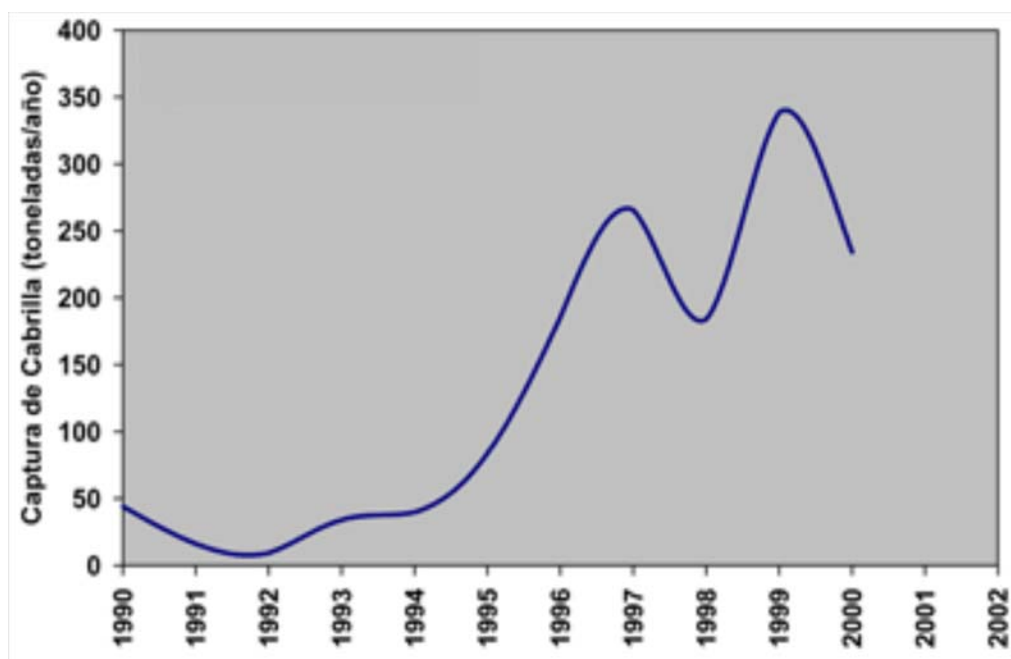


Figura 2. Volúmenes de captura de cabrilla sardinera, *M. rosacea*, hasta el año 2000. Tomado de Aburto-Oropeza *et. al.* (2008).

De acuerdo al anuario estadístico de CONAPESCA, en el 2010 se capturó un total de 690 toneladas de cabrilla sardinera en el estado de Baja California Sur, lo cual generó una ganancia de más de 40 millones de pesos, que representa aproximadamente el 86% de la producción total de cabrilla sardinera a nivel nacional.

Actualmente, kilogramo de filete de cabrilla sardinera se vende a \$ 70 para el consumidor. Por su alto valor en el mercado y como alternativa para incrementar su producción por medio de acuicultura, en los últimos años el Laboratorio de Biología de la Reproducción de Peces Marinos del CIBNOR se han venido desarrollando trabajos con la finalidad de lograr la reproducción controlada de la cabrilla sardinera en cautiverio.

Por lo anteriormente mencionado, el propósito de esta tesis es describir el ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera en el medio natural, relacionándolo con las condiciones ambientales de temperatura y fotoperiodo, así como los cambios en la composición bioquímica de los reproductores (proteínas, lípidos, triglicéridos, colesterol y

ácidos grasos) principalmente en gónada, hígado, músculo y plasma durante cada una de las etapas del ciclo reproductivo, estos resultados nos ayudarán a simular las condiciones naturales bajo condiciones de cultivo, logrando la reproducción controlada en condiciones óptimas.

2. ANTECEDENTES

2.1 Estrategias reproductivas y patrones sexuales en peces teleósteos

Antes de que los peces alcancen la madurez sexual, toda la energía adquirida se reparte entre el crecimiento y la supervivencia; al madurar gran parte de esta energía se destina a los diversos procesos reproductivos. El éxito reproductivo de las especies depende de donde y cuando se reproducen y de cómo se utilizan los recursos energéticos para la reproducción (Saborido-Rey, 2008).

Se distingue claramente entre el factor inmediato (mecanismo fisiológico) y los factores últimos (circunstancias de la historia biológica y del ambiente) que determinan el reparto de los recursos entre los tejidos y actividades reproductoras y las no reproductoras (Carrillo *et al.*, 2009).

Los peces muestran una gran variedad de modelos reproductivos y patrones sexuales. La gran mayoría de las especies de peces son ovíparas, es decir, que producen huevos vitelados, los cuales depositan en el medio externo; pero algunas otras son vivíparas, cuyo desarrollo embrionario se realiza dentro del vientre de la madre donde crece y madura hasta el nacimiento (Saborido-Rey, 2008; Lubzens *et al.*, 2010).

El patrón sexual es la forma reproductiva característica de una especie o población. Dentro de los peces teleósteos encontramos dos patrones principalmente: el gonocorismo y el hermafroditismo, aunque hay algunas excepciones conocidas como en el caso de *Poecilia formosa* (Poeciliidae), en la cual todas sus poblaciones están compuestas por hembras que se cruzan con los machos de otras especies gonocóricas simpátricas tales como *P. latipinna* y *P. mexicana*; a este tipo de reproducción se le conoce como ginogénesis (Yamamoto, 1969; Dries, 2003).

A continuación se dan algunas definiciones importantes tomadas de Sadovy y Liu (2008) y una ilustración gráfica (Figura 3) que permitirán distinguir de una manera más clara la diferencia entre sexo funcional y no funcional:

Gonocorismo: Una especie o población es considerada gonocórica si todos los individuos que las componen se reproducen únicamente como machos o como hembras durante toda su vida, independientemente de su morfología gonádica.

Hermafroditismo no funcional: Una proporción de individuos de una especie o población pueden presentar tejido testicular u ovárico en sus gónadas, pero únicamente se reproducen como machos o hembras durante su vida. Desde un punto de vista funcional, el cual ignora la morfología de la gónada, este estado es gonocórico.

Hermafroditismo funcional: Se considera que una especie o población exhiben hermafroditismo funcional si una proporción de sus individuos se reproduce con ambos sexos durante su vida. Se reconocen dos patrones de hermafroditismo funcional en los peces, el hermafroditismo simultáneo y el hermafroditismo secuencial. En el primero de ellos, los organismos se reproducen como machos y hembras al mismo tiempo o dentro de un corto periodo de tiempo, es decir, que en un solo periodo reproductivo, los organismos contengan en sus gónadas tanto esperma como ovocitos maduros al mismo tiempo. El hermafroditismo secuencial puede dividirse en dos tipos: el hermafroditismo protogínico, donde se presenta un cambio de sexo de hembra funcional a macho funcional y el hermafroditismo protándrico, donde el cambio de sexo que se presenta es de macho funcional a hembra funcional. También se han reportado cambios de sexo en ambas direcciones bajo condiciones de campo y laboratorio; en estos casos, una hembra funcional cambia a macho funcional y viceversa.

En los peces hermafroditas protogínicos se presentan dos formas de expresión sexual: a) Monandría, en los cuales todos los machos son originados a partir de hembras funcionales (machos secundarios) y b) Diandría, en las cuales hay dos tipos de machos, los machos primarios que maduran como tales desde juveniles, es decir, nunca se presenta un cambio

de sexo, y los machos secundarios cuyo origen es idéntico al de los organismos monándricos (Sadovy y Shapiro, 1987).

Una dicotomía similar ha sido reportada en las especies hermafroditas protándricas y los términos correspondientes son: a) Monoginia, en el cual solo se incluyen hembras secundarias y b) Diginia, donde hay hembras primarias y secundarias (Reinboth, 1967; Chan y Yeung, 1983).

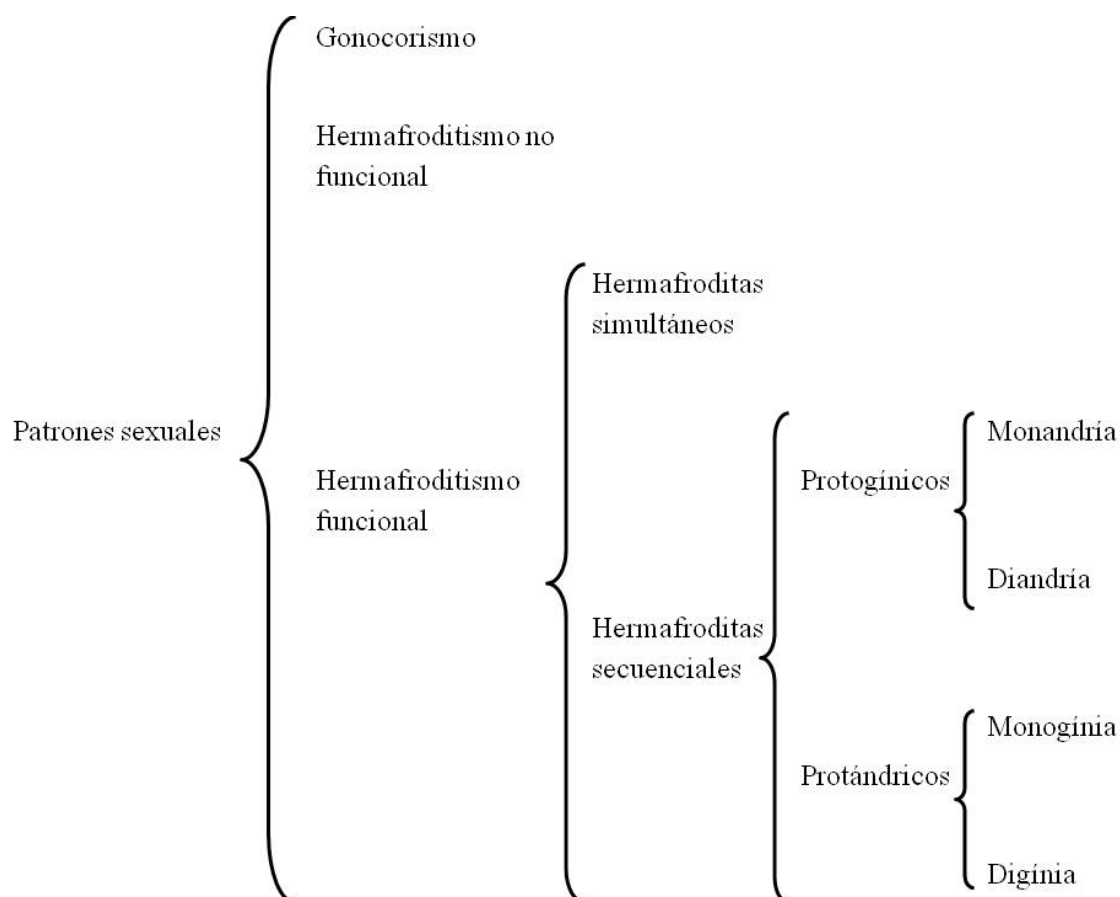


Figura 3. Esquema de los patrones sexuales encontrados en los peces teleósteos.

2.2 Patrones sexuales en la Familia Serranidae

Tradicionalmente, los miembros de esta familia se han sido considerados como organismos hermafroditas protogínicos (Smith, 1959, 1965; Heemstra y Randall, 1993). No obstante, se ha demostrado recientemente que la sexualidad en esta familia de peces es mucho más compleja y diversa ya que presentan una considerable plasticidad fenotípica en su expresión sexual (Sadovy y Domeier, 2005; Sadovy y Liu, 2008).

Se han reportado principalmente tres tipos de patrones sexuales dentro de esta familia: A) Gonocorismo, el cual se presenta en el mero del Caribe (Nassau grouper), *Epinephelus striatus* (Sadovy y Colin, 1995) y la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea* (Erisman *et al.*, 2007), B) Hermafroditismo simultáneo, el cual ha sido confirmado en cuatro géneros pertenecientes a la Sub-Familia Serraninae, *Diplectrum*, *Hypoplectrus*, *Serraniculus* y *Serranus* y un género de la Sub-Familia Epinephelinae, *Pseudogramma* (Aburto-Oropeza *et al.*, 2008; Sadovy y Liu, 2008) y C) Hermafroditismo protogínico, que ha sido confirmado en dos géneros de la Sub-Familia Serraninae, *Centropistis* y *Chelidoperca* (Lavenda, 1949; Reinboth, 1965, 1967; Wenner *et al.*, 1986), cuatro géneros de la Sub-Familia Athiinae, *Hemanthias*, *Hypoplectrodes*, *Pseudanthias* y *Sacura* (Reinboth, 1963; Okada, 1965; Fishelson, 1970; Suzuki *et al.*, 1974; Hastings, 1986; Shapiro, 1981; Yogo, 1985; Webb y Kingsford, 1992).

Sin embargo, se ha visto que *Serranus baldwini* y *S. fasciatus* cambian de hermafroditas simultáneos a hermafroditas secuenciales conforme van creciendo, los individuos más pequeños dentro del grupo social son hermafroditas simultáneos, mientras que los más grandes pierden la función de hembras y se reproducen únicamente como machos (Hastings y Petersen, 1986; Petersen y Fisher, 1986). Y aún más, se han reportado cambios de sexo de hembras a machos (similar a las especies protándricas) bajo condiciones de cautiverio en *Epinephelus akaara* (Tanaka *et al.*, 1990) y en *Cephalopholis boenak* (Liu y Sadovy, 2004), lo que demuestra aún más la plasticidad en los patrones sexuales en esta familia.

En el caso particular de especies del género *Mycteroperca* estudiadas hasta ahora, como *M. bonaci* y *M. microlepis* (Brulé *et al.*, 2003 a, b), las cuales habitan en el litoral del Golfo de México y el Caribe, se ha reportado que presentan un patrón sexual similar al de las especies hermafroditas protogínicas monándricas. Sin embargo, Erisman *et al.* (2007) clasificaron a la cabrilla sardinera, *M. rosacea*, como una especie gonocórica funcional en base a evidencias histológicas e información obtenida a partir de datos poblacionales en organismos capturados en el Golfo de California, donde encontraron que la distribución de tallas y peso a la primera madurez son similares tanto en hembras como en machos.

2.3 Biología de los peces pertenecientes a la Familia Serranidae

La Familia Serranidae (meros, cabrillas, serranos, chernas, garropas y baquetas), comprende un grupo cosmopolita de peces carnívoros marinos. Esta familia se divide en cinco sub-Familias: Antiinae, Liopropomatinae, Grammistinae, Serraninae y Epinephelinae y está compuesta por más de 450 especies que son de importancia comercial para las pesquerías artesanales, recreativas e industriales en países tropicales y subtropicales del mundo (Heemstra y Randall, 1993; Aburto-Oropeza *et al.*, 2008) y por ello, a partir de las décadas de los 70's y 80's se ha generado un gran interés por su cultivo, que permita manejar este recurso de manera rentable y sustentable (Lim, 1993). En el Golfo de California, se capturan al menos 22 especies de manera comercial, desde la enorme cherna, *Epinephelus itajara* (240 cm y 370 kg), hasta la cabrilla loro, *Paralabrax loro* (35 cm y 1.5 kg) (Aburto-Oropeza *et al.*, 2008).

Los juveniles y adultos de algunas especies de serránidos viven en aguas costeras y estuarios, pero otras prefieren las cristalinas aguas de los arrecifes de coral. Los huevos son simples, no adhesivos y flotantes a salinidades normales. Las larvas de la mayoría de éstas especies pasan al menos sus primeras semanas de vida nadando a la deriva alimentándose de organismos planctónicos como copépodos y larvas de otros crustáceos, posteriormente

se alimentan de anfípodos y camarones misidáceos. Conforme van creciendo, se van asentando en áreas poco profundas donde pueden encontrar escondites y ahí se quedan hasta que alcanzan mayor tamaño; a esta edad se alimentan de peces, cangrejos, camarones, langostas y moluscos. Cuando llegan a la edad adulta se vuelven de un color un poco más oscuro y se mudan a aguas más profundas pero siguen viviendo en cuevas para su seguridad. En general, se considera que los serránidos son peces con un ciclo de vida largo y lento crecimiento (Manooch, 1987); la mayoría de las especies que se han estudiado alcanzan la madurez sexual entre los 2 a 6 años de edad (Heemstra y Randall, 1993; Tucker, 1999; Aburto-Oropeza *et al.*, 2008).

2.4 Biología de la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea*

La cabrilla sardinera se distribuye en la costa sur-oriental de Baja California (Pacífico Central del Este) y en todo el Golfo de California hasta el estado de Jalisco (Figura 4). Habita en áreas rocosas cercanas a la costa y alrededor de las islas y zonas de praderas submarinas a profundidades cercanas a los 50 m (Heemstra y Randall, 1993; Allen y Robertson, 1998; Mendoza-Bustamante, 2002).

Presentan una coloración café verdoso a gris, con la cabeza y cuerpo cubiertos por pequeños puntos rojizos. La cabeza y el cuerpo también presentan manchas grises irregulares que se difuminan en el vientre pálido. Cerca del 1% de la población (machos y hembras) desarrolla un color naranja brillante o dorado, que es retenido durante el crecimiento (Aburto-Oropeza *et al.*, 2008).

Los juveniles se alimentan de peces y crustáceos bentónicos y se encuentran principalmente en camas de sargazos (Hobson, 1968) y los adultos se alimentan de bancos de arenques, *Harengula trissina*, anchovetas, *Cetengraulis mysticetus* y otros peces (Peláez-Mendoza, 1997). Generalmente, tanto los machos como las hembras alcanzan la madurez sexual entre los tres y cinco años de edad, con tallas superiores a los 300 mm de longitud total (Aburto-

Oropeza *et al.*, 2008), aunque en el estudio realizado por Díaz-Uribe *et al.* (2001) reportaron individuos sexualmente maduros a los 291 ± 7.6 mm de longitud y dos años de edad.

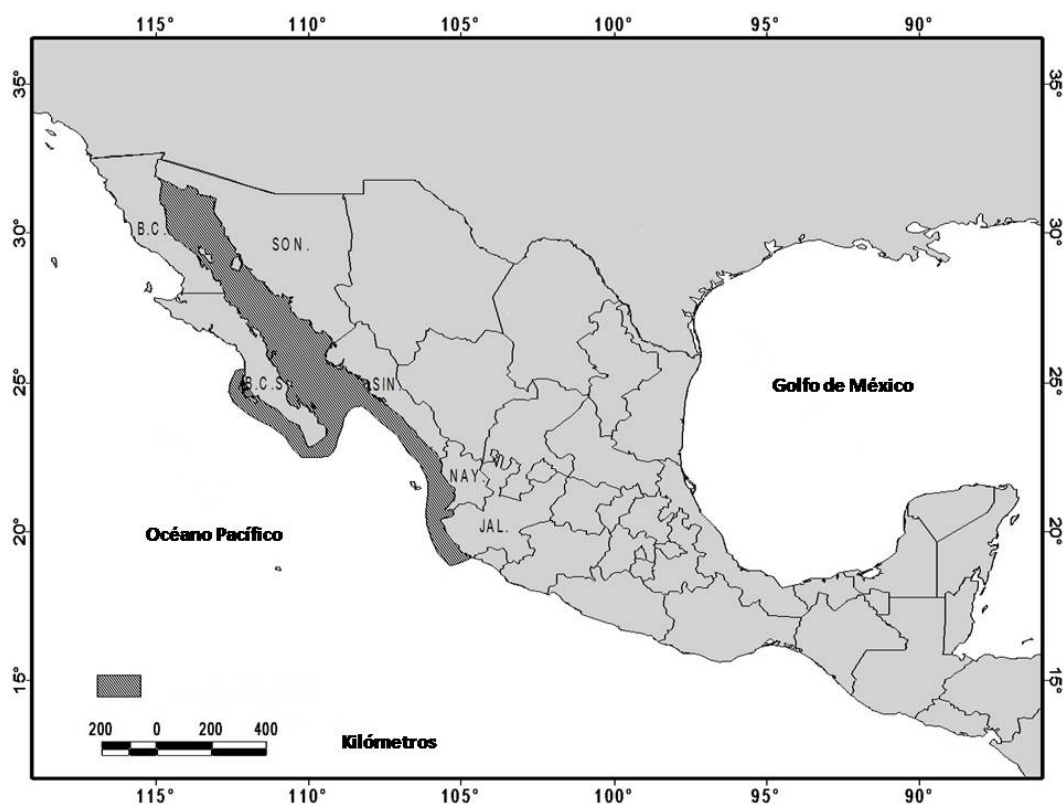


Figura 4. Mapa de la distribución de la cabrilla sardinera, *M. rosacea*.

Al igual que numerosas especies de serránidos, se ha observado que la cabrilla sardinera conforma agregaciones de reproducción en el Golfo de California (Figura 5). Dichas agregaciones se han reportado en los meses de Marzo a Junio o Julio, dependiendo de la localidad, y regularmente involucran a varias centenas de individuos. En el Parque Nacional “Bahía de Loreto”, cada año se forman agregaciones de entre 150 a 700 cabrillas sardineras, desde el final de Abril hasta Junio. Tanto machos y hembras participan en un elaborado ritual de cortejo durante el día, para culminar en el desove un poco antes del ocaso. Durante el desove, más de 40 machos rodean a una hembra para formar una “bola de

desove”. El grupo nada frenéticamente a la superficie y, simultáneamente, liberan sus gametos en todas direcciones, cubriendo un área relativamente extensa. A diferencia de otros serránidos, las agregaciones de la cabrilla sardinera se mantienen por varias semanas y no se ha visto que coincidan con ninguna fase lunar. La prolongada duración de estas agregaciones incrementa su vulnerabilidad a la pesca (Aburto-Oropeza *et al.*, 2008) (Figura 5).



Figura 5. Agregaciones de desove de cabrilla sardinera, *M. rosacea*. Tomado de Aburto-Oropeza *et al.* (2008).

2.5 Antecedentes de investigación con la cabrilla sardinera en el CIBNOR

A partir del año 2001 se ha venido realizando investigación sobre la reproducción, crecimiento y cultivo larval de la cabrilla sardinera en las instalaciones del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR). Gracias a estos esfuerzos, se ha logrado la maduración de reproductores en cautiverio y la producción de huevos por medio

de inducciones hormonales, utilizando para ello la Gonadotropina Coriónica Humana (HCG) en dosis de 1,000 y 500 UI/kg de peso corporal (Gracia-López *et al.*, 2004 a, b) con una producción de más de 40,000 huevos por hembra, así como la Hormona Liberadora de la Hormona Luteinizante (LHRHa) en dosis de 10 µg/kg de peso corporal, obteniéndose fecundidades superiores a $2,358 \times 10^3$ huevos, con una tasa de fertilización del 62% (Kiewek-Martínez, 2004). También ha sido posible describir el efecto de la temperatura y la salinidad sobre el desarrollo embrionario y larval (Linares-Aranda, 2005; Gracia-López *et al.*, 2004) y la producción de larvas y juveniles a escala piloto (Gracia-López *et al.*, 2005).

Así mismo, se ha logrado que los reproductores desoven de manera natural en los tanques de cultivo, gracias a un cuidadoso manejo de los mismos. Sin embargo se han obtenido muy bajos porcentajes de supervivencia larval (<1%) a la primera alimentación (Kiewek-Martínez, 2010). Para tratar de resolver este problema, también se han llevado a cabo estudios de morfología y crecimiento larval. Se encontró que la metamorfosis en las larvas de la cabrilla sardinera se completa a los 60 días después de la eclosión a 25°C, observándose un crecimiento lineal de las mismas. Se describieron 8 estadios de desarrollo desde el momento de la eclosión hasta los 60 días después de la misma (Martínez-Lagos y Gracia-López, 2009).

También se ha realizado estudios de enzimología en las larvas de la cabrilla sardinera, encontrándose que estas poseen parte de su sistema digestivo funcional antes de la apertura de la boca, específicamente el páncreas y el hígado. Lógicamente, la capacidad digestiva de las larvas se incrementa conforme estas crecen y se sugiere que el tiempo óptimo para el destete es de entre 30 y 40 días después de la eclosión debido que durante este periodo se observa un incremento significativo en la actividad de la tripsina, lipasa y amilasa (Martínez-Lagos, 2009).

En juveniles, se ha estudiado el efecto de la densidad de siembra sobre el crecimiento, tasa de ingestión de alimento y coeficiente de variación, obteniéndose los mejores resultado de estos parámetros a una densidad de 77 peces m⁻³ (Malta-Rossi, 2010).

Adicionalmente, se ha evaluado el uso de probióticos; específicamente, se evaluó la adición a la dieta de juveniles de una levadura marina, *Debaryomyces hansenii*, observándose un gran potencial de adhesión al intestino, así como un incremento en la supervivencia, en la cantidad de hemoglobina y en la proteína plasmática en los peces alimentados con dicha levadura (Reyes-Becerril *et al.*, 2008).

También se ha descrito el perfil de células sanguíneas tanto en hembras como en machos de cabrilla sardinera, encontrándose que los eritroblastos basifílicos, policromáticos y ortocromáticos posteriormente maduran en eritrocitos. Dentro del grupo de los leucocitos se incluyen los linfocitos, monocitos, tres tipos de granulocitos (basófilos, eosinófilos y neutrófilos), además de un macrófago amiboideo no reportado hasta la fecha en los perfiles sanguíneos de peces teleósteos (Burgos-Aceves *et al.*, 2010).

A pesar de estos avances, aún hace falta conocer algunos aspectos relacionados a la reproducción en el medio natural de la cabrilla sardinera y su relación con las condiciones ambientales, principalmente en lo que se refiere a la temperatura y el fotoperiodo y con esto tener la pauta para simular dichas condiciones en cautiverio. También es necesario conocer los mecanismos de acumulación y transferencia de reservas bioquímicas de los reproductores durante la maduración gonádica, ya que esto es de capital importancia para la formulación de dietas específicas para mejorar el desempeño reproductivo de la cabrilla sardinera en cautiverio.

2.6 Métodos para determinar el desarrollo gonadal

2.6.1 Clasificación macroscópica

La clasificación macroscópica para determinar el desarrollo gonadal se efectúa asignando a los individuos características que se pueden diferenciar a simple vista. Muchos de los esquemas de clasificación existentes se diseñaron para especies concretas, pero existen muy poca variación en el modelo de desarrollo gonadal en teleósteos y no se justifica la

proliferación de esquemas de maduración por especies. La mayor parte de ellas pueden ser clasificadas según una escala simple de cinco puntos: a) inmaduro (juvenil), b) maduración inicial, c) maduración avanzada, d) desove y e) pos-desove. En especies vivíparas la escala es más compleja, incluyendo los siguientes estadios: a) inmaduro (juvenil), b) maduración inicial, c) maduro-fertilizado, d) extrusión larvaria, e) pos-puesta y f) recuperación. Las especies vivíparas suelen además desarrollar mixopterigios (órganos copuladores), que permiten la identificación externa del sexo y en algunos casos de los estados de madurez en machos. En vivíparos matrotroáficos la complejidad de la escala es aún mayor: en machos es parecida a la de los teleósteos, pero en hembras hay que distinguir entre los estados de madurez del ovario (juvenil, maduración y maduro) y los del útero (desarrollo, diferenciación, gestante y postnatal). El método macroscópico es el más sencillo, barato y rápido, pero puede ser subjetivo y su precisión siempre es incierta. La maduración es un proceso continuo y su división en estados discretos de desarrollo es difícil, sobre todo en los estados de transición (West, 1990; Saborido-Rey, 2008).

2.6.2 Clasificación microscópica

La clasificación microscópica se basa en el análisis de cortes histológicos de gónadas. Produce información muy precisa del estado de desarrollo de los ovocitos, aunque la interpretación es a menudo confusa debido a las diferencias terminológicas entre los autores. En este tipo de análisis la estandarización terminológica es un aspecto fundamental y uno de los principales problemas. Dada la naturaleza progresiva del desarrollo de los ovocitos, es de esperar que el cambio del aspecto de los mismos sea gradual dentro de cada ovario y por tanto hay que determinar un criterio a adoptar para hacer una clasificación en estados. Sin embargo la secuencia es la misma en todas las especies. En la mayoría de los casos los ovarios se clasifican por el estado de desarrollo más avanzado presente, independientemente de su frecuencia. Otros autores basan la clasificación en los números relativos de cada uno de los tipos de ovocitos. Hasta la fecha, se considera que la primera opción es mucho más simple y más correcta, ya que la aparición de un tipo de ovocitos en

el ovario indica que ha entrado en un estado particular del desarrollo. Pero teniendo en cuenta que en casi todas las especies se desconoce la duración de cada estado, la asignación basada en las frecuencias de aparición de los tipos de ovocitos tiene una componente de subjetividad evidente (West, 1990; Saborido-Rey, 2008).

2.6.3 Ultrasonografía

En la actualidad se ha venido utilizando la ultrasonografía como una herramienta no invasiva que puede ser utilizada para evaluar la maduración gonádica en peces. Hasta la fecha ha sido utilizado para evaluar la maduración gonádica de varias especies de salmónidos como *Oncorhynchus kisutch*, *Salmo salar* y *Oncorhynchus mykiss*, y también en otras especies como *Hippoglossus hippoglossus* y *Gadus morhua*. Este método consiste en la obtención de imágenes de las gónadas de los peces previamente anestesiados a partir de señales acústicas que mandan las imágenes a un monitor de alta resolución donde pueden verse en tiempo real. Éste método también puede ser utilizado para seleccionar juveniles que en un futuro pasarán a formar parte del stock de reproductores de las granjas, ya que con ello se puede determinar con anticipación el sexo de los futuros reproductores (Martin-Robichaud y Rommens, 2001). Sin embargo, la evaluación de este tipo representa el tamaño de la gónada, similar al IGS, y no el estadio de desarrollo gonádico, que aun si están relacionados, no en todas las especies hay una correlación directa.

2.7 Tipos de desarrollo ovárico

De acuerdo con la distribución de tamaños de los ovocitos en el ovario, se han identificado los siguientes tipos de desarrollo (Wallace y Selman, 1981; Saborido-Rey, 2008):

Ovarios con desarrollo sincrónico: todos los ovocitos se desarrollan, maduran y ovulan al mismo tiempo sin que haya reemplazamiento a partir de estados previos de desarrollo. Este tipo de desarrollo es el que corresponde a las especies semelparas. La distribución de tallas de los ovocitos de uno de estos ovarios es unimodal. Ejemplos de este tipo de desarrollo son los salmones y el capelán.

Ovarios con desarrollo sincrónico por grupos: hay al menos dos grupos de tamaños de ovocitos presentes al mismo tiempo, siendo normalmente el grupo más avanzado el más homogéneo (unimodal). A medida que progresa el desarrollo de este último grupo se establece una distancia clara entre las distribuciones de tamaños de ambos grupos. El grupo de ovocitos de mayor tamaño corresponde a los huevos que potencialmente serán liberados durante ese ciclo reproductivo. Este tipo de desarrollo se presenta en especies como el bacalao, platija, limanda, fletán, etc.

Ovarios con desarrollo asincrónico: hay presencia simultánea de ovocitos en todos los estados de desarrollo. La distribución de tallas de los ovocitos en un ovario de este tipo es continua, excepto en el momento de la puesta en que se destacan por su tamaño los ovocitos hidratados, o bien puede presentar modas sucesivas pero sin separación entre ellas. El ejemplo típico son los peces clupeidos (sardinas y anchoas) y en general es propio de las especies de las zonas templadas. Hay que puntualizar que el hecho de que el periodo reproductivo sea largo no necesariamente implica múltiples puestas para cada hembra, sino que puede ocurrir también si existe una asincronía poblacional en el proceso de maduración individual.

2.8 Control ambiental de la reproducción en peces teleósteos

Como en el resto de los vertebrados, en los peces la función reproductora es esencial para la perpetuación de las especies y se puede definir como la capacidad de generar un número óptimo de gametos viables que promuevan la fertilización, soporten la embriogénesis y culminen con la eclosión de los huevos que a su vez, generarán la futura progenie (Carrillo

et al., 2009). El proceso reproductivo de los peces está regulado por una complicada red de señales internas y externas que inciden sobre el eje cerebro-pituitaria-gónada (Zohar y Mylonas, 2001).

Los peces, al ser animales poiquiloterms, muestran adaptaciones fisiológicas muy estrechas con el medio donde viven, exhibiendo ritmos biológicos diarios y estacionales que suelen estar en fase con los factores ambientales que también varían de forma diaria y estacional (Clark *et al.*, 2005). Entre estos factores están la luz, la temperatura, los fenómenos gravitacionales, la disponibilidad del alimento, la presencia de predadores, los compuestos químicos, entre otros (Carrillo *et al.*, 2009).

La gran capacidad adaptativa que exhiben los peces con su medio ambiente sólo es posible gracias a la mediación del cerebro que en primer lugar, integra la información que llega desde el exterior y en segundo lugar, la de las señales hormonales que tienen su origen en los órganos periféricos. En respuesta a estas señales periódicas, provenientes tanto del medio externo como del interno, el cerebro sintetiza y libera neuro-hormonas a partir de la hipófisis, las cuales también siguen unos patrones rítmicos bien definidos, que primero controlan la actividad de la glándula hipófisis y a través de ella al resto del sistema endocrino. De esta manera se establece un doble diálogo temporal, primero entre el cerebro y el medio ambiente externo y luego entre el cerebro y el medio ambiente interno del animal. El resultado final de este diálogo es una respuesta fisiológica de carácter periódico que afecta a los ritmos del animal tales como su actividad motora, nutricional y reproductora. En general, la actividad reproductora está restringida a épocas muy concretas del año que suelen ser las más favorables para la supervivencia de la especie (Carrillo *et al.*, 2009).

Las señales ambientales, como la temperatura y el fotoperiodo, como ya se mencionó anteriormente, son traducidas en señales hormonales que a su vez regulan los procesos de gametogénesis. La mayor parte de la información que se tiene acerca de las rutas que siguen dichas señales ambientales hace referencia al fotoperiodo. En este sentido, los ojos y la glándula pineal, el cual es el órgano fotorreceptor y que se encarga de la secreción de

melatonina, son las implicadas en la recepción de la información fótica y en su traducción en señales hormonales (Bromage *et al.*, 2001, Maitra *et al.*, 2006).

En las regiones tropicales, el fotoperiodo apenas varía a lo largo del año y la temperatura puede variar ligeramente, según se trate de la estación seca o la de lluvias. La tendencia de las especies tropicales es la de presentar un periodo dilatado de puestas o incluso una reproducción continua a lo largo del año. A pesar de eso, siempre se observan picos de puestas que generalmente están asociados con el incremento anual de la temperatura (Zanuy y Carrillo, 1987).

Varios estudios confirman que algunos peces teleósteos responden primero al cambio de la temperatura para regular sus ciclos reproductivos e influye de manera importante sobre las hormonas del sistema reproductivo (Bromage *et al.*, 2001; Zohar y Mylonas, 2001). La fluctuación de la temperatura permite el aumento o decremento de las respuestas hormonales (Reebs, 2002).

2.9 Acumulación de reservas bioquímicas en la reproducción de peces

Es necesario conocer los patrones de acumulación y utilización de las reservas de energía en reproductores silvestres ya que esto ayuda a evaluar la calidad y condición fisiológica de los organismos mantenidos en cautiverio (Smith y Paul, 1990; Craig *et al.*, 1999). Se ha observado que hay una acumulación de proteínas y lípidos en diferentes tejidos como músculo y tejido adiposo para el crecimiento somático y el mantenimiento de las funciones biológicas del organismo. En cambio, durante la fase reproductiva, se presenta una disminución en los niveles de dichas reservas, lo cual se ha asociado con que el animal debe movilizar sus reservas para obtener la energía necesaria para el crecimiento de la gónada (Montgomery y Galzin, 1993).

2.9.1 Proteínas

En los peces, las proteínas son fundamentales para el crecimiento y mantenimiento de sus funciones y son muy abundantes en el músculo, constituyendo entre un 65-75% de su peso corporal (peso seco). Las proteínas pueden ser hidrolizadas en aminoácidos, los cuales son utilizados principalmente para la formación de nuevas proteínas, aunque también son utilizados como fuente de energía (Wilson, 2002).

Las proteínas desempeñan un papel fundamental para la vida y son las biomoléculas más versátiles y más diversas, que entre otras propiedades, son imprescindibles para el crecimiento del organismo. Realizan una enorme cantidad de funciones diferentes, entre las que destacan: a) Estructural: ésta es la función más importante de una proteína, b) Inmunológica: los anticuerpos encargados de la defensa contra infecciones o agentes patógenos, c) Enzimática: casi todas las enzimas que catalizan reacciones químicas en los seres vivos son de naturaleza protéica, d) Contráctil: la actina y la miosina son los responsables finales del acortamiento de los músculos durante la contracción, e) Homeostática: muchas proteínas colaboran en el mantenimiento del pH, f) Receptores celulares, a las cuales se fijan moléculas capaces de desencadenar una respuesta determinada y g) Transporte: la hemoglobina y otras moléculas con funciones de transporte en la sangre, h) hormonales: reguladoras de un gran número de actividades celulares, entre otras (Devlin, 2004).

En los procesos de digestión y absorción de la proteína se requiere la producción de enzimas que regulan el proceso de digestión. En el estómago, la pepsina gástrica permite que las proteínas se hidrolicen a polipéptidos, oligopéptidos y pequeñas fracciones de aminoácidos. El páncreas libera proteasas pancreáticas que permiten la obtención del 30% de los oligopéptidos y el 70% de los aminoácidos. Las células intestinales, mediante aminopeptidasas, catalizan la hidrólisis de péptidos que contienen un pequeño número de aminoácidos, los cuales se hidrolizarán en el citoplasma de la célula mediante la acción de peptidasas intracelulares (Robaina y Schuchardt, 2009).

Para que éste proceso aporte el máximo rendimiento, tiene que haber una buena actividad hepática y pancreática así como digestiva. Los aminoácidos y péptidos asimilados son transportados por el sistema circulatorio a los diferentes órganos y tejidos, y al hígado a través del sistema porta-hepático, donde serán usados para sintetizar nuevas proteínas; o pasarán al sistema sanguíneo donde se unirán a otros aminoácidos y por el catabolismo de tejidos se producirá energía para la síntesis de proteína y otros compuestos nitrogenados; conjunto de reacciones metabólicas que conducen a la síntesis endógena de proteínas con actividad fisiológica y a la producción de energía (Houlihan *et al.*, 2002; Wilson, 2002).

Los aminoácidos en exceso son degradados en grupos ceto-ácidos (esqueletos de carbono) y amonio. Los ceto-ácidos pueden ser posteriormente usados para la síntesis de lípidos (lipogénesis), carbohidratos (glucogénesis), y también de aminoácidos no esenciales (Hepher, 1988). El producto final del catabolismo de las proteínas, amonio principalmente, es eliminado por el pez a través de las branquias (60%-90%), siendo el resto excretado por la orina, heces fecales y a través de la piel (Weatherley y Gill, 1987).

El contenido de proteína bruta en la dieta de reproductores de peces, influye sobre el crecimiento, la fecundidad, la viabilidad y la calidad de los huevos y en las malformaciones de las larvas, evidenciándose significativamente en los porcentajes de huevos flotantes y las tasas de eclosión en varias especies como el madai, *Pagrus pagrus* (Watanabe *et al.*, 1984), la dorada, *Sparus aurata* (Tandler *et al.*, 1995) y la lubina europea, *Dicentrarchus labrax* (Cerdá *et al.*, 1994). En el madai, se estimó que el nivel de proteína requerido en las dietas de reproductores era de 45%, ya que se observó que con las dietas con niveles más bajos a eso se incrementaban los niveles de insulina y se reducían los niveles de hormona liberadora de la gonadotropina (GnRH) y de estradiol durante la temporada de desove (Watanabe *et al.*, 1984).

Durante la maduración y crecimiento gonádico, los peces acumulan proteínas en particular en la gónada lo cual se traduce en un incremento en el tamaño y peso de la gónada (Tacon y Cowey, 1985).

2.9.2 Lípidos

Los lípidos constituyen un grupo químicamente diverso de compuestos cuya característica común y definitoria es su insolubilidad en el agua. Las funciones biológicas de los lípidos son igualmente diversas. En muchos organismos los triacilglicéridos son las principales formas de almacenamiento energético, mientras que los fosfolípidos y los esteroides constituyen a las membranas biológicas. Otros lípidos, en cantidades relativamente pequeñas, juegan papeles cruciales como co-factores enzimáticos, transportadores electrónicos, agentes emulsionantes, hormonas y mensajeros intracelulares (Sargent *et al.*, 2002).

Además, se ha demostrado que los lípidos son los componentes de las dietas de los reproductores que más afectan la composición de los huevos e incluso son considerados como los factores dietéticos principales que determinan la reproducción exitosa y la supervivencia de la progenie (Álvarez-Lajonchere, 2006). Por ejemplo, en el sigano, *Siganus guttatus*, se incrementó la fecundidad y la eclosión con un incremento del nivel de lípidos en las dietas de los reproductores de 12% a 18% (Duray, *et al.*, 1994).

2.9.3 Triglicéridos

Los lípidos más sencillos obtenidos a partir de los ácidos grasos son los triacilglicéridos, o triglicéridos. Los triacilglicéridos están compuestos de tres ácidos grasos y un glicerol (Berg *et al.*, 2010). Se sintetizan principalmente en el hígado y en el tejido adiposo (adipocitos) donde este proceso es más activo y de mayor relevancia metabólica. En el hígado, la síntesis de triglicéridos está normalmente asociada a la secreción de lipoproteínas que es la forma de transporte a otros tejidos (Devlin, 2004).

Los peces almacenan triglicéridos en hígado, músculo y en depósitos grasos subcutáneos de la cavidad abdominal, frecuentemente asociados con el intestino y los ciegos pilóricos. Los triglicéridos almacenados en estos tejidos son hidrolizados por lipasas que liberan a los ácidos grasos que posteriormente son transportados a otros tejidos donde son utilizados para generar energía metabólica en forma de ATP por medio de la β -oxidación de los ácidos grasos, proceso que tiene lugar dentro de las mitocondrias (Sargent *et al.*, 2002).

En los peces, los triacilglicéridos son la principal fuente de energía, ya que a partir de ellos obtienen más del doble de la energía que pueden obtener de los carbohidratos. Esto se debe a que los carbonos que componen a los ácidos grasos están menos reducidos que los de los azúcares, por lo que liberan más energía. Además se acumulan en forma anhídrica, por lo que ocupan menos espacio por unidad de energía producida (Sargent, 1995).

2.9.4 Ácidos grasos

Un ácido graso es un lípido formado por una larga cadena hidrocarbonada lineal, de número par de átomos de carbono en los animales, en cuyo extremo hay un grupo carboxilo (Devlin, 2004). Los ácidos grasos pueden clasificarse en términos de su grado de saturación. Existen ácidos grasos que no tienen insaturaciones dentro de su cadena (ejemplo: 18:0) y se conocen como ácidos grasos saturados (SFA, en su abreviatura en inglés). Hay ácidos grasos con solo una insaturación en su cadena (ejemplo: 18:1n-9) y son conocidos como ácidos grasos monoinsaturados (MUFA, en su abreviatura en inglés). Los ácidos grasos con dos o más insaturaciones en su cadena, son conocidos como ácidos grasos poliinsaturados (PUFA, en su abreviatura en inglés). Los ácidos grasos con más de cuatro insaturaciones generalmente se conocen como ácidos grasos altamente insaturados (HUFA, en su abreviatura en inglés) (Nichols, 2004).

Los seres vivos tienen la capacidad de sintetizar ácidos grasos *de novo*, adicionando o removiendo unidades de acetyl y la capacidad para producir MUFA de 16:1n-7 y 18:1n-9

por desaturación y sus respectivas formas saturadas (Glencross, 2009). Sin embargo, la síntesis de ciertos ácidos grasos como el ácido linoleico (18:2n-6) y el ácido linolénico (18:3n-3) a partir del sistema de enzimas desaturasas no se puede llevar a cabo, por lo que dichos ácidos grasos son considerados como esenciales (Watanabe, 1982) y se cree que esta deficiencia radica principalmente en la deficiencia de la Δ^5 ácido graso desaturasa (Tocher *et al.*, 1989; Tocher y Sargent, 1990). Esas limitaciones tienen importantes implicaciones para la síntesis de ácidos grasos esenciales en los animales acuáticos y sus eventuales requerimientos nutricionales (Glencross, 2009).

Se ha demostrado, que los ácidos grasos desempeñan un papel muy importante en la regulación de la reproducción de muchos animales acuáticos (Sargent *et al.*, 1999; Bell y Sargent, 2003). Los peces marinos en particular, depositan una cantidad significativa de PUFA n-3 en los fosfoglicéridos que forman parte de los huevos, los cuales son de mucha importancia para el desarrollo neural de los embriones (Sargent *et al.*, 1995, 1997, 1999). Un estudio sobre el contenido de ácidos grasos no esterificados en el plasma de reproductores silvestres de salmón del Atlántico, demostró que hay una marcada reducción de éstos ácidos grasos y al mismo tiempo se observa un rápido incremento en el índice gonadosomático, lo que significa que fueron depositados en las gónadas (Booth *et al.*, 1999). Así mismo, los ácidos grasos monoinsaturados no son transferidos a los huevos, sino que son catabolizados como fuente de energía para la producción de proteínas y fosfolípidos constituyentes del vitelo (Sargent *et al.*, 1995).

En general, el contenido de ácidos grasos en gónadas y huevos de peces, están influidos por el contenido de éstos en las dietas de los reproductores, como se ha demostrado en el madai (Watanabe *et al.*, 1994), la dorada (Fernández-Palacios *et al.*, 1995), la lubina (Navas *et al.*, 1996) y los jureles (Watanabe y Vassallo-Agius, 2003). Especialmente los PUFA de la serie n-3 como el ácido docosahexaenoico (DHA; 22:6n-3) y el ácido eicosapentaenoico (EPA; 20:5n-3) que regulan la producción de prostagandinas, que toman parte en diversos procesos reproductivos, incluida la producción de esteroides, el desarrollo gonadal y la ovulación y pueden actuar como feromonas que estimulan la conducta sexual y sincronizan a ambos sexos en el desove y por lo tanto influyen directamente sobre la fertilización

(Sorensen et al., 1988). También se ha reconocido al ácido araquidónico (20:4n-6) como un ácido graso esencial en los procesos reproductivos, ya que también aporta el material básico para la formación de esteroides y prostaglandinas en la maduración final (Bell, et al., 1997) y además es importante para el crecimiento y desarrollo de juveniles (Navas *et al.*, 1997).

Se ha visto un alto contenido de PUFA n-3 en huevos de alta calidad y se incorporan a ellos más eficientemente durante la vitelogénesis (Watanabe y Kiron, 1995; Navas *et al.*, 1997). Se ha demostrado también que los PUFA son requeridos en altos niveles para el desarrollo y crecimiento de larvas de peces marinos (Sargent, 1995). Sin embargo, se ha demostrado también que niveles excesivamente altos de PUFA n-3 en las dietas de reproductores, reducen el porcentaje de fecundidad en la dorada a pesar de un incremento de éstos ácidos grasos en los huevos (Álvarez-Lajonchere, 2006).

2.9.5 Colesterol

El colesterol pertenece a un amplio grupo de moléculas denominadas esteroides, que incluye varias sustancias de importancia biológica. El colesterol procede de dos fuentes principales: la alimentación y la síntesis *de novo*. Cuando hay suficiente aporte de colesterol por la alimentación, se inhibe la síntesis *de novo*. La biosíntesis de colesterol se estimula cuando el aporte de la alimentación es pobre en esta sustancia y aunque muchos tejidos son capaces de sintetizar el colesterol, es el hígado el órgano principal donde se lleva a cabo dicha síntesis (McKee y McKee, 2003).

El colesterol es el precursor para la síntesis de muchas hormonas esteroideas (andrógenos y estrógenos, entre otras), siendo la gónada de los peces el principal órgano implicado en dicha síntesis. Una característica general de las hormonas esteroideas es que no se almacenan para su liberación tras la síntesis; en consecuencia, la concentración de una hormona circulante se controla fundamentalmente mediante su tasa de síntesis, la cual está a menudo bajo el control final de señales procedentes del cerebro, principalmente de las

células del hipotálamo en respuesta a los estímulos procedentes del sistema nervioso central (Carrillo *et al.*, 2009).

3. JUSTIFICACIÓN

La descripción del ciclo reproductivo en el medio natural, principalmente en los aspectos relacionados con la maduración gonádica y su relación con la temperatura y el fotoperiodo en la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea*, generará el conocimiento necesario que servirá de base para proponer esquemas de manejo de reproductores en cautiverio y con ello lograr su reproducción controlada.

Así mismo, con el conocimiento de la composición bioquímica en diferentes tejidos de los reproductores silvestres durante un ciclo reproductivo, nos servirán como referencia para conocer el estado nutricional de los reproductores mantenidos en cautiverio, lo cual es de gran importancia para la correcta formulación de dietas en función de las necesidades nutricionales del organismos en cada una de las diferentes etapas del ciclo reproductivo, principalmente de aquellos parámetros que están más relacionados con los procesos de maduración y reproducción como son las proteínas, los triglicéridos, el colesterol y los ácidos grasos.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Describir el ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea*, así como su composición bioquímica en el medio natural, con el fin de aportar conocimiento básico que ayude a proponer esquemas de manejo de reproductores en cautiverio.

4.2 Objetivos específicos

- Establecer las etapas del ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera en el medio natural, mediante el análisis histológico de gónadas, la estimación de diversos índices somáticos como el factor de condición (K), el índice gonadosomático (IGS), el índice hepatosomático (IHS) y el índice de grasa visceral (IGV) y el seguimiento de las variaciones en las de temperatura y fotoperiodo.
- Describir la composición bioquímica (proteínas, triglicéridos, colesterol y ácidos grasos) de reproductores silvestres de cabrilla sardinera a lo largo de su ciclo reproductivo en gónada, hígado, músculo y plasma.
- Relacionar los índices somáticos y los parámetros bioquímicos evaluados en los reproductores silvestres de cabrilla sardinera, con la temperatura y fotoperiodo.

5. HIPÓTESIS

El análisis histológico de las gónadas nos permitirá determinar el patrón de desarrollo gonádico que presenta la cabrilla sardinera en el medio natural, y junto con la estimación de los diversos índices somáticos y el seguimiento de las condiciones de temperatura y fotoperiodo a través de un año, se podrá determinar el inicio de la maduración gonádica, la época y duración de la temporada de desove y las condiciones ambientales en las que se llevan a cabo. Así mismo, los cambios en el desarrollo gonádico a lo largo del año, se reflejarán en cambios bioquímicos en los reproductores de cabrilla sardinera que también ayudarán a caracterizar las etapas del ciclo reproductivo. Finalmente, debido a que la temperatura y fotoperiodo son dos de los principales factores que regulan la estacionalidad de la reproducción en los peces, se espera que estén altamente correlacionados con las variaciones en los índices somáticos y de los parámetros bioquímicos de los reproductores silvestres de cabrilla sardinera.

6. MATERIALES Y MÉTODOS.

6.1 Colecta de reproductores de cabrilla sardinera, *M. rosacea*

Se colectaron reproductores de cabrilla sardinera de mas de 20 cm de longitud total en varios puntos entre San Evaristo y la Isla San José, al Norte de la Bahía de La Paz en el Golfo de California, México, de Marzo de 2008 a Febrero de 2009 (Figura 6). La temperatura del agua se tomó en los lugares de muestreo y a partir del sitio web: <http://www.coastwatch.noaa.gov>. Los datos de fotoperiodo para el área de estudio se obtuvieron de la página web: <http://www.usno.navy.mil/USNO/astronomical-applications/data-services/rs-one-day-world>

Las cabrillas fueron capturadas utilizando líneas con anzuelos y sardina viva como carnada. Todos los individuos fueron sacrificados inmediatamente después de haber sido capturados y se les extrajeron la gónada y el hígado en ese momento.

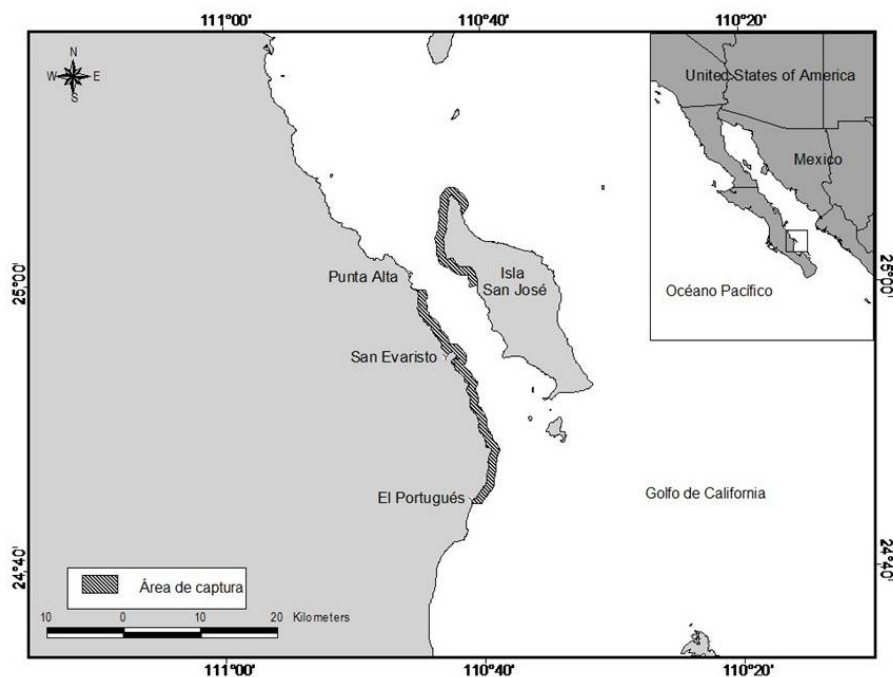


Figura 6. Mapa del área de captura de reproductores silvestres de *M. rosacea*.

6.2 Índices somáticos

Al llegar a la playa, se registró la longitud total (mm) con un ictiómetro, el peso corporal de los organismos ya eviscerados con una balanza de reloj (COR, Modelo C-15). También se registró el peso de la gónada, el peso del hígado y el peso de la grasa visceral de cada individuo con una balanza portátil (OHAUS, Modelo SP601) y con ello se estimaron los siguientes índices somáticos:

$$\text{Factor de condición } (K) = (W_t/L_t^3) \times 100 \quad (1)$$

$$\text{Índice gonadosomático } (IGS) = (W_g/W_t) \times 100 \quad (2)$$

$$\text{Índice hepatosomático } (IHS) = (W_h/W_t) \times 100 \quad (3)$$

$$\text{Índice de grasa visceral } (IGV) = (W_{vf}/W_t) \times 100 \quad (4)$$

Donde: W_t es el peso total del pez (g), L_t es la longitud total (mm), W_g es el peso de la gónada (g), W_h es el peso del hígado (g) y W_{vf} es el peso de la grasa visceral.

6.3 Desarrollo gonádico

Los ovarios y los testículos fueron procesados utilizando técnicas histológicas estándar (Thomas y Donald, 1988) para determinar los tipos celulares, la variabilidad anual y los estadios de desarrollo gonádico. Las gónadas se fijaron en solución Davidson AFA (ácido acético, formalina y etanol) y después se pasaron por un proceso de deshidratación bajo diferentes concentraciones de etanol y se embebieron en parafina. Se hicieron cortes de 4 μm de grosor por medio de un micrótopo (Leica RM 2155 ®) y finalmente fueron montados y teñidos con hematoxilina-eosina de Harris.

La abundancia relativa de cada estadio de desarrollo de ovocitos, se determinó contando el tipo de células encontradas dentro de un área total de 11.2 mm² en cada ovario. El área total estuvo integrada por nueve áreas de 1.24 mm² seleccionadas al azar de cada lóbulo de las gónadas (Maldonado-García *et al.*, 2005). Se hicieron observaciones en un microscopio óptico (OLYMPUS Bx4, MediaCybernetics ®). Se capturaron imágenes utilizando una cámara digital (cool SNAP-Pro colour MediaCybernetics ®) montada sobre el microscopio y las imágenes fueron procesadas con el software Image-Pro Plus versión 5.0 (MediaCybernetics ®).

Se determinó el área de los ovocitos para los cinco estadios de desarrollo por medio del software Sigma Scan Pro versión 5.0 (1987-1999 SPSS Inc ®). Se calculó el diámetro teórico utilizando la siguiente fórmula (Briarty, 1975; Saout *et al.*, 1999):

$$\text{Diámetro teórico (DT)} = \sqrt{4A/\pi} \quad (5)$$

Donde: A es el área del ovocito (μm^2).

6.4 Análisis bioquímicos

De los ejemplares capturados, se obtuvieron muestras de sangre, hígado, gónada y músculo para llevar a cabo los análisis bioquímicos. Todas las muestras fueron transportadas en hielo hasta el Laboratorio de Bioquímica Fisiológica del CIBNOR. Las muestras de sangre fueron centrifugadas a 4000 r.p.m. por 5 minutos a -4°C para la obtención de plasma y junto con las de tejidos, se guardaron en un ultracongelador a -70°C hasta su análisis.

Previo al inicio de los análisis, las muestras de tejido (hígado, gónada y músculo) fueron liofilizadas, pulverizadas y se tomó un peso aproximado de 0.02 gr de cada una. Una vez pesadas, las muestras de tejido fueron re-hidratadas con solución fisiológica (1 ml de NaCl

0.9% + 0.1 g de muestra) y se les agregó una pizca de arena sílica para posteriormente ser homogeneizadas en un Homogenizador FAST-PREP por 10 segundos. Finalmente, las muestras de tejido fueron digeridas por dos horas con NaOH 0.1N (10 μ l de muestra + 90 μ l de NaOH 0.1N). Las muestras de plasma fueron diluidas en agua destilada (1:100 v:v).

6.4.1 Proteínas

Para la medición de proteínas se siguió el método de Bradford modificado para microplaca por Racotta y Hernández-Herrera (2000), que se basa en la reacción de los grupos amino libres con el colorante azul de Cromassie en presencia de ácido fosfórico y metanol. El complejo formado por la proteína de la muestra y el colorante provoca un desplazamiento en la absorción máxima del colorante desde 465 a 595 nm. La absorción es proporcional a la concentración de proteína.

Se pusieron 10 μ l tanto de plasma como del digerido de tejido en tubos de vidrio y se agregó 1 ml de reactivo de Bradford; se dejó reaccionar durante cinco minutos y luego se tomaron 100 μ l del producto de reacción y se pusieron en microplacas de ELISA para realizar su lectura en un espectrofotómetro de placas (Termo Multiskan spectrum) a 595 nm. Se utilizó una solución estándar con una concentración de 2 mg/ml de albúmina bovina, la cual se diluyó en proporción 1:2 en solución salina hasta tener concentraciones, de 2.0, 1.0, 0.5, 0.25, 0.125 y 0.0625 mg ml⁻¹ de proteína y solución salina como blanco.

6.4.2 Triglicéridos

Para el análisis de triglicéridos, se utilizó una prueba enzimática colorimétrica GPO-Trinder (Randox Ltd., Crumlin, Co, Antrim, UK), en la cual, los triglicéridos son hidrolizados por medio de lipasas hasta glicerol y ácidos grasos libres. Posteriormente, el glicerol es oxidado hasta dihidroxiacetonafosfato que produce un compuesto colorido llamado quinoimena y que está formado por peróxido de hidrógeno, 4-aminofenazona y 4-clorofenol, bajo la influencia de una peroxidasa el cual es directamente proporcional a la concentración de triglicéridos presentes en las muestras.

Se tomaron alícuotas de plasma y del homogeneizado de tejidos de 10 μ l y se pusieron en microplacas de ELISA, luego se les agregaron 200 μ l de solución reactiva y se incubaron durante 10 minutos; pasado ese tiempo se realizó la lectura en un espectrofotómetro de placas (Termo Multiskan spectrum) a una absorbancia de 540 nm. También se utilizó una solución estándar con una concentración de triglicéridos de 200 mg/dl, con la cual se prepararon diluciones en proporción 1:2, en 1 ml de solución diluyente, quedando concentraciones de 200, 100, 50, 25, 12.5, 6.25 y 3.125 mg/dl de triglicéridos. Se utilizó solución salina.

6.4.3 Colesterol

Para los análisis de colesterol también se utilizó prueba enzimática colorimétrica CHOD-PAP (Randox Ltd., Crumlin, Co, Antrim, UK), con el cual el colesterol y sus ésteres son separados de las lipoproteínas por medio de detergentes. Los ésteres de colesterol son hidrolizados por la enzima colesterol esterasa. Posteriormente, el colesterol libre es oxidado por la enzima colesterol oxidasa, produciéndose peróxido de hidrógeno el cual reacciona con el 4-amino-antipirina y el fenol en presencia de peroxidasa, produciéndose un compuesto coloreado cuya concentración es directamente proporcional al contenido de colesterol en las muestras.

Se tomaron alícuotas de plasma y del homogeneizado de tejidos de 10 μl y se pusieron en microplacas de ELISA, luego se les agregaron 200 μl de solución reactiva y se incubaron durante 10 minutos; pasado ese tiempo se realizó la lectura en un espectrofotómetro de placas (Termo Multiskan spectrum) a una absorbancia de 540 nm. Se utilizó una solución estándar con una concentración de colesterol de 200 mg/dl, con la cual se prepararon diluciones en proporción 1:2, en 1 ml de solución diluyente, quedando concentraciones de 200, 100, 50, 25, 12.5, 6.25 y 3.125 mg ml^{-1} de colesterol. Se utilizó solución salina.

Las concentraciones de los parámetros bioquímicos mencionados anteriormente se calcularon de la siguiente manera tanto para plasma como para tejidos:

$$[Mp] = \frac{(Abs)}{m} \quad (6)$$

$$[Mt] = \frac{(Abs)}{(ml)(w)} \quad (7)$$

Donde: $[Mp]$ es la concentración del parámetro bioquímico medido en plasma (mg/ml); $[Mt]$ es la concentración del parámetro bioquímico medido en tejidos (mg/g); Abs es la lectura de la absorbancia de la solución de la muestra; m es la pendiente de la curva del estándar y w es el peso de las muestras de tejido.

6.4.4 Ácidos grasos

Los análisis de ácidos grasos solo se realizaron para las muestras de hígado y gónada. A las muestras con solución Folch se les agregó 1 ml de BHT (Butil hidroxitolueno) para evitar la oxidación de los lípidos; posteriormente, las muestras fueron sonicadas por tres ciclos de 15 minutos en baño de hielo y se mantuvieron en refrigeración a 4 °C por 24 horas protegidos de la luz para favorecer la extracción de los lípidos totales.

Después de las 24 horas se extrajo el sobrenadante y se hicieron dos lavados a la biomasa residual con la solución Folch, se agregó 1 ml de agua destilada para favorecer la formación de una fase lipídica y una acuosa, de la cual solo se recuperó la primera y posteriormente fue secada con nitrógeno gaseoso (N₂).

Para la esterificación de los ácidos grasos, se adicionaron 2.5 ml de ácido clorhídrico metanólico HCl:CH₃OH (5%, v/v) y se derivatizaron por 2.5 horas a 85 °C (Sato y Murata, 1988). Los ácidos grasos metil esterificados (FAME) obtenidos de la derivatización, se extrajeron con 1 ml de hexano (C₆H₁₂) grado HPLC, repitiendo este paso dos veces para una mejor extracción. Una vez obtenido el hexano se lavó con 2 ml de agua destilada 3 veces, después del tercer lavado se recuperó el hexano. Se secó el extracto de hexano que contiene los FAME con nitrógeno gaseoso. Por último se re-suspendió en un volumen conocido de hexano para hacer los cálculos posteriores de la concentración de los FAME en las muestras analizadas y se colocaron viales de 2 ml para su inyección en el cromatógrafo.

La determinación del perfil de ácidos como esteres metílicos se realizó en un cromatógrafo de gases GC/MS (VARIAN CP-3800 1200 QUADRUPOLE MS), acoplado a detector de espectro de masas con un rango de masas de 45-450 m z⁻¹ (masa/carga), empleando una columna capilar de sílice fundida empacada con 2-polietilenglicol como fase estacionaria de 30 m de longitud, 0.25 mm diámetro interno y 0.25 µm espesor de film (Supelco Omegamax™ 250). El gas transportador fue helio a un flujo de 0.9 ml·min⁻¹. La temperatura inicial fue de 110°C por 3.3 minutos, después sube a una tasa de 30°C·min⁻¹ hasta 165°C

donde se mantiene por 2 minutos y sube $2.2^{\circ}\text{C min}^{-1}$ hasta 200°C manteniéndose 25 minutos. El retraso del solvente es de 3.3 minutos. La temperatura del inyector y del detector fue de 250 y 260°C respectivamente. La inyección fue sin división de flujo.

Los ácidos grasos presentes en las muestras fueron identificados por comparación de los espectros de masas con los espectros contenidos en la base de datos de espectros de masas WIST/NBS. Esta identificación fue confirmada por: a) Interpretación de metil-ésteres de ácidos grasos conocidos a través de la búsqueda de iones como $\text{M}^{+}-31$, $\text{M}^{+}-43$, $\text{M}^{+}-74$ y b) Comparación de los tiempos de retención de los picos en las muestras con los tiempos de retención de un patrón comercial de 37 estándares de metil-ésteres de ácidos grasos poli-insaturados (catálogo Supelco 47885-U).

El análisis de los datos se realizó mediante el software del equipo GC-MS PC Workstation, siendo expresados los resultados como porcentaje de área de acuerdo al total de los ácidos grasos identificados.

6.5 Análisis estadístico

Las diferencias en la proporción de sexos se verificaron por medio de pruebas de χ^2 con factor de corrección de Yates. Los resultados de los índices somáticos (GSI, HSI y FVI) fueron expresados como porcentajes y se transformaron por medio del arco-seno de la raíz cuadrada. Posteriormente, se realizó un análisis de varianza de una sola vía (ANOVA) para la comparación de medias de los índices somáticos y pruebas de Duncan para determinar las diferencias significativas entre éstos durante los meses de muestreo ($P < 0.05$), analizando por separado los sexos.

Para los análisis bioquímicos se realizaron análisis de varianza una vía para determinar cambios en los parámetros bioquímicos en función de las épocas reproductivas ($P < 0.05$).

Las medias de los parámetros que presentaron diferencias significativas fueron posteriormente analizados utilizando pruebas de Duncan ($P < 0.05$).

Se realizaron pruebas de correlación de Pearson ($P < 0.05$; $r \geq 0.5$) para los siguientes datos: (1) entre los diferentes índices somáticos, (2) entre los índices somáticos y parámetros físicos registrados (Temperatura y Fotoperiodo), (3) entre los índices somáticos registrados en las hembras con el diámetro medio y máximo de ovocitos, (4) entre los índices somáticos con los distintos parámetros bioquímicos medidos en los diferentes tejidos analizados, (5) entre los parámetros bioquímicos con los parámetros físicos, (6) entre los parámetros bioquímicos registrados en las hembras con el diámetro medio y máximo de ovocitos, (7) entre los ácidos grasos con la temperatura y el fotoperiodo, (8) entre los distintos ácidos grasos determinados tanto en hígado como en gónada y (9) entre los ácidos grasos registrados en las gónadas femeninas y el diámetro medio y máximo de ovocitos.

Los análisis se realizaron utilizando el software XLSTAT versión 7.5.2 para Windows (1995-2004 Addinsoft ®) y las gráficas se elaboraron con el software Sigma Plot versión 11.0 para Windows (2008 Systat Software Inc. ®).

7. RESULTADOS

7.1 Tallas, pesos y proporción de sexos

Se colectaron un total de 197 cabrillas sardineras, de las cuales 146 fueron hembras (74.1%), 41 fueron machos (20.8%), nueve individuos fueron clasificados como bisexuales inmaduros (4.6%) y se encontró un individuo en proceso de cambio de sexo (0.51%) con una longitud de 405 mm y 725 g de peso corporal. Se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) en la longitud total y el peso corporal de las cabrillas sardineras capturadas, siendo los machos significativamente más grandes y pesados que las hembras y los individuos bisexuales inmaduros (Figura 7).

La proporción total de sexos fue de 3.6:1.0 (hembras a machos), mostrando diferencias significativas ($\chi^2 = 3.84$, g.l. = 1, $P < 0.05$) de la proporción esperada de 1:1. El análisis estadístico (χ^2) por mes reveló que durante los primeros seis meses de muestreo (de Marzo a Septiembre de 2008) no se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) con respecto a la proporción de sexos (Tabla I). En Agosto y Noviembre de 2008, no se capturaron machos. Mientras que en el análisis por clases de longitud, se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) en las clases de 280-322 mm, 333-385 mm, 386-438 mm, 545-597 mm y 598-650 mm, siendo las hembras más abundantes dentro de esas clases. En las clases más altas de 651-703 mm y 704-756 mm, solamente se registraron machos (Tabla II).

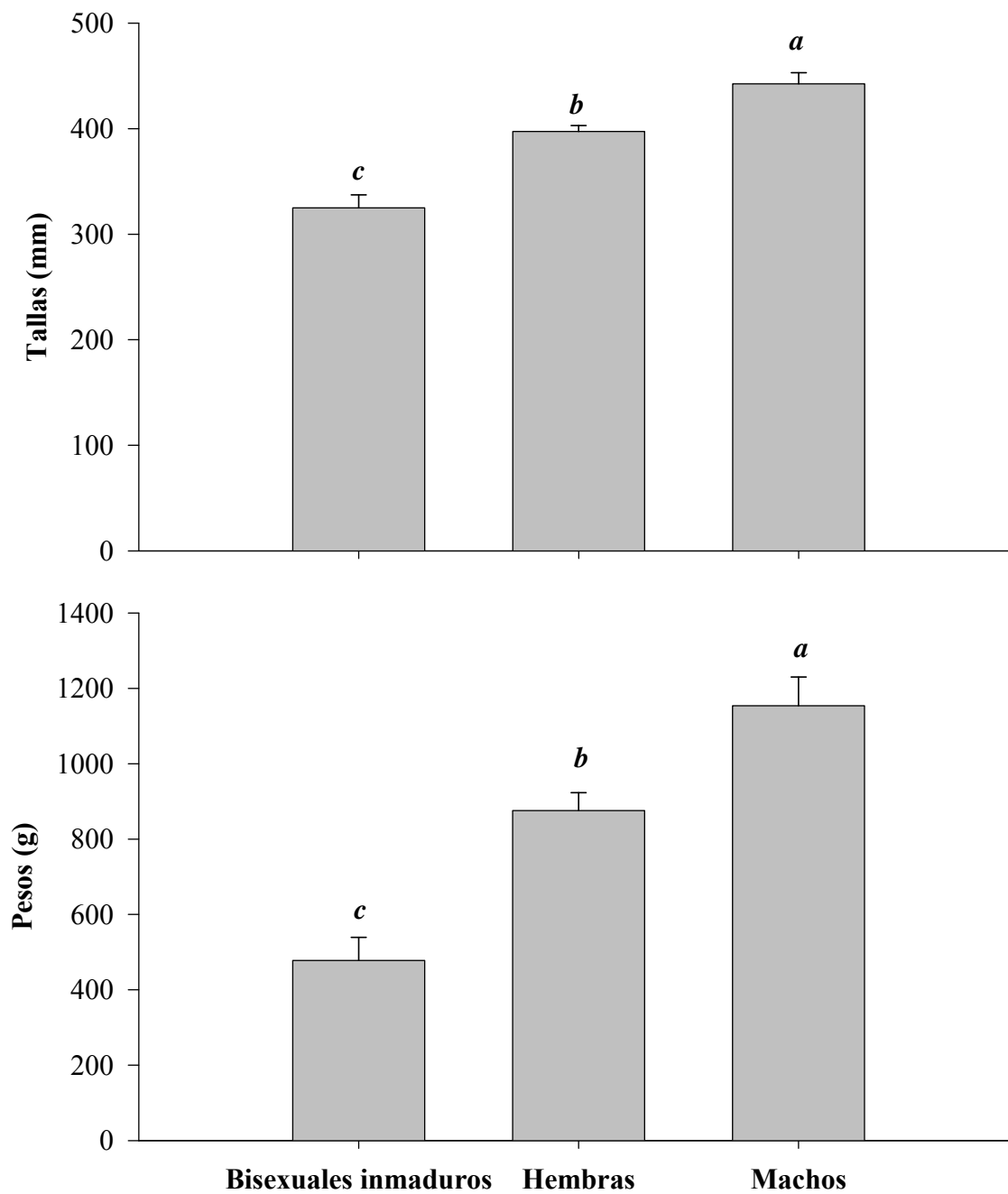


Figura 7. Diferencias en la longitud total (mm) y peso corporal (g) entre individuos bisexuales inmaduros ($n=9$), hembras ($n=146$) y machos ($n=41$) de *M. rosacea*. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$).

Tabla I. Proporción de sexos y valores de χ^2 con factor de corrección de Yates en *M. rosacea*, de Marzo de 2008 a Febrero de 2009. * significa diferencias significativas de la proporción 1:1 ($P < 0.05$).

Meses	Hembras	Machos	Total	χ^2	Proporción (H:M)
Marzo	7	3	10	1.2	2.3:1.0
Abril	8	2	10	3.0	4.0:1.0
Mayo	9	5	14	0.9	1.8:1.0
Junio	8	10	18	0.3	0.8:1.0
Julio	9	11	20	0.3	0.8:1.0
Agosto	17	0	17		
Septiembre	14	1	15	10.4	14.0:1.0*
Octubre	12	2	14	6.4	6.0:1.0*
Noviembre	18	0	18		
Diciembre	14	1	15	10.4	14.0:1.0*
Enero	17	2	19	11.1	8.5:1.0*
Febrero	13	4	17	4.2	3.2:1.0*
Total	146	41	187	45.2	3.6:1.0

Tabla II. Proporción de sexos y valores de χ^2 con factor de corrección de Yates por clase de longitud en *M. rosacea*, de Marzo de 2008 a Febrero de 2009. * significa diferencias significativas de la proporción 1:1 ($P < 0.05$).

Longitud total (mm)	Hembras	Machos	Total	χ^2	Proporción (H:M)
280-332	31	3	34	22.2	10.3:1.0*
333-385	64	6	70	47.2	10.7:1.0*
386-438	24	7	31	8.8	3.4:1.0*
439-491	13	10	23	0.3	1.3:1.0
492-544	10	9	19	0.0	1.1:1.0
545-597	3	1	4	0.6	3.0:1.0*
598-650	1	2	3	0.8	0.5:1.0*
651-703		1	1		
704-756		2	2		
Total	146	41	187	79.9	3.56:1.0

7.2 Desarrollo gonádico

7.2.1 Desarrollo ovárico

Con base en las imágenes obtenidas, se identificaron cinco estadios de desarrollo ovárico, de acuerdo a los criterios establecidos por Wallace y Selman (1988): I) Crecimiento primario (diámetro medio=40.5 μm), con tres estadios de ovocitos: nucléolo cromatina, perinucleolo temprano y perinucleolo tardío, II) Crecimiento secundario (diámetro medio=163.4 μm), compuesto por ovocitos con alveolos corticales e inclusiones lipídicas, III) Vitelogénesis (diámetro medio=368.3 μm) que comprende a ovocitos con granulos de vitelo primarios y secundarios, IV) Maduración final (diámetro medio=624.25 μm) con ovocitos en estadio de nucleo migrado e hidratados y V) Desovado (Tabla III) (Figuras 8 y 9).

7.2.2 Desarrollo testicular

En machos, se propusieron tres estadios de desarrollo testicular, de acuerdo al tipo de célula espermática más avanzada que se encontró y con base en los criterios establecidos por Erisman *et al.* (2008): I) Regresión, II) Maduro y III) Gastado (Tabla IV) (Figuras 10).

7.2.3 Bisexual inmaduro

Se encontraron 9 individuos bisexuales inmaduros en Marzo ($n=1$), Mayo ($n=3$), Octubre ($n=1$) y Diciembre ($n=1$) del 2008 y Enero ($n=1$) y Febrero ($n=2$) del 2009. Las gónadas fueron pequeñas y compactas con una pared delgada. Las lamelas gonádicas estuvieron constituidas principalmente por ovocitos en crecimiento primario y áreas dispersas de espermatogonias y espermatocitos (Figura 11). Por lo tanto, no hubo evidencia de una maduración sexual previa.

7.2.4 Transición sexual

En Julio de 2008, poco después del periodo de desove, se capturó un pez con evidencia de cambio de sexo (305 mm LT y 325 g). Los análisis histológicos mostraron la presencia de ovocitos atrésicos y folículos pos-ovulatorios degradados, así como también tejido espermatogénico en los primeros estadios de desarrollo, principalmente espermatocitos (Figura 12). Tales características se observan en las especies hermafroditas protogínicas.

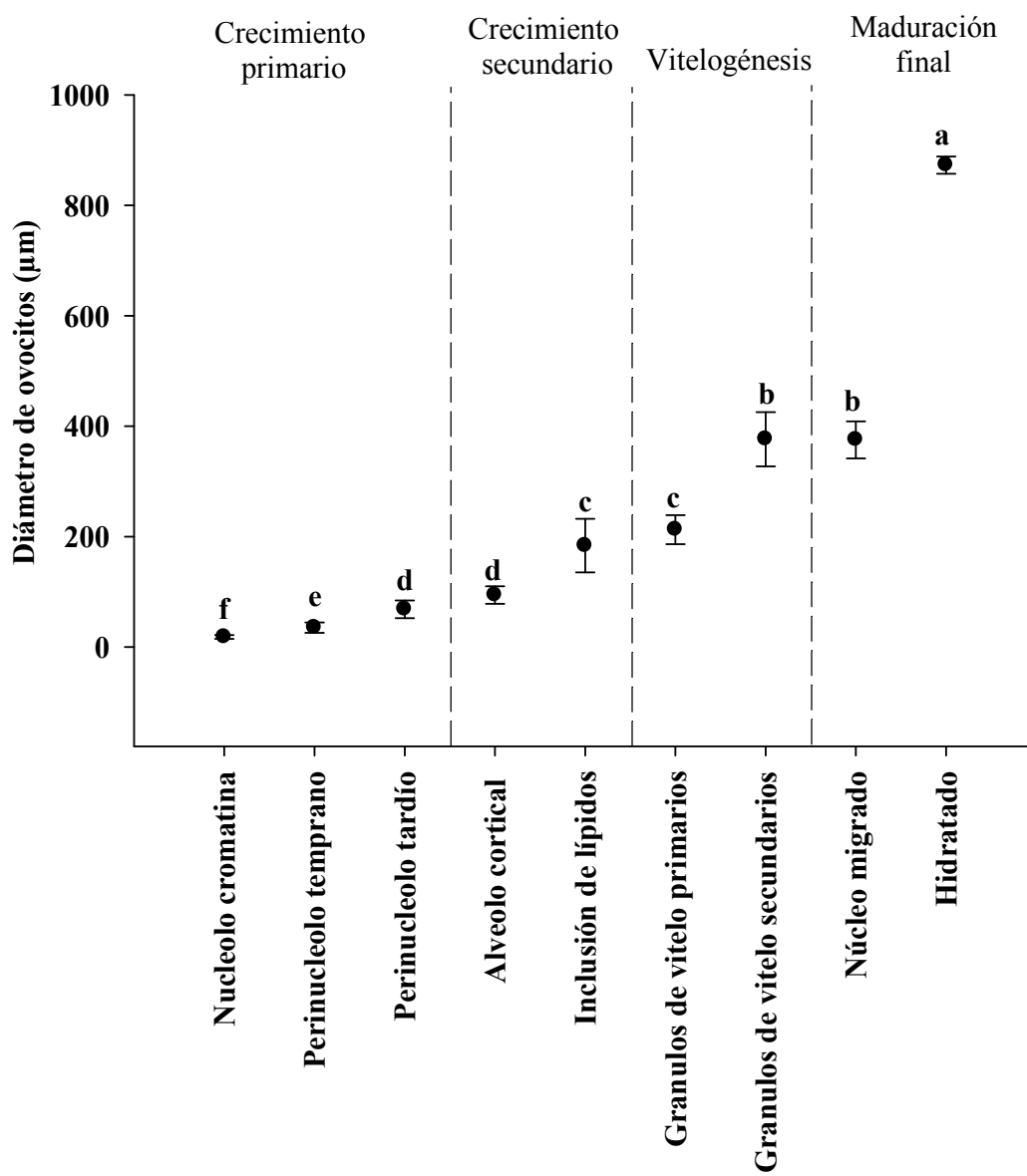


Figura 8. Diámetro de ovocitos encontrados en cada estadio de desarrollo ovárico de *M.rosacea*.

Tabla III. Descripción de los estadios de desarrollo ovárico, de acuerdo a Wallace y Selman (1988) y diámetro de ovocitos.

Estadios de desarrollo ovárico	Estadios de ovocitos	Descripción	Diámetro $\mu\text{m} \pm \text{E.S.}$
I) Crecimiento primario	Nucleolo cromatina	Núcleo en el centro del ovocito con un gran nucleolo en él, escaso citoplasma basófilo alrededor del núcleo.	18.1 \pm 0.3
	Perinucleolo temprano	Núcleo con un nucleolo grande y varios nucléolos pequeños, citoplasma fuertemente basófilo aún.	35.0 \pm 0.9
	Perinucleolo tardío	Núcleo con nucléolos en la periferia interior del mismo, citoplasma menos basófilo.	68.3 \pm 1.6
II) Crecimiento secundario	Alveolos corticales	Son las primeras estructuras que se pueden observar en el ovoplasma, se tiñen de color rosa malva. Inicialmente aparecen como minúsculas gotas en la periferia del ovocito, pero gradualmente se extienden hacia el núcleo y se vuelven más grandes. A parte del incremento del tamaño del ovocito, empieza a formarse la zona radiata.	93.9 \pm 1.6
	Inclusiones lipídicas	Estas estructuras empiezan a aparecer casi al mismo tiempo que los alveolos corticales, solo que éstas son de diferente naturaleza química y se originan cerca del núcleo como gotas llenas de lípidos.	183.6 \pm 4.8
III) Vitelogénesis	Gránulos de vitelo primarios	Comienzan a aparecer pequeñas gotas de vitelo que se tiñen de color magenta en el ovoplasma, adyacentes a la zona radiata, aunque ésta es más delgada que la de los ovocitos con gránulos de vitelo secundarios.	212.5 \pm 2.6
	Gránulos de vitelo secundarios	Los gránulos de vitelo se fusionan y van aumentando en tamaño y número hasta llenar todo el ovoplasma. La zona radiata es bastante gruesa. El núcleo aún se encuentra en posición central.	376.3 \pm 4.9
IV) Maduración final	Migración del núcleo	El núcleo comienza a migrar hacia el poro animal del ovocito, los gránulos de vitelo se fusionan y empieza a formarse la gota lipídica en el centro del ovoplasma.	375.7 \pm 3.3
	Hidratación o desove	El ovocito pierde su forma así como la gota de aceite debido al procesamiento histológico. El vitelo y los lípidos se han fusionado completamente formando una masa fluida continua y la gota de aceite respectivamente. El folículo se adelgaza debido a un rápido aumento en el volumen celular, mientras que la zona radiata permanece visible.	872.8 \pm 15.4
V) Atresia		Después del desove, los ovocitos no ovulados comienzan un proceso de degeneración. El folículo se encoge, el núcleo se rompe descargando su contenido en el citoplasma, el vitelo se vuelve más líquido y vacuolado como señal de que se está degenerando y finalmente queda solamente el folículo completamente encogido.	

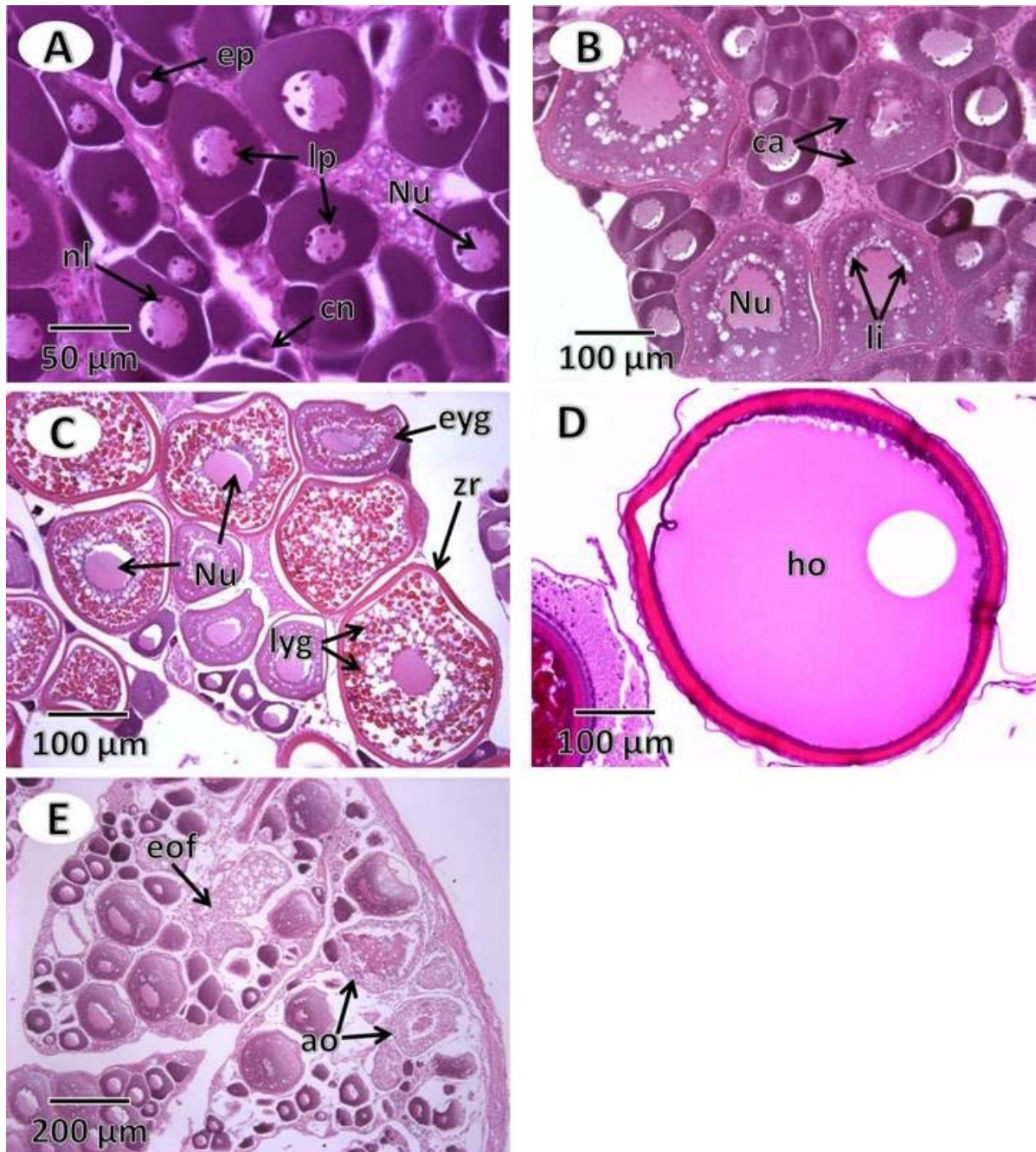


Figura 9. Estadios de desarrollo ovárico en *M. rosacea*: (a) crecimiento primario, (b) crecimiento secundario, (c) vitelogénesis, (d) maduración final y (e) desovado. Tinción con hematoxilina-eosina. Nu=núcleo, cn=nucléolo cortical, ep=perinucleolo temprano, lp=perinucleolo tardío, nl=nucleolo, ca=alveolo cortical, li=clusiones lipídicas, eyg=gránulos de vitelo primarios, lyg=gránulos de vitelo tardíos, zr=zona radiata, ho=ovocito hidratado, ao=ovocito atrésico, eof=folículos ováricos vacíos.

Tabla IV. Descripción de los estadios de desarrollo testicular en *M. rosacea*, de acuerdo a lo establecido por Erisman *et al.* (2008).

Estadio	Descripción
I) Inmaduro	Los testículos están dominados por grandes áreas de espermatogonias y pequeños lóbulos vacíos. Los senos espermáticos se encuentran presentes pero éstos están comprimidos. Algunas veces se encuentran unos cuantos espermatozoides en los senos espermáticos o esparcidos dentro de los espacios lobulares.
II) Maduro	Los testículos son grandes y están dominados por células espermáticas en avanzado estado de desarrollo (espermátides y espermatozoides). Hay grandes cantidades de espermatozoides presentes dentro de los espacios lobulares y los senos espermáticos. Las células espermáticas en estados de desarrollo menos avanzados (espermatogonias y espermatocitos) son relativamente menos abundantes. Se puede obtener esperma fluyente por medio de una leve presión abdominal.
III) Espermiado	Los testículos tienen una pared gonádica gruesa y están compuestos principalmente por espacios lobulares y senos espermáticos parcialmente llenos con esperma. Los espacios lobulares están más separados y son más pequeños en comparación a los que se presentan en el estadio maduro. Pueden observarse algunas espermatogonias a través de las lamelas.

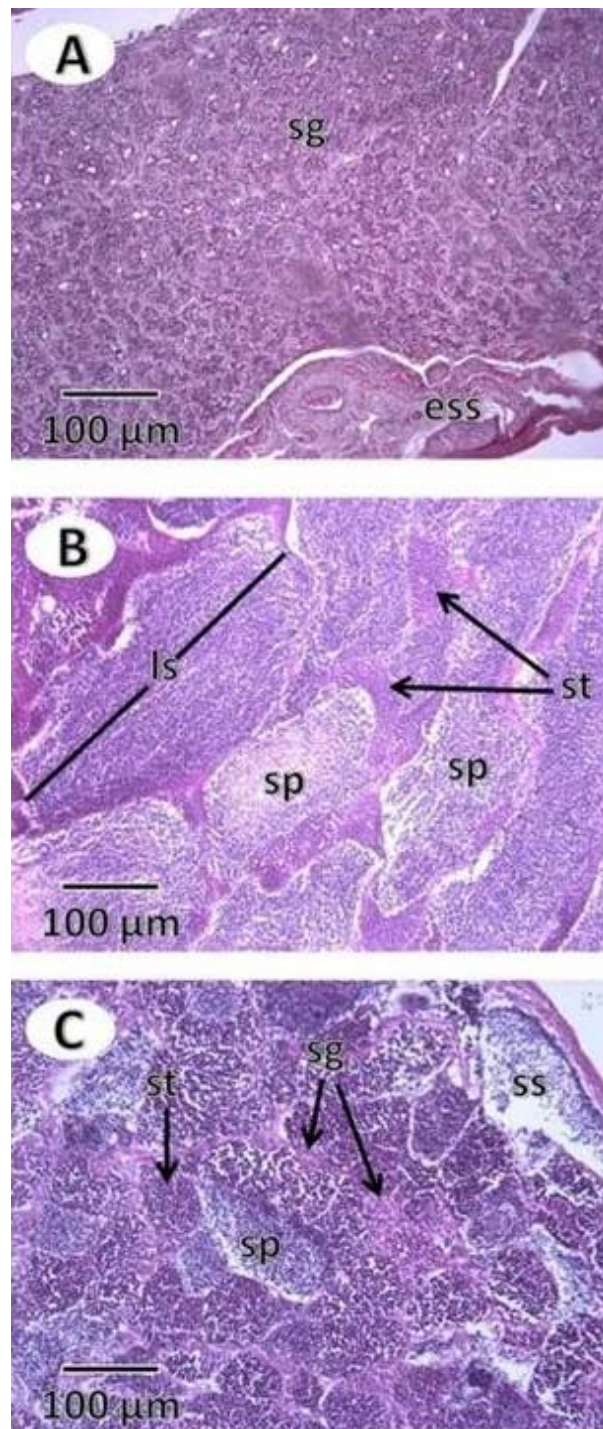


Figura 10. Estadios de desarrollo testicular en *M. rosacea*. (a) regresión, (b) maduro y (c) espermiado. Tinción con hematoxilina-eosina. Ess=senos espermáticos vacíos, ls=espacio lobular, sg=espermatogonias, st=espermaticos, sd=espermátides, sp=espermatozoides, ss=seno espermático.

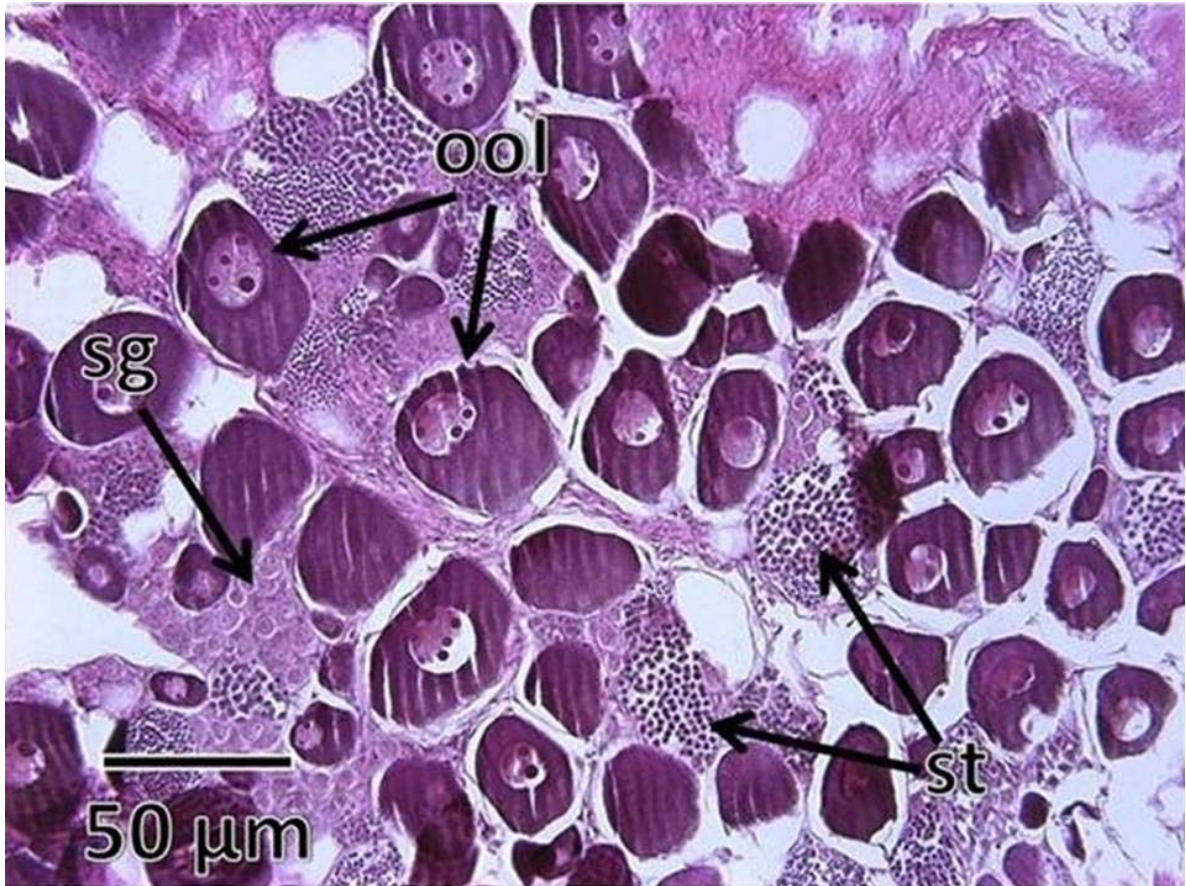


Figura 11. Estadio bisexual inmaduro en *M. rosacea*. Tinción con Hematoxilín-Eosín. Sg=espermatogonias, st=espermatocistos, ool=ovocitos en crecimiento primario.

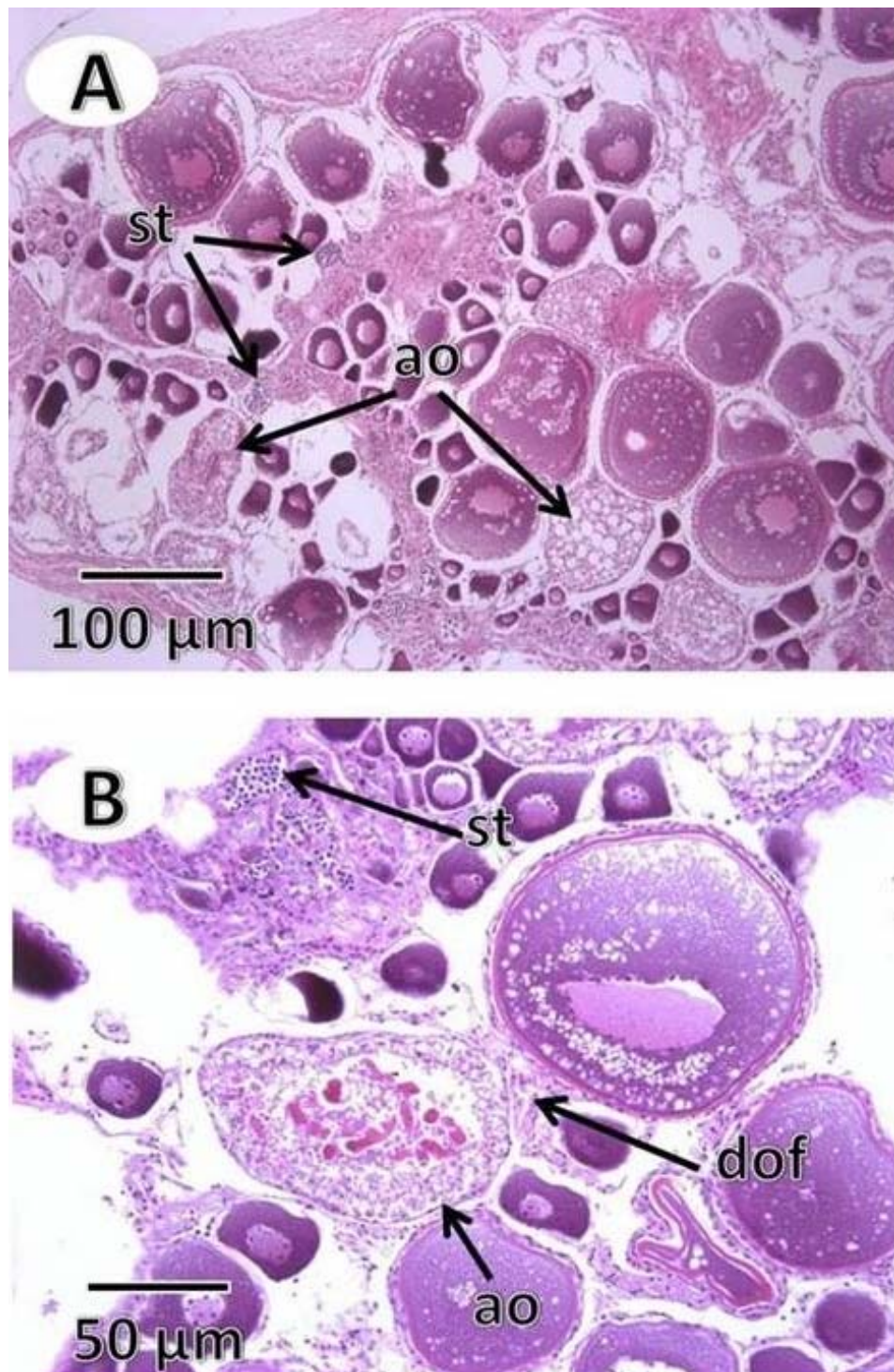


Figura 12. Transición sexual en *M. rosacea*. A) 10x y B) 20x. Tinción con hematoxilina-eosina. Ao=ovocitos atrésicos, st=espermatoцитos, dof=folículos ováricos degradados.

7.3. Ciclo reproductivo

De acuerdo a las variaciones en los índices somáticos, en los estadios de desarrollo gonádico encontrados durante el periodo de estudio y al diámetro medio de ovocitos reportados mensualmente, el ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera se dividió en cuatro periodos: 1) Periodo de maduración (M), 2) Periodo de desove (S), 3) Periodo de Pos-desove (PS) y 4) Periodo de reposo (R) (Tabla V).

Tabla V. Descripción de las etapas del ciclo reproductivo de *M. rosacea*.

Etapas	Descripción
Maduración	Comienza el proceso de vitelogénesis seguido por la maduración final de los ovocitos en las hembras. Los machos ya tienen esperma fluyente.
Desove	Se da la liberación de los huevos al medio y la fertilización de los mismos.
Pos-desove	La mayoría de los ovocitos vitelogénicos no ovulados sufren atresia así como los folículos pos-ovulatorios. Aún se tiene la presencia de esperma fluyente en algunos machos, aunque la mayoría ya se encuentran espermiados.
Receso	Solo se observa la presencia de ovogonias y ovocitos previtelogénicos en las gónadas de las hembras, mientras que los machos se encuentran en estadio de regresión.

7.3.1 Periodo de maduración

El periodo de maduración se presentó de Marzo a Abril de 2008 y de Enero a Febrero de 2009. El crecimiento gonádico y la maduración de los gametos ocurrieron durante este periodo. Tanto la temperatura del agua como el fotoperiodo presentaron un incremento gradual a partir de Diciembre-Enero. De hecho, el inicio del periodo de maduración

coincide con el primer cambio a la alza del fotoperiodo y con las temperaturas más bajas del año (Figura 14).

De Marzo a Abril, las hembras presentaron un alto porcentaje de ovocitos vitelogénicos ($82.2 \pm 5.3\%$), con menor proporción de ovocitos en crecimiento secundario ($14.6 \pm 2.7\%$) y ovocitos en crecimiento primario ($2.8 \pm 3.1\%$). Al mismo tiempo se observó una mayor proporción de machos maduros ($58.3 \pm 11.8\%$) en relación a los inmaduros ($41.7 \pm 11.8\%$). Para Diciembre y Enero los ovocitos en crecimiento primario fueron los más abundantes ($51.5 \pm 7.3\%$); seguidos por los ovocitos en crecimiento secundario ($31.8 \pm 3.2\%$) pero también se observó una proporción significativa de ovocitos vitelogénicos ($16.7 \pm 9.5\%$). No hubo cambios en la proporción de machos maduros e inmaduros con respecto al 2008 (Figura 13).

El periodo de maduración se caracteriza por una gran incorporación de vitelo en lo ovocitos y por el desarrollo de la espermatogénesis y la espermiogénesis, lo cual implica que los peces están movilizandando sus reservas de energía para apoyar el desarrollo gonádico y como consecuencia se observa una disminución del IGV, el cual ya había empezado a reducirse previamente hacia finales del periodo de reposo y que lleva asociado una reducción de K en los organismos (Figura 14).

7.3.2 Periodo de desove

El periodo de desove se presentó cuando la temperatura del agua varió entre 21 y 25 °C y el fotoperiodo estuvo comprendido entre 13 a 13.5 de horas luz, siendo este ultimo valor correspondiente al solsticio de verano (Figura 14).

Durante este periodo tanto los ovocitos vitelogénicos ($32.7 \pm 27.9\%$) y los ovocitos en maduración final ($53.7 \pm 28.7\%$) predominaron en las hembras. La mayoría de los machos capturados en este periodo presentaron esperma fluyente (machos maduros) ($87.3 \pm 10.4\%$)

por medio de un leve masaje abdominal y se empezaron a observar unos machos gastados (Figura 13).

El factor K en este periodo fue menor que del periodo de maduración en ambos sexos pero el IGS alcanzó sus valores más elevados, siendo mayor en las hembras que en los machos. El pico del IHS precedió al del IGS, alcanzando sus valores máximos hacia finales del periodo de maduración y comienzo del periodo de desove. Sin embargo, el IGV alcanzó su nivel más bajo durante este periodo (Figura 14).

7.3.3 Periodo de pos-desove

El periodo de pos-desove fue el más corto del ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera debido a que solo duró un mes (Julio). El fotoperiodo comenzó a declinar gradualmente pero la temperatura del agua siguió incrementándose hasta alcanzar un promedio de 27°C (Figura 14).

En este periodo se registró el porcentaje más alto de ovocitos atrésicos (54.5%), el estadio de crecimiento primario empezó a incrementarse gradualmente (33 %) y aún hubo algunos remanentes de ovocitos vitelogénicos (4.6%) y en estadio de maduración final (4.2%) (Figura 13).

El porcentaje de machos gastados se incrementó (36.4%) pero aún se encontró un alto porcentaje de machos maduros (63.6%) (Figura 12). Tanto el IGS como el IHS se redujeron significativamente mientras que el IGV y K empezaron a incrementarse (Figura 14).

7.3.4 Periodo de reposo

El periodo de reposo fue el más largo del ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera, abarcando cinco meses, de Agosto a Diciembre de 2008. Durante este periodo se registraron las temperaturas más altas del agua (29.8 ± 1.3 °C) en Septiembre, pero a partir de ahí empezaron a declinar. El fotoperiodo mantuvo su tendencia a la baja hasta alcanzar el mínimo de horas luz en Diciembre (10.5 h) (Figura 14).

Los ovocitos en crecimiento primario predominaron en las hembras ($95.3 \pm 1.3\%$), mientras que todos los machos capturados estaban inmaduros (Figura 12). En esta fase la mayor parte de la energía ingerida fue destinada a funciones como el crecimiento corporal y también fue almacenada como grasa en el abdomen y se destino menos hacia el crecimiento gonádico y la producción de gametos. El IGS alcanzó su porcentaje más bajo en el ciclo pero el IGV y K alcanzaron sus porcentajes más altos (Figura 14).

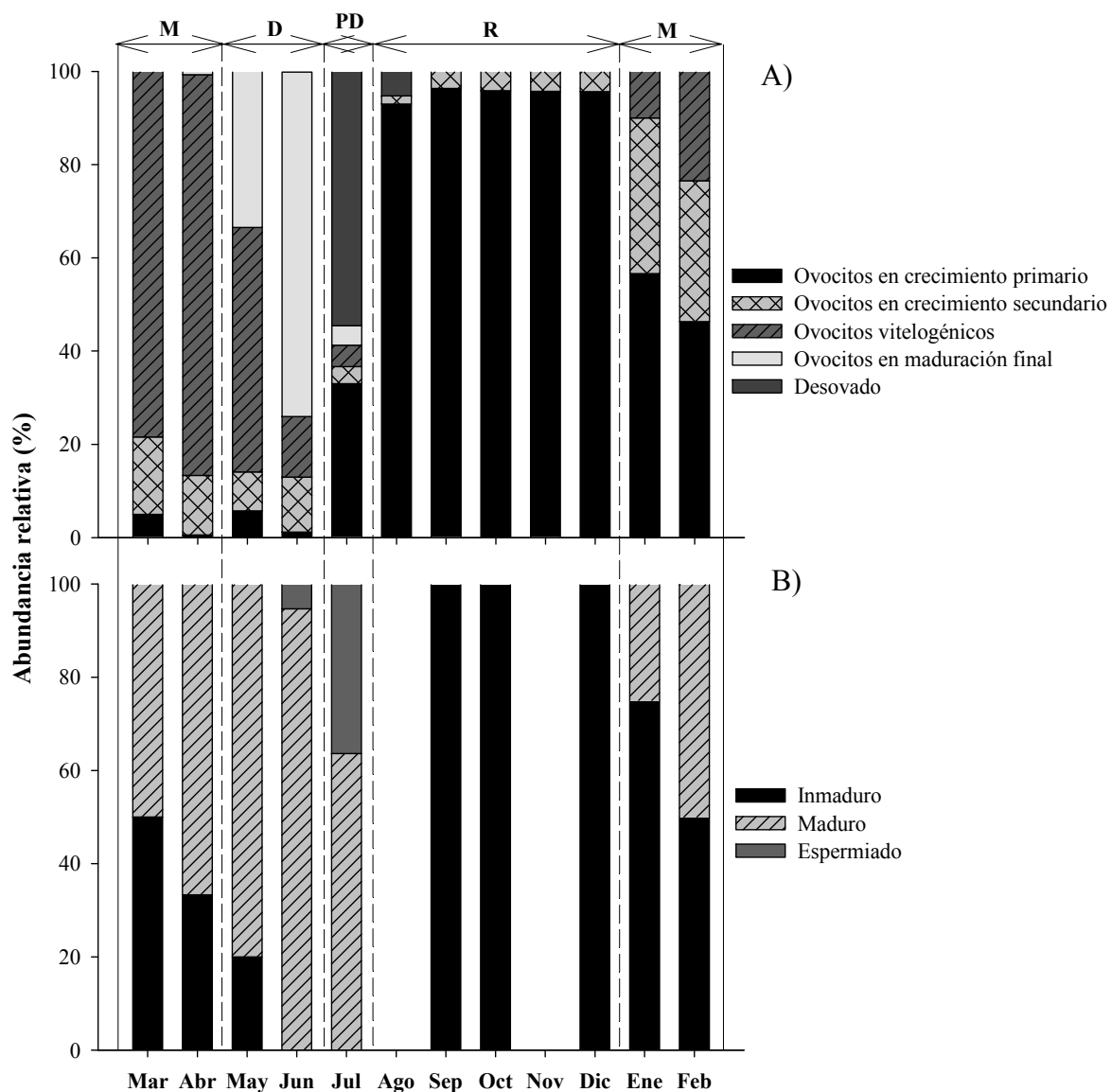


Figura 13. A) Abundancia relativa de los tipos de ovocitos encontrados en hembras y B) estadios de desarrollo de machos en *M. rosacea*, de Marzo de 2008 a Febrero de 2009. M=Periodo de maduración; D=Periodo de desove; PD=Periodo de pos-desove; R=Periodo de reposo.

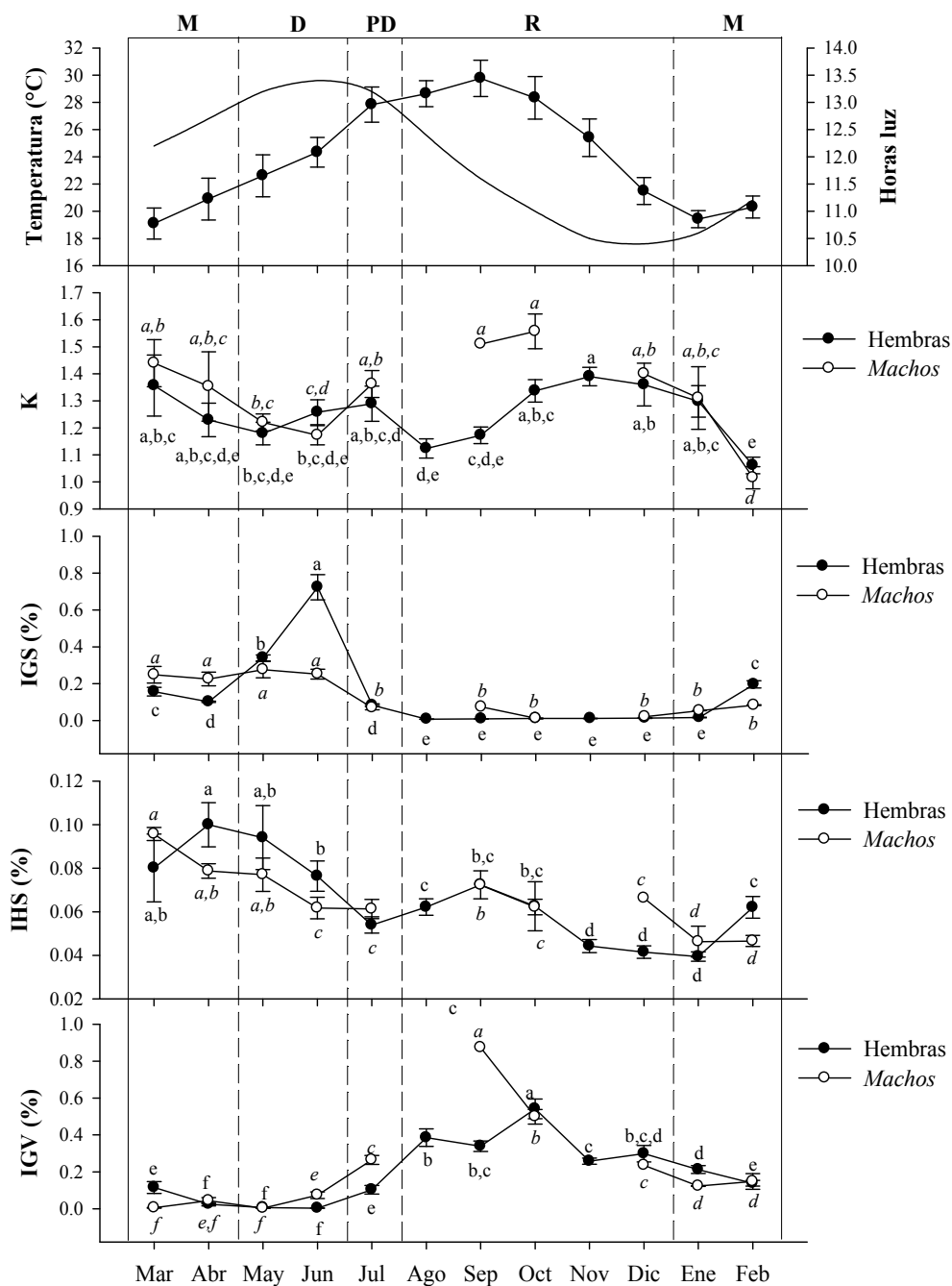


Figura 14. Cambios mensuales en los índices somáticos en hembras (letra normal) y machos (letra cursiva) de *M. rosacea*. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P < 0.05$). K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, M=Periodo de maduración; D=Periodo de desove; PD=Periodo de pos-desove; R=Periodo de reposo.

7.4 Correlaciones

7.4.1 Correlación entre los índices somáticos

En las hembras, se encontraron correlaciones significativas entre IGS con el IHS y el IGV. En el primer caso, la correlación es positiva, es decir, mientras que el IGS se incrementaba, también lo hacía el IHS, en cambio, en el segundo caso, la correlación fue negativa, es decir, mientras el IGS se incrementaba, el IGV disminuía y viceversa (Tabla VI, Figura 14).

Tabla VI. Correlación entre los diferentes índices somáticos en hembras de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r=coeficiente de correlación.

	IGS		IHS		IGV	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
K	-0.06	0.47	-0.112	0.177	-0.014	0.866
IGS			0.532	<0.0001	-0.469	<0.0001
IHS					-0.092	0.268

En los machos, solo se encontró una correlación significativa entre el IGS y el IGV, el tipo de correlación observada fue negativa, similar a lo sucedido en el caso de las hembras (Tabla VII, Figura 14).

Tabla VII. Correlación entre los diferentes índices somáticos en machos de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.

	IGS		IHS		IGV	
	r	P	r	P	r	P
K	-0.268	0.09	0.284	0.072	0.297	0.059
IGS			0.3	0.056	-0.593	<0.0001
IHS					-0.133	0.408

7.4.2 Correlación de los índices somáticos con la temperatura y el fotoperiodo

En las hembras, solo se encontró una correlación significativa positiva entre el IGV con la temperatura del agua, en cambio, con respecto al fotoperiodo, todos los índices somáticos presentaron una correlación significativa, en el caso del factor de condición (K), dicha correlación fue negativa, mientras que los demás índices se correlacionaron de forma positiva con el fotoperiodo (Tabla VIII).

Tabla VIII. Correlación entre los diferentes índices somáticos con la temperatura y el fotoperiodo en hembras de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.

	Temperatura		Fotoperiodo	
	r	P	r	P
K	-0.065	0.434	-0.513	<0.0001
IGS	-0.12	0.147	0.619	<0.0001
IHS	0.033	0.688	0.555	<0.0001
IGV	0.454	<0.0001	0.507	<0.0001

En el caso de los machos, también se encontró una correlación positiva significativa entre la temperatura y el IGV. Pero en el caso del fotoperiodo, solo el IGS se correlacionó significativamente con este factor de manera positiva (Tabla IX).

Tabla IX. Correlación entre los diferentes índices somáticos con la temperatura y el fotoperiodo en machos de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.

	Temperatura		Fotoperiodo	
	r	P	r	P
K	0.325	0.038	-0.093	0.561
IGS	-0.354	0.023	0.469	0.002
IHS	-0.144	0.369	0.078	0.628
IGV	0.666	<0.0001	-0.292	0.064

7.4.3 Correlación entre índices somáticos en hembras y diámetro de ovocitos

No se encontró una correlación significativa entre K con el diámetro medio ni con el máximo. En cambio, como es de esperarse, se encontró una correlación significativa entre el IGS y el diámetro de ovocitos, por lo tanto, podemos decir que este índice es confiable para la determinación de la madurez ovárica en la cabrilla sardinera. Por otro lado, también se encontró una correlación significativa entre el IHS con el diámetro de ovocitos y finalmente, también se encontró una correlación negativa significativa entre el IGV y el diámetro de los ovocitos, lo cual también coincide con lo que sucede entre el IGV y el IGS (Tabla X).

Tabla X. Correlación entre los diferentes índices somáticos y el diámetro medio y máximo de ovocitos en hembras de *M. rosacea*. Números en negritas, significan correlaciones significativas. K=Factor de condición, IGS=Índice gonadosomático, IHS=Índice hepatosomático, IGV=Índice de grasa visceral, r =coeficiente de correlación.

	Diámetro medio		Diámetro máximo	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
K	-0.024	0.832	-0.035	0.751
IGS	0.848	<0.0001	0.830	<0.0001
IHS	0.574	<0.0001	0.577	<0.0001
IGV	-0.517	<0.0001	-0.539	<0.0001

7.5 Composición bioquímica en reproductores de cabrilla sardinera a lo largo del ciclo reproductivo

Todos los parámetros bioquímicos medidos presentaron homogeneidad de varianzas, en este caso se presentan las fluctuaciones de dichos parámetros mensualmente (mg/g, media±error estándar) y por etapa del ciclo reproductivo.

7.5.1 Contenido de proteínas

7.5.1.1 Hígado

7.5.1.1.1 Periodo de maduración

Las hembras presentaron una concentración de proteínas en hígado de 357.4±30.2 mg/g en el mes de Marzo de 2008, incrementándose de manera altamente significativa a 524.8±33.6

mg/g en el mes de Abril, el cual es el mayor nivel observado durante todo el ciclo reproductivo. Dichas concentraciones son significativamente mayores a las reportadas en los meses de Enero y Febrero de 2009 que fueron de 230.6 ± 22.1 mg/g y de 204.6 ± 17 mg/g, respectivamente (Figura 15).

En los machos, la concentración de proteínas en hígado reportada para el mes de Marzo de 2008 fue de 269.6 ± 50.4 mg/g, aumentando también para el mes de Abril a 534 ± 5.5 mg/g. En el mes de Enero de 2008, la concentración de proteínas en hígado de machos fue de 321.3 ± 0.0 mg/g y en el mes de Febrero del mismo año fue de 266.8 ± 36.9 mg/g (Figura 15).

7.5.1.1.2 Periodo de desove

En los meses de Mayo y Junio de 2008, los niveles de proteína en hígado se mantuvieron altos (503.6 ± 29.4 mg/g y 503.7 ± 41.5 mg/g). En los machos, los niveles de proteínas en hígado disminuyeron a 399 ± 88.7 mg/g en el mes de Mayo, sin embargo, para el mes de Junio se incrementó nuevamente a 531.1 ± 94 mg/g (Figura 15).

En general, los niveles de proteínas encontrados en el hígado en ambos sexos durante el periodo de desove fueron los más altos observados durante todo el ciclo reproductivo (Figura 15).

7.5.1.1.3 Periodo de pos-desove

Durante el mes de Julio, la concentración de proteínas en hígado de hembras se redujo considerablemente hasta llegar al nivel más bajo reportado en el ciclo reproductivo (84.8 ± 13.6 mg/g). En los machos también hubo una reducción significativa en los niveles de proteínas en hígado, llegando a 221.2 ± 58.7 mg/g (Figura 15).

7.5.1.1.4 Periodo de reposo

Para el mes de Agosto de 2008, los niveles de proteínas en hígado observados en las hembras se recuperaron ligeramente (103.9 ± 14.2 mg/g), incrementándose a 275.2 ± 36.2 mg/g en el mes de Septiembre, manteniéndose sin cambios significativos hasta el mes de Diciembre (Figura 15).

En los machos no se reportó una reducción significativa en los niveles de proteína en hígado durante el mes de Septiembre (233.3 ± 0.0 mg/g) con respecto al mes de Julio; sin embargo, se redujo significativamente hasta alcanzar su nivel más bajo en el mes de Octubre (169.8 ± 17.9 mg/g), incrementándose nuevamente para Diciembre (216.9 ± 0.0 mg/g) (Figura 15).

7.5.1.2 Gónada

7.5.1.2.1 Periodo de maduración

En gónada, las hembras presentaron una concentración de 216.1 ± 27.4 mg/g durante Marzo de 2008, incrementándose a poco más del doble para Abril (440.6 ± 51.3 mg/g), el cual es el nivel más alto encontrado a lo largo del ciclo reproductivo. Para Enero y Febrero de 2009, las concentraciones de proteínas en gónada fueron similares (290.6 ± 16.8 mg/g y 262.7 ± 17.4 mg/g, respectivamente) (Figura 15).

En los machos, el contenido de proteínas en gónada registrado para el mes de Marzo de 2008, fue el más bajo de todo el ciclo reproductivo, siendo de 124 ± 28.6 mg/g; sin embargo, para el mes de Abril se incrementó de manera altamente significativa hasta alcanzar la concentración más alta del ciclo reproductivo (659.2 ± 210.2 mg/g) (Figura 15).

7.5.1.2.2 Periodo de desove

En las hembras, los niveles de proteína en las gónadas se mantuvieron altos durante los meses de Mayo y Junio, siendo de 398.9 ± 37.1 mg/g y 384.2 ± 74.5 mg/g, respectivamente. En los machos, las concentraciones de proteínas en las gónadas se redujeron ligeramente en los meses de Mayo y Junio a 418.8 ± 97.2 mg/g y 396.8 ± 89.5 mg/g, respectivamente (Figura 15).

7.5.1.2.3 Periodo de pos-desove

A partir del mes de Julio, los niveles de proteína en gónada registrados en las hembras comenzaron a reducirse significativamente, registrándose una concentración en ese mes de 202.6 ± 39.5 mg/g. En el caso de los machos, los niveles de proteína en gónada se mantuvieron sin cambios significativos con respecto a los dos meses que comprenden el periodo de desove (343.1 ± 53.9 mg/g) (Figura 15).

7.5.1.2.4 Periodo de reposo

En el mes de Agosto, el nivel de proteínas en gónada en las hembras fue de 209.3 ± 26.5 mg/g, incrementándose significativamente a 401.3 ± 22.1 mg/g para el mes de Septiembre; no obstante, se redujeron nuevamente hasta mantenerse constantes durante Octubre, Noviembre y Diciembre (234.3 ± 19.5 mg/g; 253.3 ± 16.3 mg/g y 270.2 ± 26.6 mg/g, respectivamente). En los machos, el contenido de proteínas en gónada se mantuvo alto durante el mes de Septiembre (482.1 ± 0.0 mg/g), pero se redujeron significativamente para los meses de Octubre (243.7 ± 24.9 mg/g) y Diciembre (198.5 ± 0.0 mg/g) (Figura 15).

7.5.1.3 Músculo

7.5.1.3.1 Periodo de maduración

El contenido de proteínas en músculo de hembras fue de 264.5 ± 26.1 mg/g durante Marzo de 2008, aumentando a 528.1 ± 37.6 mg/g para Abril del mismo año, que fue el nivel más alto registrado en el año. Para los meses de Enero y Febrero de 2009, los niveles de proteína en músculo fueron similares, siendo de 308.3 ± 12.4 mg/g y 294.7 ± 11.8 mg/g, respectivamente (Figura 15).

En los machos se observó una concentración de 225.5 ± 60.1 mg/g en el mes de Marzo de 2008, aumentando en el mes de Abril a 447.9 ± 46.7 mg/g. Para Enero de 2009, la concentración reportada fue de 342.3 ± 0.0 mg/g y en Febrero fue de 251.5 ± 1.6 mg/g (Figura 15).

7.5.1.3.2 Periodo de desove

En Mayo y Junio de 2008, las hembras presentaron altas concentraciones de proteínas en músculo, siendo de 345.2 ± 51 mg/g y 472.1 ± 76.5 mg/g, respectivamente. Los machos también presentaron altos niveles durante el mes de Mayo (335.1 ± 97.1 mg/g); sin embargo, para el mes de Junio se incrementaron significativamente hasta llegar a los niveles más altos reportados durante el ciclo reproductivo (803.3 ± 82.1 mg/g) (Figura 15).

7.5.1.3.3 Periodo de pos-desove

Para el mes de Julio, los niveles de proteína en músculo en las hembras se redujeron considerablemente a las concentraciones más bajas observadas durante el año (138 ± 16.6 mg/g). Lo mismo se observa para los machos en el mismo mes, siendo la concentración reportada de 134.5 ± 14.5 mg/g (Figura 15).

7.5.1.3.4 Periodo de reposo

En el mes de Agosto de 2008, se observó un incremento significativo en los niveles de proteína en músculo en hembras, llegando a 409.8 ± 35.4 mg/g; sin embargo, para Septiembre, volvieron a caer los niveles a casi la mitad (299.1 ± 31.7 mg/g) y se mantuvo sin variaciones significativas hasta el mes de Diciembre. En los machos, se observó una ligera recuperación en las concentraciones de proteína en músculo durante el mes de Septiembre (254.2 ± 0.0 mg/g) y Octubre (208.2 ± 41.9 mg/g) y un incremento significativo para el mes de Diciembre (395.9 ± 0.0 mg/g) (Figura 15).

7.5.1.4 Plasma

7.5.1.4.1 Periodo de maduración

En plasma, el contenido de proteínas registrado en Marzo de 2008 en hembras fue de 31.9 ± 1.8 mg/g y de 29 ± 2.5 mg/g para el mes de Abril. Las concentraciones observadas en los meses de Enero y Febrero de 2009 fueron de 46.6 ± 1.5 mg/g y 45 ± 1.0 mg/g, respectivamente, siendo significativamente mayores a las encontradas en Marzo y Abril de 2008 (Figura 15).

En los machos, la concentración de proteínas en plasma registrada en Marzo de 2008 fue de 27.1 ± 1.1 mg/g, incrementándose ligeramente en el mes de Abril a 33.6 ± 1.4 mg/g. Para Enero y Febrero de 2009, las concentraciones fueron de 39.8 ± 0.0 mg/g y de 41.3 ± 1.6 mg/g, respectivamente (Figura 15).

7.5.1.4.2 Periodo de desove

Durante los meses que comprende el periodo de desove (Mayo y Junio), los niveles de proteína en plasma en las hembras se redujeron significativamente a 19.7 ± 4.5 mg/g y 16.2 ± 0.8 mg/g, respectivamente. En los machos, el nivel registrado en el mes de Mayo fue de 18.4 ± 2.0 mg/g, incrementando al doble para el mes de Junio (36.7 ± 11.5 mg/g) (Figura 15).

7.5.1.4.3 Periodo de pos-desove

Los niveles de proteína en plasma en hembras se recuperaron significativamente a partir del mes de Julio, siendo el nivel más alto observado durante el ciclo reproductivo estudiado (47.2 ± 11.6 mg/g). Así mismo, en los machos también se observó una recuperación significativa de los niveles de proteína en plasma a partir del mes de Julio, registrándose una concentración de 42 ± 2.4 mg/g (Figura 15).

7.5.1.4.4 Periodo de reposo

En el mes de Agosto, se observó una ligera disminución de los niveles de proteína con respecto a lo registrado el mes anterior (40.2 ± 5.4 mg/g); sin embargo, a partir de Septiembre y hasta Diciembre, los niveles fueron muy similares, siendo los más altos registrados durante todo el ciclo reproductivo. En los machos se observó la misma tendencia, siendo los niveles de proteína en plasma los más altos observados en el ciclo reproductivo (Figura 15).

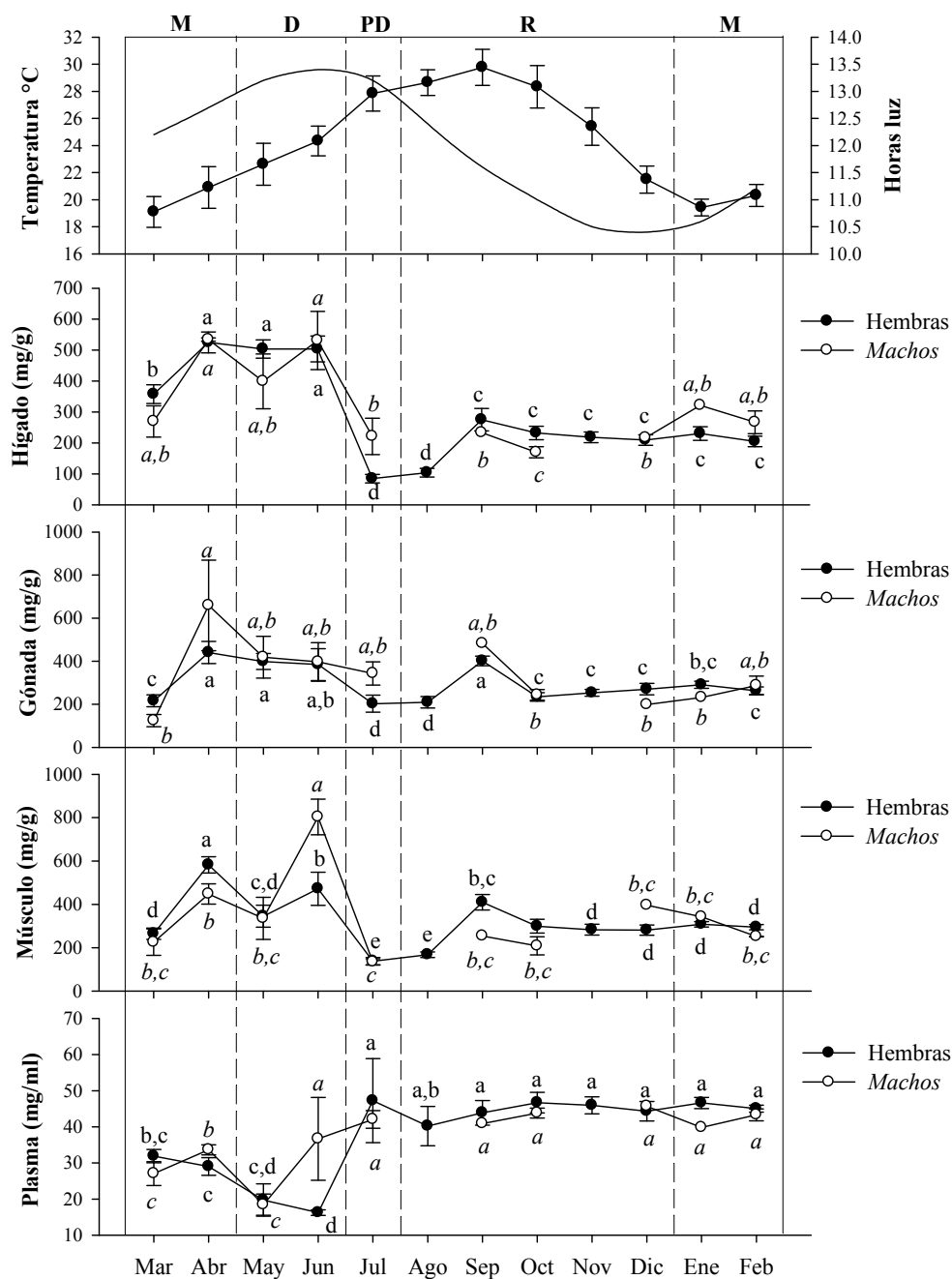


Figura 15. Cambios en el contenido de proteínas en diferentes tejidos de reproductores silvestres de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo con referencia a la temperatura y el fotoperiodo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P < 0.05$). M=Periodo de maduración; D=Periodo de desove; PD=Periodo de pos-desove; R=Periodo de reposo.

7.5.2 Contenido de triglicéridos

7.5.2.1 Hígado

7.5.2.1.1 Periodo de maduración

Los niveles de triglicéridos en hígado registrados en las hembras durante el mes de Marzo de 2008 fue de 41.3 ± 7.2 mg/g, reduciéndose significativamente hacia el mes de Abril a 29.3 ± 2.1 mg/g. En los meses de Enero y Febrero de 2009 los niveles fueron muy similares, siendo de 23.3 ± 1.1 mg/g y 22.8 ± 0.9 mg/g, respectivamente (Figura 16).

En los machos, los niveles de triglicéridos en hígado fueron significativamente menores a los registrados en las hembras para los meses de Marzo y Abril de 2008, siendo estos de 26.1 ± 2.6 mg/g y de 19.5 ± 1.2 mg/g, respectivamente. En los meses de Enero y Febrero de 2009, los niveles fueron de 26.7 ± 0.0 mg/g y 23.1 ± 0.9 mg/g, respectivamente, los cuales son similares a los observados en los meses de Marzo y Abril de 2008 (Figura 16).

7.5.2.1.2 Periodo de desove

En las hembras, la concentración de triglicéridos en hígado durante el mes de Mayo fue de 34.9 ± 5.3 mg/g, incrementándose significativamente a 66.6 ± 4.9 mg/g para el mes de Junio, la cual fue la concentración más alta observada durante el año. En los machos, también se registraron los niveles más altos de triglicéridos en hígado durante los meses del periodo de desove, siendo de 48.7 ± 2.3 mg/g para el mes de Mayo y de 68.4 ± 4.0 mg/g para Abril (Figura 16).

7.5.2.1.3 Periodo de pos-desove

Para el mes de Julio, se observó una reducción significativa en los niveles de triglicéridos en hígado en las hembras, cayendo hasta 25.2 ± 2.6 mg/g. En los machos no se presentó dicha caída drástica, ya que la concentración observada para Julio fue de 42.7 ± 4.8 mg/g, el cual es muy similar al registrado en el mes de Mayo (Figura 16).

7.5.2.1.4 Periodo de reposo

En las hembras, los niveles de triglicéridos en hígado durante el mes de Agosto fue de 29.3 ± 3.5 mg/g, similar al observado en Julio; no obstante, a partir del mes de Septiembre y hasta Diciembre, las concentraciones registradas disminuyen significativamente hasta llegar a sus valores más bajos. En los machos, también se presentó una reducción significativa en los meses de Septiembre y Octubre, siendo las concentraciones registradas de 12.9 ± 0.0 mg/g y de 19.7 ± 2.2 mg/g, respectivamente, pero para el mes de Diciembre se observó una recuperación registrándose una concentración de 26.5 ± 0.0 mg/g (Figura 16).

7.5.2.2 Gónada

7.5.2.2.1 Periodo de maduración

Los niveles de triglicéridos en gónadas de hembras no variaron significativamente en los meses de Marzo y Abril de 2008, siendo de 32.7 ± 4.6 mg/g y de 26.9 ± 6.6 mg/g, respectivamente; para los meses de Enero y Febrero de 2009 fueron muy similares con 23.1 ± 1.3 mg/g y 23.9 ± 1.3 mg/g, respectivamente (Figura 16).

En los machos, la concentración de triglicéridos en gónada registrada en Marzo de 2008 fue de 21.8 ± 2.3 mg/g, mientras que en Abril fue de 17.1 ± 0.7 mg/g, mientras que para los meses

de Enero y Febrero de 2009 la concentración fue de 23.8 ± 0.0 mg/g y 22.1 ± 3.5 mg/g, respectivamente, similar a lo reportado en las hembras para los mismos meses (Figura 16).

7.5.2.2.2 Periodo de desove

La concentración de triglicéridos en hembras durante el mes de Mayo fue de 26.0 ± 4.1 mg/g, incrementándose significativamente hasta alcanzar la concentración más alta durante el mes de Junio (45.1 ± 14.1 mg/g). En los machos, la concentración de triglicéridos en gónada durante el mes de Mayo fue de 12.0 ± 1.0 mg/g, incrementándose significativamente hasta llegar al nivel más alto observado durante el ciclo reproductivo que fue de 26.1 ± 6.4 mg/g (Figura 16).

7.5.2.2.3 Periodo de pos-desove

Para el mes de Julio, la concentración de triglicéridos en gónada de hembras se redujo significativamente a 21.8 ± 3.4 mg/g. En los machos se registró un nivel similar que en las hembras, siendo la concentración registrada de 21.9 ± 2.9 mg/g (Figura 16).

7.5.2.2.4 Periodo de reposo

En las hembras, la concentración de triglicéridos en gónada durante Agosto fue de 19.8 ± 2.0 mg/g y durante septiembre fue de 20.5 ± 3.5 mg/g, reduciéndose significativamente a sus niveles más bajos durante los meses de Octubre y Noviembre (16.5 ± 1.0 mg/g y 18.4 ± 1.2 mg/g, respectivamente), recuperándose ligeramente hacia Diciembre (21.8 ± 2.4 mg/g). En los machos, también en los meses de Septiembre y Octubre se presentaron los niveles de triglicéridos más bajos, siendo éstos de 10.8 ± 0.0 mg/g y 18.5 ± 1.5 mg/g, respectivamente (Figura 16).

7.5.2.3 Músculo

7.5.2.3.1 Periodo de maduración

El nivel de triglicéridos en músculo en hembras fue alto durante el mes de Marzo de 2008 (38.5 ± 13.9 mg/g), disminuyendo significativamente hacia Abril a 21.8 ± 2.2 mg/g. Para los meses de Enero y Febrero de 2009, los niveles fueron de 21.9 ± 1.4 mg/g y 23.5 ± 1.2 mg/g (Figura 16).

En los machos, el nivel de triglicéridos durante Marzo de 2008 fue de 8.4 ± 1.1 mg/g, incrementándose significativamente a 12.2 ± 1.3 mg/g para el mes de Abril. Para el mes de Enero de 2009 la concentración fue de 18.2 ± 0.0 mg/g, mientras que para Febrero fueron de 23.5 ± 1.6 mg/g (Figura 16).

7.5.2.3.2 Periodo de desove

Para el mes de Mayo, los niveles de triglicéridos en hembras fue de 23.2 ± 5.1 mg/g, incrementándose significativamente al doble a 41.9 ± 5.7 mg/g, el cual es el nivel más alto registrado durante el año. En los machos, la concentración de triglicéridos durante el mes de Mayo fue de 14.4 ± 7.6 mg/g, también incrementándose significativamente para Junio hasta llegar al nivel más alto (51.9 ± 7.2 mg/g) (Figura 16).

7.5.2.3.3 Periodo de pos-desove

Para Junio, el nivel de triglicéridos en hembras se redujo significativamente 18.3 ± 2.4 mg/g. Mientras que en los machos el nivel de triglicéridos fue de 17.4 ± 1.3 mg/g (Figura 16).

7.5.2.3.4 Periodo de reposo

Para el mes de Agosto, los niveles de triglicéridos en hembras continuaron bajando, registrándose una concentración de 13.5 ± 1.8 mg/g, hasta alcanzar el nivel más bajo durante el mes de Septiembre (8.4 ± 1.1 mg/g), pero recuperándose ligeramente a partir del mes de Octubre y hasta Diciembre. En los machos, también se registraron los niveles más bajos durante Septiembre y Octubre 9.3 ± 0.0 mg/g y 5.3 ± 2.4 mg/g, incrementándose ligeramente a 12.8 ± 0.0 para el mes de Diciembre (Figura 16).

7.5.2.4 Plasma

7.5.2.4.1 Periodo de maduración

Los niveles de triglicéridos en hembras durante el mes de Marzo de 2008 fue de 1.0 ± 0.3 mg/g, mientras que para Abril del mismo año fue de 0.7 ± 0.1 mg/g. Para los meses de Enero y Febrero de 2009 los niveles fueron de 0.4 ± 0.1 mg/g y de 0.5 ± 0.0 mg/g, respectivamente (Figura 16).

En los machos, el nivel observado durante Marzo de 2008 fue de 0.5 ± 0.3 mg/g, incrementándose significativamente 1.5 ± 0.8 mg/g para el mes de Abril. Durante los meses de Enero y Febrero de 2009, se registraron los niveles más bajos de triglicéridos en plasma durante el año de estudio, siendo de 0.4 ± 0.0 mg/g y 0.5 ± 0.0 mg/g, respectivamente (Figura 16).

7.5.2.4.2 Periodo de desove

En los meses que comprende el periodo de desove se (Mayo y Junio) se presentaron los niveles más altos de triglicéridos en plasma en ambos sexos, siendo de 1.3 ± 0.3 mg/g y

2.8±0.8 mg/g, respectivamente para las hembras y de 1.6±0.3 mg/g y 0.9±0.2 mg/g para los machos (Figura 16).

7.5.2.4.3 Periodo de pos-desove

Durante el mes de Junio, los niveles de triglicéridos se redujeron significativamente también en ambos sexos, siendo de 0.8±0.1 mg/g para las hebras y de 0.7±0.1 mg/g para los machos (Figura 16).

7.5.2.4.4 Periodo de reposo

En los meses de Agosto y Septiembre, los niveles de triglicéridos en hembras se redujeron significativamente a 0.5±0.07 mg/g y 0.5±0.2 mg/g, respectivamente, reduciéndose aún más hasta sus niveles más bajos durante Octubre y Noviembre (0.4±0.05 mg/g y 0.5±0.04 mg/g, respectivamente) y volviendo a incrementar ligeramente para Diciembre (0.6±0.03 mg/g). En los machos, los niveles de triglicéridos fueron de 0.5±0.0 mg/g en el mes de Septiembre, de 0.5±0.1 mg/g en Octubre y de 0.6±0.0 mg/g en el mes de Diciembre (Figura 16).

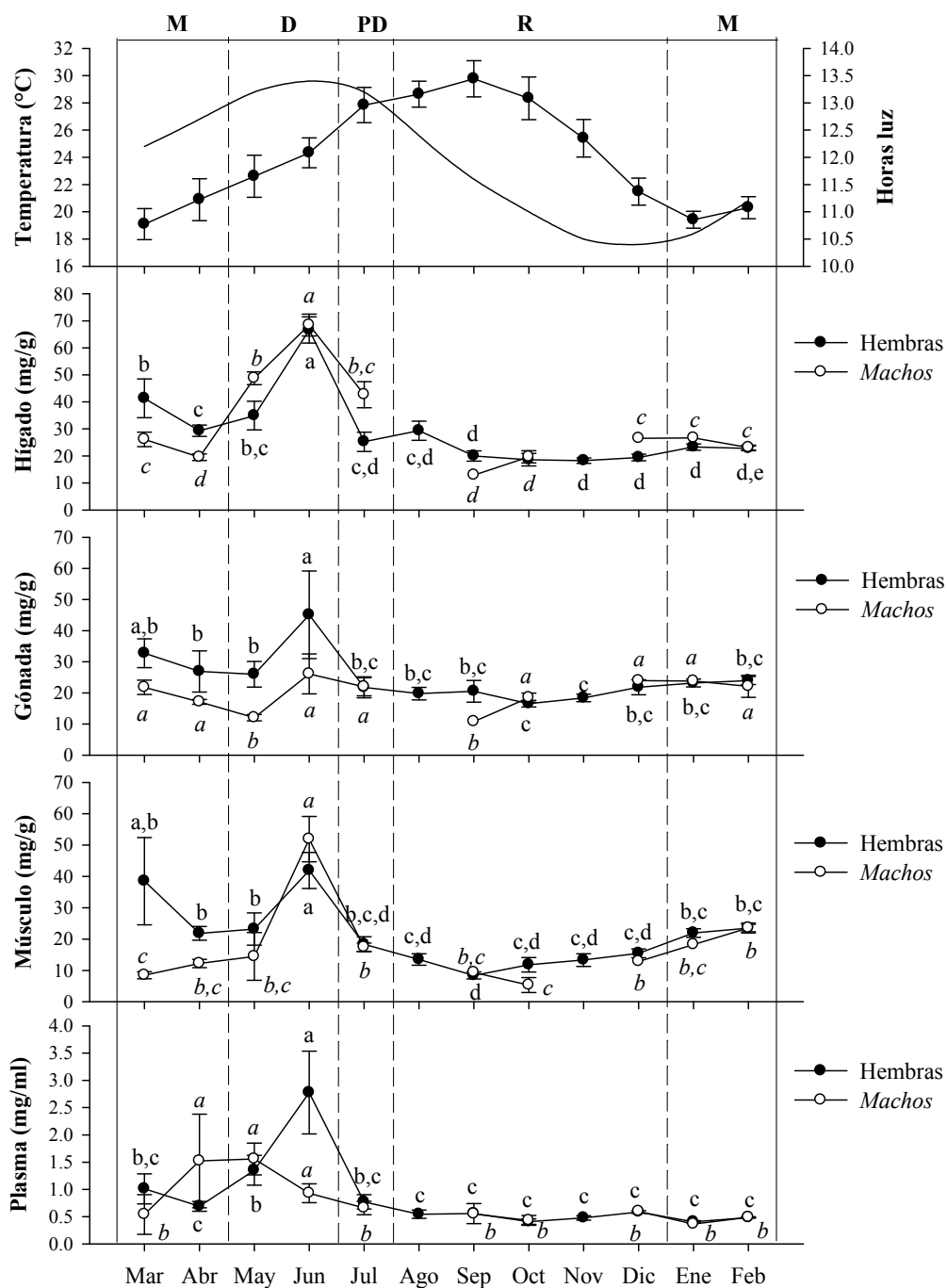


Figura 16. Cambios en el contenido de triglicéridos en diferentes tejidos de reproductores silvestres de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo con referencia a la temperatura y el fotoperiodo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P < 0.05$). M=Periodo de maduración; D=Periodo de desove; PD=Periodo de pos-desove; R=Periodo de reposo.

7.5.3 Contenido de colesterol

7.5.3.1 Hígado

7.5.3.1.1 Periodo de maduración

Durante los meses de Marzo y Abril de 2008, se registraron altos niveles de colesterol en hígado de hembras, siendo de 27.0 ± 5.1 mg/g y 14.2 ± 1.0 ; no obstante, en los meses de Enero y Febrero de 2009 se presentaron niveles significativamente bajos, siendo de 5.2 ± 0.4 mg/g en ambos meses (Figura 17).

En los machos, también se presentaron niveles similares a los de las hembras en los meses de Marzo y abril de 2008, con 27.8 ± 3.8 mg/g y 17.3 ± 1.7 mg/g, respectivamente. Para los meses de Enero y Febrero de 2009, no hubo cambios significativos, registrándose niveles de 17.8 ± 0.0 mg/g y de 15.7 ± 0.3 mg/g, respectivamente (Figura 17).

7.5.3.1.2 Periodo de desove

En el mes de Mayo, el contenido de colesterol en hembras fue de 15.8 ± 0.8 mg/g, incrementándose significativamente para el siguiente mes a 36.0 ± 4.4 mg/g, siendo este el nivel más alto registrado durante el año. En los machos, el nivel de colesterol registrado en el mes de Mayo fue de 16.0 ± 5.1 mg/g, incrementándose también hasta llegar al nivel más alto (30 ± 4.8 mg/g) en el mes de Junio (Figura 17).

7.5.3.1.3 Periodo de pos-desove

En el mes de Julio se presentó una reducción significativa en los niveles de colesterol tanto en hembras como en machos, siendo estos de 15.2 ± 2.0 mg/g y de 13.7 ± 1.6 mg/g, respectivamente (Figura 17).

7.5.3.1.4 Periodo de reposo

Durante los meses que comprende el periodo de reposo, se presentaron los niveles más bajos de colesterol en las hembras, siendo de 8.7 ± 0.9 mg/g en Agosto y reduciéndose aún más en los meses de Septiembre (4.9 ± 0.4 mg/g), Octubre (5.7 ± 0.4 mg/g), Noviembre (5.6 ± 0.4 mg/g) y Diciembre (5.0 ± 0.4 mg/g). En los machos se registró un nivel de 15.3 ± 0.0 mg/g en el mes de Septiembre; sin embargo, en los meses de Octubre y Diciembre se presentaron las concentraciones más bajas del año (4.8 ± 0.9 mg/g y 5.1 ± 0.0 mg/g, respectivamente (Figura 17).

7.5.3.2 Gónada

7.5.3.2.1 Periodo de maduración

En las hembras, el contenido de colesterol en gónada, fue similar en los meses de Marzo y Abril de 2008 (13.9 ± 1.0 mg/g y 14.1 ± 1.4 mg/g, respectivamente). Pero para los meses de Enero y Febrero de 2009, el contenido fue significativamente menor, siendo de 6.4 ± 0.2 mg/g y de 5.0 ± 0.4 mg/g, respectivamente (Figura 17).

En los machos, los niveles de colesterol en la gónada observados durante los meses de Marzo y Abril, fueron menores a los registrados en las hembras para el mismo periodo, siendo de 7.7 ± 1.4 mg/g y 9.0 ± 3.0 mg/g, respectivamente. Así mismo, para los meses de

Enero y Febrero de 2009, los niveles registrados fueron aún más bajos (5.9 ± 0.0 mg/g y 5.8 ± 2.5 mg/g, respectivamente) (Figura 17).

7.5.3.2.2 Periodo de desove

Para el mes de Mayo, el contenido de colesterol en hembras fue de 13.2 ± 1.4 mg/g, incrementándose significativamente a 21.3 ± 3.4 mg/g para el siguiente mes, el cual es el nivel más alto observado durante el ciclo reproductivo. Igualmente, en los machos se registró un contenido de 5.1 ± 2.5 mg/g en el mes de Mayo, observándose un aumento significativo para el mes de Junio a 23.2 ± 4.6 mg/g (Figura 17).

7.5.3.2.3 Periodo de pos-desove

El contenido de colesterol en hembras se redujo significativamente a 13.6 ± 2.9 mg/g para el mes de Junio. En el caso de los machos, el nivel se mantuvo alto para el periodo de desove, registrándose un contenido de 22.5 ± 1.4 mg/g (Figura 17).

7.5.3.2.4 Periodo de reposo

A partir del mes de Agosto y hasta el mes de Diciembre, los niveles de colesterol en hembras fueron significativamente bajos, presentándose la concentración más baja durante el mes de Octubre (4.9 ± 0.4 mg/g). En el caso de los machos se observó la misma tendencia, observándose el nivel más bajo en el mes de Diciembre (4.2 ± 0.0 mg/g) (Figura 17).

7.5.3.3 Músculo

7.5.3.3.1 Periodo de maduración

En los meses de Marzo y Abril de 2008, los niveles de colesterol en músculo registrados en hembras fueron de 7.6 ± 2.9 mg/g y de 6.8 ± 2.6 mg/g. En los meses de Enero y Febrero de 2009, dichos niveles son significativamente menores (4.5 ± 0.3 mg/g y 5.0 ± 0.6 mg/g, respectivamente) (Figura 17).

En los machos, los niveles de colesterol en los meses de Marzo y Abril de 2008 fueron de 6.1 ± 4.6 mg/g y de 4.6 ± 1.7 mg/g, pero para los meses de Enero y Febrero de 2009 se redujeron a 3.8 ± 0.0 mg/g y 3.7 ± 0.1 mg/g, respectivamente (Figura 17).

7.5.3.3.2 Periodo de desove

En las hembras, el nivel de colesterol observado durante Mayo fue de 8.2 ± 1.0 mg/g, presentándose un incremento significativo en el mes de Junio a 17.3 ± 1.9 mg/g que fue el más alto observado durante el ciclo reproductivo. En los machos se registró un contenido de 6.6 ± 2.4 mg/g en el mes de Mayo, aunque también se observó un incremento significativo al siguiente mes de 17.2 ± 2.8 mg/g (Figura 17).

7.5.3.3.3 Periodo de pos-desove

Tanto en hembras como en machos, los niveles de colesterol registrados durante Julio, se redujeron significativamente con respecto al mes anterior, presentándose niveles de 8.4 ± 3.8 mg/g y 6.5 ± 0.9 mg/g, respectivamente (Figura 17).

7.5.3.3.4 Periodo de reposo

En los meses de Agosto, Septiembre, Octubre, Noviembre y Diciembre, se presentaron los niveles más bajos de colesterol en músculo en las hembras, siendo de 5.6 ± 0.9 mg/g, 4.3 ± 0.4 mg/g, 4.4 ± 0.4 mg/g, 4.6 ± 0.4 mg/g y 5.0 ± 0.4 mg/g, respectivamente. En los machos también se registraron los niveles más bajos durante los meses que comprende el periodo de reposo, presentándose una concentración de 3.1 ± 0.0 mg/g para el mes de Septiembre, de 5.0 ± 1.6 mg/g en el mes de Octubre y de 3.7 ± 0.0 para el mes de Diciembre (Figura 17).

7.5.3.4 Plasma

7.5.3.4.1 Periodo de maduración

Durante Marzo de 2008, el contenido de colesterol en plasma en hembras fue de 0.6 ± 0.2 mg/g y durante el mes de Abril fue de 0.7 ± 0.1 mg/g. Para el mes de Enero de 2009, el nivel se registrado no fue significativamente diferente a lo reportado anteriormente (0.6 ± 0.0 mg/g), pero para el mes de Febrero el contenido observado fue de 0.5 ± 0.1 mg/g (Figura 16).

En los machos, el nivel observado durante Marzo fue inferior al registrado en las hembras en el mismo mes (0.2 ± 0.0 mg/g); sin embargo, dicho nivel se incrementó significativamente hasta llegar a la concentración más alta durante el mes de Abril (1.1 ± 0.3 mg/g) (Figura 17).

7.5.3.4.2 Periodo de desove

En los meses de Mayo y Junio, se presentaron las concentraciones más altas de colesterol en hembras, registrándose 0.9 ± 0.1 mg/g y 1.0 ± 0.1 mg/g, respectivamente. En los machos, los niveles de colesterol se mantuvieron altos durante estos meses, siendo de 0.8 ± 0.1 mg/g para Mayo y de 0.7 ± 0.1 mg/g para Junio (Figura 17).

7.5.3.4.3 Periodo de pos-desove

Durante el mes de Julio, el contenido de colesterol en hembras fue de 0.8 ± 0.1 mg/g, el cual todavía es alto, mientras que para los machos el contenido registrado fue de 0.6 ± 0.1 mg/g (Figura 17).

7.5.3.4.4 Periodo de reposo

El nivel de colesterol registrado en Agosto seguía siendo alto (1.0 ± 0.1 mg/g), pero para los siguientes meses (de Octubre a Diciembre), se observó una disminución significativa, presentándose la concentración más baja durante el mes de Diciembre (0.4 ± 0.1 mg/g). En los machos también se observó dicha tendencia, siendo el mes de Septiembre donde se registró el nivel más bajo (0.5 ± 0.0 mg/g) (Figura 17).

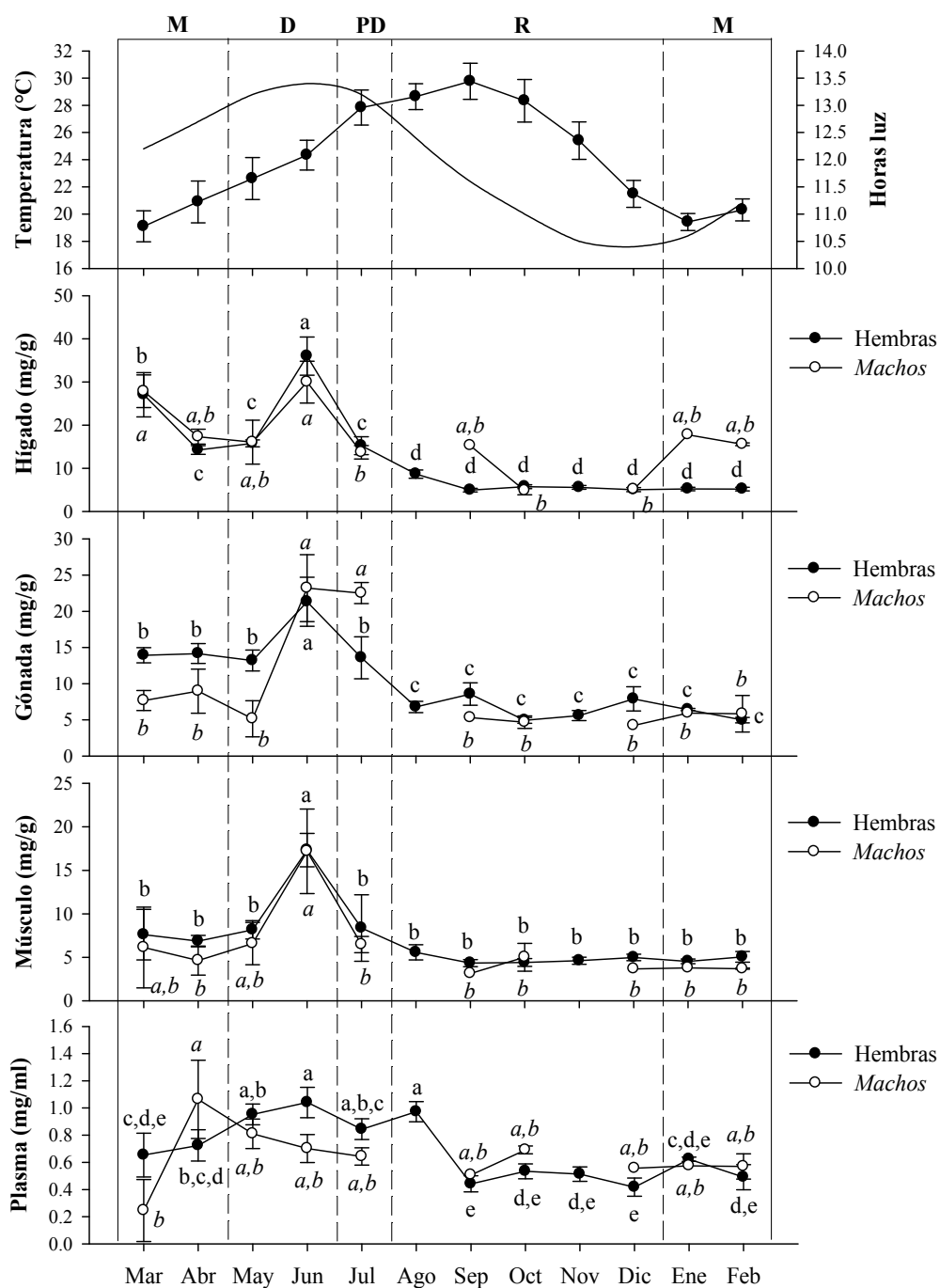


Figura 17. Cambios en el contenido de colesterol en diferentes tejidos de reproductores silvestres de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo con referencia a la temperatura y el fotoperiodo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P < 0.05$). M=Periodo de maduración; D=Periodo de desove; PD=Periodo de pos-desove; R=Periodo de reposo.

7.5.4 Correlaciones

7.5.4.1 Correlaciones entre los índices somáticos y los parámetros bioquímicos

En las hembras el IGS, presentó una correlación positiva significativa con el contenido de proteínas, triglicéridos y colesterol en gónada. Sin embargo, en los machos no se encontró una correlación significativa entre el IGS y los parámetros bioquímicos medidos en el tejido antes mencionado. Por otra parte, el IGS se correlacionó de manera positiva significativa con los parámetros bioquímicos medidos en hígado, en este caso, esta correlación se observó en ambos sexos. Así mismo, también el IGS se correlacionó de manera significativa con los parámetros bioquímicos en músculo en ambos sexos. Con respecto a la correlación entre el IGS con los parámetros bioquímicos medidos en plasma, se observó una correlación negativa significativa con el contenido de proteínas en ambos sexos, así como una correlación positiva con respecto al contenido de triglicéridos; en el caso del contenido de colesterol, solo las hembras presentaron una correlación positiva del IGS con dicho parámetro bioquímico (Tabla XI).

Por su parte, tanto el IHS como el IGV no se correlacionaron significativamente con ninguno de los parámetros bioquímicos medidos en los diferentes tejidos en ambos sexos.

7.5.4.2 Correlaciones entre los parámetros bioquímicos con la temperatura y el fotoperiodo

Con respecto a la temperatura, solamente el contenido de proteínas en el hígado y el contenido de triglicéridos en músculo en las hembras presentaron una correlación

significativa de manera negativa; sin embargo, en los machos no se encontró ninguna correlación significativa entre la temperatura y los parámetros bioquímicos medidos en los diferentes tejidos analizados (Tabla XII).

En cuanto a la correlación entre el fotoperiodo y los parámetros bioquímicos, en las hembras, todos los parámetros bioquímicos, excepto el contenido de proteínas en músculo, se correlacionaron de manera significativa con el fotoperiodo, de los cuales, solamente el contenido de proteínas en plasma se correlacionó de manera negativa con dicho parámetro físico. En el caso de los machos, solo el contenido de proteínas y triglicéridos en hígado, el contenido de triglicéridos en músculo y el contenido de colesterol en gónada, presentaron una correlación significativa positiva con el fotoperiodo (Tabla XIII).

Tabla XI. Correlación entre IGS con los parámetros bioquímicos en reproductores de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. IGS=índice gonadosomático, r =coeficiente de correlación.

	IGS Hembras		IGS Machos	
	r	P	r	P
GÓNADA				
Proteínas	0.535	<0.0001	0.095	0.681
Triglicéridos	0.504	<0.0001	0.030	0.897
Colesterol	0.606	<0.0001	0.070	0.763
HÍGADO				
Proteínas	0.605	<0.0001	0.598	0.004
Triglicéridos	0.757	<0.0001	0.536	0.012
Colesterol	0.713	<0.0001	0.649	0.001
MÚSCULO				
Proteínas	0.564	<0.0001	0.671	0.001
Triglicéridos	0.494	<0.0001	0.572	0.031
Colesterol	0.647	<0.0001	0.552	0.009
PLASMA				
Proteínas	-0.591	<0.0001	-0.370	0.099
Triglicéridos	0.810	<0.0001	0.567	0.033
Colesterol	0.578	<0.0001	0.215	0.350

Tabla XII. Correlación entre la temperatura y el fotoperiodo en hembras de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. r =coeficiente de correlación.

	Temperatura					
	Proteínas		Triglicéridos		Colesterol	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
Hígado	-0.523	<0.0001	-0.119	0.281	-0.158	0.152
Gónada	-0.021	0.85	-0.2	0.068	-0.085	0.442
Músculo	-0.166	0.131	-0.583	<0.0001	-0.033	0.769
Plasma	0.137	0.214	-0.036	0.748	0.121	0.273

	Fotoperiodo					
	Proteínas		Triglicéridos		Colesterol	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
Hígado	0.415	<0.0001	0.545	<0.0001	0.634	<0.0001
Gónada	0.592	<0.0001	0.553	<0.0001	0.588	<0.0001
Músculo	0.148	0.18	0.546	<0.0001	0.472	<0.0001
Plasma	-0.515	<0.0001	0.472	<0.0001	0.566	<0.0001

Tabla XIII. Correlación entre la temperatura y el fotoperiodo en machos de *M. rosacea* durante un ciclo reproductivo. Números en negritas, significan correlaciones significativas. r =coeficiente de correlación.

	Temperatura					
	Proteínas		Triglicéridos		Colesterol	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
Hígado	-0.235	0.268	0.173	0.42	-0.336	0.108
Gónada	0.16	0.454	-0.07	0.746	0.393	0.058
Músculo	-0.149	0.487	0.032	0.881	0.074	0.732
Plasma	0.28	0.185	-0.112	0.602	0.161	0.452

	Fotoperiodo					
	Proteínas		Triglicéridos		Colesterol	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
Hígado	0.515	0.054	0.713	<0.0001	0.443	0.03
Gónada	0.338	0.107	0.073	0.736	0.667	<0.0001
Músculo	0.341	0.103	0.564	<0.0001	0.437	0.033
Plasma	-0.211	0.322	0.394	0.057	0.222	0.298

7.5.4.3 Correlación entre parámetros bioquímicos en hembras y diámetro de ovocitos

Se observó una correlación positiva significativa entre el contenido de proteínas tanto en hígado como en gónada con el diámetro de ovocitos, en cambio con respecto al contenido de proteínas en plasma, dicha correlación fue negativa. En cuanto a la correlación en el contenido de proteínas en músculo con los diámetros de ovocitos, ésta no fue significativa (Tabla XIV).

Por su parte, tanto el contenido de triglicéridos como de colesterol en los diferentes tejidos analizados, presentaron una correlación positiva significativa con respecto al diámetro medio y máximo de ovocitos a lo largo del ciclo reproductivo (Tabla XIV).

Tabla XIV. Correlación entre el contenido de proteínas, triglicéridos y colesterol en diferentes tejidos de hembras de *M. rosacea*, con el diámetro medio y máximo de ovocitos durante un ciclo reproductivo. Números en negritas significan correlaciones significativas.

	Diámetro medio		Diámetro máximo	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
PROTEÍNAS				
Hígado	0.566	<0.0001	0.575	<0.0001
Gónada	0.526	<0.0001	0.522	<0.0001
Músculo	0.269	0.013	0.28	0.01
Plasma	-0.585	<0.0001	-0.857	<0.0001
TRIGLICÉRIDOS				
Hígado	0.629	<0.0001	0.617	<0.0001
Gónada	0.529	<0.0001	0.532	<0.0001
Músculo	0.521	<0.0001	0.536	<0.0001
Plasma	0.615	<0.0001	0.598	<0.0001
COLESTEROL				
Hígado	0.641	<0.0001	0.634	<0.0001
Gónada	0.579	<0.0001	0.573	<0.0001
Músculo	0.531	<0.0001	0.528	<0.0001
Plasma	0.55	<0.0001	0.551	<0.0001

7.5.5 Contenido de ácidos grasos

7.5.5.1 Hígado

En las tablas XVI y XVII se muestra el contenido de ácidos grasos (mg/g) en hígado en ambos sexos (media±error estándar). Los ácidos grasos saturados (SFA por sus siglas en inglés) más abundantes en hígado, para ambos sexos, a lo largo del ciclo reproductivo fueron el ácido palmítico (16:0) y el ácido esteárico (18:0). En realidad, las cantidades totales más altas de SFA se registraron durante los meses pertenecientes al periodo de reposo en ambos sexos, alcanzando un pico en el mes de Diciembre (248.62 ± 73.9 para las hembras y 150.44 ± 0.00 para los machos) (Tablas XVI y XVII).

En cuanto a los ácidos grasos monoinsaturados (MUFA por sus siglas en inglés), el más abundante fue el ácido nervónico (24:1n-9) en ambos sexos. Las mayores sumatorias de MUFA también se presentaron durante el periodo de reposo, alcanzado un máximo nivel en el mes de Diciembre en el caso de las hembras (259.54 ± 43.28), y el valor más bajo durante el periodo de pos-desove (12.72 ± 1.74) (Tabla XVI). En el caso de los machos, la sumatoria más baja se presentó durante el mes de Septiembre (12.94 ± 0.00) incrementándose significativamente hasta llegar a la sumatoria más alta de estos ácidos grasos en el mes de Octubre (72.63 ± 2.98) (Tabla XVII).

Respecto a los ácidos grasos poliinsaturados (PUFA por sus siglas en inglés) los ácidos grasos más abundantes en ambos sexos fueron: el ácido araquidónico (20:4n-6), el ácido ácido eicosapentaenoico (20:5n-3) y el ácido docosahexaenoico (22:6n-3). Así mismo, las cantidades totales más altas de éstos ácidos grasos también se presentaron durante los meses del periodo de reposo, alcanzando el máximo en el mes de Diciembre; 259.54 ± 43.28 para las hembras y 125.66 ± 0.00 en los machos (Tablas XVI y XVII).

Por otra parte, los ácidos grasos de la serie n-3 registrados en ambos sexos en este estudio fueron el 18:3n-3, el 20:5n-3 y el 22:6n-3, siendo el más abundante este último. En las

hembras, las cantidades más altas se presentaron durante el mes de Diciembre (259.94 ± 43.38), en cual pertenece al periodo de reposo (Tabla XVI). En los machos, la cantidad más alta de éstos ácidos grasos se presentó en el mes de Enero de 2009 (102.3 ± 7.18), registrándose la cantidad más baja durante el periodo de desove en el mes de Junio (38.48 ± 3.62) (Tabla XVII).

Los ácidos grasos de la serie n-6 registrados en este trabajo fueron el 18:2n-6 (ácido linoléico), el 18:3n-6 (ácido α -linolénico), el 20:2n-6 (ácido eicosadienoico), el 20:3n-6 (ácido homo-g-linoleico) y el 20:4n-6 (ácido araquidónico), siendo éste último el más abundante de todos. Así mismo, el mes de Diciembre fue el que presentó las cantidades más altas de estos ácidos grasos en ambos sexos, 55.96 ± 14.46 en las hembras y 33.23 ± 0.00 en los machos. En cuanto a la proporción de ácidos grasos n-3/n-6, el valor más alto se presentó en el mes de Mayo en el caso de las hembras (6.45 ± 0.75) y en el caso de los machos se presentó en los meses de Octubre (4.6 ± 0.77) y Enero (4.87 ± 0.82) (Tablas XVI y XVII).

La proporción más alta de ácido eicosapentaenoico/ácido araquidónico (EPA/ARA) en las hembras se presentó en el mes de Mayo durante el periodo de desove, siendo esta de 3.12 ± 0.36 , presentándose los valores más bajos durante los meses de Marzo y Abril (1.05 ± 0.12 y 1.21 ± 0.14 , respectivamente) (Tabla XVI). En los machos, los valores más altos se registraron durante todo el periodo de desove, siendo los valores de 2.32 ± 0.39 para el mes de Mayo y de 2.93 ± 0.49 en el mes de Junio, pero los valores más bajos se presentaron en el mes de Diciembre (0.91 ± 0.00), es decir, durante el periodo de reposo (Tabla XVII).

La proporción de ácido docosaexaenoico/ácido eicosapentaenoico (DHA/EPA) más alta registrada en las hembras se presentó en el mes de Junio, siendo de 34.9 ± 0.00 , reduciéndose drásticamente hasta llegar a sus valores más bajos en los meses de Julio (2.86 ± 0.33) y Agosto (2.9 ± 0.34) (Tabla XVI). En el caso de los machos, las proporciones más altas de dichos ácidos grasos se reportaron durante los meses de Octubre (5.23 ± 0.88), Enero (5.62 ± 0.95) y Febrero (5.6 ± 0.94), presentándose la proporción más baja en el mes de Junio (0.73 ± 0.12) (Tabla XVII).

Por otra parte, en las hembras se observó una correlación significativa entre el ácido oleico (18:1n-9) con el ácido linoleico (18:2n-6) ($r=0.826$; $P<0.0001$) y con el ácido α -linolenico (18:3n-3) ($r=0.812$; $P<0.0001$), de los cuales es precursor. Así mismo, el 18:2n-6 es precursor del ácido araquidónico (20:4n-6) y el 18:3n-3 es precursor del ácido eicosapentaenoico (20:5n-3) y del ácido docosahexaenoico (22:6n-3). De hecho, se encontró una correlación positiva entre el 18:2n-6 y el 20:4n-6 ($r=0.826$; $P<0.0001$), entre el 18:3n-3 y el 20:5n-3 ($r=0.807$; $P<0.0001$) y entre el 18:3n-3 y el 22:6n-3 ($r=0.688$; $P<0.0001$).

En los machos, también se observó una correlación positiva significativa entre el 18:1n-9 con el 18:2n-6 ($r=0.628$; $P<0.0001$) y con el 18:3n-3 ($r=0.533$; $P<0.0001$); así como una correlación significativa entre el 18:2n-6 y el 20:4n-6 ($r=0.552$; $P<0.0001$) y entre el 18:3n-3 y el 20:5n-3 ($r=0.513$; $P<0.0001$), pero no así con el 22:6n-3.

Por otra parte, se observaron correlaciones negativas significativas entre el contenido de 20:4n-6, 20:5n-3 y 22:6n-3 en hígado tanto con la temperatura como el fotoperiodo en las hembras. Por su parte, en los machos solo se observaron correlaciones significativas entre dichos ácidos grasos con el fotoperiodo, siendo positiva la correlación con el 20:5n-3, pero negativa con el 20:4n-6 y con el 22:6n-3 (Tabla XV).

Con respecto a la correlación entre el contenido de ácidos grasos, específicamente de 20:4n-6, 20:5n-3 y 22:6n-3 en hígado de hembras y el diámetro de los ovocitos a lo largo del ciclo reproductivo, se observaron correlaciones negativas, sin embargo, solamente la correlación entre el primer ácido graso mencionado presentó una correlación significativa con el diámetro medio y el diámetro máximo de ovocitos (Tabla XVI).

Tabla XV. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en hígado en reproductores de *M. rosacea* con respecto a la temperatura y el fotoperiodo. Números en negritas significan correlaciones significativas.

Hembras				
	Temperatura		Fotoperiodo	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
20:4n-6	-0.502	0.015	-0.571	0.004
20:5n-3	-0.575	0.004	-0.489	0.018
22:6n-3	-0.549	0.005	-0.695	<0.0001
Machos				
	Temperatura		Fotoperiodo	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
20:4n-6	-0.185	0.386	-0.545	0.005
20:5n-3	-0.023	0.915	0.632	0.001
22:6n-3	-0.4	0.053	-0.906	<0.001

Tabla XVI. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en hígado de hembras de *M. rosacea* con respecto al diámetro medio y máximo de ovocitos. 20:4n-6=Ácido araquidónico, 20:5n-3=Ácido eicosapentaenoico y 22:6n-3=Ácido docosahexaenoico. r=coeficiente de correlación. Números en negritas significan correlaciones significativas.

	Ácidos grasos en hígado					
	20:4n-6		20:5n-3		22:6n-3	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
Diámetro medio	-0.562	<0.0001	-0.199	0.362	-0.297	0.169
Diámetro máximo	-0.577	<0.0001	-0.183	0.403	-0.293	0.175

Tabla XVII. Ácidos grasos (mg/g) en hígado de hembras de *M. rosacea* (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidónico; DHA=Ácido docosahexaenoico.

	Maduración		Desove		Pos-desove
	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio
14:0	5.43±0.62 ^b	6.73±1.05 ^{a,b}	4.50±0.37 ^b	0.89±0.0 ^b	2.77±0.65 ^b
15:0	0.80±0.09 ^b	1.30±0.60 ^b	0.78±0.64 ^b	0.26±0.0 ^b	0.68±0.06 ^b
16:0	30.71±1.67 ^{b,c}	29.73±4.88 ^{b,c}	34.57±1.75 ^{b,c}	45.11±0.0 ^{b,c}	19.57±1.82 ^c
17:0	4.48±1.70 ^{b,c}	2.69±0.77 ^{b,c,d}	2.97±0.32 ^{b,c,d}	0.57±0.0 ^d	1.52±0.34 ^{c,d}
18:0	34.62±5.05 ^{a,b,c}	25.84±2.49 ^{c,d,e}	24.10±2.84 ^{c,d,e}	12.73±0.0 ^{e,f}	16.77±0.47 ^{d,e,f}
20:0	1.61±0.07 ^{a,b}	1.39±0.08 ^{a,b,c}	0.72±0.10 ^{b,c}	0.11±0.0 ^c	0.38±0.05 ^c
21:0	1.26±0.08 ^a	0.45±0.25 ^{b,c,d}	0.15±0.03 ^{c,d}	0.03±0.0 ^d	0.11±0.01 ^d
22:0	1.02±0.18 ^{a,b,c}	0.96±0.09 ^{a,b,c}	0.55±0.02 ^{b,c}	0.09±0.0 ^c	0.30±0.08 ^c
23:0	4.86±1.57 ^a	2.52±0.20 ^{a,b}	1.07±0.57 ^b	0.29±0.0 ^b	0.79±0.27 ^b
24:0	1.82±0.61 ^{a,b}	1.58±0.10 ^{b,c}	1.09±0.0 ^b	0.0±0.0	0.71±0.10 ^b
14:1n-5	0.44±0.10 ^c	0.47±0.20 ^{a,b,c}	0.24±0.08 ^c	0.59±0.0 ^{a,b,c}	0.16±0.02 ^c
16:1n-7	11.68±0.79 ^b	17.82±1.09 ^{a,b}	25.27±4.58 ^{a,b}	31.86±0.0 ^{a,b}	4.83±0.51 ^b
18:1n-9	5.33±1.55 ^c	5.18±0.89 ^c	3.51±0.51 ^c	0.63±0.0 ^c	2.81±0.17 ^c
18:1n-7	2.76±0.48 ^b	2.45±0.96 ^b	1.97±0.76 ^b	0.36±0.0 ^b	1.08±0.18 ^b
20:1n-9	5.03±1.53 ^{a,b}	2.81±0.34 ^{b,c}	2.65±0.52 ^{b,c}	0.22±0.0 ^c	1.12±0.16 ^c
24:1n-9	27.08±2.26 ^a	5.58±0.89 ^{b,c}	4.29±0.0 ^{b,c}	2.36±0.0 ^c	2.72±0.90 ^c
18:2n-6	2.06±0.61 ^b	3.70±1.74 ^b	3.07±0.33 ^b	0.40±0.0 ^b	1.19±0.22 ^b
18:3n-6	1.79±0.45 ^{a,b,c}	1.29±0.58 ^{a,b,c}	0.57±0.36 ^c	0.21±0.0 ^c	0.57±0.09 ^c
18:3n-3	1.79±0.51 ^b	2.01±0.27 ^b	0.96±0.05 ^b	0.16±0.0 ^b	0.49±0.16 ^b
20:2n-6	1.34±0.64 ^b	1.22±0.22 ^b	0.68±0.0 ^b	0.11±0.0 ^b	0.29±0.10 ^b
20:3n-6	0.74±0.09 ^b	1.25±0.53 ^b	0.50±0.38 ^b	0.11±0.0 ^b	0.37±0.13 ^b
20:4n-6	19.57±2.55 ^b	21.01±0.63 ^b	10.77±0.28 ^{c,d}	1.62±0.0 ^c	2.86±0.34 ^c
20:5n-3	20.65±0.53 ^{b,c}	25.43±2.39 ^{b,c}	33.61±1.09 ^{a,b}	2.20±0.0 ^d	3.94±0.70 ^d
22:6n-3	44.88±3.15 ^{d,e}	35.21±0.26 ^c	66.05±5.60 ^{c,d}	56.73±0.0 ^{d,e}	8.19±1.13 ^f
Σ SFA	86.61±11.90 ^{c,d}	73.19±10.51 ^{c,d}	70.48±6.66 ^{c,d}	60.08±0.0 ^d	43.61±3.85 ^d
Σ MUFA	52.33±6.70 ^c	34.31±4.36 ^d	37.92±6.44 ^d	36.03±0.0 ^d	12.72±1.94 ^e
Σ PUFA	92.82±8.55 ^d	91.15±6.61 ^d	116.21±8.09 ^c	61.55±0.0 ^f	17.89±2.85 ^g
Σ n-3	67.32±4.20 ^d	62.65±2.91 ^d	100.62±6.74 ^c	59.10±0.0 ^d	12.61±1.98 ^c
Σ n-6	25.50±4.35 ^b	28.50±3.69 ^b	15.59±1.35 ^c	2.45±0.0 ^f	5.27±0.87 ^e
n-3/n-6	2.64±0.31 ^d	2.20±0.26 ^d	6.45±0.75 ^a	2.44±0.0 ^d	2.39±0.28 ^d
EPA/ARA	1.05±0.12 ^d	1.21±0.14 ^d	3.12±0.36 ^a	1.35±0.0 ^c	1.38±0.16 ^{c,d}
DHA/EPA	2.29±0.27 ^c	1.67±0.19 ^f	6.13±0.71 ^b	34.90±0.0 ^a	2.86±0.33 ^c

Tabla XVII. Continuación.

	Reposo				Maduración	
	Agosto	Septiembre	Oct-Nov	Diciembre	Enero	Febrero
14:0	2.35±0.15 ^b	5.63±1.00 ^b	11.46±0.71 ^{a,b}	30.51±24.02 ^a	18.30±3.04 ^{a,b}	2.38±1.17 ^b
15:0	0.57±0.0 ^b	1.10±0.35 ^b	2.60±0.61 ^b	5.63±2.64 ^a	3.14±0.86 ^{a,b}	0.68±0.22 ^b
16:0	17.02±1.9 ^c	58.6±18.4 ^{b,c}	108.91±11.9 ^{a,b}	141.97±69.34 ^a	59.3±18.27 ^{b,c}	39.02±0.88 ^{b,c}
17:0	0.66±0.2 ^d	2.41±0.80 ^{b,c,d}	4.55±1.13 ^{b,c}	9.02±2.26 ^a	4.60±0.83 ^b	1.36±0.10 ^{c,d}
18:0	4.89±1.81 ^f	30.75±8.8 ^{b,c,d}	43+65±6.02 ^{a,b}	48.30±2.50 ^a	27.5±5.95 ^{c,d,e}	13.30±1.34 ^{e,f}
20:0	0.8±0.38 ^{b,c}	1.06±0.32 ^{a,b,c}	1.60±0.51 ^{a,b}	2.26±0.07 ^a	1.61±0.58 ^{a,b}	0.70±0.20 ^{b,c}
21:0	0.69±0.25 ^b	3.78±1.21 ^{b,c,d}	0.45±0.16 ^{b,c,d}	0.63±0.19 ^{b,c}	0.43±0.09 ^{b,c,d}	0.12±0.00 ^d
22:0	0.9±0.5 ^{a,b,c}	2.82±0.87 ^{a,b,c}	1.31±0.34 ^{a,b}	1.82±0.03 ^a	1.40±0.35 ^{a,b}	0.63±0.03 ^{b,c}
23:0	2.2±1.57 ^{a,b}	0.30±0.01 ^{a,b}	3.32±1.10 ^{a,b}	4.99±1.65 ^a	4.53±0.39 ^a	3.26±0.36 ^{a,b}
24:0	1.5±0.74 ^{a,b}	1.23±5.13 ^{a,b}	2.66±0.40 ^{a,b}	3.47±1.21 ^a	2.10±0.60 ^{a,b}	1.12±0.12 ^b
14:1n-5	0.20±0.01 ^c	0.30±0.01 ^{b,c}	0.67±0.13 ^{a,b}	0.72±0.14 ^a	0.42±0.15 ^{a,b,c}	0.24±0.09 ^c
16:1n-7	7.18±0.39 ^b	2.06±0.55 ^{a,b}	43.51±2.79 ^{a,b}	77.98±61.68 ^a	37.58±5.08 ^{a,b}	25.16±1.62 ^{a,b}
18:1n-9	3.84±1.01 ^c	3.29±0.82 ^{a,b,c}	29.96±0.24 ^{a,b}	33.44±23.05 ^a	5.88±1.47 ^c	6.25±2.90 ^{b,c}
18:1n-7	1.18±0.52 ^b	7.02±2.88 ^b	3.32±0.36 ^{a,b}	6.17±1.53 ^a	3.66±1.38 ^{a,b}	1.72±0.43 ^b
20:1n-9	2.6±1.49 ^{b,c}	3.21±1.48 ^{a,b,c}	5.49±0.33 ^a	5.86±0.17 ^a	2.89±0.78 ^{b,c}	2.05±0.61 ^c
24:1n-9	1.06±0.40 ^c	7.02±2.88 ^{b,c}	11.09±4.51 ^b	10.15±1.99 ^b	6.33±0.73 ^{b,c}	4.79±1.74 ^{b,c}
18:2n-6	1.07±0.01 ^b	3.21±1.48 ^b	4.67±0.87 ^b	11.30±5.83 ^a	4.99±1.28 ^b	1.56±0.48 ^b
18:3n-6	0.61±0.19 ^c	0.98±0.22 ^{a,b,c}	1.66±0.59 ^{a,b,c}	2.17±0.36 ^a	1.98±0.58 ^{a,b}	0.65±0.07 ^{b,c}
18:3n-3	0.30±0.0 ^b	1.04±0.42 ^b	2.06±0.56 ^b	5.75±3.62 ^a	1.96±0.65 ^b	0.52±0.16 ^b
20:2n-6	1.15±0.27 ^b	0.89±0.27 ^b	1.26±0.19 ^b	3.56±1.16 ^a	1.43±0.34 ^b	0.54±0.05 ^b
20:3n-6	0.34±0.03 ^b	5.04±0.41 ^b	1.16±0.28 ^b	2.84±1.22 ^a	1.23±0.36 ^b	0.49±0.01 ^b
20:4n-6	2.47±0.04 ^c	11.59±0.98 ^{c,d}	15.80±3.04 ^{b,c}	36.10±5.89 ^a	15.90±2.35 ^{b,c}	7.41±0.68 ^{d,e}
20:5n-3	3.74±0.10 ^d	9.26±1.52 ^{c,d}	24.58±4.24 ^{b,c}	47.53±15.61 ^a	25.60±3.37 ^b	18.2±0.86 ^{b,c,d}
22:6n-3	7.18±0.34 ^f	49.25±13.9 ^{d,e}	110.12±12.84 ^b	150.70±9.60 ^a	84.13±4.45 ^c	41.61±962 ^c
∑ SFA	31.59±7.6 ^f	107.68±32.2 ^c	180.5±22.88 ^{a,b}	248.62±73.90 ^a	122.9±30.98 ^c	62.89±4.43 ^d
∑ MUFA	16.1±3.82 ^e	46.4±13.94 ^{c,d}	94.05±8.36 ^{a,b}	134.34±48.59 ^a	56.77±9.58 ^c	40.20±7.39 ^{c,d}
∑ PUFA	16.86±1.0 ^g	77.26±13.48 ^e	161.32±22.63 ^b	259.94±43.28 ^a	137.2±13.4 ^{b,c}	70.96±11.93 ^e
∑ n-3	11.22±0.4 ^e	59.55±10.10 ^d	136.77±17.65 ^b	203.98±28.82 ^a	111.70±8.47 ^c	60.30±10.65 ^d
∑ n-6	5.64±0.54 ^e	17.71±3.37 ^c	24.55±4.98 ^{b,c}	55.96±14.46 ^a	25.53±4.91 ^{b,c}	10.66±1.28 ^d
n-3/n-6	1.99±0.23 ^d	3.36±0.39 ^c	5.57±0.65 ^b	3.64±0.42 ^c	4.37±0.51 ^c	5.65±0.66 ^b
EPA/ARA	1.5±0.18 ^{c,d}	0.80±0.09 ^c	1.55±0.18 ^c	1.32±0.15 ^{c,d}	1.61±0.19 ^c	2.45±0.28 ^b
DHA/EPA	2.90±0.34 ^e	4.25±0.49 ^d	6.97±0.81 ^b	4.17±0.49 ^d	5.29±0.62 ^c	5.61±0.65 ^c

Tabla XVIII. Ácidos grasos (mg/g) en hígado de machos de *M. rosacea* (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidónico; DHA=Ácido docosahexaenoico.

	Maduración		Desove		Pos-desove
	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio
14:0	2.95±0.99 ^d	4.26±1.40 ^{c,d}	15.67±0.51 ^a	9.53±0.61 ^b	2.78±0.65 ^d
15:0	0.63±0.13 ^b	0.99±0.11 ^{a,b}	2.08±0.26 ^{a,b}	1.21±0.59 ^{a,b}	0.68±0.06 ^b
16:0	19.11±2.57 ^f	23.69±2.60 ^{e,f}	43.54±4.47 ^{c,d}	54.55±5.97 ^{b,c}	17.90±3.34 ^f
17:0	2.11±0.42 ^b	1.86±0.17 ^b	3.74±0.38 ^{a,b}	2.61±1.37 ^b	1.85±0.11 ^b
18:0	15.47±2.45 ^d	17.19±1.87 ^{c,d}	30.49±1.61 ^{a,b,c}	14.90±7.60 ^d	16.77±0.47 ^d
20:0	2.02±0.46 ^a	0.85±0.11 ^{a,b}	1.29±0.28 ^{a,b}	0.71±0.37 ^b	0.38±0.04 ^b
21:0	0.40±0.16 ^a	0.14±0.00 ^a	0.26±0.03 ^a	0.16±0.08 ^a	0.11±0.00 ^a
22:0	1.31±0.48 ^{a,b}	2.59±0.00 ^a	1.06±0.19 ^{b,c}	0.60±0.31 ^{b,c}	0.30±0.08 ^c
23:0	4.05±0.59 ^{a,b}	2.68±0.07 ^{b,c}	4.15±0.89 ^{a,b}	1.02±0.52 ^c	0.79±0.27 ^c
24:0	1.46±0.55 ^{b,c}	1.90±0.48 ^{b,c}	1.86±0.37 ^{b,c}	2.51±0.25 ^b	0.71±0.08 ^c
14:1n-5	0.51±0.11 ^a	0.52±0.14 ^a	0.62±0.20 ^a	0.56±0.14 ^a	0.16±0.02 ^a
16:1n-7	11.88±0.51 ^{c,d}	17.09±1.10 ^{b,c,d}	39.58±5.35 ^a	11.85±5.86 ^{c,d}	4.83±0.51 ^d
18:1n-9	17.80±1.64 ^b	12.97±0.52 ^{b,c}	14.80±1.27 ^b	6.07±3.15 ^d	2.81±0.17 ^d
18:1n-7	3.95±0.97 ^a	1.86±0.24 ^a	4.00±0.71 ^a	2.18±1.11 ^a	1.08±0.18 ^a
20:1n-9	2.52±0.50 ^{a,b}	2.57±0.91 ^{a,b}	3.79±0.83 ^{a,b}	2.47±1.34 ^{a,b}	1.12±0.16 ^b
24:1n-9	17.53±2.71 ^b	26.75±2.51 ^a	12.56±0.60 ^c	10.11±0.93 ^{c,d,e}	2.72±0.90 ^f
18:2n-6	4.75±1.47 ^a	2.14±0.24 ^a	4.46±0.66 ^a	2.75±1.40 ^a	1.19±0.22 ^a
18:3n-6	2.00±0.53 ^{a,b}	1.06±0.21 ^{a,b,c}	1.54±0.28 ^{a,b,c}	0.89±0.42 ^{b,c}	0.57±0.09 ^c
18:3n-3	2.72±0.89 ^a	0.94±0.00 ^{a,b}	2.00±0.47 ^{a,b}	1.17±0.61 ^{a,b}	0.49±0.16 ^b
20:2n-6	1.58±0.29 ^{a,b}	0.93±0.15 ^{a,b}	1.29±0.26 ^{a,b}	0.72±0.37 ^{a,b}	0.29±0.10 ^b
20:3n-6	1.02±0.46 ^{a,b}	0.91±0.12 ^{a,b}	1.67±0.49 ^a	0.62±0.33 ^{a,b}	0.37±0.13 ^b
20:4n-6	16.02±1.96 ^a	13.92±1.92 ^a	18.60±3.15 ^a	10.17±6.08 ^a	12.19±0.94 ^a
20:5n-3	26.45±4.15 ^b	25.37±0.59 ^b	43.27±3.93 ^a	29.84±2.77 ^b	30.40±3.83 ^b
22:6n-3	49.89±6.91 ^b	23.67±4.08 ^{c,d}	26.16±2.39 ^c	7.46±0.25 ^d	15.41±2.83 ^{c,d}
Σ SFA	49.52±8.81 ^{d,e}	56.16±6.81 ^d	104.15±8.99 ^c	87.82±17.67 ^{c,d}	42.28±5.12 ^e
Σ MUFA	54.19±6.45 ^{b,c}	61.77±5.43 ^{b,c}	75.36±8.96 ^{a,b}	33.25±12.53 ^d	12.72±1.94 ^e
Σ PUFA	104.44±16.66 ^{a,b}	68.93±7.31 ^d	99.00±11.65 ^b	53.62±12.24 ^{d,e}	60.90±8.29 ^{d,e}
Σ n-3	79.06±11.94 ^{c,d}	49.98±4.67 ^e	71.44±6.79 ^d	38.48±3.62 ^g	46.29±6.82 ^{e,f}
Σ n-6	25.37±4.71 ^{b,c}	19.89±2.64 ^c	27.57±4.85 ^b	15.15±8.62 ^{b,c,d,e}	14.61±1.47 ^e
n-3/n-6	3.12±0.52 ^b	2.51±0.42 ^b	2.59±0.44 ^b	2.54±0.43 ^b	3.17±0.53 ^b
EPA/ARA	1.65±0.28 ^b	1.82±0.31 ^{a,b}	2.32±0.39 ^a	2.93±0.49 ^a	3.17±0.53 ^a
DHA/EPA	3.11±0.52 ^b	1.70±0.29 ^c	1.41±0.24 ^c	0.73±0.12 ^d	1.26±0.21 ^c

Tabla XVIII. Continuación.

	Reposo			Maduración	
	Septiembre	Octubre	Diciembre	Enero	Febrero
14:0	2.05±0.00 ^d	9.74±1.02 ^b	6.49±0.00 ^{b,c}	5.29±0.78 ^{c,d}	3.87±0.34 ^{c,d}
15:0	0.77±0.00 ^{a,b}	1.72±0.10 ^{a,b}	2.99±0.00 ^a	2.66±1.24 ^a	1.79±0.59 ^{a,b}
16:0	24.29±0.00 ^{d,e,f}	74.46±3.44 ^a	72.64±0.00 ^{a,b}	41.80±9.06 ^{c,d,e}	30.98±3.91 ^{d,e,f}
17:0	4.98±0.00 ^{a,b}	3.55±0.05 ^{a,b}	6.76±0.00 ^a	3.89±0.74 ^{a,b}	2.43±0.66 ^b
18:0	13.49±0.00 ^d	35.87±2.05 ^{a,b}	45.81±0.00 ^a	21.77±2.76 ^{b,c,d}	16.60±3.44 ^d
20:0	1.31±0.00 ^{a,b}	1.39±0.17 ^{a,b}	2.19±0.00 ^a	1.04±0.12 ^{a,b}	0.76±0.16 ^{a,b}
21:0	0.31±0.00 ^a	0.35±0.13 ^a	0.44±0.00 ^a	0.35±0.06 ^a	0.14±0.01 ^a
22:0	1.27±0.00 ^{a,b,c}	1.16±0.08 ^{a,b,c}	1.79±0.00 ^{a,b}	1.08±0.25 ^{b,c}	0.69±0.14 ^{b,c}
23:0	2.73±0.00 ^{b,c}	3.26±0.02 ^b	6.64±0.00 ^a	4.65±0.65 ^{a,b}	4.07±0.20 ^{a,b}
24:0	2.06±0.00 ^{b,c}	1.91±0.33 ^{b,c}	4.68±0.00 ^a	1.50±0.09 ^{b,c}	1.34±0.40 ^{b,c}
14:1n-5	0.45±0.00 ^a	0.25±0.06 ^a	0.87±0.00 ^a	0.34±0.21 ^a	0.24±0.07 ^a
16:1n-7	4.25±0.00 ^d	32.39±1.40 ^{a,b}	26.30±0.00 ^{a,b,c}	28.55±0.36 ^{a,b}	35.56±3.68 ^a
18:1n-9	3.40±0.00 ^d	25.50±0.13 ^a	10.40±0.00 ^{b,c,d}	7.53±1.11 ^{c,d}	5.93±0.25 ^d
18:1n-7	1.24±0.00 ^a	2.30±0.76 ^a	4.63±0.00 ^a	2.37±0.84 ^a	2.53±0.96 ^a
20:1n-9	1.84±0.00 ^{a,b}	5.41±0.24 ^a	6.03±0.00 ^a	2.79±1.34 ^{a,b}	3.29±1.08 ^{a,b}
24:1n-9	1.75±0.00 ^f	6.78±0.39 ^{d,e,f}	12.15±0.00 ^{c,d}	5.44±0.00 ^{e,f}	5.11±0.25 ^f
18:2n-6	1.35±0.00 ^a	3.43±0.02 ^a	5.47±0.00 ^a	3.93±1.23 ^a	3.21±0.92 ^a
18:3n-6	1.92±0.00 ^{a,b,c}	0.73±0.09 ^{b,c}	2.53±0.00 ^a	1.41±0.25 ^{a,b,c}	0.88±0.19 ^{b,c}
18:3n-3	1.00±0.00 ^{a,b}	1.17±0.08 ^{a,b}	2.13±0.00 ^{a,b}	1.35±0.38 ^{a,b}	1.19±0.36 ^{a,b}
20:2n-6	0.29±0.00 ^b	0.86±0.03 ^{a,b}	2.40±0.00 ^a	1.10±0.14 ^{a,b}	0.78±0.28 ^{a,b}
20:3n-6	0.98±0.00 ^{a,b}	0.72±0.11 ^{a,b}	1.62±0.00 ^{a,b}	0.89±0.17 ^{a,b}	0.59±0.15 ^{a,b}
20:4n-6	11.86±0.00 ^a	13.15±2.28 ^a	21.21±0.00 ^a	13.65±1.19 ^a	10.96±1.86 ^a
20:5n-3	21.72±0.00 ^b	16.78±0.31 ^b	19.20±0.00 ^b	24.25±5.35 ^b	18.52±4.41 ^b
22:6n-3	20.73±0.00 ^{c,d}	68.1±2.18 ^{a,b}	71.10±0.00 ^{a,b}	76.70±1.45 ^a	61.31±16.92 ^{a,b}
∑ SFA	53.27±0.00 ^d	133.41±7.38 ^b	150.44±0.00 ^a	84.03±15.75 ^{c,d}	62.68±9.86 ^d
∑ MUFA	12.94±0.00 ^c	72.63±2.98 ^a	60.38±0.00 ^b	47.03±3.88 ^c	52.66±6.30 ^c
∑ PUFA	59.85±0.00 ^c	105.75±5.11 ^b	125.66±0.00 ^a	123.29±10.17 ^a	97.44±25.09 ^{a,b,c}
∑ n-3	43.44±0.00 ^f	86.86±2.57 ^c	92.44±0.00 ^b	102.30±7.18 ^a	81.02±21.69 ^{a,b,c,d}
∑ n-6	16.40±0.00 ^d	18.89±2.54 ^c	33.23±0.00 ^a	20.98±2.99 ^{b,c}	16.42±3.41 ^{c,d,e}
n-3/n-6	2.65±0.00 ^b	4.60±0.77 ^a	2.78±0.00 ^b	4.87±0.82 ^a	4.93±0.83 ^a
EPA/ARA	1.83±0.00 ^b	1.27±0.21 ^{b,c}	0.91±0.00 ^c	1.78±0.30 ^{a,b}	1.69±0.28 ^{a,b}
DHA/EPA	1.74±0.00 ^c	5.23±0.88 ^a	3.35±0.00 ^b	5.62±0.95 ^a	5.60±0.94 ^a

7.5.5.2 Gónada

En las tablas XXI y XXII se muestra el contenido de ácidos grasos (mg/g) en gónada en ambos sexos (media±error estándar). Al igual que en el hígado, los SFA más abundantes en gónada de ambos sexos fueron el 16:0 y el 18:0. En el caso de las hembras, los SFA fueron más abundantes durante el mes de Marzo (58.57±7.13), reduciéndose paulatinamente hasta llegar a sus niveles más bajos en los meses de Agosto (12.15±3.68), Septiembre (17.29±3.17) y Diciembre (10.74±2.7) (Tabla XXI). En los machos, la mayor cantidad de SFA se observó en el mes de Diciembre (104.16±0.00), mientras que el nivel más bajo se registro en Febrero (28.19±4.95) (Tabla XXII).

En los MUFA, el ácido graso significativamente más abundante en las hembras, fue el 16:1n-7, siendo los menos abundantes el 18:1n-9 y el 14:1n-5. En los machos, también el 16:1n-7 fue el más abundante durante el ciclo reproductivo, pero los menos abundantes fueron 18:1n-7, el 20:1n-9 y el 14:1n-5. Por otra parte, las cantidades más altas de MUFA en las hembras, se observaron durante el mes de Marzo (34.25±4.83), mientras que los niveles más bajos se reportaron en los meses pertenecientes al periodo de reposo (Tabla XXI). Por su parte, los niveles más altos observados en los machos se reportaron en los meses de Junio y Julio, con 76.6±15.07 y 73.36±7.38, respectivamente, mientras que el nivel más bajos se presentó en Enero (13.67±3.48) (Tabla XXII).

Con respecto a los PUFA, el ácido graso más abundante en ambos sexos fue el 22:6n-3, mientras que los significativamente menos abundantes fueron el 18:2n-6, el 18:3n-3, el 18:3n-6, el 20:2n-6 y el 20:3n-6. En las hembras, las cantidades máximas de PUFA se presentaron en el periodo de pos-desove, es decir, durante el mes de Julio (133.61±8.81), mientras que las más bajas se reportaron en los meses de Diciembre y Enero (11.81±3.77 y 11.87±2.1, respectivamente) (Tabla XXI). Por el contrario, en los machos, el nivel más alto de estos ácidos grasos se presentó en el mes de Diciembre (157.38±0.00) y el más bajo en el mes de Febrero (32.33±4.9) (Tabla XXII).

En las hembras, los ácidos grasos de la serie n-3 significativamente más abundantes fueron el 22:6n-3 y el 20:5n-3, mientras que en los machos, únicamente el 22:6n-3 fue el más abundante. En las hembras, la cantidad más grande estos ácidos grasos se registró durante el mes de Julio (114.62 ± 5.45), mientras que las más bajas se presentaron en los meses de Diciembre (8.44 ± 2.34) y Enero (7.58 ± 10.57) (Tabla XXI). En los machos, la cantidad más alta se presentó en Diciembre (115.15 ± 0.00), mientras que la más baja se registro en el mes de Febrero (23.25 ± 2.07) (Tabla XXII).

En el caso de los ácidos grasos de la serie n-6, el ácido graso más abundante en ambos sexos fue el 20:4n-6. En las hembras, la mayor cantidad de ácidos grasos n-6 se registró en el mes de Junio (30.18 ± 1.25), mientras que las más bajas se presentaron en los meses de Diciembre y Enero (3.37 ± 1.43 y 4.29 ± 0.94 , respectivamente) (Tabla XXI). En los machos los mayores niveles de ácidos grasos n-6 se presentaron en el mes de Diciembre (42.23 ± 0.00) disminuyendo significativamente hasta llegar al nivel más bajo en el mes de Febrero (9.09 ± 2.42) (Tabla XXII).

La mayor proporción de ácidos grasos n-3/n-6 en las hembras, se registró al inicio del periodo de reposo en el mes de Agosto (6.40 ± 0.69), reduciéndose paulatinamente hasta llegar a la proporción más baja durante los meses del periodo de maduración (Tabla XXI). En el caso de los machos, las proporciones más altas de estos ácidos grasos también se presentaron durante el periodo de reposo, específicamente en los meses de Septiembre (6.23 ± 0.00) y Octubre (5.84 ± 0.81), mientras que la más baja se observó durante el mes de Julio en el periodo de pos-desove (2.16 ± 0.3) (Tabla XXII).

Con respecto a la proporción de EPA/ARA en hembras, la proporción más alta se presentó al inicio del periodo de desove, durante el mes de Mayo (3.25 ± 0.28), mientras que las más bajas se presentaron durante todo el periodo de maduración y de reposo (Tabla XXI). En los machos, la proporción más alta se presentó durante el mes de Septiembre (4.5 ± 0.00) y las más bajas se presentaron también durante el periodo de maduración, aunque la significativamente más baja se presentó en el mes de Enero (0.23 ± 0.03) (Tabla XXII).

En cuanto a la proporción de DHA/EPA en las hembras, las proporciones más altas se presentaron durante el periodo de reposo, en particular durante los meses de Septiembre y Oct-Nov (4.32 ± 0.31 y 4.39 ± 0.31 , respectivamente), mientras que las más bajas se presentaron en los meses del periodo de maduración, específicamente en el mes de Marzo (0.27 ± 0.02) (Tabla XXI). En los machos, la proporción más alta de estos ácidos grasos también se presentó en el mes de Octubre (6.97 ± 0.97), pero la proporción más baja se registró durante el periodo de pos-desove (1.66 ± 0.23) (Tabla XXII).

Por otra parte, se observaron correlaciones positivas significativas entre el contenido de $20:4n-6$, $20:5n-3$ y $22:6n-3$ en gónadas de ambos sexos con el fotoperiodo, pero no con respecto a la temperatura (Tabla XIX).

Así mismo, en las hembras, se observó una correlación positiva significativa entre el contenido de $20:4n-6$ y $20:5n-3$ en gónada con el diámetro medio y máximo de ovocitos; en cambio, se observó una correlación negativa entre el $22:6n-3$ con los parámetros ya mencionados, sin embargo dicha correlación no fue significativa (Tabla XX).

Tabla XIX. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en gónada reproductores de *M. rosacea* con respecto a la temperatura y el fotoperiodo. 20:4n-6=Ácido araquidónico, 20:5n-3=Ácido eicosapentaenoico y 22:6n-3=Ácido docosahexaenoico. r =coeficiente de correlación. Números en negritas significan correlaciones significativas.

Hembras				
	Temperatura		Fotoperiodo	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
20:4n-6	0.089	0.633	0.633	<0.001
20:5n-3	0.294	0.108	0.605	<0.001
22:6n-3	0.245	0.110	0.446	0.012
Machos				
	Temperatura		Fotoperiodo	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
20:4n-6	0.205	0.252	0.533	0.001
20:5n-3	0.170	0.344	0.531	0.001
22:6n-3	0.152	0.400	0.57	0.001

Tabla XX. Correlaciones entre el contenido de ácidos grasos en gónada de hembras de *M. rosacea* con respecto al diámetro medio y máximo de ovocitos. 20:4n-6=Ácido araquidónico, 20:5n-3=Ácido eicosapentaenoico y 22:6n-3=Ácido docosahexaenoico. r =coeficiente de correlación. Números en negritas significan correlaciones significativas.

	Ácidos grasos en gónada					
	20:4n-6		20:5n-3		22:6n-3	
	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>	<i>r</i>	<i>P</i>
Diámetro medio	0.633	<0.0001	0.604	<0.0001	-0.177	0.341
Diámetro máximo	0.625	<0.0001	0.587	0.001	-0.193	0.298

Tabla XXI. Ácidos grasos (mg/g) en gónada de hembras de *M. rosacea* (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidónico; DHA=Ácido docosahexaenoico.

	Maduración		Desove		Pos-desove
	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio
14:0	4.53±0.72 ^a	2.53±0.71 ^b	1.93±0.25 ^{b,c,d}	1.76±0.19 ^{b,c,d}	1.37±0.28 ^{b,c,d}
15:0	0.93±0.06 ^c	0.61±0.05 ^c	0.79±0.10 ^c	2.99±0.23 ^b	10.74±0.69 ^a
16:0	28.83±3.4 ^a	13.69±0.55 ^b	10.91±0.92 ^{b,c}	7.98±0.36 ^{c,d}	0.36±8.61 ^{c,d}
17:0	1.67±0.15 ^c	1.28±0.09 ^c	0.61±0.23 ^c	5.33±0.35 ^b	0.35±9.39 ^a
18:0	14.67±1.84 ^a	14.70±0.97 ^a	2.13±0.99 ^e	5.60±0.70 ^{b,c,d}	7.28±1.07 ^{b,c}
20:0	0.97±0.09 ^{b,c}	0.60±0.08 ^{b,c,d}	2.05±0.0 ^a	1.77±0.22 ^a	1.28±0.48 ^{a,b}
21:0	0.07±0.0 ^c	0.0±0.0	0.0±0.0	0.0±0.0	0.42±0.0 ^b
22:0	0.84±0.04 ^b	0.68±0.09 ^b	5.69±0.0 ^a	0.47±0.09 ^b	0.40±0.14 ^b
23:0	4.65±0.82 ^{a,b}	3.96±0.24 ^{a,b,c}	1.53±0.97 ^c	5.08±1.10 ^a	3.63±0.32 ^{a,b,c}
24:0	1.41±0.0 ^b	1.06±0.0 ^b	0.0±0.0	0.88±0.32 ^b	1.72±0.20 ^b
14:1n-5	0.91±0.08 ^{b,c,d}	0.71±0.09 ^{b,c,d}	0.23±0.07 ^d	1.84±0.33 ^a	1.07±0.11 ^{b,c}
16:1n-7	19.61±0.56 ^a	6.41±0.56 ^b	5.91±0.28 ^b	3.22±0.13 ^c	1.99±0.19 ^{d,e,f}
18:1n-9	6.71±1.66 ^a	4.76±1.05 ^{a,b}	2.54±0.34 ^{b,c}	1.73±0.23 ^c	1.52±0.36 ^c
18:1n-7	1.79±0.36 ^a	1.76±0.51 ^a	0.80±0.08 ^b	0.61±0.04 ^b	0.33±0.02 ^b
20:1n-9	2.64±0.55 ^c	1.96±0.44 ^{c,d}	7.07±0.0 ^{a,b}	7.85±0.41 ^a	5.42±0.37 ^b
24:1n-9	2.59±1.58 ^c	10.01±1.84 ^a	3.78±0.63 ^{b,c}	2.98±0.43 ^c	4.56±1.84 ^{b,c}
18:2n-6	2.73±0.35 ^a	2.43±0.74 ^a	1.30±0.16 ^b	0.74±0.11 ^b	0.58±0.14 ^b
18:3n-6	1.03±0.12 ^c	1.04±0.25 ^c	3.80±0.0 ^{a,b}	2.44±0.11 ^b	4.07±1.97 ^a
18:3n-3	2.43±0.02 ^{b,c}	1.15±0.36 ^{b,c}	3.22±0.77 ^b	1.88±0.69 ^{b,c}	1.97±0.50 ^{b,c}
20:2n-6	0.75±0.0 ^{b,c}	0.51±0.07 ^c	2.38±0.0 ^a	1.32±0.21 ^b	1.26±0.11 ^b
20:3n-6	0.42±0.0 ^{c,d}	0.67±0.17 ^{c,d}	3.0±0.0 ^a	1.52±0.16 ^b	1.17±0.11 ^{b,c}
20:4n-6	9.15±0.82 ^b	10.17±0.43 ^b	3.07±1.02 ^c	24.16±0.66 ^a	11.92±1.04 ^b
20:5n-3	15.26±1.25 ^c	7.99±1.13 ^{e,f}	9.98±0.78 ^{d,e}	36.14±1.84 ^a	30.05±2.22 ^b
22:6n-3	4.12±0.21 ^g	21.47±2.07 ^{c,d}	26.85±3.62 ^{b,c}	14.91±0.65 ^{e,f}	82.61±2.73 ^a
Σ SFA	58.57±7.13 ^a	39.13±2.74 ^b	25.65±3.46 ^c	31.88±3.57 ^c	44.85±4.38 ^b
Σ MUFA	34.25±4.83 ^a	25.62±4.48 ^{a,b}	20.32±1.41 ^b	18.23±1.56 ^b	14.89±2.89 ^b
Σ PUFA	35.89±2.77 ^{c,d}	45.43±5.23 ^c	53.61±6.34 ^c	83.11±4.43 ^b	133.62±8.82 ^a
Σ n-3	21.80±1.48 ^e	30.61±3.57 ^d	40.05±5.16 ^c	52.93±3.18 ^b	114.62±5.45 ^a
Σ n-6	14.08±1.29 ^c	14.82±1.67 ^c	13.56±1.18 ^c	30.18±1.25 ^a	19.00±3.38 ^b
n-3/n-6	1.55±0.17 ^d	2.06±0.22 ^d	2.95±0.32 ^c	1.75±0.19 ^d	6.03±0.65 ^a
EPA/ARA	1.67±0.14 ^c	0.79±0.07 ^d	3.25±0.28 ^a	1.49±0.13 ^c	2.52±0.22 ^b
DHA/EPA	0.27±0.02 ^g	2.69±0.19 ^c	2.69±0.19 ^c	0.41±0.03 ^g	2.75±0.19 ^c

Tabla XXI. Continuación.

	Reposo				Maduración	
	Agosto	Septiembre	Oct-Nov	Diciembre	Enero	Febrero
14:0	1.28±0.2 ^{b,c,d}	1.64±0.61 ^{b,c,d}	2.15±0.60 ^{b,c}	0.40±0.25 ^d	0.71±0.04 ^{c,d}	1.77±0.67 ^{b,c,d}
15:0	0.39±0.10 ^c	0.42±0.11 ^c	0.49±0.30 ^c	0.20±0.09 ^c	0.25±0.07 ^c	0.64±0.28 ^c
16:0	3.98±1.41 ^d	5.68±0.34 ^d	5.20±1.06 ^d	4.52±0.87 ^d	4.24±0.25 ^d	8.08±0.75 ^{c,d}
17:0	0.42±0.19 ^c	0.85±0.21 ^c	0.38±0.02 ^c	0.39±0.14 ^c	1.22±0.61 ^c	1.00±0.30 ^c
18:0	3.50±1.34 ^{d,e}	4.43±1.21 ^{b,c,d,e}	3.81±0.40 ^{c,d,e}	3.39±0.84 ^{d,e}	5.87±0.26 ^{b,c,d}	8.15±1.54 ^b
20:0	0.16±0.05 ^d	0.33±0.13 ^{c,d}	0.38±0.15 ^{c,d}	0.39±0.22 ^{c,d}	0.61±0.35 ^{b,c,d}	0.50±0.13 ^{c,d}
21:0	0.0±0.0	0.12±0.0 ^c	0.90±0.0 ^a	0.0±0.0	0.0±0.0	0.08±0.0 ^d
22:0	0.27±0.14 ^b	0.75±0.28 ^b	0.90±0.57 ^b	0.0±0.0	0.59±0.23 ^b	0.73±0.13 ^b
23:0	1.95±0.25 ^{b,c}	2.11±0.27 ^{b,c}	1.70±0.35 ^{b,c}	1.36±0.28 ^c	2.55±0.97 ^{a,b,c}	4.63±0.54 ^{a,b,c}
24:0	0.20±0.0 ^b	0.95±0.0 ^b	3.68±0.0 ^a	0.0±0.0	1.03±0.33 ^b	1.13±0.14 ^b
14:1n-5	0.25±0.10 ^d	0.39±0.05 ^{c,d}	1.44±0.0 ^{a,b}	0.22±0.04 ^d	0.41±0.03 ^{b,c,d}	0.55±0.06 ^{b,c,d}
16:1n-7	1.31±0.47 ^{e,f}	2.89±0.72 ^{c,d}	1.51±0.05 ^{e,f}	1.50±0.16 ^{e,f}	1.00±0.20 ^f	2.22±0.24 ^{c,d,e}
18:1n-9	1.02±0.36 ^c	2.39±0.57 ^{b,c}	1.98±0.78 ^{b,c}	1.50±0.08 ^c	1.72±1.54 ^c	2.93±1.18 ^{b,c}
18:1n-7	0.33±0.14 ^b	0.55±0.15 ^b	0.31±0.04 ^b	0.27±0.11 ^b	0.75±0.06 ^b	0.97±0.34 ^b
20:1n-9	0.38±0.13 ^c	0.91±0.28 ^{d,e}	0.90±0.36 ^{d,e}	0.60±0.01 ^{d,e}	0.95±0.33 ^{d,e}	1.08±0.28 ^{d,e}
24:1n-9	2.22±0.31 ^c	1.87±0.07 ^c	2.21±0.70 ^c	1.13±0.23 ^c	1.87±0.91 ^c	7.95±0.49 ^b
18:2n-6	0.44±0.23 ^b	0.84±0.37 ^b	0.36±0.03 ^b	0.32±0.18 ^b	0.80±0.39 ^b	1.09±0.48 ^b
18:3n-6	0.24±0.11 ^c	0.50±0.0 ^c	4.73±0.0 ^a	0.31±0.0 ^c	0.60±0.34 ^c	0.70±0.38 ^c
18:3n-3	0.22±0.05 ^c	0.52±0.0 ^{b,c}	6.76±0.0 ^a	0.0±0.0	0.0±0.0	0.46±0.27 ^c
20:2n-6	0.18±0.02 ^c	0.26±0.0 ^c	1.26±0.0 ^b	0.36±0.23 ^c	0.0±0.0	0.44±0.12 ^c
20:3n-6	0.20±0.02 ^d	0.13±0.0 ^d	1.97±0.0 ^b	0.0±0.0	0.0±0.0	0.34±0.17 ^d
20:4n-6	5.91±0.97 ^b	4.69±0.33 ^c	2.92±0.02 ^c	2.38±1.02 ^c	2.88±0.20 ^c	10.88±1.22 ^c
20:5n-3	13.31±0.14 ^{c,d}	4.27±0.31 ^{f,g}	2.22±1.09 ^g	2.03±0.22 ^g	2.33±1.00 ^g	6.85±1.37 ^{e,f,g}
22:6n-3	31.06±1.39 ^b	18.40±1.01 ^{d,e}	9.77±3.51 ^{f,g}	6.40±2.11 ^g	5.25±0.07 ^g	12.37±1.85 ^{e,f}
Σ SFA	12.15±3.68 ^d	17.29±3.17 ^d	19.60±3.45 ^{c,d}	10.64±2.70 ^d	17.08±3.12 ^{c,d}	26.72±4.48 ^c
Σ MUFA	5.52±1.51 ^c	9.01±1.85 ^c	8.34±1.93 ^c	5.18±0.63 ^c	6.71±3.07 ^c	15.71±2.60 ^b
Σ PUFA	51.56±2.93 ^c	29.61±2.03 ^d	29.99±4.66 ^d	11.81±3.77 ^c	11.87±2.01 ^c	33.13±5.87 ^{c,d}
Σ n-3	44.59±1.58 ^c	23.19±1.32 ^c	18.75±4.61 ^c	8.44±2.34 ^f	7.58±1.07 ^f	19.68±3.49 ^c
Σ n-6	6.96±1.35 ^c	6.42±0.70 ^c	11.24±0.06 ^d	3.37±1.43 ^f	4.29±0.94 ^f	13.45±2.38 ^{c,d}
n-3/n-6	6.40±0.69 ^a	3.61±0.39 ^b	1.67±0.18 ^d	2.50±0.27 ^c	1.77±0.19 ^d	1.46±0.16 ^d
EPA/ARA	2.25±0.19 ^b	0.91±0.08 ^d	0.76±0.06 ^d	0.85±0.07 ^d	0.81±0.07 ^d	0.63±0.05 ^d
DHA/EPA	2.33±0.16 ^d	4.31±0.31 ^a	4.39±0.31 ^a	3.15±0.22 ^b	2.25±0.16 ^d	1.81±0.13 ^f

Tabla XXII. Ácidos grasos (mg/g) en gónada de machos de *M. rosacea* (media±error estándar), durante un ciclo reproductivo. Letras diferentes significan diferencias significativas ($P<0.05$) entre las medias (ANOVA). Σ SFA=Suma de ácidos grasos saturados; Σ MUFA=Suma de ácidos grasos monoinsaturados; Σ PUFA=Suma de ácidos grasos poliinsaturados; EPA=Ácido eicosapentaenoico; ARA=Ácido araquidónico; DHA=Ácido docosahexaenoico.

	Maduración		Desove		Pos-desove
	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio
14:0	2.0±1.49 ^b	2.49±0.18 ^b	4.32±0.28 ^b	8.27±1.55 ^a	6.14±0.84 ^{a,b}
15:0	0.99±0.16 ^{b,c}	0.70±0.00 ^{b,c}	0.97±0.23 ^{b,c}	1.93±0.46 ^{a,b}	1.31±0.23 ^{a,b,c}
16:0	18.57±3.77 ^c	22.87±1.98 ^{b,c}	41.37±2.62 ^{a,b}	48.48±5.91 ^a	21.53±7.65 ^c
17:0	1.65±0.14 ^c	1.36±0.55 ^c	2.51±0.07 ^{b,c}	3.57±0.75 ^b	1.67±0.45 ^c
18:0	14.66±2.60 ^d	12.03±1.32 ^d	29.68±2.59 ^{b,c}	29.98±3.51 ^{b,c}	65.72±5.65 ^a
20:0	0.89±0.39 ^{a,b}	0.47±0.00 ^b	1.05±0.23 ^{a,b}	0.80±0.20 ^b	0.73±0.22 ^b
21:0	0.12±0.05 ^a	0.07±0.00 ^a	0.40±0.20 ^a	0.24±0.05 ^a	0.43±0.00 ^a
22:0	1.03±0.16 ^b	3.41±0.54 ^a	0.67±0.17 ^b	0.68±0.11 ^b	1.12±0.36 ^b
23:0	4.84±1.28 ^{b,c}	2.31±0.00 ^c	1.90±0.46 ^c	4.56±1.05 ^{b,c}	2+63±0.22 ^c
24:0	2.05±0.38 ^b	1.68±0.00 ^{b,c}	1.46±0.32 ^{b,c}	1.09±0.26 ^{b,c}	0.57±0.11 ^c
14:1n-5	0.48±0.17 ^{b,c}	0.38±0.11 ^{b,c}	0.34±0.06 ^c	0.90±0.18 ^b	0.56±0.17 ^{b,c}
16:1n-7	6.29±1.34 ^c	7.47±1.44 ^c	10.75±0.48 ^c	26.53±3.95 ^{a,b}	31.47±2.99 ^a
18:1n-9	3.85±0.23 ^c	3.76±0.53 ^c	11.21±0.67 ^b	15.28±2.09 ^b	24.51±2.79 ^a
18:1n-7	1.35±0.07 ^b	1.28±0.21 ^b	2.64±0.18 ^b	5.10±1.17 ^a	7.15±0.88 ^a
20:1n-9	1.45±0.07 ^{b,c}	1.47±0.00 ^{a,b,c}	3.50±0.81 ^{a,b,c}	3.64±0.88 ^{a,b}	2.30±0.23 ^{a,b,c}
24:1n-9	7.90±1.43 ^b	6.46±0.00 ^b	15.68±1.22 ^{a,b}	28.17±6.78 ^a	7.38±0.32 ^b
18:2n-6	2.17±0.14 ^a	1.55±0.41 ^a	2.79±0.18 ^a	5.12±0.95 ^a	4.87±1.42 ^a
18:3n-6	0.95±0.16 ^a	0.63±0.08 ^a	0.93±0.20 ^a	1.59±0.40 ^a	1.87±0.55 ^a
18:3n-3	0.68±0.20 ^b	0.74±0.00 ^b	1.15±0.06 ^b	2.62±0.40 ^a	2.05±0.62 ^{a,b}
20:2n-6	1.49±0.48 ^{a,b}	1.21±0.20 ^{b,c}	0.76±0.07 ^{b,c}	1.10±0.19 ^{b,c}	0.71±0.18 ^{b,c}
20:3n-6	0.68±0.09 ^a	0.72±0.00 ^a	0.67±0.15 ^a	1.19±0.29 ^a	0.67±0.16 ^a
20:4n-6	8.64±0.98 ^d	10.46±0.06 ^{c,d}	11.43±0.49 ^{c,d}	19.28±1.95 ^b	15.57±0.88 ^{b,c}
20:5n-3	12.04±1.60 ^{c,d}	11.80±1.24 ^{c,d}	31.18±3.76 ^b	31.73±2.62 ^b	23.15±2.94 ^b
22:6n-3	33.96±4.98 ^d	33.33±2.13 ^d	59.10±6.12 ^{b,c}	63.34±3.65 ^{a,b}	25.90±2.01 ^{d,e}
Σ SFA	46.80±9.43 ^d	47.41±4.57 ^d	84.32±7.18 ^b	99.61±13.87 ^{a,b}	101.86±15.75 ^{a,b}
Σ MUFA	21.32±3.34 ^c	20.82±2.29 ^c	44.12±3.44 ^c	79.60±15.07 ^a	73.36±7.38 ^a
Σ PUFA	60.62±8.64 ^{d,e}	60.45±4.14 ^c	108.01±11.04 ^{b,c}	125.98±10.45 ^b	74.80±8.77 ^d
Σ n-3	46.67±6.78 ^d	45.87±3.38 ^d	91.42±9.95 ^{b,c}	97.70±6.68 ^b	51.10±5.57 ^d
Σ n-6	13.95±1.85 ^d	14.57±0.76 ^d	16.59±1.09 ^d	28.29±3.77 ^b	23.70±3.20 ^b
n-3/n-6	3.35±0.47 ^b	3.15±0.44 ^b	5.51±0.77 ^a	3.45±0.48 ^b	2.16±0.30 ^c
EPA/ARA	1.39±0.19 ^c	1.13±0.16 ^d	2.73±0.38 ^b	1.64±0.23 ^c	1.49±0.21 ^c
DHA/EPA	3.93±0.55 ^{b,c,d}	3.19±0.44 ^d	5.17±0.72 ^b	3.28±0.46 ^d	1.66±0.23 ^g

Tabla XXII. Continuación.

	Reposo			Maduración	
	Septiembre	Octubre	Diciembre	Enero	Febrero
14:0	4.63±0.00 ^{a,b}	5.25±0.04 ^{a,b}	6.49±0.00 ^{a,b}	0.74±0.07 ^b	1.25±0.46 ^b
15:0	0.75±0.00 ^{b,c}	0.94±0.29 ^{b,c}	2.99±0.00 ^a	0.82±0.50 ^{b,c}	0.48±0.17 ^c
16:0	40.46±0.00 ^{a,b,c}	28.75±7.15 ^{a,b,c}	26.36±0.00 ^{a,b,c}	24.60±2.16 ^{b,c}	11.81±2.27 ^c
17:0	1.61±0.00 ^c	2.12±0.80 ^{b,c}	6.76±0.00 ^a	1.22±0.61 ^c	0.81±0.21 ^c
18:0	21.90±0.00 ^{b,c,d}	19.80±1.07 ^{c,d}	45.81±0.00 ^b	20.93±4.79 ^{c,d}	0.35±0.10 ^d
20:0	0.71±0.00 ^b	1.22±0.44 ^{a,b}	2.19±0.00 ^a	0.61±0.35 ^b	0.08±0.00 ^d
21:0	0.14±0.00 ^a	0.00±0.00	0.44±0.00 ^a	0.00±0.00	0.75±0.10 ^a
22:0	0.75±0.00 ^{b,c}	1.41±0.24 ^b	1.79±0.00 ^b	0.59±0.23 ^b	3.70±0.52 ^b
23:0	2.56±0.00 ^c	6.74±0.49 ^{a,b}	6.64±0.00 ^{a,b,c}	9.55±3.97 ^a	0.94±0.31 ^{b,c}
24:0	1.95±0.00 ^b	5.59±0.00 ^a	4.68±0.00 ^a	1.03±0.33 ^{b,c}	0.66±0.19 ^{b,c}
14:1n-5	0.28±0.00 ^c	2.07±0.08 ^a	0.87±0.00 ^{b,c}	0.52±0.13 ^{b,c}	5.30±1.43 ^{b,c}
16:1n-7	13.09±0.00 ^{b,c}	15.52±1.88 ^{b,c}	16.30±0.00 ^{a,b,c}	5.79±0.58 ^c	2.97±0.47 ^d
18:1n-9	10.96±0.00 ^{b,c}	10.39±2.02 ^{b,c}	10.39±0.00 ^{b,c}	2.40±0.86 ^c	0.69±0.22 ^c
18:1n-7	2.51±0.00 ^b	1.44±0.25 ^b	4.63±0.00 ^{a,b}	0.65±0.15 ^b	1.22±0.43 ^b
20:1n-9	2.47±0.00 ^{a,b,c}	3.20±1.01 ^{a,b,c}	6.03±0.00 ^a	0.95±0.33 ^c	5.70±1.56 ^c
24:1n-9	4.14±0.00 ^b	21.67±5.18 ^{a,b}	12.15±0.00 ^{a,b}	3.36±1.41 ^b	0.90±0.26 ^b
18:2n-6	1.73±0.00 ^a	2.36±0.77 ^a	5.47±0.00 ^a	0.84±0.35 ^a	0.51±0.20 ^a
18:3n-6	0.76±0.00 ^a	1.53±0.54 ^a	2.53±0.00 ^a	0.61±0.33 ^a	0.31±0.15 ^a
18:3n-3	0.61±0.00 ^b	1.01±0.60 ^b	2.13±0.00 ^{a,b}	0.00±0.00	0.34±0.11 ^b
20:2n-6	0.62±0.00 ^{b,c}	0.75±0.31 ^{b,c}	2.40±0.00 ^a	0.00±0.00	7.01±1.75 ^c
20:3n-6	0.62±0.00 ^a	0.86±0.31 ^a	1.62±0.00 ^a	0.00±0.00	6.15±0.71 ^a
20:4n-6	10.61±0.00 ^{c,d}	10.21±6.86 ^{c,d}	30.21±0.00 ^a	18.69±5.60 ^{b,c}	16.78±1.21 ^d
20:5n-3	47.74±0.00 ^a	19.56±1.87 ^{b,c}	31.92±0.00 ^{a,b}	4.36±1.97 ^d	28.19±4.94 ^d
22:6n-3	41.10±0.00 ^{c,d}	71.21±19.95 ^{a,b}	81.10±0.00 ^a	39.08±3.90 ^d	16.55±4.31 ^c
∑ SFA	75.45±0.00 ^c	71.82±10.52 ^{b,c,d}	104.16±0.00 ^a	60.10±13.02 ^d	28.19±4.95 ^e
∑ MUFA	33.45±0.00 ^d	54.29±10.43 ^{b,c}	50.38±0.00 ^b	13.67±3.48 ^f	16.55±4.31 ^{e,f}
∑ PUFA	103.79±0.00 ^c	107.50±31.21 ^{b,c,d}	157.38±0.00 ^a	63.58±12.16 ^{d,e}	32.33±4.49 ^f
∑ n-3	89.45±0.00 ^c	91.78±22.42 ^{a,b,c}	115.15±0.00 ^a	43.44±5.87 ^d	23.25±2.07 ^e
∑ n-6	14.34±0.00 ^d	15.72±8.78 ^{b,c,d,e}	42.23±0.00 ^a	20.14±6.29 ^{b,c,d}	9.09±2.42 ^e
n-3/n-6	6.23±0.00 ^a	5.84±0.81 ^a	2.73±0.00 ^c	2.16±0.30 ^b	2.56±0.35 ^{b,c}
EPA/ARA	4.50±0.00 ^a	1.92±0.27 ^c	1.06±0.00 ^d	0.23±0.03 ^f	0.88±0.12 ^e
DHA/EPA	3.87±0.00 ^c	6.97±0.97 ^a	2.68±0.00 ^e	2.09±0.29 ^f	2.39±0.33 ^{e,f}

8. DISCUSIÓN

La variabilidad en la proporción de sexos dentro de una población está determinada por varios factores que incluyen componentes ambientales, genéticos, fisiológicos, evolutivos y de comportamiento siendo la proporción 1:1 la que se encuentra comúnmente en la naturaleza (Guerrero-Estévez y Moreno-Mendoza, 2010).

Sin embargo, las poblaciones de peces de importancia comercial, generalmente presentan diferencias en tamaños, pesos y proporción de sexos debido al efecto de la selectividad de tallas en aquellas especies en las cuales uno de los sexos tiene una mayor tasa de crecimiento (Alonzo y Manguel, 2005). En este estudio encontramos para la cabrilla sardinera una proporción de sexos de 3.6:1.0 (hembras a machos) lo cual no difiere mucho a lo observado en otros peces serránidos; por ejemplo se ha reportado una proporción de sexos de 2.4:1 para la cherna americana, *Epinephelus morio* (Colins *et al.*, 2002); 3.3:1.0 para el abadejo, *Mycteroperca microlepis* (Brulé *et al.*, 2003 a); y 3.5:1.0 para el mero cherna, *M. rubra* (Aronov y Goren, 2008), por lo que parece ser una característica común en las especies de esta familia.

Se encontraron diferencias significativas en la longitud total y peso corporal para los reproductores capturados de *M. rosacea*, siendo los machos significativamente más grandes y pesados que las hembras y los individuos bisexuales inmaduros. Además en el análisis de proporción de sexos por clase de longitud no se registraron hembras en las clases más altas (651–703 mm y 704–756 mm), lo cual significa que hay un dimorfismo sexual. Sin embargo Erisman *et al.* (2008) en su trabajo sobre esta especie no encontraron diferencias en la distribución de tallas de machos y hembras maduros, a pesar de que su número de muestra fue mayor, sin embargo no mencionan en qué época del año obtuvieron sus muestreos ni con qué frecuencia los realizaban, por lo que tal vez le faltó capturar individuos en todas las épocas del año.

En este estudio nosotros colectamos un alto número de machos durante el periodo de desove, casi la mitad de los capturados en todo el ciclo, pero el resto del año fueron escasos, esto se puede deber a que tal vez migren a otros lugares y solamente se reúnan durante el desove. Aburto-Oropeza *et al.* (2008) han reportado que esta especie forma agregaciones durante el periodo de desove, en el cual varios machos rodean a una hembra, nadan frenéticamente hacia la superficie y simultáneamente liberan los huevos y el esperma en todas direcciones. Este comportamiento también se ha observado en otras especies de serránidos como el mero celestial, *Plectropomus leopardus* y el mero pintado, *P. maculatus* en la gran barrera de arrecifes (Russell, 2001) y particularmente en especies pertenecientes al género *Mycteroperca* que habitan en el Atlántico oeste como el abadejo, *M. microlepis*, el abadejo garropa, *M. phenax* (Gilmore y Jones, 1992), la cherna negrilla, *M. bonaci* (Fine, 1990), el mero guacamayo, *M. venenosa* (Beets y Freidlander, 1992) y la cabrilla gato, *M. tigris* (Sadovy *et al.*, 1994).

Las frecuencias de los diferentes estadios de desarrollo indicaron que el desarrollo ovárico de la cabrilla sardinera es del tipo sincrónico por grupo (Wallace y Selman, 1981), con la presencia de dos grupos predominantes de ovocitos (crecimiento primario y secundario) durante la mayor parte del año, excepto en el momento del desove, el cual se caracteriza por la presencia de ovocitos hidratados y vitelogénicos. Este tipo de desarrollo ovárico también ha sido reportado en otros epinefélidos como el mero de manchas rojas, *Epinephelus akaara* (Tseng y Ho, 1988), el mero media luna, *E. rivulatus* (Mackie, 2000), el mero moreno, *E. marginatus* (Marino *et al.*, 2001) y el mero panal, *E. merra* (Lee *et al.*, 2002). Por lo tanto, podemos concluir que este patrón de desarrollo ovárico es el que predomina en la gran mayoría de las especies pertenecientes a la Familia Serranidae.

En relación a los estadios de desarrollo de machos, observamos la presencia de individuos con esperma fluyente de Marzo a Julio de 2008 y algunos especímenes en Enero y Febrero de 2009. Esta característica reproductiva también se presenta en otros teleósteos (Piferrer, 2001) tales como la lobina europea, *Dicentrarchus labrax* (Carrillo *et al.*, 1989), en el robalo común, *Centropomus undecimalis* (Grier y Taylor, 1998) y en el robalo de aleta negra, *C. medius* (Maldonado-García *et al.*, 2005).

Los individuos bisexuales inmaduros colectados en este trabajo no fueron muy numerosos; sin embargo, este hallazgo coincide con lo encontrado por Erisman *et al.* (2008) quienes también reportaron la presencia de tales individuos. La característica distintiva de los peces bisexuales inmaduros son: la presencia de tejido testicular y ovárico sin ninguna evidencia de maduración previa, por lo tanto no han alcanzado la madurez sexual. Específicamente, ellos no presentan una membrana gruesa ó células germinales en estadios avanzados de desarrollo y las tallas de dichos peces son más pequeñas que los machos y hembras maduros más pequeños. Esta fase bisexual inmadura puede presentarse tanto en especies gonocóricas como hermafroditas y han sido reportadas en muchas especies de serránidos, tales como el mero del Caribe, *Epinephelus striatus*, que es una especie gonocórica (Sadovy y Colin, 1995) y la cherna chocolate, *Cephalopholis boenak*, que es especie hermafrodita protogínica (Chan y Sadovy, 2002; Liu y Sadovy, 2004). Por lo tanto, el estadio bisexual inmaduro no es sugerente del cambio de sexo (Sadovy y Liu, 2008).

Vale la pena resaltar el hallazgo en este trabajo, de un individuo cuyas características gonádicas pertenecen a un organismo en transición sexual, específicamente de hembra a macho, es decir un organismo hermafrodita protogínico. Este hecho también fue reportado por Kiewek-Martínez *et al.* (2010) en reproductores de cabrillas sardineras mantenidas en cautiverio. Sin embargo, Erisman *et al.* (2008) no obtuvieron evidencia de cambio de sexo en ningún individuo colectado en Bahía de los Ángeles y debido a ello, la cabrilla sardinera es clasificada como una especie gonocórica. Por lo tanto, hasta ahora solo podemos asumir que esta especie tiene potencial de cambiar de sexo pero la información acerca de los factores que disparan y gobiernan ese comportamiento son desconocidos, lo cual confirma la complejidad en los patrones sexuales desplegadas por los peces teleósteos y especialmente los pertenecientes a la Familia Serranidaeae, lo cual exhibe la gran diversidad en los patrones sexuales aún dentro de ciertos géneros. El hermafroditismo simultáneo y el cambio de sexo protogínico están bien documentados aunque también se presenta el gonocorismo; pero no existen reportes de protandria en la familia (Sadovy y Domeier, 2005; Sadovy y Liu, 2008).

Por otro lado, el proceso reproductivo en general también implica cambios energéticos y bioquímicos considerables en los diferentes órganos y tejidos de los peces teleosteos (Fernández-Palacios e Izquierdo, 2009). En éste sentido, tanto el factor de condición (K) como el índice hepatosomático (IHS) y el índice de grasa visceral (IGV), pueden darnos una idea de la cantidad de energía disponible en los peces para llevar a cabo sus funciones vitales (Lambert y Dutil, 1997), mientras que el índice gonadosomático (IGS) es un excelente indicador de madurez sexual tanto en peces como en otras especies de organismos acuáticos como los moluscos (Barber y Blake, 2006). En nuestro estudio se observó que tanto el IGS como el IHS en reproductores de ambos sexos de cabrilla sardinera, presentan los porcentajes más altos durante las épocas de maduración y desove, reduciéndose significativamente en las épocas de pos-desove y reposo, contrario a lo que sucede con el IGV cuyo porcentaje más alto se presentó durante la etapa de reposo. Esa tendencia ha sido descrita por Bromage *et al.* (1992) quienes establecieron que los peces sufren modificaciones importantes en sus índices somáticos debido al crecimiento y diferenciación de las gónadas. En ese mismo sentido, encontramos una correlación positiva significativa entre el IGS y el diámetro medio y máximo de ovocitos registrados a lo largo del ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera, así como una correlación negativa significativa con el IGV, lo cual significa que tanto el IGS como el IGV son buenos indicadores de madurez en esta especie

El alto porcentaje de IHS en hembras durante las épocas de maduración y desove coincide con la abundante concentración de proteínas registradas en el hígado y a la acumulación de triglicéridos y colesterol provenientes de las reservas de grasa perivisceral hacia dicho órgano, donde posteriormente se llevará a cabo la síntesis de vitelogenina, la cual es un complejo lipoproteínico que es transportado por medio del torrente sanguíneo hacia la gónada, donde pasarán a formar parte del vitelo y la gota lipídica de los huevos que servirán como reservas energéticas para el desarrollo embrionario y larval (Johnson *et al.*, 1991; Hyllner y Haux, 1992, Brooks *et al.*, 1997) y en el caso de los machos, las proteínas, triglicéridos y colesterol son fundamentales para la producción de espermatozoides viables (Bozkurt *et al.*, 2009; Fauvel *et al.*, 2010; Hajirezae *et al.*, 2010); en este mismo sentido

podimos observar que tanto las proteínas como los triglicéridos y el colesterol también fueron abundantes en las gónadas durante las etapas de maduración y desove, coincidiendo con los elevados porcentajes de IGS observados durante estas épocas y por lo que también se explica la correlación positiva que se observa entre el IHS y el IGS, así como las correlaciones significativas entre dichos índices y la composición bioquímica de los tejidos correspondientes, y la correlación inversa entre el IGS y el IGV en reproductores de ambos sexos. Lo anterior ha sido ampliamente documentado en una gran cantidad de especies de peces (Wiegand, 1996), entre las que se encuentran algunos trabajos realizados con varias especies de serránidos como en el mero panal, *Epinephelus merra* (Nakamura *et al.*, 2007) y en el mero espinudo, *E. diacanthus* (Chandrasekhara y Krishnan, 2011), así como en otras especies de teleósteos como la liza común, *Mugil cephalus* (Gopalakrishnan, 1991), la dorada, *Sparus aurata* (Wassef y Shehata, 1991) y el sargo picudo, *Diplodus puntazzo* (Hernández *et al.*, 2003) en cuyas especies también se ha observado una correlación positiva entre el IGS y el IHS, es decir, ambos se incrementan conforme se avanza en la maduración de las gónadas.

Sin embargo, el factor de condición K no varió significativamente a lo largo del ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera, debido a que se ha observado que los reproductores de esta especie no dejan de alimentarse aún durante el crecimiento gonádico y la época de desove (Díaz-Uribe *et al.*, 2001; Aburto-Oropeza, *et al.*, 2008), por lo que tienen un constante aporte de energía que les permite seguir con sus procesos fisiológicos normales, a parte de los reproductivos. No obstante, se ha reportado que varias especies pasan por periodos de ayuno justo antes del desove cuando las gónadas crecen, reduciendo los niveles de reservas energéticas y por lo tanto su factor K se reduce significativamente pero se recuperan después de desove como sucede con algunas especies de aguas frías como la trucha arco iris, *Oncorhynchus mykiss* (Halver, 1989; Huang y Gall, 1990; Barnham y Baxter, 1998), el bacalao del Atlántico, *Gadus morhua* y el fletán, *Hippoglossus hippoglossus* (Godo y Haug, 1999), que dejan de alimentarse cuando se encuentran en el periodo reproductivo, lo cual se refleja también en la disminución de su índice K. Sin embargo, en algunas especies tropicales como el mero espinudo, *Epinephelus diacanthus*

(Chandrasekhara y Krishnan, 2011) y el lenguado escamudo, *Cynoglossus arel* (Ghaffari *et al.*, 2008) se ha observado que el índice K no solamente no disminuye, sino que al contrario aumenta precisamente durante la temporada reproductiva. De acuerdo a lo anterior podemos deducir que existen tres patrones de comportamiento del índice K en los peces: 1) aquel que no varía a lo largo del ciclo reproductivo como en este caso la cabrilla sardinera; 2) aquel en el que el índice K se reduce significativamente durante la época reproductiva y se recupera después de ésta, como en las especies de aguas frías y 3) aquel en el que se incrementa durante la época reproductiva.

Así mismo, se sabe que las condiciones ambientales, entre los que se cuentan el fotoperiodo y la temperatura, afectan profundamente los ciclos reproductivos en diferentes animales, incluyendo los peces y la respuesta de esta influencia difiere dependiendo de las especies (Carrillo *et al.*, 1989; Bromage *et al.*, 1992; Chaudhuri, 1997; Chemineau *et al.*, 2007; Muñoz-Cueto, 2009). Los resultados de esta investigación muestran que en los reproductores de cabrilla sardinera, tanto los índices somáticos estimados como los parámetros bioquímicos analizados en los diferentes tejidos, presentan una correlación significativa con el fotoperiodo mas no así con la temperatura. Esto se debe principalmente a que el fotoperiodo es un factor próximo o predictivo; este tipo de factores son las responsables del inicio de la maduración, activando el eje reproductivo (cerebro-pituitaria-gónada) e iniciando la utilización de las principales fuentes de energía para el crecimiento gonádico, mientras que la temperatura es un factor de sincronización, que, como su nombre lo indica su función es la de sincronizar el inicio de la reproducción, de acuerdo a las condiciones favorables para la sobrevivencia de la progenie producida, por lo tanto inducen a la maduración final y el desove (Munro, 1990; Davies y Bromage, 2002). En conclusión, los cambios anuales en el fotoperiodo son el factor primario que, de manera individual o en combinación con la temperatura, dirigen la periodicidad sexual y por lo tanto, afectan los procesos fisiológicos y bioquímicos de los peces (Falcón *et al.*, 2003; Maitra *et al.*, 2006).

Así mismo, en este trabajo encontramos que en las hembras las mayores concentraciones en hígado de ácidos grasos saturados (SFA), ácidos grasos monoinsaturados (MUFA) y ácidos grasos poliinsaturados (PUFA) se presentaron en los meses correspondientes a la etapa de

reposo, mientras que en la gónada las concentraciones más altas de dichos ácidos grasos se observó durante las etapas de maduración, desove y pos-desove, lo cual es reafirmado por las correlaciones negativas registradas entre los ácidos grasos ARA, EPA y DHA contenidos en el hígado y el diámetro de ovocitos. Por lo tanto, se puede ver que existe una transferencia de ácidos grasos del hígado hacia la gónada para la formación de los huevos como sucede en la mayoría de los peces teleósteos, como la palometa plateada, *Pampus argenteus* (Hossain *et al.*, 2011) y la dorada, *Sparus aurata* (Almansa *et al.*, 2001) ya que se ha observado que los ácidos grasos son movilizados a partir de la fracción neutra de los lípidos (triglicéridos) almacenados en el tejido adiposo hacia el hígado donde son procesados para la producción de vitelogenina la cual es particularmente rica en ácidos grasos de la serie n-3 (Sargent, 1995, Wiegand, 1996).

En cambio en los machos, no fue muy evidente el transporte de ácidos grasos del hígado a los testículos, lo cual coincide con los estudios Ota y Takagi (1989) quienes no encontraron diferencias significativas en el contenido de ácidos grasos en hígado y en testículos de seis especies de peces, el arenque del Pacífico, *Clupea pallasii*, el salmón chum, *Oncorhynchus keta*, el esperlano, *Osmerus eperlanus*, el abadejo de Alaska, *Theragra chalcogramma*, el salmón del Pacífico, *Oncorhynchus kisutch*, y *Salvelinus leucomaenis*, indicando que el proceso de producción de esperma en los peces no es muy demandante de ácidos grasos, comparado con la producción de huevos, aunque estoy aún está por confirmarse ya que hacen falta estudios acerca de la composición de lípidos y la distribución de ácidos grasos en los testículos de los peces.

Sin embargo, se sabe que el esperma de los peces marinos tiene un alto contenido de DHA, indicando que dicho ácido graso ejerce un fuerte efecto sobre la calidad del mismo y por lo tanto puede afectar profundamente el éxito de la fertilización (Sargent *at al.*, 2002). En este trabajo pudimos observar que el DHA es el ácido graso de la serie n-3 más abundante en los testículos a lo largo del ciclo reproductivo, presentándose la cantidad más grande durante la etapa de reposo, principalmente en el mes de Diciembre (115.15 ± 0.00) mientras que la concentración más alta se presentó durante la etapa de maduración en el mes de

Febrero (23.25 ± 2.07), lo cual nos indicaría que en esta especie, el DHA está principalmente implicado en los procesos de espermatogénesis mas que en los de espermiogénesis.

Está bien documentado que el hígado juega un rol fundamental en el metabolismo de los lípidos y de los ácidos grasos presentes en el alimento, así como en el procesamiento de los que provienen del músculo y de la grasa perivisceral previo a su transferencia hacia el ovario o a los testículos para la formación de los gametos (Henderson *et al.*, 1984; Izquierdo *et al.*, 2003). No obstante, se ha observado que los peces marinos en particular, no tienen la capacidad de sintetizar ácidos grasos poliinsaturados de cadenas de 20 carbonos o más, principalmente ARA, EPA y DHA a partir de precursores como el ácido linoleico (18:3n-6) y el ácido linoleico (18:3n-3) debido a la carencia del sistema $\Delta 5$ desaturasa (Sargent, 1995; Sargent *et al.*, 2002). Sin embargo, en este trabajo encontramos una correlación positiva entre el 18:3n-3 con el EPA y DHA y entre el 18:3n-6 y el ARA contenidos en el hígado en ambos sexos, lo cual sugiere que pudiera haber cierta capacidad de elongación en la cabrilla sardinera como también se observó en estudios hechos por investigadores japoneses en la dorada japonesa, *Pagrus major*, el medregal del Japón, *Seriola quinqueradiata*, el lenguado japonés, *Paralichthys olivaceus* y el jurel dentón, *Pseudocaranx dentex* (Glencross, 2009).

Por otra parte, se observó una correlación positiva significativa entre el contenido de EPA y ARA en los ovarios con el diámetro medio y máximo de ovocitos registrados, mas no así con respecto al DHA; no obstante tanto el EPA como el DHA fueron los ácidos grasos poliinsaturados más abundantes en las gónadas de las hembras a lo largo del ciclo reproductivo y en particular en los ovarios que contenían un alto porcentaje de ovocitos hidratados, es decir durante el mes de Junio en plena etapa de desove lo cual coincide con lo encontrado también en la lubina europea, *Dicentrarchus labrax* (Navas *et al.*, 1997; Asturiano *et al.*, 2006), la dorada, *Sparus aurata* (Rodríguez *et al.*, 1998; Martin *et al.*, 2009) y el lenguado japonés, *Paralichthys olivaceus* (Furuita *et al.*, 2002; 2003), cuyos huevos son ricos en EPA y DHA, los cuales ejercen profundos efectos sobre el desarrollo gonádico y embrionario. Por su parte, el ARA también alcanzó sus concentraciones más altas en los ovarios durante la etapa de desove ya que este ácido graso es un importante

precursor de prostaglandinas importantes para la maduración final de los ovocitos (Thrush *et al.*, 1993; Bell *et al.*, 1997).

En conclusión, los resultados obtenidos en esta tesis ayudarán a proponer esquemas de manejo de reproductores de cabrilla sardinera que nos permitan obtener constantemente huevos y larvas de buena calidad; por ejemplo, al encontrarse que el fotoperiodo en combinación con la temperatura, son los principales factores ambientales que disparan la maduración en esta especie, podemos proponer que los reproductores mantenidos en cautiverio sean sometidos a regímenes constantes de fotoperiodo de entre 12 y 13 hrs de luz, es decir, fotoperiodo largo y temperaturas de entre 22 y 24°C, ya que este régimen es el que se observó durante las etapas de maduración y desove. La combinación de fotoperiodos largos y temperaturas relativamente altas estimulan la función esteroidogénica y la maduración gonádica durante las fases previas al desove como se observó en varias especies tropicales estudiadas como el mero negro, *Centropistis striata* (Howell *et al.*, 2003), el bagre punzante, *Heteropneustes fossilis* (Chaube y Joy, 2002), el tingare, *Mystus tengare* (Guraya *et al.*, 1976), el bagre cabeza de serpiente, *Channa punctata* (Joy y Khan, 1991; Srivastava y Singh, 1993), y el bagre filipino, *Clarias batrachus* (Singh y Joy, 1998; Acharia *et al.*, 2000); en las que el fotoperiodo largo combinado con una temperatura alta, aceleran el crecimiento ovárico (Maitra *et al.*, 2006).

Con base en los resultados obtenidos sobre el patrón de desarrollo gonádico y la composición bioquímica a lo largo del ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera, podemos proponer esquemas de alimentación de reproductores mantenidos en cautiverio, es decir, los reproductores de cabrilla sardinera, los cuales presenta un desarrollo ovárico del tipo sincrónico por grupo con un solo periodo de desove en el año, pueden ser mantenidos con alimentos más ricos en proteínas y lípidos durante los meses del Enero a Abril que es el periodo que corresponde a la maduración gonádica en la cual encontramos el porcentaje más alto de ovocitos vitelogénicos. En la lobina europea, *Dicentrarchus labrax*, que también es una especie con desarrollo ovárico sincrónico por grupo, un incremento en los niveles de lípidos ricos en ácidos grasos poliinsaturados de la serie n-3 (EPA y DHA específicamente) en el alimento de los reproductores de 5 a 20% durante el periodo de

vitelogénesis incrementó la viabilidad y las tasas de eclosión de huevos así como la supervivencia larval (Navas *et al.*, 1997). Así mismo, se ha visto que los alimentos con un contenido alto de proteína (alrededor del 45 %) durante la vitelogénesis, mejoran la fecundidad, la viabilidad y la calidad de los huevos y reduce el porcentaje de malformaciones embrionarios en la dorada japonesa, *Pagrus major* (Watanabe *et al.*, 1984), la dorada, *Sparus aurata* (Tandler *et al.*, 1995) y la lubina europea, *Dicentrarchus labrax* (Cerdá *et al.*, 1994). Para ello, los reproductores de cabrilla sardinera pudieran ser alimentados a base de calamar durante el periodo de maduración y desove, ya que este alimento contiene componentes nutricionales que son esenciales para el éxito reproductivo en los peces marinos como un buen contenido de ácidos grasos esenciales, de triglicéridos y colesterol y a una mayor cantidad de proteínas digeribles debido a su balance de aminoácidos (Fernández-Palacios *et al.*, 1997; Watanabe y Vassallo-Agius, 2003). Para los periodos de pos-desove y reposo, de Julio a Diciembre, los reproductores pueden ser alimentados a base de sardinas ya que se recomienda que los nutrientes de las dietas de mantenimiento de reproductores sean lo más cercanamente parecidos a sus dietas naturales (Álvarez-Lajonchere, 2006).

9. CONCLUSIONES

- La cabrilla sardinera presenta un desarrollo ovárico del tipo sincrónico por grupo.
- Se identificaron cuatro etapas dentro del ciclo reproductivo de la cabrilla sardinera en el medio natural, las cuales son: 1) Maduración, 2) Desove, 3) Pos-desove y 4) Reposo.
- La maduración gonádica en la cabrilla sardinera se inicia en el momento del año en el que el fotoperiodo comienza a incrementarse gradualmente y se presentan las temperaturas más bajas del año.
- El desove en la cabrilla sardinera en el medio natural se presenta cuando la temperatura del agua varía entre los 21 y 25 °C y un fotoperiodo de 13 horas de luz.
- Es importante resaltar el hallazgo de un individuo hermafrodita en este estudio, por lo que se puede concluir que esta especie tiene el potencial de cambiar de sexo bajo ciertas circunstancias desconocida hasta ahora.
- El contenido de proteínas, triglicéridos y colesterol en hígado, gónada y músculo en ambos sexos se incrementaron durante la etapa de maduración hasta alcanzar sus niveles más altos durante la etapa de desove, reduciéndose significativamente hacia la etapa de reposo.
- El fotoperiodo es el principal factor ambiental que regula la maduración gonádica en la cabrilla sardinera, que promueve la utilización de fuentes de energía para el crecimiento gonádico, por lo que los índices somáticos y los parámetros bioquímicos obtenidos se correlacionan significativamente con este factor ambiental.

- Los resultados obtenidos en esta tesis sirven como base para proponer esquemas de manejo y alimentación de reproductores de cabrilla sardinera, *M. rosacea*.

10. LITERATURA CITADA

Aburto-Oropeza, O., B. Erisman, C. Valdez-Ornelas y G. Danemann. 2008. Serránidos de Importancia Comercial del Golfo de California: Ecología, Pesquerías y Conservación. *Ciencia y Conservación*, 1:1-23.

Acharia, K., B. Lal, T.P. Singh, A.K. Pati. 2000. Circadian phase-dependent thermal stimulation of ovarian recrudescence in Indian catfish, *Clarias batrachus*. *Biol. Rhythm. Res.*, 31: 125 – 135.

Allen, G.R. y D.R. Robertson. 1998. Peces del Pacífico Oriental Tropical. P-111. CONABIO, Agrupación Sierra Madre y CEMEX. México. 327 p.

Alonzo, S.H. y M. Mangel. 2005. Sex-change rules, stock dynamics, and the performance of spawning-perrecruit measures in protogynous stocks. *Fish. Bull.* 103: 229–245.

Almansa, E., M.V. Martín, J.R. Cejas, P. Badía, S. Jerez, A. Lorenzo. 2001. Lipid and fatty acid composition of female gilthead seabream during their reproductive cycle: effects of a diet lacking n-3 HUFA. *J. Fish. Biol.* 59: 267-286.

Álvarez-González, C.A., J.L. Ortiz-Galindo, S. Dumas, S.F. Martínez-Díaz, D.E. Hernández-Ceballos, T. Grayeb del Alamo, M. Moreno-Legorreta, R. Peña-Martínez, R. Civera-Cerecedo. 2001. Effect of stocking density on the growth and survival sand bass *Paralabrax maculatofasciatus* larvae in a closed recirculating system. *J. World. Aquacult. Soc.* 32: 130-137.

Álvarez-Lajonchere, L. 2006. Nutrición de reproductores de peces marinos. En: Cruz-Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López N.G., Villarreal-Cavazos D.A., Puello-Cruz A.C., García-Ortega A. (Eds.). *Avances en Nutrición Acuícola VIII. Memorias del VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*. 15 al 17 de Noviembre del 2006. Monterrey Nuevo León, México.

Anguas-Vélez, B.H., R. Civera-Cerecedo, M. Contreras-Olguín, R.A. Rueda-Jasso, J. Guillaume. 2000. Preliminary study on the timing of weaning of spotted sand bass

(*Paralabrax maculatofasciatus*) larvae with a prepared diet: effects on growth and survival. J. App. Aquac. 10: 1-15.

Aronov, A. y M. Goren. 2008. Ecology of mottled grouper (*Mycteroperca rubra*) in the Eastern Mediterranean. Electron. J. Ichthyol. 2: 43-55.

Asturiano, J.F., Zanuy S., Ramos J., Bruce M., Bromage N., Carrillo M. 2006. Spawning performance and egg and larval quality in European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) broodstock fed with krill and PUFA enriched diets. J Anim. Vet. Adv., 5 (12): 1133-1142.

Avilés-Quevedo, A., U. McGregor-Pardo, R. Rodríguez-Ramos, O. Morales-Castro, M.A. Huerta-Bello, M. Iizawa. 1995. Biología y cultivo de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Steindachner, 1868). Secretaría de Pesca. Instituto Nacional de la Pesca. JICA. México, 85 p.

Barber, B.J. y N.J. Blake. 2006. Reproductive physiology. En: S.E. Shumway y G.J. Parsons (eds.). Scallops: Biology, Ecology, and Aquaculture. Elsevier. Segunda edición. Amsterdam, Holanda. 357–406.

Barnham, C. y A. Baxter. 1998. Condition Factor, K, for salmonid fish. Fisheries Notes

Beets, J. y A. Friedlander. 1992. Stock analysis and management strategies for red hind, *Epinephelus guttatus*, in the U.S. Virgin Islands. Proceeding of Gulf and Caribbean Fisheries Institute. 42:66-80.

Bell, J.G., B.M. Farndale, M.P. Bruce, J.M. Navas y M. Carrillo. 1997. Effects of broodstock dietary lipid on fatty acid composition of eggs from sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). Aquaculture, 149: 107-119.

Bell, J.G. y J.R. Sargent. 2003. Arachidonic acid in aquaculture feeds: current status and future opportunities. Aquaculture, 281: 491-499.

Bozkurt Y., F. Ogretmen, F.S. Secer, U. Ercin. 2009. Effects of seminal plasma composition on sperm motility in mirror carp (*Cyprinus carpio*). Isr. J. Aqua., 61 (4): 307-314.

- Briarty, L.G. 1975. Stereology: Methods for quantitative light and electron microscopy. *Sci. Prog.* 62 (245): 1-32.
- Bromage, N.R., J. Jones, C. Randall, M. Thrush, B. Davies, J. Springate, J. Duston, G. Barker. 1992. Broodstock management, fecundity, egg quality and the timing of egg production in the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*. 100: 141-166.
- Brooks, S., C.R. Tyler, J.P. Sumpter. 1997. Egg quality in fish: what makes a good egg? *Rev. Fish. Biol. Fisher.* 7: 387-416.
- Brulé T., X. Renan, T. Colás-Marrufo, Y. Hauyón, A.N. Tuz-Sulub, C. Déniel. 2003. Reproduction in the protogynous black grouper (*Mycteroperca bonaci* (Poey) from the southern Gulf of Mexico. *Fish. Bull.* 101: 463-475.
- Brulé, T., C. Déniel, T. Colás-Marrufo, X. Renan. 2003. Reproductive biology of gag in the southern Gulf of Mexico. *J. Fish. Biol.* 63: 1505-1520.
- Burgos-Aceves, M.A., R. Campos-Ramos, D.A. Guerrero-Tortolero. 2010. Description of peripheral blood cells and differential blood analysis of captive female and male leopard grouper *Mycteroperca rosacea* as an approach for diagnosing diseases. *Fish. Physiol. Biochem.* 36: 1263-1269.
- Carrillo, M., N. Bromage, S. Zanuy, R. Serrano, F. Prat. 1989. The effect of modifications in photoperiod on spawning time, ovarian development and egg quality in the Sea Bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Aquaculture* 81: 351-365.
- Carrillo, M., S. Zanuy, M.J. Bayarri. 2009. El control ambiental de la reproducción de los peces con especial referencia al control del ciclo sexual, de la pubertad y de la precocidad. En Carrillo M. (eds.), *La reproducción en los peces: aspectos básicos y su aplicación en la acuicultura*. Fundación OESA. Madrid, España. 25-75 p.
- Cerdá, J., M. Carrillo, S. Zanuy, J. Ramos y M. de la Higuera, 1994. Influence of nutritional composition of diet on sea bass, *Dicentrarchus labrax* L., reproductive performance and end egg larval quality. *Aquaculture* 128: 345-361.

Chan, T.T.C. y Y. Sadovy. 2002. Reproductive biology, age and growth in the chocolate hind, *Cephalopholis boenak* (Bloch, 1790), in Hong Kong. Mar. Freshw. Res. 53:791–803.

Chan S.T.H., W.S.B. Yeung. 1983. Sex control and sex reversal in fish under natural conditions. En: WS Hoar, DJ Randall y FM Donaldson (eds.). Fish Physiology 9B: Reproduction, Behavior and Fertility Control. Academic Press, New York, 171–222 p.

Chandrasekhara, R.A., L. Krishnan. 2011. Biochemical composition and changes in biological indices associated with maturation of the ovary in the spiny cheek grouper *Epinephelus diacanthus* (Valenciennes, 1828). Indian J. Fish. 58(2): 45-52

Chaube, R., Joy, K.P. 2002. Effects of altered photoperiod and temperature, serotonin-affecting drugs, and melatonin on brain tyrosine hydroxylase activity in female catfish, *Heteropneustes fossilis*: a study correlating ovarian activity changes. J. Exp. Zool., 293: 585-593.

Chaudhuri, H. 1997. Environmental regulation of gonadal maturation and spawning in fishes. En: Maitra S.K (ed.), Frontiers in Environmental and Metabolic Endocrinology. Univ. Burdwan Pub, Burdwan, India. 91-100 p.

Chemineau, P., B. Malpoux, J.P. Brillard, A. Fostier. 2007. Seasonality of reproduction and production in farm fishes, birds and mammals. Animal 1: 419-432.

Civera, R., J.L. Ortiz, S. Dumas, H. Nolasco, A. Alvarez, B. Anguas, R. Peña, M. Rosales, V. Carrasco, R. García, E. Goytortúa. 2002. Avances en la nutrición de la cabrilla arenera (*Paralabrax maculatofasciatus*). En: Cruz-Suárez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Gaxiola-Cortés, M. G., Simoes, N. (eds.). Avances en Nutrición Acuícola VI. Memorias del VI. Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 3 al 6 de Septiembre del 2002. Cancún, Quintana Roo, México. ISBN: 970-694090-1. Universidad Autónoma de Nuevo León.

Clark, R.W., A. Henderson-Arzapalo, C.V. Sullivan. 2005. Disparate effects of constant and annually-cycling daylength and water temperature on reproductive maturation of striped bass (*Morone saxatilis*). Aquaculture. 249: 497-513.

- Collins, L.A., G.R. Fitzhugh, L.A. Lombardi-Carlson, H.M. Lyon, W.T. Walling, D.W. Oliver. 2002. Characterization of red grouper (Serranidae: *Epinephelus morio*) reproduction from the eastern Gulf of Mexico. NOAA, National Marine Fisheries Service. Panama City Laboratory. Contribution Series 2002-07
- Craig, S.R., B.S. Washburn, D.M. Gatlin III. 1999. Effects of dietary lipids on body composition and liver functions in juvenile red drum, *Sciaenops ocellatus*. Fish. Physiol. Biochem. 21: 249-255.
- Davies, B., Bromage, N. 2002. The effects of fluctuating seasonal and constant water temperatures on the photoperiodic advancement of reproduction in female rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. Aquaculture, 205: 183-200.
- Díaz-Uribe, J.G., J.F. Elorduy-Garay, M.T. González-Valdovinos. 2001. Age and growth of the leopard grouper, *Mycteroperca rosacea*, in the southern Gulf of California, Mexico. Pac. Sci. 55: 171-182.
- Dries, L.A. 2003. Peering through the looking glass at a sexual parasite: are Amazon mollies red queens? Evolution. 57: 1387–1396.
- Erisman, B.E., J.A. Rosales-Casián, P.A. Hastings. 2008. Evidence of gonochorism in a grouper, *Mycterperca rosacea*, from the Gulf of California, Mexico. Environ. Biol. Fish. 82(1): 23-33.
- Falcón, J, L. Besseau, G. Boeuf. 2003. Daily and annual physiological and behavioural rhythms in fish: Implications for the domestication of bluefin tuna. En: Bridges, C.R., Fauvel C., Suquet M., Cosson J. 2010. Evaluation of fish sperm quality. J. Appl. Ichthyol., 26: 636-643.
- Fennessy, S.T. y Y. Sadovy. 2002. Reproductive biology of a diandric protogynous hermaphrodite, the serranid *Epinephelus andersoni*. Mar. Freshw. Res. 53: 147–158.

Fernández-Palacios, H., M.S. Izquierdo, L. Robaina, A. Valencia, M. Salhi y J. Vergara, 1995. Effect of n-3 HUFA level in broodstock diets on egg quality of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquaculture* 132: 325-337.

Fernández-Palacios, H., Izquierdo, M., Robaina, L., Valencia, A., Salhi, M., Montero, D. 1997. The effect of dietary protein and lipid from squid and fish meals on egg quality of broodstock for Gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Aquaculture*, 148: 233–246.

Fernández-Palacios, H. y M.S. Izquierdo. 2009. Efecto de la dieta de los reproductores sobre la puesta. En Carrillo, M. (eds.), *La reproducción en los peces: aspectos básicos y su aplicación en la acuicultura*. Fundación OESA. Madrid, España. 337-380 p.

Ferreira, B.P. 1995. Reproduction in the common coral trout *Plectropomus leopardus* (Serranidae: Epinephelinae) from the central and northern Great Barrier Reef, Australia. *Bull. Mar. Sci.* 56:653–669.

Fine, J.C. 1990. Groupers in love: spawning aggregations of Nassau groupers in Honduras. *Sea Frontiers* 36:42-45.

Fishelson, L. 1970. Protogynous sex reversal in the fish *Anthias squamipinnis* (Teleostei, Anthiidae) regulated by the presence or absence of a male fish. *Nature* 227: 90–91.

Furuita, H., H. Tanaka, T. Yamamoto, N. Suzuki, T. Takehuchi. 2002. Effects of high levels of n-3 HUFA in broodstock diets on egg quality and egg fatty acid composition of Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus*. *Aquaculture* 210: 323-333.

Furuita, H., T. Yamamoto, T. Shima, N. Suzuki, T. Takehuchi. 2003. Effect of arachidonic acid levels on broodstock diets on larval and egg quality of Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus*. *Aquaculture* 220: 725-735.

Ghaffari, H., A.A. Ardalan., H.H. Sahafi, M.M. Babaei, R. Abdollahi. 2011. Annual changes in gonadosomatic index (GSI), hepatosomatic index (HIS) and condition factor (K) of largescale tonguesole *Cynoglossus arel* (Bloch & Schneider, 1801) in the coastal waters of Bandar Abbas, Persian Gulf. *Aust. J. Basic and App. Scien.*, 5(9). 1640-1646.

Gilmore, R.G, R.S. Jones. 1992. Color variation and associated behavior in the epinepheline groupers *Mycteroperca microlepis* (Goode and Bean) and *M. phenax* (Jordan and Swain). Bull. Mar. Sci. 51:83-103.

Glencross, B.D. 2009. Exploring the nutritional demand for essential fatty acids by aquaculture species. Rev. Aqua., 1: 71-124.

Godo, O.R., Haug, T. 1999. Growth rate and sexual maturity in cod (*Gadus morhua*) and Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). J. Northw. Atl. Fish. Sci., 25: 115-123.

Gopalakrishnan, A. 1991. Studies on some aspects of the reproductive physiology of the female grey mullet, *Mugil cephalus* (L). Tesis de Doctorado, Cochin University of Science and Technology, Cochin, India: 214 p.

Gracia-López, V., N.M. Kiewek-Martínez, M.C. Maldonado-García. 2004. Effects of temperature and salinity on artificially reproduced eggs and larvae of leopard grouper *Mycteroperca rosacea*. Aquaculture. 237: 485-498.

Gracia-López, V., J. Rodríguez-Romero, J.M. Pérez-Ramírez. 2004. Inducción al desove con HCG y desarrollo embrionario de larvas de la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea* (Streets, 1877). Cienc. Mar. 30: 279-284.

Gracia-López, V., N.M. Kiewek-Martínez, M.C. Maldonado-García, P. Monsalvo-Spencer, G. Portillo-Clark, R. Civera-Cerecedo, M. Linares-Aranda, M. Robles-Mungaray, J.M. Mazón-Suástegui. 2005. Larvae and juvenile production of the leopard grouper, *Mycteroperca rosacea* (Streets, 1877). Aquac. Res. 36(1): 110-112.

Grier, H.J. y R.G. Taylor. 1998. Testicular maturation and regression in the common snook. J. Fish. Biol. 53: 521-524.

Guerrero-Estévez, S., M. Moreno-Mendoza. 2010. Sexual determination and differentiation in Teleost fish. Rev. Fish. Biol. Fish. 20: 101-121.

Guraya, S.S., Saxena, P.K., Gill, M. 1976. Effect of long photoperiod on the maturation of ovary of the catfish, *Mystus tengara* (Ham.). Acta Morphol Neerl-Scand, 14: 331-338.

- Hachero-Cruzado, I., A. García-López, M. Herrera, L. Vargas-Chacoff, G. Martínez-Rodríguez, J.M. Mancera, J.I. Navas. 2007. Reproductive performance and seasonal plasma sex steroid and metabolite levels in a captive wild broodstock of brill *Scophthalmus rhombus* L. *Aquac. Res.* 38: 1161-1174.
- Hajirezaee S., Amiri B.M., Mirvahefi A. 2010. Fish milt quality and major factors influencing the milt quality parameters: a review. *Afr. J. Biotechnol.*, 9 (54): 9148-9154.
- Halver, J.E. 1989. *Fish Nutrition*. J.E. Halver (Ed.). Academic Press Inc. 789 p.
- Hastings, P.A. y C.W. Petersen. 1986. A novel sexual pattern in serranid fishes: simultaneous hermaphroditism and secondary males in *Serranus fasciatus*. *Environ. Biol. Fish.* 15: 59-68.
- Heemstra, P.C. y J.E. Randall. 1993. *Groupers of the world (Family Serranidae, Subfamily Epinephelinae)*. An annotated and illustrated catalogue of the grouper, rockcod, hind, coral grouper and lyretail species known to date. FAO Fisheries Synopsis. No. 125, Vol. 16. Rome, Italy. 382 p.
- Henderson, R.J., J.R. Sargent, C.C.F. Hopkins. 1984. Changes in the content and fatty acid composition of lipid in an isolated population of capelin *Mollotus villosus* during sexual maturation and spawning. *Mar. Biol.* 78: 255–263.
- Hernández, M.D., M.A. Egea, F.M. Rueda, F.J. Martínez, G.B. García. 2003. Seasonal condition and body composition changes in sharpsnout seabream (*Diplodus puntazzo*) raised in captivity. *Aquaculture*. 220: 569 – 580.
- Hobson, E.S. 1968. *Predatory behavior of some shore fishes in Gulf of California*. U.S. Wildlife Service, Bureau Sports Fisheries. *Wldl. Res. Rep.* 73: 92 p.
- Howell, R.A., Berlinsky, D.L., Bradley, T.M. 2003. The effects of photoperiod manipulation on the reproduction of black sea bass, *Centropristis striata*. *Aquaculture*, 218: 651-669.

Huang, N., Gall G.A.E. 1990. Correlation of body weight and reproductive characteristics in rainbow trout. *Aquaculture*, 86: 191-200.

Hyllner, S.J. y C. Haux. 1992. Immunochemical detection of the major vitelline envelope proteins in the plasma and oocytes of maturing female rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *J. Endocrinol.* 135: 303-309.

Izquierdo, M.S., H. Fernández-Palacios, A.G.J. Tacon. 2001. Effects of broodstock nutrition on reproductive performance of fish. *Aquaculture*. 197: 25-42.

Izquierdo, M.S., A. Obach, L. Arantzamendi, D. Montero, L. Robaina, G. Rosenlund. 2003. Dietary lipid sources for sea bream and sea bass: growth performance, tissue composition and flesh quality. *Aquacult. Nutr.* 9, 397–407.

Johnson, L.L., E. Casillas, M.S. Myers, L.D. Rhodes, O.P. Olson. 1991. Patterns of oocyte development and related changes in 17- β estradiol, vitellogenin, and plasma chemistry in English sole *Parophrys vetulus* Girard. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 152: 161-185.

Joy, K.P., Khan, I.A. 1991. Pineal-gonadal relationship in the teleost *Channa punctatus* (Bloch): evidence for possible involvement of hypothalamic serotonergic system. *J. Pineal Res.*, 11: 12-22.

Kavadias, S., J. Castritsi-Catharios, A. Dessypris. 2001. Annual cycles of growth, feeding rate, food conversion, plasma glucose and plasma lipids in a population of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.) farmed in floating marine cages. *J. Appl. Ichthyol.* 19: 29-34.

Kiewek-Martínez, N.M. 2004. Contribución al conocimiento de la reproducción en cautiverio de la cabrilla sardinera *Mycteroperca rosacea*. Tesis de Maestría. CIBNOR, La Paz, B.C.S.

Kiewek-Martínez, N.M, V. Gracia-López, C. Rodríguez-Jaramillo. 2010. Evidence of sexual transition in leopard grouper individuals (*Mycteroperca rosacea*) (Streets, 1877) held in captivity. *Hidrobiológica*. 20: 233-239.

Lambert, Y. y J.D. Dutil. 1997. Can simple condition indices be used to monitor and quantify seasonal changes in the energy reserves of Atlantic cod (*Gadus morhua*). Can. J. Fish Aquat. Sci. 54: 104 -112.

Lavenda, N., 1949. Sexual differences and normal protogynous hermaphroditism in the Atlantic sea bass, *Centropistis striatus*. Copeia. 185-194.

Lee, Y.D, S.H. Park, A. Takemura, K. Takano. 2002. Histological observations of seasonal reproductive and lunar-related spawning cycles in the female honeycomb grouper *Epinephelus merra* in Okinawan waters. Fish. Sci. 68: 872-877.

Lim, L.C. 1993. Larviculture of the greasy grouper *Epinephelus tauvina* F. and the brown Marbled Grouper *E. fuscoguttatus* F. in Singapore, J. World. Aquacult. Soc. 24 (2): 262-273.

Linares-Aranda, M. 2003. Efecto de temperatura y salinidad en el desarrollo embrionario y en larvas de cabrilla sardinera *Mycteroperca rosacea* (Streets, 1877). Tesis de Licenciatura. UABCS-CIBNOR, La Paz, B.C.S.

Liu, M. y Y. Sadovy. 2004. The influence of social factor son adult sex change and juvenile sexual differentiation in a diandric protogynous epinepheline, *Cepahalopholis boenak* (Pisces: Serranidae). J. Zool. 264: 239-248.

Maitra, S.K., M. Seth, A. Chatteraj. 2006. Photoperiod, pineal photoreceptors and melatonin as the signal of photoperiod in the regulation of reproduction in fish. J. Endocrinol. Reprod. 10 (2): 73-87.

Maldonado-García, M.C. 2004. Estudio de la biología reproductiva del robalo paleta *Centropomus medius* (Günther, 1864) para su aplicación en acuicultura. Tesis de Doctorado. CIBNOR, La Paz, B.C.S.

Maldonado-García, M.C., V. Gracia-López, M. Carrillo, A. Hernández-Herrera, C. Rodríguez-Jaramillo. 2005. Stages of gonad development during the reproductive cycle of the blackfin snook, *Centropomus medius* Günther. Aquac. Res. 36: 554-563.

Malta-Rossi, G. 2010. Crecimiento y tasa de ingestión de alimento de juveniles de cabrilla sardinera (*Mycteroperca rosacea*) bajo diferentes densidades de cultivo. Tesis de Maestría. CIBNOR, La Paz, B.C.S.

Marino, G., E. Azzurro, A. Massari, M.G. Finola, A. Mandich. 2001. Reproduction in the dusky grouper from the southern Mediterranean. *J. Fish. Biol.* 58: 909-927.

Martín, M.V., C. Rodríguez, J.R. Cejas, M.J. Pérez, S. Jerez, A. Lorenzo. 2009. Body lipid and fatty acid composition in male gilthead seabream broodstock at different stages of the reproductive cycle: effects of a diet lacking n-3 HUFA. *Aquacult. Nutr.* 15: 60-72.

Martínez-Lagos, R.A. y V. Gracia-López. 2009. Morphological development and growth patterns in the leopard group *Mycteroperca rosacea* during larval development. *Aquac. Res.* 41: 120-128.

Martínez-Lagos, R.A. 2009. Biología y cultivo de la cabrilla sardinera, *Mycteroperca rosacea*: desarrollo larvario, ontogenia digestiva y contribución a la optimización del cultivo larvario. Tesis de Doctorado. CIBNOR, La Paz, B.C.S.

Manooch III, C.S. 1987. Age and growth of snappers and groupers. 329-373 p. En: Polovina J.J. y S. Ralston. Eds. Tropical snappers and groupers: Biology and fisheries management. Westview Press, Boulder, Colorado. USA.

Mackie, M. 2000. Reproductive biology of the halfmoon grouper, *Epinephelus rivulatus*, at Ningaloo Reef, Western Australia. *Environ. Biol. Fish.* 57: 363–376.

Mendoza-Bustamante, J.A. 2002. Aspectos ecológicos del reclutamiento de la cabrilla sardinera *Mycterperca rosacea* (Streets, 1877) (Pisces: Serranidae) en camas de sargazo, San Juan de la Costa, B.C.S., México. Tesis de Licenciatura, UABCS, La Paz, B.C.S.

Montgomery, W.L. y R. Galzin. 1993. Seasonality in gonads fat deposits and condition of tropical surgeon fishes (Teleostei: Acanthuridae). *Mar. Biol.* 115: 529-536.

- Munro, A.D., 1990. General introduction. En: Munro, A.D., Scott, A.P., Lam, T.J. (eds.), Reproductive Seasonality in Teleosts: Environmental Influences, CRC Press, Boca Raton, FL, USA. 1–12 p.
- Muños-Cueto, J.A. 2009. Cerebro y reproducción en peces: bases neurales y neuroendócrinas. En Carrillo M. (eds.), La reproducción en los peces: aspectos básicos y su aplicación en la acuicultura. Fundación OESA. Madrid, España. 25-75 p.
- Nakamura M, M.A. Alam, Y. Kobayashi, R.K. Bhandari. 2007. Role of sex hormones in sex change of grouper. Fish. Physiol. Biochem. Special Issue: 23-27.
- Navas, J.M., M. Trush, J. Ramos, M. Bruce, M. Carrillo, S. Zanuy y N. Bromage. 1996. The effect of seasonal alteration in the lipid composition of broodstock diets on eggs quality in the European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). Proceedings V International Symposium Reproduction of Fish. Autin, TX. 108-110 p.
- Navas, J.M., M. Bruce, M. Trush, B.M. Farndale, N. Bromage, S. Zanuy, M. Carrillo, J.G. Bell y J. Ramos. 1997. The impact of the seasonal alterations in the lipid composition of broodstock diets on egg quality in the European sea bass. J. Fish. Biol., 51: 760-773.
- Okada, Y.K. 1965. Bisexuality in sparid fishes II. Sex segregation in *Mylio macrocephalus*. Proceedings of the Japanese Academy. 41, 300–304.
- Ota, T., Takagi, T. 1989. Fatty acids of lipids from fish testes with particular reference to furan fatty acids. Bull. Fac. Fish. Hokkaido Univ., 40 (3): 193-201.
- Peláez-Mendoza, A.K. 1997. Hábitos alimenticios de la cabrilla sardinera *Mycteroperca rosacea* Streets, 1877 (Pisces: Serranidae) en la Bahía de La Paz, B.C.S. y zonas adyacentes. Tesis de Licenciatura, UABCS, La Paz, B.C.S.
- Petersen, C.W. y E.A. Fischer. 1986. Mating system of the hermaphroditic coral-reef fish, *Serranus baldwini*. Behav. Ecol. Sociobiol. 19: 171–178.
- Piferrer, F. 2001. Endocrine sex control strategies for the feminization of teleost fish. Aquaculture. 197: 229-281.

- Racotta, I.S. y R. Hernández-Herrera. 2000. Metabolic responses of the white shrimp, *Penaeus vannamei*, to ambient ammonia. *Comp. Biochem. Physiol.*, 125: 437-443.
- Rasem, B.M., James, C.M., Al-Thobaiti, S.A., Carlos, M.H. 1997. Spawning of the camouflage grouper *Epinephelus polyphecadion* (Bleeker) in the hypersaline waters of Saudi Arabia. *Asian Fish. Sci.*, 9: 251-259.
- Reinboth, R. 1963. Natürlicher Geschlechtswechsel bei *Sacura margartiacea* (Hilgendorf) (Serranidae). *Jap. Ann. Zool.* 36: 173-178.
- Reinboth, R. 1965. Sex reversal in black sea bass *Centropristis striatus*. *Anatomical Record.* 151: 403.
- Reinboth, R. 1967. Diandris teleost species. *Gen. Comp. Endocr.* 9:486.
- Reyes-Becerril, M., D. Tovar-Ramírez, F. Ascencio-Valle, R. Civera-Cerecedo, V. Gracia-López, V. Barbosa-Solomieu. 2008. Effects of dietary live yeast *Debaryomyces hansenii* on the immune and antioxidant system in juvenile leopard grouper *Mycteroperca rosacea* exposed to stress. *Aquaculture.* 280(1-4): 39-44.
- Russell, M. 2001. Spawning aggregations of reef fishes on the Great Barrier Reef: Implications for management. Queensland, Australia. 37 p.
- Sadovy, Y. y D.Y. Shapiro. 1987. Criteria for the diagnosis of hermaphroditism in fishes. *Copeia* 1987:136–156.
- Sadovy, Y., P.L. Colin, M.L. Domeier. 1994. Aggregation and Spawning in the Tiger Grouper, *Mycteroperca tigris* (Pisces: Serranidae). *Copeia* 2: 511-516.
- Sadovy, Y. y P.L. Colin. 1995. Sexual development and sexuality in the Nassau grouper. *J. Fish. Biol.* 46: 961–976.
- Sadovy, Y. y M.L. Domeier. 2005. Perplexing problems of sexual patterns in the fish genus *Paralabrax* (Serranidae, Serraninae). *J. Zool. Soc. Lon.* 267: 121-133.
- Sadovy, Y. y M. Liu. 2008. Functional hermaphroditism in teleosts. *J. Fish. Fisher.* 9: 1-43.

- Sargent, J.R. 1995. Origins and functions of egg lipids: nutritional implications. En: Broodstock management and egg and larval quality. Bromage, N.R. y R.J. Robert. Blackwell Science, Cambridge: 353-372 p.
- Sargent, J.R., D.R. Tocher, J.G. Bell. 2002. The lipids. En Halver, J.E. y R.W. Hardy (eds.). Fish Nutrition. Tercera edición. San Diego, California, EUA: 181-257 p.
- Sato, N. y N. Murata. 1988. Membrane lipids. En: Sidney P. Colowick y Nathan O. Kaplan (Eds.). *Methods in Enzymology*. Academic Press. Vol. 167. 251-259 p.
- Saout, C., Y.M. Paulet, A. Duinker. 1999. Histological study on the early stages of oogenesis in *Pecten maximus*: a new approaches with quantitative semithin histology. Bergen Norway. 12th International Pectinid Workshop. 129-130.
- Shapiro, D.Y. 1981. Size, maturation and the social control of sex reversal in the coral reef fish *Anthias squamipinnis* (Peters). J. Zool. Soc. Lon. 193: 105-128.
- Siau, Y. 1994. Population structure, reproduction and sex change in a tropical Eastern Atlantic grouper. J. Fish. Biol. 44: 205-211.
- Singh, M.S., Joy, K.P. 1998. Precocious recrudescence of seminal vesicle and testis in catfish, *Clarias batrachus* (Linn.), subjected to a long photoperiod regime. Indian J. Exp. Biol., 36: 1264-1268.
- Smith, R.L. y A.J. Paul. 1990. Seasonal changes in energy and energy cost of spawning in Gulf of Alaska Pacific cod. Fish. Physiol. Biochem. 36: 307-316.
- Sorensen, P.W., T.J. Hara, N.E. Stacey y F.W. Goetz. 1988. F prostaglandins function as potent stimulants that comprise the post-ovulatory female sex pheromone in goldfish. Biol. Reprod., 39: 1039-1050.
- Srivastava, S.J., Singh, R. 1993. Effects of constant photoperiod-temperature regimes on testes and pituitary gonadotropic cells of the murrel, *Channa punctatus* (Bloch) during the annual reproductive cycle. Annal. Endocrinol., 54: 203-206.
- Suzuki, K., K. Kobayashi, S. Hioki, T. Sakamoto. 1974. Ecological studies of the anthiine fish, *Sacura margaritacea* in Suruga Bay, Japan. Jap. J. Ichthyol. 21: 21-33.

- Svoboda, M., J. Kouril, J. Hamácková, P. Kaláb, L. Savina, Z. Svobodová, B. Vykusová. 2001. Biochemical profile of blood plasma of tench (*Tinca tinca* L.) during pre and post-spawning period. *Acta Vet. Brno.* 70: 259–268.
- Tacon, A.G.J., C.B. Cowey. 1985. Protein and aminoacids requeriments. En: Tyler, P. y P. Calow (eds.), *Fish energetic: New perspectives*. Crom. Helm, London: 155-183 p.
- Tanaka, H., K. Hirose, K. Nogami, K. Hattori, N. Ishibashi. 1990. Sexual maturation and sex reversal in red spotted grouper, *Epinephelus akaara*. *Bulletin of Natural Resources, Institute of Aquaculture.* 17: 1-15.
- Tandler, A., M. Harel, W.M. Koven y S. Kolkovsky. 1995. Broodstock and larval nutrition in gilthead sea bream *Saprus aurata* new findings on its involvement in improving growth, survival and swim bladder inflation. *Isr. J. Aquacult. Bamidgeh,* 47: 95-111.
- Thomas B.A. y V.L. Donald. 1988. Fixation or preservation. En: B.A. Thomas & V.L. Donald (eds.). *A Handbook of Normal Penaeid Shrimp Histology*. World Aquaculture Society, Primera edición. Baton Rouge, LA, USA. 114p.
- Thrush, M., Navas, J.M., Ramos, J., Bromage, N., Carrillo, M., Zanuy, S. 1993. The effect of artificial diets on lipid class and total fatty acid composition of cultured sea bass eggs (*Dicentrarchus labrax*). En: Cerviño, A., Landin, A., de Coo, A., Guerra, M. y Torre, M. (eds.). *Actas IV Congreso Nacional de Acuicultura*, Santiago de Compostela: Grafinara, S.A. 37–42 p.
- Tookwinas, S. 1989. Review of knowledge on grouper aquaculture in South East Asia. *Advances in Tropical Aquaculture.* 429-435 p.
- Tseng, W.Y. y S.K. Ho. 1988. *The biology and culture of red grouper*. Chien Cheng Publisher, Kaohsiu. 134 p.
- Tucker, J.W.Jr. 1999. *Species profile, Grouper aquaculture*. SRAC Publications. 721 p.
- Tupper, M. y N. Sheriff. 2008. Capture-based aquaculture of groupers. En Lovatelli, A. y P.F. Holthus (eds). *Capture-based aquaculture. Global overview*. FAO Fisheries Technical Paper. 508. 217–253 p.

- Wallace, R. y K. Selman. 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *Am. Zool.* 21: 325-343.
- Wassef, E.A. y M.B. Shehata. 1991. Biochemical composition of gilthead bream *Sparus aurata* L. from Lake Bardawil (Egypt). *Mar. Sci.* 2: 111-122.
- Watanabe, T. 1982. Lipid nutrition in fish. *Comp. Biochem. Physiol. – Part B*, 73: 3–15.
- Watanabe, T., T. Arakawa., C. Katajima y S. Fujita. 1984. Effect of nutritional quality of broodstock diets on reproduction of sea bream. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 50: 549-501.
- Watanabe, T. y V. Kiron. 1995. Broodstock management and nutritional approaches for quality offsprings in the red sea bream. En: N.R. Bromage y R.J. Roberts (eds.) *Broodstock management and larval quality*. Blackwell Science Ltd. Primera edición. Oxford, UK. 15p.
- Watanabe, T. y R. Vassallo-Agius. 2003. Broodstock nutrition research on marien finfish in Japan. *Aquaculture*, 227: 35-61.
- Webb, R.O. y M.J. Kingsford. 1992. Protogynous hermaphroditism in the half-banded sea perch, *Hypoplectrodes* (Serranidae). *J. Fish. Biol.* 40: 951– 961.
- Wenner, C.A., W.A. Roumillat, C.W. Waltz. 1986. Contributions to the life history of black sea bass, *Centropristis striata*, off the southeastern United States. *Fish. Bull.* 84: 723-741.
- Wiegand, M.D. 1996. Composition, accumulation and utilization of yolk lipids in teleost fish. *Rev. Fish. Biol. Fisher.*, 6: 259-286.
- Yamamoto, T. 1969. Sex differentiation. En: Hoar, W.S. y D.J. Randall (eds.). *Fish Physiology III*. Academic Press, New York. 117–175 p.
- Yeh, S.L., Dai, Q.C., Chu, Y.T., Kuo, C.M., Ting, Y.Y., Chang, C.F. 2003. Induced sex change, spawning and larviculture of potato grouper, *Epinephelus tukula*. *Aquaculture* 228: 371-381.

Yogo, Y. 1985. Studies on the sexual maturation and reproductive ecology in three protogynous fishes. Report of Fishery Research Laboratory, Kyushu University, 7: 37–83.

Zohar, Y. y C.C. Mylonas. 2001. Endocrine manipulations of spawning in cultured fish: from hormones to genes. *Aquaculture* 197: 99-136.