



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL
CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS



CICLO REPRODUCTIVO Y TALLA DE
PRIMERA MADUREZ (L₅₀) DE *Calamus*
brachysomus (TELEOSTEI: SPARIDAE) EN
SANTA ROSALÍA, BCS, MÉXICO

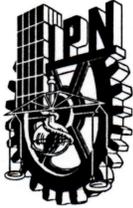
TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS

PRESENTA

ANABEL VERANES DIP

LA PAZ, B.C.S., ABRIL DEL 2018



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARIA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., siendo las 12:00 horas del día 20 del mes de Mayo del 2019 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CICIMAR para examinar la tesis titulada:

"CICLO REPRODUCTIVO Y TALLA DE PRIMERA MADUREZ (L50) DE
Calamus brachysomus (TELEOSTEI: SPARIDAE) EN SANTA ROSALÍA, BCS, MÉXICO"

Presentada por el alumno:

VERANES

DIP

ANABEL

Apellido paterno

materno

nombre(s)

Con registro:

A	1	7	0	8	3	8
---	---	---	---	---	---	---

Aspirante de:

MAESTRIA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS

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

LA COMISION REVISORA

Directores de Tesis

DR. LEONARDO ANDRÉS ABITIA CÁRDENAS
Director de Tesis

M en C. MARCIAL TRINIDAD VILLALEJO FUERTE
2°. Director de Tesis

DR. MARCIAL ARELLANO MARTÍNEZ

DR. XCHEL GABRIEL MORENO SÁNCHEZ

DR. OSCAR EFRAIN HOLGUÍN QUIÑONES

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES

DR. SERGIO HERNÁNDEZ TRUJILLO



I.P.N.
CICIMAR
DIRECCIÓN



**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., el día 28 del mes de Mayo del año 2019

El (la) que suscribe BIÓL. ANABEL VERANES DIP Alumno (a) del Programa

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN MANEJO DE RECURSOS MARINOS

con número de registro A170838 adscrito al CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS

manifiesta que es autor(a) intelectual del presente trabajo de tesis, bajo la dirección de:

DR. LEONARDO ANDRÉS ABITIA CÁRDENAS Y M en C. MARCIAL TRINIDAD VILLALEJO FUERTE

y cede los derechos del trabajo titulado:

"CICLO REPRODUCTIVO Y TALLA DE PRIMERA MADUREZ (L50) DE *Calamus brachysomus*

(TELEOSTEI: SPARIDAE) EN SANTA ROSALÍA, BCS, MÉXICO"

al Instituto Politécnico Nacional, para su difusión con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Éste, puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección: averanes13@gmail.com - labitia@ipn.mx - mvillale@ipn.mx

Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

BIÓL. ANABEL VERANES DIP

Nombre y firma del alumno

A Dios y a mi madre, mis guías y fuerza en todo

momento

Agradecimientos

Al Instituto Politécnico Nacional (IPN) y al Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas (CICIMAR) por la oportunidad de realizar el estudio de posgrado, al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico brindado.

A mis directores de tesis MsC. Marcial Villalejo Fuerte y Dr. Leonardo Andrés Abitia Cárdenas por aceptar ser mis directores de tesis, por todo su apoyo, guía, paciencia y confianza.

.

A mi comité tutorial Dr. Marcial Arellano Martínez, Dr. Xchel Gabriel Moreno Sánchez y Dr. Oscar Efraín Holguín Quiñones por las revisiones, consejos y disposición a la enseñanza.

A Alma Rosa Rivera Camacho por el apoyo brindado en el procesamiento de las muestras, paciencia y enseñanza diaria.

A todos los estudiantes que apoyaron con conocimiento y su amistad.

ÍNDICE

GLOSARIO.....	i
ÍNDICE DE FIGURAS	v
ÍNDICE DE TABLAS	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES.....	3
2.1 Ciclo reproductivo en peces.....	3
2.2 Género <i>Calamus</i>	5
2.3 <i>Calamus brachyosmus</i>	7
3. JUSTIFICACIÓN.....	10
4. HIPÓTESIS.....	11
5. OBJETIVO GENERAL.....	11
5.1 OBJETIVOS PARTICULARES.....	11
6. MATERIALES Y MÉTODOS.....	12
6.1 Área de estudio	12
6.2 Muestreos	12
6.3 Procesamiento histológico	13
6.4 Fases del desarrollo gonádico	13
6.5 Ciclo reproductivo	14
6.6 Proporción sexual y estructura de tallas	14
6.7 Talla de primera madurez poblacional (TPM)	15
6.8 Índices morfofisiológicos	15
6.8.1 Índice gonadosomático:.....	16
6.8.2 Índice hepatosomático:.....	16
6.8.3 Factor de condición relativo:.....	16
6.9 Promedios mensuales de TSM	17
6.10 Análisis estadístico.....	17
7. RESULTADOS	18

7.1 Proporción de sexos y estructura de tallas	18
7.2 Ciclo gonádico.....	20
7.2.1 Fases de desarrollo ovárico	20
7.2.2 Fases de desarrollo testicular	25
7.3 Ciclo reproductivo	29
7.4 Talla de primera madurez sexual poblacional.....	31
7.5 Índices morfofisiológicos	31
7.5.1 Variación de los índices morfofisiológicos por fase de desarrollo gonádico	31
7.5.2 Variación temporal de los índices morfofisiológicos.....	33
7.6 Relación entre el ciclo reproductivo, índices morfofisiológicos y la TSM	34
8. DISCUSIÓN.....	36
9. CONCLUSIONES	46
10. RECOMENDACIONES	47
11. LITERATURA CITADA	48

GLOSARIO

Alveolo cortical: primer estado de desarrollo ovocitario dependiente de la acción hormonal. Se caracteriza por la aparición de vesículas o alveolos en el citoplasma sintetizados endógenamente, los cuales a medida que avanza el desarrollo se ubican en la periferia del citoplasma. Estas vesículas liberan su contenido en el espacio perivitelino durante la fertilización. La aparición de los alveolos corticales indica que ha comenzado el proceso de maduración y el pez ha entrado en la fase adulta (Tyler & Sumpter, 1996; Saborido-Rey, 2004).

Atresia: proceso degenerativo que permite la reabsorción de ovocitos no desovados permitiendo recuperar la energía acumulada en el ovocito (Saborido-Rey, 2004).

Bisexual: Individuo cuyas gónadas contienen tejido reproductivo masculino y femenino. Es un término que hace referencia a la morfología gonadal y no a la función sexual del individuo (Sadovy & Liu, 2008).

Cisto espermático: conocidos también como espermatocistos, son pequeñas criptas cuyas paredes se conforman por tejido conectivo y son derivadas de extensiones citoplasmáticas de las células de Sertoli. Dentro de estas criptas se desarrolla la espermatogénesis y las células germinales contenidas en cada una, se encuentran en la misma etapa de meiosis (Uribe *et al.*, 2014).

Ciclo gonádico: conjunto de acontecimientos fisiológicos repetitivos que se presentan en las gónadas durante cada fase de maduración y que conducen a la producción de gametos (Lender *et al.*, 1982; Quetzalliyasu, 2015).

Ciclo reproductivo: variación temporal de la frecuencia de aparición de organismos de una población en diferentes fases de maduración, usualmente es un evento cíclico (Quetzalliyasu, 2015).

Crecimiento primario: fase inicial de la formación del ovocito a partir de las células germinales. Incluye los estadios de nucléolo cromatina y el estado perinucleolar los que se caracterizan por su pequeño tamaño, un gran núcleo central y escaso citoplasma (Saborido-Rey, 2004).

Cuerpos pardos: agregaciones de células que contienen pigmentos como melanina y lipofucsina. Su presencia en las gónadas de los peces se asocia a atresias en estadios avanzados y a otros procesos fagocíticos (Sadovy & Shapiro, 1987).

Desarrollo ovárico asincrónico: en el ovario de una hembra madura se presentan todos los estadios de desarrollo de los ovocitos sin una población dominante. Este tipo de desarrollo es encontrado en peces iteróparos con estaciones de desove extensas (Murua & Saborido-Rey, 2003).

Espermatogénesis: proceso que incluye una secuencia de cambios morfológicos y fisiológicos que permiten la formación de los gametos masculinos o espermatozoides. La espermatogénesis es iniciada por una fase proliferativa caracterizada por divisiones mitóticas de las espermatogonias. Posteriormente mediante una fase de meiosis reduccional se originan los espermatocitos I, II y las espermatidas. Finalmente, mediante la espermiogénesis se forman los espermatozoides a partir de las espermatidas (Uribe *et al.*, 2014).

Estrategia reproductiva: Conjunto de tácticas reproductivas (variaciones en el patrón de reproducción en respuesta a cambios ambientales) determinadas por el genotipo, cuyo objetivo fundamental es maximizar la posibilidad de dejar descendencia en correspondencia con la energía disponible y la esperanza de vida paternal (Murua & Saborido-Rey, 2003).

Folículo postovulatorio: membranas externas que rodean al ovocito (teca y granulosa) que quedan como residuo producto del desove (Saborido-Rey, 2004).

Gametogénesis: Proceso mediante el cual se forman los gametos o células reproductoras haploides (n) en la reproducción sexual (Curtis *et al.*, 2001).

Gonocorismo: patrón sexual propio de una población o especie, en donde los individuos se reproducen exclusivamente como machos o hembras a lo largo de sus vidas (Sadovy & Liu, 2008).

Hermafroditismo: la mayor parte o todos los individuos de una población o una especie pueden reproducirse como ambos sexos en algún momento durante sus vidas (Sadovy & Liu, 2008).

Hermafroditismo protogínico: Todos o al menos la mayoría de las hembras de una población se reproducen primero como hembras y luego como machos (Sadovy & Liu, 2008).

Índices morfofisiológicos: indicadores basados en el peso de los órganos que permiten relacionar procesos fisiológicos como el crecimiento y la reproducción con variables ambientales y hábitos alimentarios (Santamaría, 2013).

Patrón sexual: estilo reproductivo característico de una población o de una especie. Solo se toma en cuenta la función sexual y no la morfología gonadal (Sadovy & Liu, 2008).

Reproducción: proceso biológico que permite la perpetuación de las especies (Hempel, 1979).

Tejido conectivo o conjuntivo: tejido de sostén, relleno, almacenamiento y de defensa. Este tejido forma parte de la estructura de las gónadas y además les brinda sostén (Saborido-Rey, 2004).

Vitelo: material nutritivo derivado de la vitelogenina, formado principalmente por lipoproteínas y fosfoproteínas. Constituye la reserva de los ovocitos que se utiliza durante el desarrollo del embrión (Tyler & Sumpter, 1996; Saborido-Rey, 2004).

Vitelogénesis: Proceso de acumulación del vitelo en el citoplasma de las células sexuales femeninas. Implica la formación, incorporación y empaquetamiento de la vitelogenina. Es el mayor responsable del crecimiento de los ovocitos (Wallace & Selman, 1981; Saborido-Rey, 2004).

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mojarrón, <i>Calamus brachysomus</i> (Teleostei: Sparidae).....	8
Figura 2. Área de muestreo de <i>C. brachysomus</i> en Santa Rosalía, BCS, México.12	
Figura 3. Proporción mensual de hembras y machos de <i>C. brachysomus</i> en Santa Rosalía, BCS. El asterisco (*) indica diferencias significativas.....	18
Figura 4. Proporción sexual de <i>C. brachysomus</i> por intervalos de tallas en Santa Rosalía, BCS, México.	19
Figura 5. Microfotografía del ovario de <i>C. brachysomus</i> en fase de desarrollo. A) momento inicial del desarrollo. B) momento más avanzado del desarrollo. C) ovocitos previtelogénicos y alveolos corticales D) ovocitos vitelogénicos. Ep: epitelio germinal, Cn: estadio de nucléolo cromatina, Pn: estadio perinucleolar, Pv: previtelogénicos, ac: alveolos corticales, V. I y V. II: vitelogénicos I y II, n: núcleo, nu: nucléolos, cf: capa folicular, gv: gránulos de vitelo, Lo: lumen ovárico, La: lamela.	21
Figura 6. A) Microfotografía del ovario de <i>C. brachysomus</i> con capacidad de desove, B) ovocito vitelogénico III, C) detalle de la zona radiata y las capas foliculares. Pv: ovocitos previtelogénicos, Ac: alveolos corticales, V. I, V. II, y V. III: ovocitos vitelogénicos I, II y III, n: núcleo, nu: nucléolos, Zr: zona radiata, t: teca, gr: granulosa, gv: gránulos de vitelo, Lo: lumen ovárico, La: lamela.	22
Figura 7. Microfotografía del ovario de <i>C. brachysomus</i> en subfase de desove activo. Pv: ovocitos previtelogénicos, V. I, V. II, y V. III: ovocitos vitelogénicos I, II y III, H: hidratados.....	23
Figura 8. Microfotografía del ovario de <i>C. brachysomus</i> en fase de regresión. Pv: ovocitos previtelogénicos, At: atresias, Lo: lumen ovárico.	24
Figura 9. Microfotografía del ovario de <i>C. brachysomus</i> en fase de regeneración, Pv: ovocitos previtelogénicos, Lo: lumen ovárico. Tomado a 10x.	25
Figura 10. Microfotografía del testículo de <i>C. brachysomus</i> en fase de desarrollo. A) escala de 10X, B) Detalle de un cisto espermático. Sg: espermatogonias, Sc I y Sc	

II: espermatocitos tipo I y II, St: espermatida, Sz: espermatozoides, Ci: cisto espermático, Eg: epitelio germinal.	26
Figura 11. Microfotografía del testículo de <i>C. brachysomus</i> en fase de capaz de desovar y Sz: espermatozoides, Ce: conductos espermáticos.	27
Figura 12. Microfotografía del testículo de <i>C. brachysomus</i> en fase de regresión, Sc I: espermatocito tipo I, Sz: espermatozoides, Eg: epitelio germinal.	28
Figura 13. Microfotografía del testículo de <i>C. brachysomus</i> en fase de regeneración. Sg: espermatogonias, Cs: células de Sertoli, Sc I: espermatocito tipo I, Sz: espermatozoides, Cp: cuerpo pardo, Eg: epitelio germinal.	29
Figura 14. Ciclo reproductivo de <i>C. brachysomus</i> en Santa Rosalía, BCS, México.	30
Figura 15. Talla de primera madurez (L_{50}) de hembras y machos de <i>C. brachysomus</i> en Santa Rosalía, BCS, México.	31
Figura 16. Índices morfofisiológicos de <i>C. brachyosmus</i> por fase de desarrollo gonádico en Santa Rosalía, BCS. Letras diferentes (a, b, c) indican diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras corresponden a la desviación estándar.	32
Figura 17. Variación temporal de los índices morfofisiológicos de <i>C. brachysomus</i> en Santa Rosalía, BCS. Letras diferentes (a, b, c) indican diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras corresponden a la desviación estándar.	34
Figura 18. Promedios mensuales de la temperatura superficial del mar en relación con el ciclo reproductivo de <i>C. brachysomus</i> en Santa Rosalía, BCS, México.	35

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Longitud y peso de hembras y machos de <i>Calamus brachysomus</i> en Santa Rosalía, BCS. Media \pm Desviación estándar, el valor de la U de Mann-Whitney y su probabilidad.....	19
Tabla 2. Correlación de la temperatura superficial del mar con los índices morfofisiológicos de <i>C. brachysomus</i>	35

RESUMEN

El mojarrón *Calamus brachysomus* es el único representante de la familia Sparidae que habita en el Golfo de California. Hasta la fecha, existe poca información biológica sobre esta especie a pesar de su creciente importancia en la pesca artesanal, particularmente en Santa Rosalía, Baja California Sur, en donde se captura a lo largo del año. El objetivo de esta investigación fue describir aspectos reproductivos de *C. brachysomus* en esta área. Para ello, se obtuvieron 268 individuos de la pesca artesanal de julio del 2015 a julio del 2016. A cada ejemplar se le tomaron datos biométricos y una porción media de las gónadas fue sometida al procesamiento histológico. Se identificaron 147 hembras, 118 machos y tres organismos indeterminados, las tallas oscilaron entre 15 y 37 cm de longitud total. La proporción de hembras y machos no mostró diferencias significativas (1.24H:1M). De acuerdo con las variaciones del índice hepatosomático y el factor de condición, se estimó la existencia de un ciclo de almacenamiento y uso de reservas endógenas provenientes del hígado durante el desove, no así del músculo. La talla de primera maduración (L_{50}) estimada fue de 24 cm de LT en hembras y de 24.7 cm de LT en machos. El análisis histológico mostró un desarrollo ovárico asincrónico y un patrón de desoves por grupos. Se encontraron hembras en capacidad de desove en 11 meses, a excepción de febrero y septiembre, en donde se presentaron los valores mínimo y máximo de temperatura respectivamente. Estos resultados, junto a las variaciones del índice gonadosomático permitieron determinar que *C. brachysomus* se reproduce en gran parte del año, con un pico de actividad de mayo a julio coincidiendo con una temperatura superficial del mar de 21° a 28 °C.

Palabras claves: Peces, Sparidae, reproducción, histología gonadal, índices morfofisiológicos.

ABSTRACT

The pacific porgy, *Calamus brachysomus* is the only member of family Sparidae which lives in the Gulf of California. Until the today, there are a few biological information about this fish. Instead, there is a high interest in artisanal fishing, specifically, in Santa Rosalia where it is captured throughout the whole year. The objective of this investigation was to describe the reproductive aspects of *C. brachysomus* in Santa Rosalia. For it was sampled 268 individuals of artisanal fishing from July 2015 to July 2016. Biometric data were recorded from each organism and a middle section of its gonads was histologically processed. From the samples was identified 147 females, 118 males and 3 not sexed individuals. The samples measured between 15 and 37 cm of total length. The total sexual proportion was (1.24H:1M), and no statistical differences were determinate. Following the variations of hepatosomatic index and conditional factor, we estimated a cycle of saving and use of endogenous reserves from liver during the spawn, not so from the muscle. The length of first maturity (L_{50}) estimated was 24 cm of TL in females and 24.7 cm of TL in males. Histological analysis showed an ovarian development of asynchronous type and batch spawns. We found females in spawning capable in eleven months, except in February and September when de temperature reached its minimum and maximum value respectively. These results together the GSI determined that *C. brachysomus* can reproduce all the year with spawn peak from May to July, which is coincident with sea superficial temperature from 21° to 28° C.

Keywords: Fish, Sparidae, reproduction, gonadal histology, morphophysiological indices

1. INTRODUCCIÓN

El conocimiento de aspectos biológicos de peces con potencial importancia comercial constituye uno de los principales focos de investigación actualmente (Lowerre-Barbieri *et al.*, 2011a). Dentro de este ámbito, el análisis de la biología reproductiva permite obtener información sobre la proporción sexual de las poblaciones, talla de reclutamiento a la reproducción, patrón sexual de la especie, época de desove, entre otros (Aburto-Oropeza *et al.*, 2008; Erisman *et al.*, 2008). Este conjunto de datos constituye una herramienta fundamental que contribuye a la gestión efectiva de los recursos pesqueros (Marshall *et al.*, 1998, 2003; Morgan, 2008).

La familia Sparidae está conformada por peces teleósteos incluidos en el orden Perciformes, los cuales muestran una amplia distribución en zonas tropicales y templadas (Sheaves, 2006). Los espáridos son reconocidos por poseer estilos reproductivos como el gonocorismo y el hermafroditismo simultáneo y secuencial (Buxton & Garrat, 1990; Sadovy & Liu, 2008), además, porque varias de sus especies albergan un elevado valor económico, ya sea por usos recreativos o bien por su importancia para el consumo humano (Kokokiris *et al.*, 1999; Hoşsucu & Cakir, 2003; Pavlidis & Mylonas, 2011). En el Golfo de México, algunos de sus miembros como *Lagodon rhomboides*, *Calamus nodosus*, *C. bajonado* y *C. proridens* tienen gran importancia en la pesca comercial (Darcy, 1985, 1986; Canto-Maza & Vega-Cendejas, 2008). Los espáridos suelen mostrar periodos de desove extensos relacionados con condiciones ambientales adecuadas para la supervivencia larval (Houde, 1975; Pavlidis & Mylonas, 2011). En este contexto se ha destacado el papel de la temperatura como factor estimulante de la maduración final de las gónadas, así como con del inicio y durabilidad del desove (Dubovitsky, 1977; Scott & Pankhurst, 1992; Kallianotis *et al.*, 2005).

Entre los géneros que conforman la familia Sparidae, se encuentra *Calamus*, el cual incluye especies de importancia económica. Su distribución abarca aguas

tropicales y subtropicales, en ambas costas del Continente Americano e islas cercanas (Randall & Caldwell, 1966). En el norte del Golfo de México, *Calamus bajonado*, *C. leucosteus*, *C. calamus*, así como sus confamiliares *P. pagrus*, *Stenotomus chrysops* y *Archosargus prothrocephalus* actualmente se encuentran bajo el manejo del Consejo de Administración Pesquera del Atlántico Sur (SAFMC, 2017). Sin embargo, a pesar de que la mayoría de los integrantes del género *Calamus* se encuentra bajo explotación pesquera, el conocimiento sobre sus aspectos biológicos aún es escaso o inexistente (Tyler-Jedlund, 2009).

Calamus brachysomus es el único representante de la familia Sparidae que habita en el Golfo de California. Esta especie no es objetivo fundamental en las pesquerías mexicanas, constituyendo una captura secundaria (Salas *et al.*, 2011). Sin embargo, tiene amplia aceptación en el mercado nacional e importancia en la pesca comercial en la zona costera de Baja California Sur (Holguín, 1976; Cruz-Vázquez *et al.*, 2016) donde se le conoce con el nombre común de "mojarrón" o "mojarra mueluda". El mojarrón suele encontrarse habitando arrecifes rocosos en la zona costera de Santa Rosalía, la cual se caracteriza por su elevada actividad pesquera. En dicha localidad el volumen de captura del mojarrón se ha incrementado en los últimos años debido al precio asequible que posee y a la elevada preferencia desde el punto de vista gastronómico (comunicación personal, Cooperativa San Bruno).

Históricamente las investigaciones ictiológicas se han enfocado en el estudio de los recursos pesqueros con mayor importancia comercial, dejando fuera aquellas especies que forman parte de capturas secundarias y que presentan menor valor económico (Lucano *et al.*, 2010). Aunque el mojarrón aparece reportado como Preocupación Menor según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN, 2019), la escasa información existente y el creciente interés en esta especie como recurso pesquero, determina la necesidad de ampliar los conocimientos acerca de la misma. Por lo que, el objetivo de este estudio fue aportar información de aspectos relacionados con la biología reproductiva del mojarrón

tales como ciclo reproductivo, la relación de este con la temperatura. Además de la estimación de la L_{50} y evaluación del uso de índices corporales como indicadores de la reproducción.

2. ANTECEDENTES

2.1 Ciclo reproductivo en peces

El evento reproductivo de los peces se ve influenciado por diversos factores, los cuales no son mutuamente excluyentes, sino que interactúan favoreciendo en muchos casos una estacionalidad en la reproducción (Sheaves, 2006; Lowerre-Barbieri *et al.*, 2011b). Entre la variedad de parámetros que inciden en la gametogénesis y el desove se encuentran la depredación, competencia, disponibilidad y calidad del alimento, salinidad, fotoperiodo y temperatura (Johannes, 1978; Norcross & Shaw, 1984). De estos, la temperatura ha destacado como un factor que regula y sincroniza el evento reproductivo en la mayoría de los teleósteos (Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012). La temperatura ejerce un efecto directo sobre el sistema endocrino, estimulando la síntesis de hormonas encargadas de eventos fisiológicos como la maduración y el desove (Kestemont, 1990).

Así, la temperatura del hábitat en donde se encuentra el organismo incide en el desarrollo de tácticas de adquisición y movilización de energía para costear la reproducción (Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012). En los ambientes templados los organismos suelen presentar periodos reproductivos cortos y con marcada estacionalidad, usualmente en primavera y verano, asociados a un aumento de la temperatura y fotoperiodo (Thresher, 1984). Por el contrario, en regiones tropicales y subtropicales, el fotoperiodo y la temperatura presentan una variación menor a lo largo del año, presentándose amplios periodos de puesta (Saborido-Rey, 2004; Wootton & Smith, 2014). Según Gonçalves & Erzini (2000) un

periodo de desove extenso es indicador de condiciones favorables para el nacimiento y desarrollo larval. Aunque, es común observar picos reproductivos, asociados generalmente a un incremento de la temperatura (Zanuy & Carrillo, 1987).

La reproducción implica un elevado costo energético que puede ser cubierto almacenando reservas energéticas en hígado, músculo y tejido adiposo o mediante alimentación constante (Saborido-Rey 2004; Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012). Usualmente los desovadores totales almacenan energía en momentos previos para costear este evento. Mientras, los desovadores parciales financian el evento reproductivo a partir de la alimentación constante, no mostrando mecanismos de almacenamiento (Drent & Daan, 1980; Stearns, 1989; Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012). Sin embargo, cuando la alimentación no cubre el gasto energético del desarrollo ovárico y el mantenimiento somático, se recurre al uso de energía almacenada (Adams *et al.*, 1982; Henderson & Morgan, 2002).

En el caso de la familia Sparidae, debido a su amplia distribución, estos organismos habitan y desovan bajo una amplia variedad de condiciones ambientales. En su mayoría, los espáridos son desovadores pelágicos, con un desarrollo ovárico asincrónico (Pavlidis & Mylonas, 2011). El desove suele presentarse como un evento frecuente y regular de forma diaria o no, durante un periodo de 3 a 6 meses e inclusive durante todo el año (Zohar *et al.*, 1978; Buxton & Clarke, 1986; Zohar & Hassin, 1995; Mylonas *et al.*, 2004; Zarrad *et al.*, 2010). Según Coetzee (1983, 1986) y Garrat (1986) la maduración gonadal y el periodo de desove de los espáridos suelen estar estrechamente relacionados con dos factores ambientales; la temperatura y el fotoperiodo. Debido a esto, numerosos estudios han analizado el efecto de estas dos variables en el evento reproductivo de varias de sus especies (Dubovitsky, 1977; Scott & Pankhurst, 1992; El-Sayed *et al.*, 1993; Sheaves, 2006). Similar a la mayoría de los teleósteos, la estación de desove de los espáridos suele ser de corta duración y en meses de primavera y verano en aquellos especímenes que habitan en ambientes templados (Thresher, 1984), mientras en

aquellos que habitan en aguas tropicales y subtropicales es frecuente encontrar estaciones de desove extensas (Garratt, 1986).

A su vez, la temperatura del hábitat, así como la disponibilidad de alimento, competencia y presión de pesca inciden en la talla de primera maduración (L_{50}), la cual es definida como la longitud en donde el 50% de los individuos de una población alcanzan la madurez sexual (Saborido-Rey, 2004). Este parámetro es empleado en estudios de administración pesquera de recursos explotados (Aburto-Oropeza *et al.*, 2008) y junto a las tácticas de almacenamiento de reservas, eventos de maduración y desove, entre otros, contribuye al entendimiento de la estrategia reproductiva seguida por una población o por una especie.

2.2 Género *Calamus*

El género *Calamus* incluye 13 especies ubicadas a ambas costas del continente americano e islas de mar Caribe (Randall & Caldwell, 1966), de ellas solo dos se localizan en el Pacífico Oriental siendo una *Calamus brachysomus* (Lockington, 1880). La mayoría de estas especies se incluyen en la categoría de Preocupación Menor de la UICN (UICN, 2019). Además, forman parte de la pesca artesanal asociada a la captura de especies objetivo (Diario Oficial de la Federación, 2010).

Hasta la fecha, solo se han dedicado estudios de reproducción a 4 de las especies del género. Waltz *et al.* (1982) evaluaron aspectos reproductivos de *C. leucosteus* en la región costera de Florida a Carolina del Norte, Estados Unidos. Para esta especie fue determinado un periodo de desove de julio a agosto con un pico en el mes de mayo, coincidente con el incremento de la temperatura superficial del mar (TSM) y durabilidad del fotoperiodo, así como una talla de madurez sexual de 18 cm de LT aproximadamente. Tyler-Jedlund (2009), reportó para *C. prioridens* un periodo de desove de julio a mayo y una talla de madurez sexual temprana a los

13 cm de LT, en el noroeste del Golfo de México. Por su parte, para esta misma especie, Dubovitsky (1977) en el Banco de Campeche, Yucatán, reportó un periodo de desove que se extendía de diciembre a agosto y una dependencia entre este evento con las variaciones de temperatura. Para *Calamus nodosus* se registró el desove de mayo a junio en la costa sudoeste de Estados Unidos (Horvath *et al.*, 1990; Borden, 2001).

La extensa durabilidad del desove en estas especies ha sido relacionada con un desarrollo ovocitario asincrónico y un patrón de desoves por grupos. De forma coincidente, presentaron un patrón sexual hermafrodita protogínico identificado mediante la presencia de organismos transicionales, evidencias histológicas, proporción sexual diferencial a favor de las hembras y una distribución de frecuencia de tallas bimodal (Duvobitsky 1977; Waltz *et al.*, 1982; Darcy, 1986; Horvath *et al.*, 1990; Borden, 2001; Tyler-Jedlund, 2009). En todos los organismos en transición sexual, la gónada encontrada fue de tipo delimitada al igual que el resto de los espáridos, lo que significa que el tejido gonadal masculino se separa del femenino mediante tejido conectivo, sin existir infiltraciones entre los tejidos gonádicos (Waltz *et al.*, 1982; Borden, 2001; Tyler-Jedlund, 2009).

Algunos miembros de este género, como *C. bajonado*, *C. nodosus*, *C. leucosteus*, *C. calamus* se encuentran incluidos en el denominado “Grupo Pargo” junto a otras especies (SAFMC, 2017). El manejo de este grupo incluye una cuota de captura anual de 48,495 kg para la pesca recreativa y de 16,487 kg para la pesca comercial en Carolina del Norte, Carolina del Sur, Georgia y Florida. Para *Calamus bajonado* Heiman & Kjerve (2008) reportaron la posible formación de agregaciones de desove de menos de 100 individuos en Belice. En Cuba García-Cagide *et al.* (1996) estimaron desoves de octubre a mayo y picos de marzo a abril. Mientras Burton *et al.* (2017), indicaron un periodo de desove de diciembre a marzo para esta especie a lo largo de la costa sudeste de Florida, Estados Unidos.

2.3 *Calamus brachyosmus*

Taxonomía

El arreglo sistemático propuesto por Froese & Pauly (2019) para el mojarrón es el siguiente:

Phylum: Chordata

Subphylum: Vertebrata

Superclase: Gnathostomata

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Suborden: Percoidei

Superfamilia: Sparoidea

Familia: Sparidae

Género: *Calamus*

Especie: *Calamus brachysomus* (Lockington, 1880)

Los juveniles del mojarrón habitan en aguas poco profundas en arrecifes de bahías arenosas sobre fondos mixtos de arena y roca. Los adultos se encuentran sobre fondos arenosos y en los márgenes de arrecifes rocosos a unos 80 m de profundidad máxima, aunque son más comunes entre los 3 a 18 m de profundidad (Eschmeyer *et al.*, 1983; Thomson, 1987) (Fig. 1). El tamaño máximo registrado para esta especie es de 61 cm de longitud total (Eschmeyer *et al.*, 1983), aunque suelen capturarse individuos de alrededor de 35 cm de LT. *C. brachysomus* es un depredador solitario, que se alimenta principalmente de invertebrados como bivalvos, gasterópodos, crustáceos, equinodermos y ocasionalmente de peces pequeños (Abitia-Cárdenas *et al.*, 1990; Grove & Lavenberg, 1997). A su vez, el

mojarrón forma parte del espectro trófico de depredadores como el lobo marino de california *Zalophus californianus* (Rosas-Hernández *et al.*, 2018).



Figura 1. Mojarrón, *Calamus brachysomus* (Teleostei: Sparidae).

Esta especie se caracteriza por su dentición cónica anteriormente y molariforme posteriormente (Lockington, 1880). Su coloración es básicamente plateada, con líneas oscuras más acentuadas en los juveniles (Franke & Acero, 1996). El orificio nasal es alargado, el borde del preopérculo liso, la aleta dorsal es continua, portando generalmente 12 espinas con un notable desarrollo de las 3ª y 4ª espinas, la aleta anal posee de 10 a 11 radios dérmicos (Fischer *et al.*, 1995).

Pocos han sido los estudios dedicados a esta especie, Druzhinin (1976) a partir de especímenes capturados en la costa noreste de Perú, reportó que la misma parecía desovar en noviembre, sin embargo, la presencia de hembras maduras en junio y julio llevó a plantear la posible ocurrencia de desoves parciales y de extensa duración. Matus-Nivón *et al.* (1987, 1989), realizaron una descripción del huevo, larva y juvenil del mojarrón. Las muestras se obtuvieron a partir de huevos y juveniles maduros recolectados en Bahía Magdalena a una TSM entre 20 y 26 °C, así como de larvas cultivadas bajo condiciones de laboratorio.

Leal-Espinoza (2006) analizó las variaciones de la distribución espacio temporal del ictioplancton en Bahía Magdalena durante El Niño de 1997 y 1998. En este estudio las larvas de *C. brachysomus* presentaron mayor abundancia en verano y otoño. Además, se llegó a la conclusión de que las especies residentes, como el mojarrón, eran capaces de tolerar las variaciones de la temperatura, mostrando modificaciones en el evento reproductivo determinado por una probable alteración de la fecundidad, temporada de desove y condición de los huevos.

Avendaño-Ibarra *et al.* (2004) analizaron la abundancia estacional de larvas de peces en Bahía Magdalena-Bahía Almejas, BCS, y su relación con la temperatura superficial del mar (TSM). Según lo reportado por estos autores la abundancia de larvas de *C. brachysomus* fue mayor en primavera e inicios de verano, durante el periodo reconocido como una transición de temperaturas frías a cálidas.

C. brachysomus forma parte de la captura secundaria de países como México, Perú, Ecuador y Colombia (Franke & Acero, 1996; Reyes-Luca & Reyes-Vega, 2015). En México, particularmente en BCS su captura se encuentra asociada a la pesca de sierras, jureles, huachinangos pargos, entre otros (Diario Oficial de la Federación, 2010). Su pesca se produce a lo largo del año, siendo una especie de aprovechamiento comercial empleada para el consumo y comercio local (Torre-Cosio, 2002).

3. JUSTIFICACIÓN

A pesar de la importancia económica que presentan algunos miembros del género *Calamus*, se les han dedicado pocos estudios reproductivos, en ninguno de ellos se han abordado aspectos de la biología reproductiva de *C. brachysomus*. Diversos autores han relacionado el periodo de máximo desove de algunas especies de la familia Sparidae con las variaciones de la temperatura (Buxton, 1990; Sheaves, 2006). Para algunos miembros de este género se ha demostrado que las fases de madurez sexual y desove coinciden con los incrementos de esta variable ambiental. Actualmente se desconoce si el ciclo reproductivo de *C. brachyosmus* sigue este mismo patrón de comportamiento.

Debido al creciente interés pesquero por el mojarrón, se consideró necesario describir su ciclo reproductivo en Santa Rosalía, zona donde tradicionalmente se captura a lo largo del año. Se espera contribuir al conocimiento de su biología básica y específicamente de su ciclo reproductivo, lo cual aportará bases para el análisis del reclutamiento reproductivo y temporada de desove. Estos aspectos constituirán antecedentes para el futuro desarrollo de planes de manejo y aprovechamiento sustentable de la especie en los ecosistemas.

4. HIPÓTESIS

El ciclo reproductivo de *C. brachysomus* se caracteriza por un periodo de desove extenso, con incrementos de actividad asociados al incremento de la temperatura.

5. OBJETIVO GENERAL

Caracterizar el ciclo reproductivo y estimar la talla de madurez (L_{50}) de *Calamus brachysomus* en Santa Rosalía, BCS, México.

5.1 OBJETIVOS PARTICULARES

- Estimar la proporción de sexos y analizar la estructura de tallas de *C. brachysomus*.
- Describir el ciclo reproductivo de *C. brachysomus* y su relación con los promedios mensuales de temperatura superficial del mar.
- Estimar la talla de primera madurez sexual poblacional (L_{50}).
- Analizar las variaciones mensuales y por fases de madurez de los índices morfofisiológicos durante el periodo reproductivo.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Área de estudio

La localidad de Santa Rosalía está ubicada en la zona central de la costa oriental de la península de Baja California a los 27° 20' latitud Norte y 112° 16' latitud Oeste (Shumilin *et al.*, 2013) (Fig. 2). Se caracteriza por tener una costa recta, expuesta, aproximadamente de un kilómetro de longitud y con orientación NW (Díaz-López, 2011). A lo largo de la costa se presentan arrecifes rocosos con abundancia del alga *Sargassum* spp. En estos arrecifes habitan una amplia cantidad de erizos, gasterópodos y peces (Foster *et al.*, 2007; Suárez-Castillo, 2008). La temperatura superficial en esta zona registra un comportamiento estacional, con valores mínimos de febrero a marzo de 14-18 °C y máximos de hasta 31 °C usualmente en agosto (García-Pámanes *et al.*, 2011; Trasviña-Carrillo, 2012).

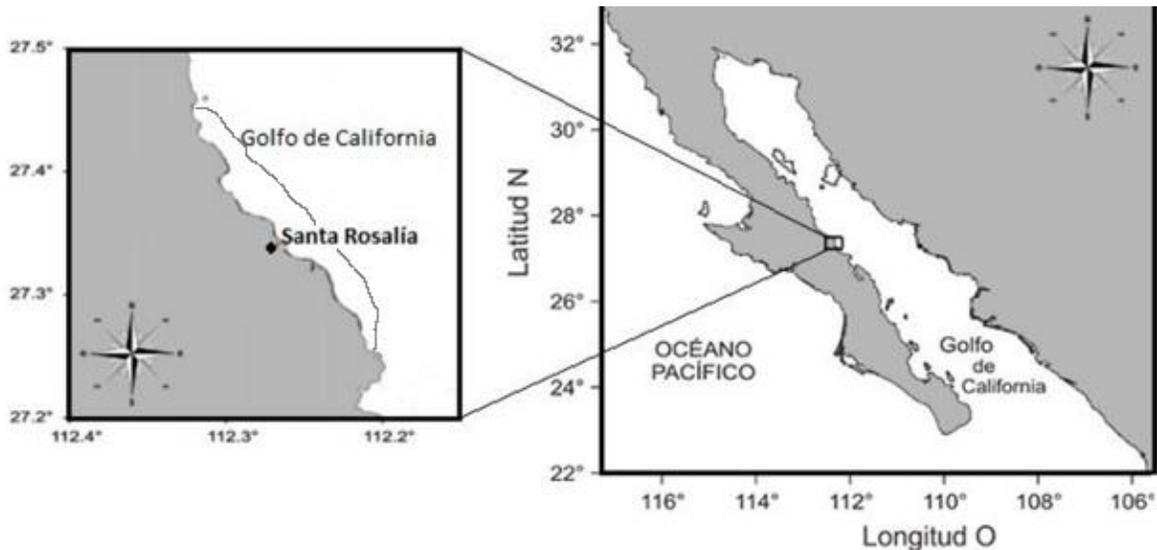


Figura 2. Área de muestreo de *C. brachysomus* en Santa Rosalía, BCS, México.

6.2 Muestras

Los muestreos se realizaron mensualmente de julio de 2015 a julio de 2016, se recolectaron un promedio de 20 a 25 organismos por mes. Los ejemplares

provinieron de la pesca artesanal correspondiente a la Cooperativa de San Bruno. A cada ejemplar se le registró la longitud total ($LT \pm 0.1$ cm, medida del extremo anterior de la mandíbula al extremo de la aleta caudal) con ayuda de un ictiómetro (± 0.5 mm). Además, se registraron el peso total y eviscerado, así como el peso de gónadas e hígado, con ayuda de una balanza digital de 0.001 g de precisión. Posteriormente se realizaron cortes transversales y se tomaron muestras de 1 cm^3 aproximadamente, de la porción media de una gónada de cada individuo para el procesamiento histológico, mediante el cual se determinó el sexo.

6.3 Procesamiento histológico

La porción de las gónadas previamente fijadas, fueron procesadas mediante la técnica histológica modificada de Humason (1979). Primeramente, las muestras fueron sometidas a un proceso de deshidratación en concentraciones crecientes de etanol (80%, 90%, 96%, 100%) durante una hora aproximadamente en cada solución. Luego, los tejidos fueron aclarados en xileno. Estos dos procedimientos fueron realizados en el Procesador de tejidos automatizado Leica Mod. ASP6025. Posteriormente, las muestras se sometieron a baños de parafina líquida, en el Centro de inclusión marca Arcadia H+C. Los cortes histológicos tuvieron un grosor de 4 a 5 μm y se realizaron con un micrótopo Leica Mod. 2025. Finalmente, los tejidos fueron teñidos con hematoxilina–eosina de Harris (H-E) en el Sistema de tinción automatizado Multistainer Leica Mod. ST5020 del Laboratorio de Biología de Invertebrados Marinos del Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas del Instituto Politécnico Nacional (CICIMAR-IPN).

6.4 Fases del desarrollo gonádico

Para la asignación de las fases de desarrollo gonádico del mojarrón se emplearon los criterios propuestos por Brown-Peterson *et al.* (2011), para teleósteos. Durante el establecimiento de estas fases se tomaron en cuenta las características generales observadas en los cortes gonádicos, el estadio de

desarrollo más avanzado de los ovocitos, así como la presencia y abundancia de células espermatogénicas. Al respecto Saborido-Rey (2004) argumenta que la presencia de un estadio de ovocitos en la gónada es una evidencia irrefutable de que el organismo ha entrado en la fase del desarrollo gonádico correspondiente. Para la identificación de los estadios de crecimiento de los ovocitos se consideraron los criterios establecidos por Wallace & Selman (1981) y Tyler & Sumpter (1996). Para la designación de los estadios vitelogénicos (I, II y III) se emplearon los criterios propuestos por Kokokiris *et al.* (2000), donde el estadio I se caracteriza por la presencia de vesículas de vitelo en menos del 50% del citoplasma, en el estadio II el vitelo ocupa aproximadamente un 50% de la superficie citoplasmática, mientras en el estadio III el vitelo se encuentra en más del 50% del citoplasma.

La descripción de las características histológicas de cada fase de desarrollo testicular se realizó con base a los trabajos realizados por Grier (1981) y Uribe *et al.* (2014). En este caso se tomaron en cuenta la presencia y abundancia de los diferentes estadios de desarrollo espermatogénico, particularmente de la presencia o no de espermatozoides en el lumen de los lóbulos y del vaso deferente.

6.5 Ciclo reproductivo

El ciclo reproductivo fue establecido a partir de las frecuencias relativas de las fases de desarrollo gonádico obtenidas de forma mensual, y representado en un gráfico de barras. La mayor representación mensual de fases de madurez y desove en conjunto con el pico del IGS indicaron la temporada de máxima actividad reproductiva del mojarrón en Santa Rosalía.

6.6 Proporción sexual y estructura de tallas

La proporción sexual fue determinada por conteo directo de los organismos pertenecientes a cada sexo, esta se obtuvo mensual, total y por intervalos de talla. La proporción de sexos general se contrastó con la proporción teórica esperada de

1:1 para poblaciones gonocóricas. Para el análisis de la composición de sexos por intervalos de tallas se aplicó la regla de Sturges (Sturges, 1926) con la cual se obtuvo el número y amplitud de los intervalos.

6.7 Talla de primera madurez poblacional (TPM)

La talla de la primera madurez sexual poblacional (L_{50}) se define como la longitud a la que el 50% de los organismos se encuentran sexualmente maduros (Saborido-Rey, 2004). Para la estimación de la L_{50} nos basamos en la evolución de la proporción de individuos maduros en cada sexo (capacidad de desove, regresión y regeneración) por cada 1cm de longitud total (Ben-Smida *et al.*, 2014). Los valores de frecuencia fueron ajustados a un modelo logístico con el cual se obtuvieron los parámetros a y b , que permitieron la obtención del dato puntual de la L_{50} .

$$P_i = \frac{1}{(1 + e^{(a - bLT)})} \qquad L_{50} = \frac{a}{b}$$

Dónde: P_i = proporción de organismos sexualmente maduros a la LT y “ a ” y “ b ” = coeficientes de distribución logística.

6.8 Índices morfofisiológicos

Debido a que durante el evento reproductivo suele encontrarse una alternancia de energía entre las gónadas, hígado, músculo y tejido adiposo (Schultz & Conover, 1999), se han generado índices para reflejar la dinámica de la utilización de la energía entre estos órganos. El índice gonadosomático (IGS) se emplea para monitorear las variaciones del peso de las gónadas a lo largo del ciclo reproductivo. Mientras, el índice hepatosomático (IHS) y el factor de condición relativo (Kn) suelen utilizarse para estimar eventos de almacenamiento y uso de energía endógena proveniente del hígado y músculo, por lo tanto, pueden ser indicadores indirectos de la reproducción (Collins & Anderson, 1995).

6.8.1 Índice gonadosomático:

El índice gonadosomático (IGS) contribuye a la determinación de la temporada reproductiva de las especies. Se basa en la relación entre el peso de la gónada respecto al peso del organismo (Bolger & Connolly, 1989). El aumento en sus valores indica la madurez gonádica caracterizada por el incremento en el peso de la gónada, mientras el posterior decline refleja eventos de desove y posterior inactividad gonádica.

El IGS se obtuvo a partir de la fórmula propuesta por Mouine *et al.* (2007):

$$IGS = \frac{PG}{PVS} * 100$$

Dónde: IGS= Índice gonadosomático; PG= Peso de la gónada; PVS= Peso eviscerado de los individuos.

6.8.2 Índice hepatosomático:

Este índice refleja cambios en el peso del hígado, que pueden deberse a la vitelogénesis y transferencia de sustancias de reserva, comúnmente lípidos del hígado hacia la gónada (Saborido-Rey, 2004). Sus tendencias suelen ser inestables, debido a que el almacenamiento y transferencia en este órgano se produce en cortos periodos de tiempo, por lo que debe ser analizado cuidadosamente. Este índice se obtuvo siguiendo los criterios de Anderson & Gutreuter (1983):

$$IHS = \frac{PH}{PVS} * 100$$

Dónde: IHS= Índice hepatosomático; PH= Peso del hígado; PVS= Peso eviscerado

6.8.3 Factor de condición relativo:

El Kn, propuesto por Le Cren (1951), analiza la relación entre el peso estimado a partir de un individuo teórico, respecto al peso individual observado en

cada organismo. Durante el evento reproductivo una disminución en sus valores puede indicar la transferencia de energía del músculo hacia las gónadas, mientras una estabilidad indicaría la independencia del peso del músculo respecto a la reproducción.

$$Kn = W'/W*100$$

Donde: W' es el peso estimado para cada valor de longitud, este se obtiene a partir de la ecuación peso-longitud ($W = aTL^b$), W: peso observado

6.9 Promedios mensuales de TSM

Las imágenes de la temperatura promedio mensual superficial del mar en Santa Rosalía durante el periodo de estudio, fueron descargadas de Scripps Institution of Oceanography. Estas imágenes con formato HDF (*Hierarchical Data Format*), se generaron a partir de una composición de información proveniente de los sensores MODIS-Aqua y MODIS-Terra a una resolución espacial de 1.1 km en el Nadir. Las imágenes fueron procesadas con el programa *Windows Image Manager* © (WIMSoft). Los promedios mensuales fueron graficados y contrastados con el ciclo reproductivo y los índices morfofisiológicos de cada sexo.

6.10 Análisis estadístico

Se empleó una prueba de homogeneidad de varianzas (Test de Levene) y de normalidad de Kolmogorov-Smirnov (Sokal & Rholf, 1995). Para el análisis de la estructura de tallas y proporción sexual general se empleó una prueba X^2 con corrección de Yates. La existencia de posibles diferencias en cada índice por mes y por fase del ciclo reproductivo fue analizada mediante una prueba de Kruskal Wallis con posterior post hoc de Dunn. Las relaciones entre los índices por sexo se evaluaron mediante una U de Mann Whitney. Se aplicaron correlaciones por rangos de Spearman para contrastar el IGS con los promedios mensuales de TSM. El nivel de probabilidad empleado en todos los análisis estadísticos fue de 0.05.

7. RESULTADOS

7.1 Proporción de sexos y estructura de tallas

De los 268 individuos analizados, se identificaron 147 (55%) hembras, 118 (44%) machos y tres (1%) organismos a los que no se les determinó el sexo debido a que no se localizaron las gónadas, estos individuos presentaron tallas entre 20 y 25.5 cm de LT. La proporción sexual total fue de 1.24 hembras: 1 macho, no encontrándose diferencias significativas ($X^2=2.95$, $p=0.08$). La proporción sexual por mes fue significativamente diferente de la esperada en solo en junio ($X^2=4.02$, $p=0.04$) (Fig. 3).

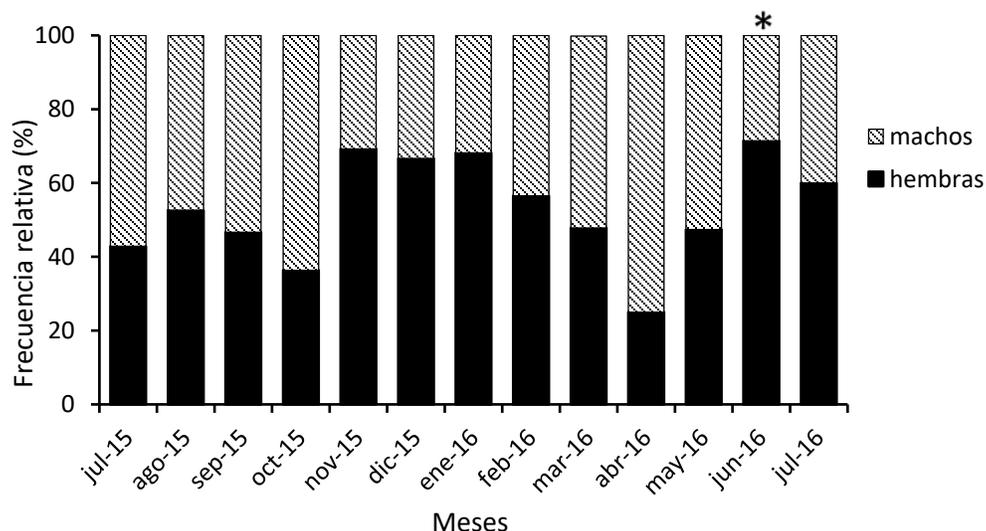


Figura 3. Proporción mensual de hembras y machos de *C. brachysomus* en Santa Rosalía, BCS. El asterisco (*) indica diferencias significativas.

Los organismos estuvieron comprendidos en un rango de talla de 15 a 37 cm de longitud total, (promedio \pm desviación estándar; 24.53 ± 0.18 mm). El rango de 21.6 a 27 cm de LT fue el más representado con un 72% del total de organismos (Fig. 3). Las hembras y machos no difirieron significativamente respecto a su peso y longitud total (Tabla 1).

Tabla 1. Longitud y peso de hembras y machos de *Calamus brachysomus* en Santa Rosalía, BCS. Media \pm Desviación estándar, el valor de la U de Mann-Whitney y su probabilidad.

	Hembras	Machos	U Mann-Whitney (z)	p
Longitud total (cm)	24.53 \pm 3.04	24.5 \pm 3.1	-0.07	0.9
Peso total (g)	253.3 \pm 105.2	246.6 \pm 102.8	-0.8	0.3

Ambos sexos estuvieron representados en todos los intervalos de tallas conformados en una proporción similar. Las hembras estuvieron en un intervalo de 16.5 a 36.5 cm de LT, mientras los machos presentaron tallas de 15 a 37 cm de LT. No se presentaron diferencias significativas en la proporción sexual de los intervalos conformados (Fig. 4).

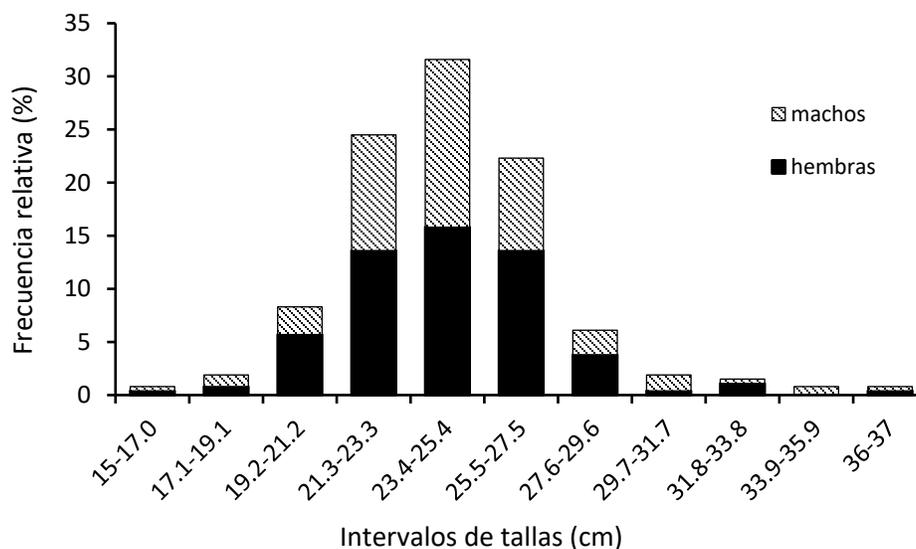


Figura 4. Proporción sexual de *C. brachysomus* por intervalos de tallas en Santa Rosalía, BCS, México.

7.2 Ciclo gonádico

El ciclo gonádico quedó conformado por las fases de desarrollo, capaz de desovar, regresión y regeneración. En las hembras se logró identificar la subfase de desove activo comprendida en la fase de capaz de desovar, esta subfase estuvo representada mayoritariamente en el mes de julio de 2016. En el caso de los machos, el criterio seguido no permitió distinguir mediante histología la subfase de desove activo.

7.2.1 Fases de desarrollo ovárico

Los ovarios mostraron proyecciones denominadas lamelas, las cuales parten desde la periferia del ovario hacia el centro formando un lumen central (Fig. 3 B y Fig. 4 A). Dentro de las lamelas se desarrollan los ovocitos para luego dirigirse hacia el lumen durante el desove. La separación y el tamaño de las lamelas y el lumen se hicieron más notables a medida que avanzaba el desarrollo, alcanzando el mayor tamaño en la fase de capaz de desovar. En las muestras histológicas analizadas, la ovogénesis se mostró como un proceso continuo, caracterizado por la presencia de ovocitos previtelogénicos, alveolos corticales y ovocitos vitelogénicos en los ejemplares maduros, sin encontrarse una población dominante, indicando un desarrollo ovárico asincrónico. Además, la presencia simultánea de ovocitos hidratados, vesícula germinal migratoria (VGM) y folículos postovulatorios FPO confirmó un patrón de desoves por grupos, característica estrechamente vinculada a la presencia de periodos de desoves extensos.

Desarrollo:

El tejido ovárico presentó una estructura compacta, con lamelas muy próximas y ovocitos muy unidos. Durante esta fase se distinguieron ovocitos en crecimiento primario nucléolo cromatina (CN) y estadio perinucleolar (CP). Además, se evidenciaron alveolos corticales y en momentos más avanzados, ovocitos vitelogénicos I y II. Sin embargo, el tipo predominante fue el crecimiento primario. A

medida que avanzaban los estadios de desarrollo de los ovocitos se hizo notable un incremento de su tamaño y una disminución en la afinidad por la hematoxilina (tonalidad púrpura), incrementándose a su vez la afinidad por la eosina (tonalidad rosada). En algunos casos se identificaron atresias en estadios avanzados. Los ovocitos en estadio CN se caracterizaron por un núcleo grande ocupando casi la totalidad del citoplasma. En los CP se presentó un núcleo más pequeño con relación al citoplasma y de cuatro a seis nucléolos ubicados en la periferia del núcleo. Estos dos estadios mostraron una fuerte afinidad por la hematoxilina. Iniciando el crecimiento secundario los ovocitos mostraron alveolos corticales e inclusiones lipídicas hacia la periferia del citoplasma. Se observó una delgada zona radiata y la capa folicular, así como de seis a 12 nucléolos. Los vitelogénicos I y II presentaron entre ocho a 15 nucléolos. La zona radiata se mostró más engrosada y se observó un incremento gradual en la cantidad de vitelo presente en forma de gránulos o glóbulos (Fig. 5). La talla mínima en la cual se identificaron individuos en esta fase fue de 16.5 cm de LT.

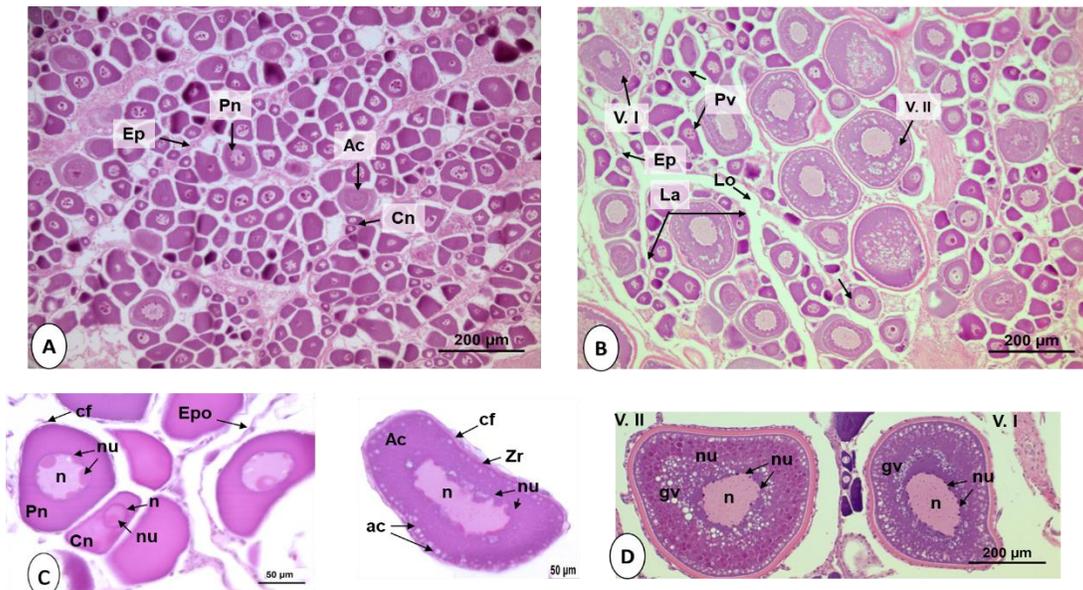


Figura 5. Microfotografía del ovario de *C. brachysomus* en fase de desarrollo. A) momento inicial del desarrollo. B) momento más avanzado del desarrollo. C) ovocitos previtelogénicos y alveolos corticales D) ovocitos vitelogénicos. Ep: epitelio germinal, Cn: estadio de nucléolo cromatina, Pn: estadio perinucleolar, Pv: previtelogénicos, ac: alveolos corticiales, V. I y V. II: vitelogénicos I y II, n: núcleo, nu: nucléolos, cf: capa folicular, gv: gránulos de vitelo, Lo: lumen ovárico, La: lamela.

Capaz de desovar:

Se observaron ovocitos vitelogénicos III (V.III) caracterizados por su gran tamaño y el recubrimiento total del citoplasma por gránulos de vitelo y vesículas lipídicas rodeando la vesícula germinal. Los alveolos corticales se encontraron en la periferia del citoplasma próximos a una zona radiata muy engrosada. Además, se pudieron distinguir la teca y la granulosa. Junto a los V.III se observaron los estadios de desarrollo previamente descritos, no evidenciándose un estadio predominante.

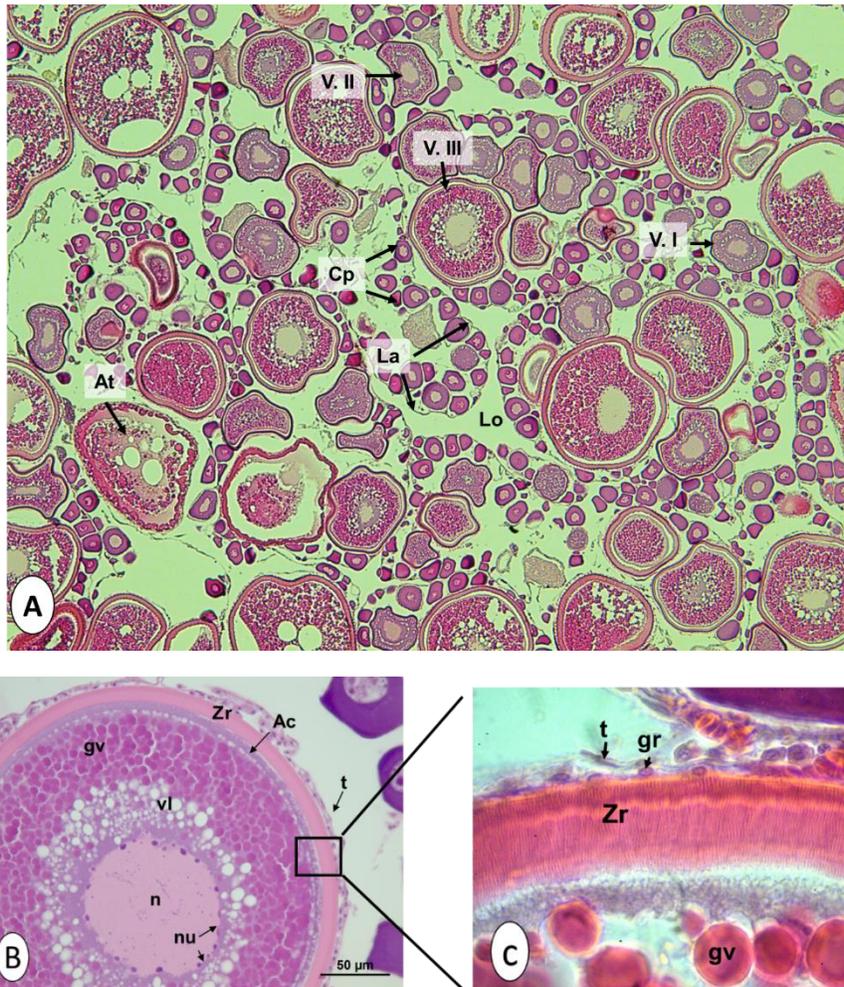


Figura 6. A) Microfotografía del ovario de *C. brachysomus* con capacidad de desove, B) ovocito vitelogénico III, C) detalle de la zona radiata y las capas foliculares. Pv: ovocitos previtelogénicos, Ac: alveolos corticales, V. I, V. II, y V. III: ovocitos vitelogénicos I, II y III, n: núcleo, nu: nucléolos, Zr: zona radiata, t: teca, gr: granulosa, gv: gránulos de vitelo, Lo: lumen ovárico, La: lamela.

Las lamelas ovígeras mostraron una estructura poco definida y en algunos casos se evidenciaron ovocitos vitelogénicos atrésicos y FPO, indicando que el organismo ya había desovado al menos una vez durante esa época reproductiva (Fig. 6). La talla mínima en la cual se identificaron individuos en esta fase fue de 19.5 cm de LT.

Subfase de desove activo:

Un total de 38 % de las hembras se ubicaron en esta subfase distinguida por la presencia de ovocitos hidratados algunas VGM y FPO recientes (Fig. 7). Se observaron cortes con pocos ovocitos hidratados, predominando los ovocitos vitelogénicos III, mientras algunos cortes observados presentaron más de 150 ovocitos hidratados. La presencia conjunta de FPO e hidratados, permitió identificar en esta especie la característica usual entre los espáridos de ser desovadores parciales.

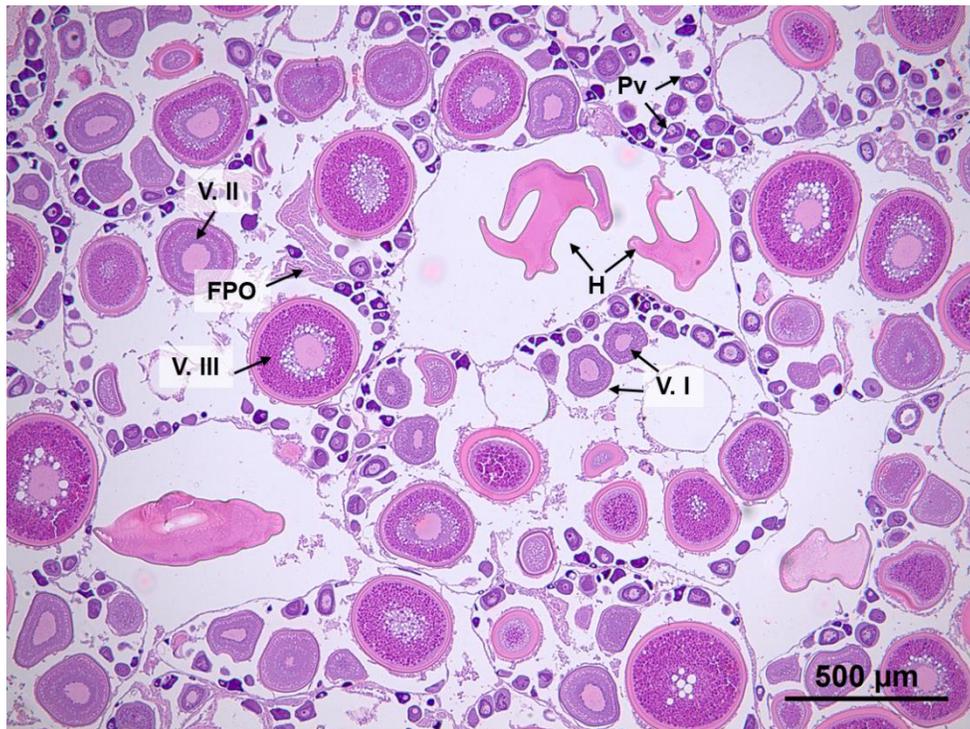


Figura 7. Microfotografía del ovario de *C. brachysomus* en subfase de desove activo. Pv: ovocitos previtelogénicos, V. I, V. II, y V. III: ovocitos vitelogénicos I, II y III, H: hidratados.

Regresión:

Esta fase se caracterizó por la presencia mayoritaria de ovocitos vitelogénicos atrésicos. Se presenciaron, además, abundantes fibras musculares y ovocitos previtelogénicos (Fig. 8). En las muestras, solo se identificaron cinco individuos en fase de regresión los cuales presentaron una talla entre mínima de 23 cm de LT.

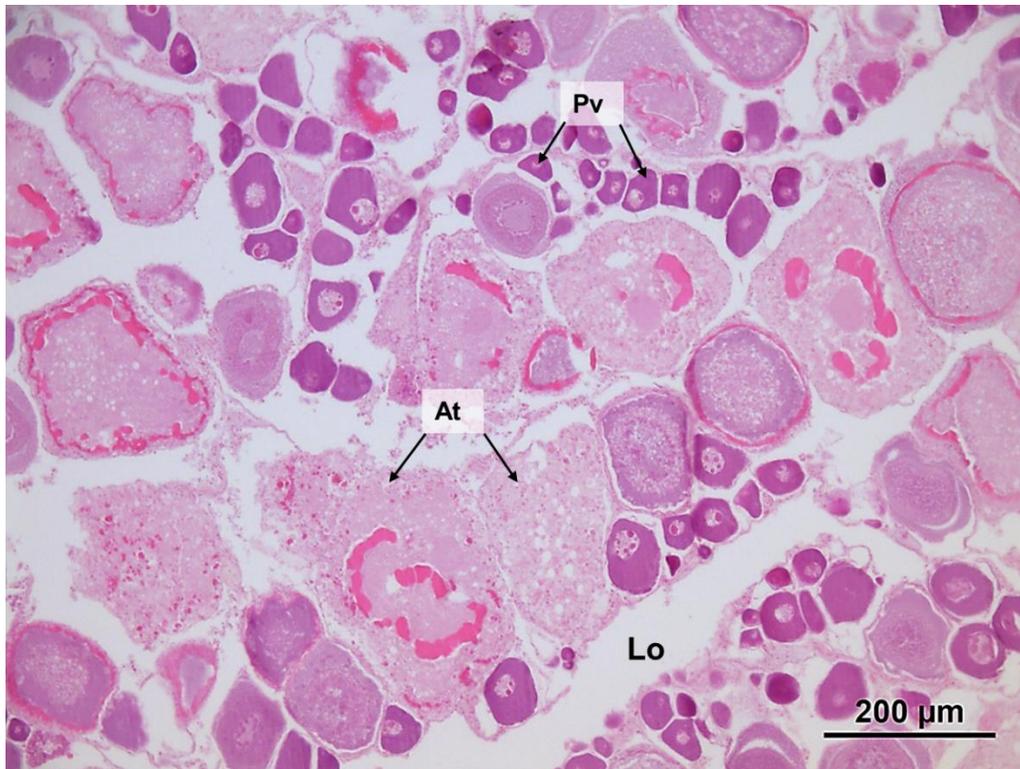


Figura 8. Microfotografía del ovario de *C. brachysomus* en fase de regresión. Pv: ovocitos previtelogénicos, At: atresias, Lo: lumen ovárico.

Regeneración:

Se observó una pared gonádica muy engrosada, abundantes fibras musculares. Además, esta fase se caracterizó por la presencia única de ovocitos en crecimiento primario y atresias avanzadas (Fig. 9). Esta fase fue encontrada en individuos con una talla mínima de 20 cm de LT.

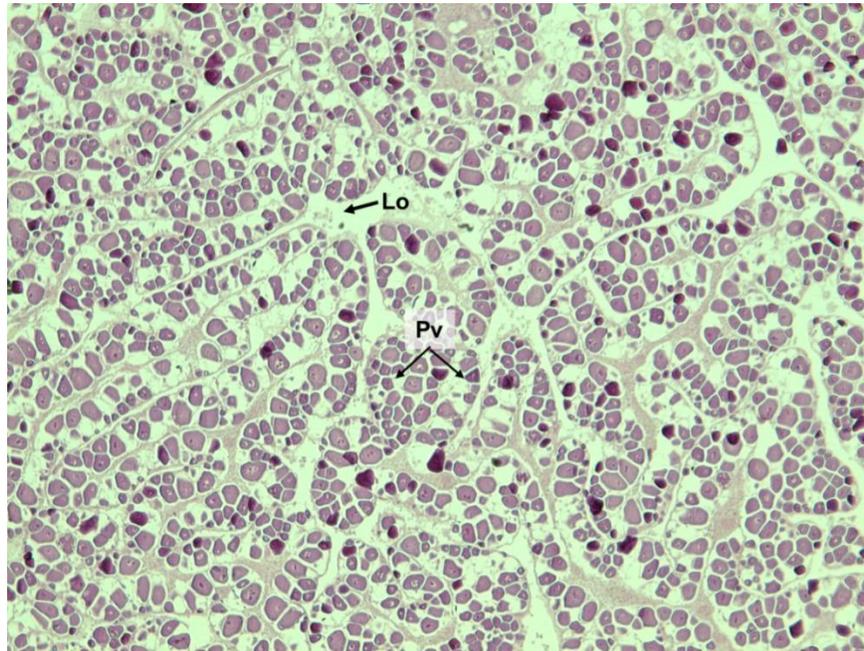


Figura 9. Microfotografía del ovario de *C. brachysomus* en fase de regeneración, Pv: ovocitos previtelogénicos, Lo: lumen ovárico. Tomado a 10x.

7.2.2 Fases de desarrollo testicular

Como es habitual en los teleósteos la espermatogénesis encontrada en el mojarrón fue de tipo cística. Las espermatogonias se localizaron a lo largo de los lóbulos, asociadas a las paredes de los cistos espermáticos. Dentro de los cistos el desarrollo de las células germinales fue un evento sincrónico, sin embargo, esta sincronía no manifestó a lo largo del tejido testicular, debido a que algunos cistos se encontraron en momentos más avanzados de espermatogénesis respecto a otros, lo que se hizo muy evidente durante la fase de maduración.

Desarrollo:

Se pudieron encontrar todos los estadios de espermatogénesis dentro de los cistos espermáticos, espermatogonias, espermatocitos I y II, espermátidas y espermatozoides. Dentro de los cistos, las células germinales se presentaron agrupadas según el estadio de desarrollo. El tipo celular más abundante fueron los espermatocitos I, al contrario, los menos habituales fueron los espermatocitos tipo II. Los espermatozoides siempre estuvieron dentro de los cistos espermáticos, cuyo lumen aún era visible (Fig. 10). La talla mínima en la cual se identificaron individuos en esta fase fue de 15 cm de LT.

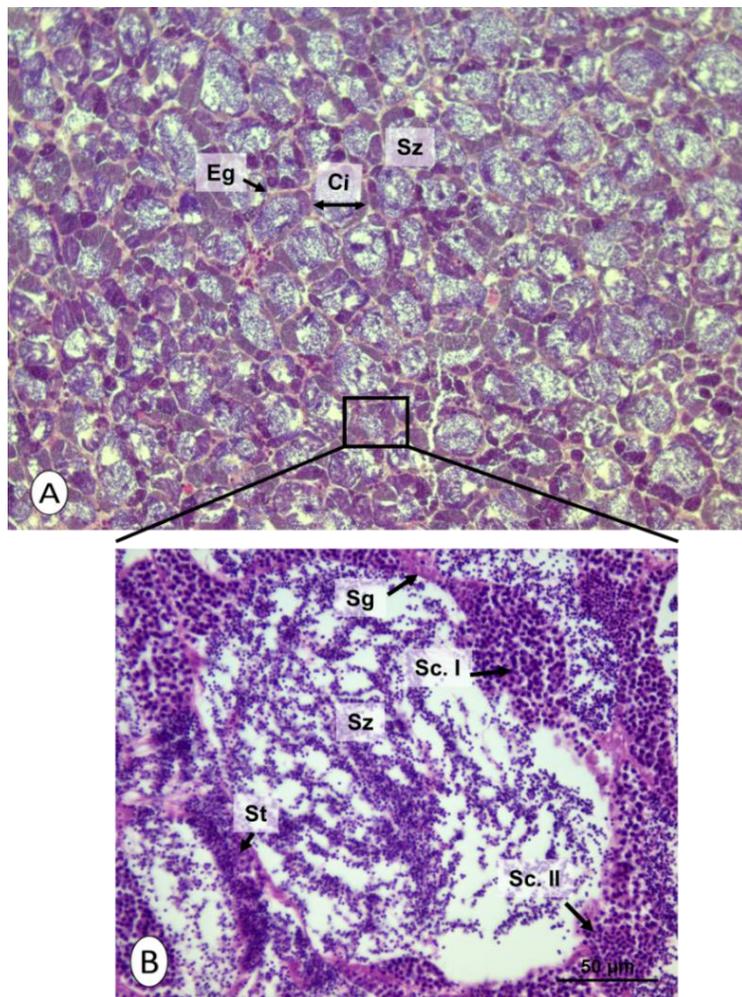


Figura 10. Microfotografía del testículo de *C. brachysomus* en fase de desarrollo. A) escala de 10X, B) Detalle de un cisto espermático. Sg: espermatogonias, Sc I y Sc II: espermatocitos tipo I y II, St: espermátida, Sz: espermatozoides, Ci: cisto espermático, Eg: epitelio germinal.

Capaz de desovar:

El tipo celular predominante fueron los espermatozoides, se observaron además espermatogonias y espermatocitos tipo I. Esta fase se caracterizó además por la presencia de un epitelio germinal discontinuo en las proximidades de los conductos espermáticos. El esperma fue conducido hacia los conductos espermáticos ubicados en el centro de los lóbulos, fusionándose a la salida en un conducto común (Fig. 11). Esta fase fue identificada a una talla mínima de 22 cm de LT.

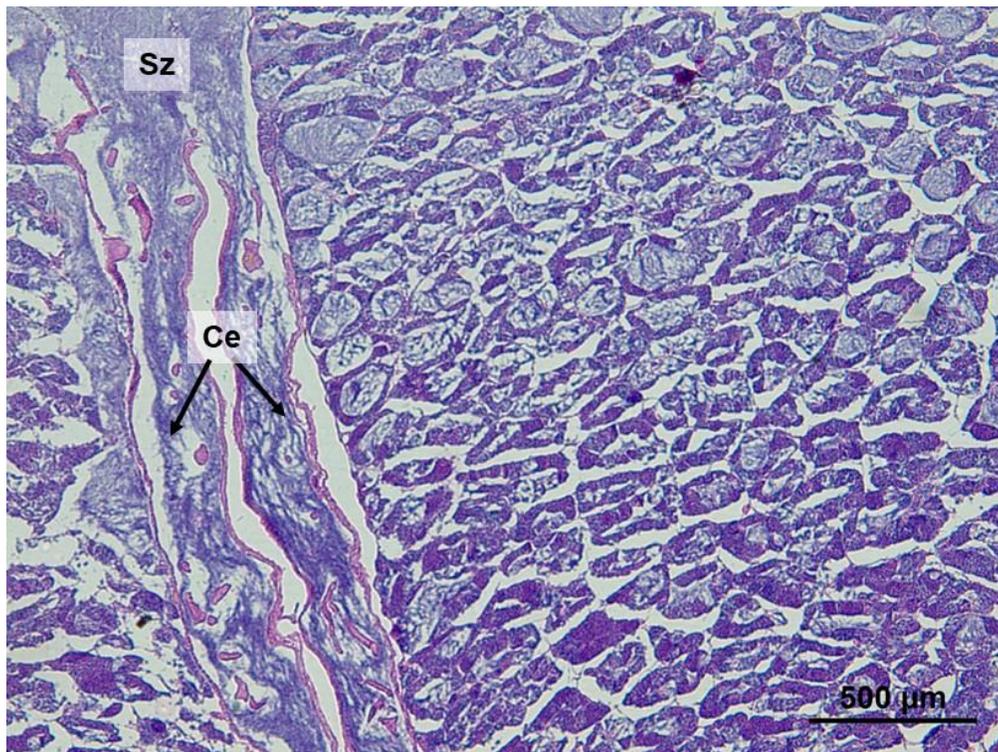


Figura 11. Microfotografía del testículo de *C. brachysomus* en fase de capaz de desovar y Sz: espermatozoides, Ce: conductos espermáticos.

Regresión:

Esta fase se caracterizó por abundante esperma residual, espermatocitos I y tejido conectivo. Además, se observaron cuerpos pardos ubicados en la región de los conductos espermáticos. Los cistos espermáticos se presentaron anastomosados en su totalidad (Fig. 12). La talla mínima en la cual se identificó un individuo en esta fase fue de 19 cm de LT.

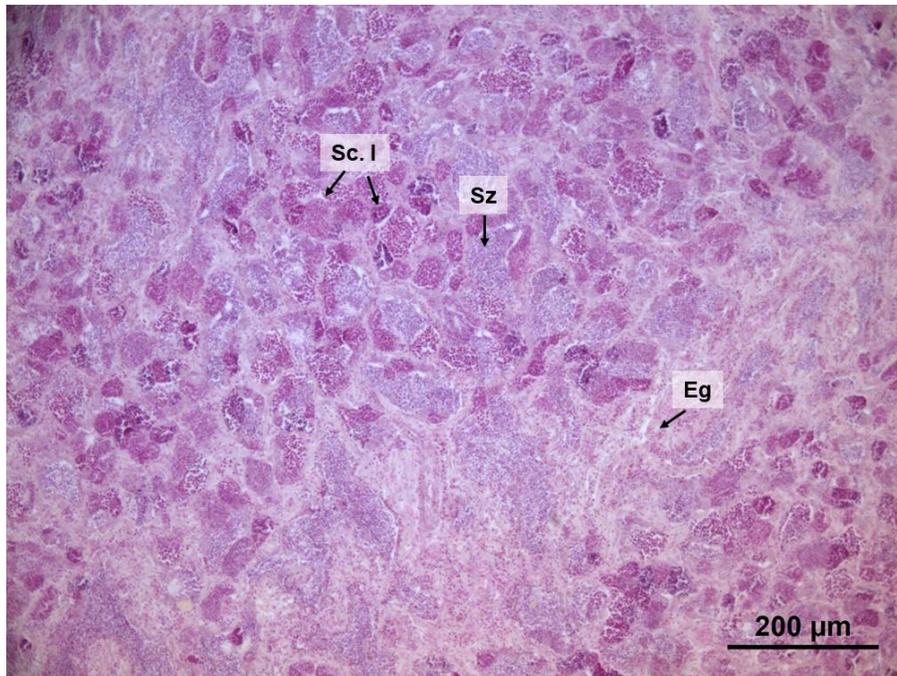


Figura 12. Microfotografía del testículo de *C. brachysomus* en fase de regresión, Sc I: espermatocito tipo I, Sz: espermatozoides, Eg: epitelio germinal.

Regeneración:

Se pudo evidenciar una reestructuración de los cistos, la cual siempre avanzó de la región distal de los testículos hacia el centro. Aún se encontró esperma residual, aunque en menor cantidad respecto a la fase precedente, este siempre fue más abundante en la región de los conductos espermáticos. Se observaron, además abundantes capilares sanguíneos, células de Sertoli y espermatogonias, los cuales predominaron en la región distal (Fig. 13). La talla mínima en la cual se identificó un organismo en fase de regeneración fue de 19 cm de LT.

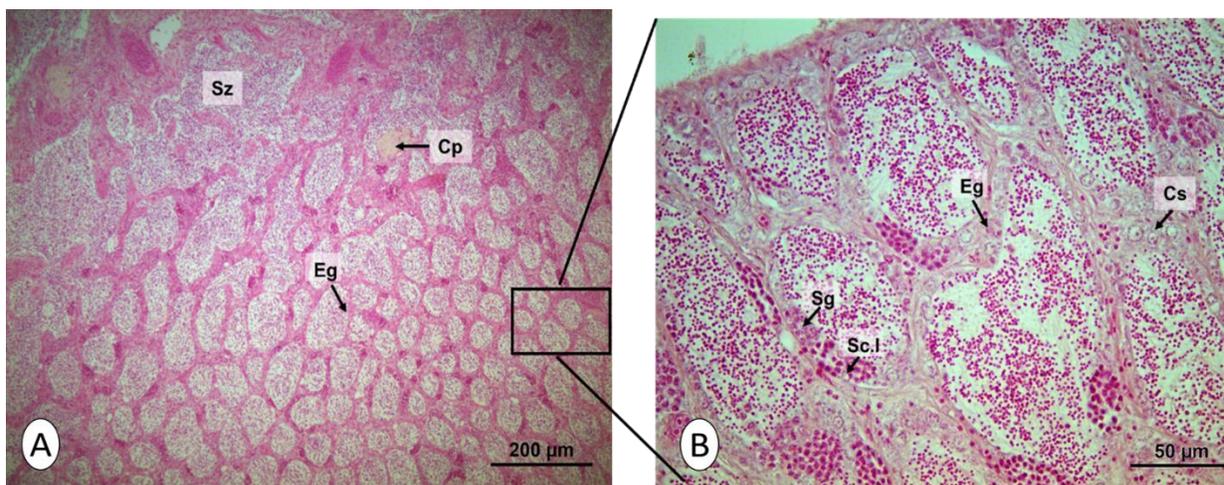


Figura 13. Microfotografía del testículo de *C. brachysomus* en fase de regeneración. Sg: espermatogonias, Cs: células de Sertoli, Sc I: espermatocito tipo I, Sz: espermatozoides, Cp: cuerpo pardo, Eg: epitelio germinal.

7.3 Ciclo reproductivo

En ambos sexos se encontraron individuos en desarrollo en casi todo el año, a excepción de mayo en el caso las hembras y de julio de 2016 en los machos. Las hembras con capacidad de desove y desove activo estuvieron presentes en 11 de los 13 meses analizados, sin embargo, fueron más frecuentes en noviembre (55%), diciembre (60%), mayo (100%), junio (53%) y julio de 2016 (58%). Los machos con capacidad de desove fueron más frecuentes en los meses de abril (55%), mayo (50%) y junio (29%). Estos resultados sugieren que el mojarrón es capaz de desovar a lo largo del año en el área de estudio, destacándose los meses

de noviembre a diciembre y particularmente de marzo a julio por la mayor frecuencia de individuos con capacidad de desove. En los machos se encontró la mayor frecuencia de individuos en regresión en noviembre (25%), diciembre (50%), mayo (25%) y julio de 2016 (57%), mientras en las hembras solo se identificaron cinco organismos en esta fase en los meses de junio y julio de 2016. La fase de regeneración en el caso de las hembras predominó en los meses de julio a octubre, con más del 40% de las hembras en cada uno de estos meses, identificadas en esta fase. Entre el 20% y 83% de los machos en los meses de julio de 2015 a marzo de 2016 se identificaron en fase de regeneración, además, fueron frecuentes en junio (23%) y julio de 2016 (42%) (Fig. 14).

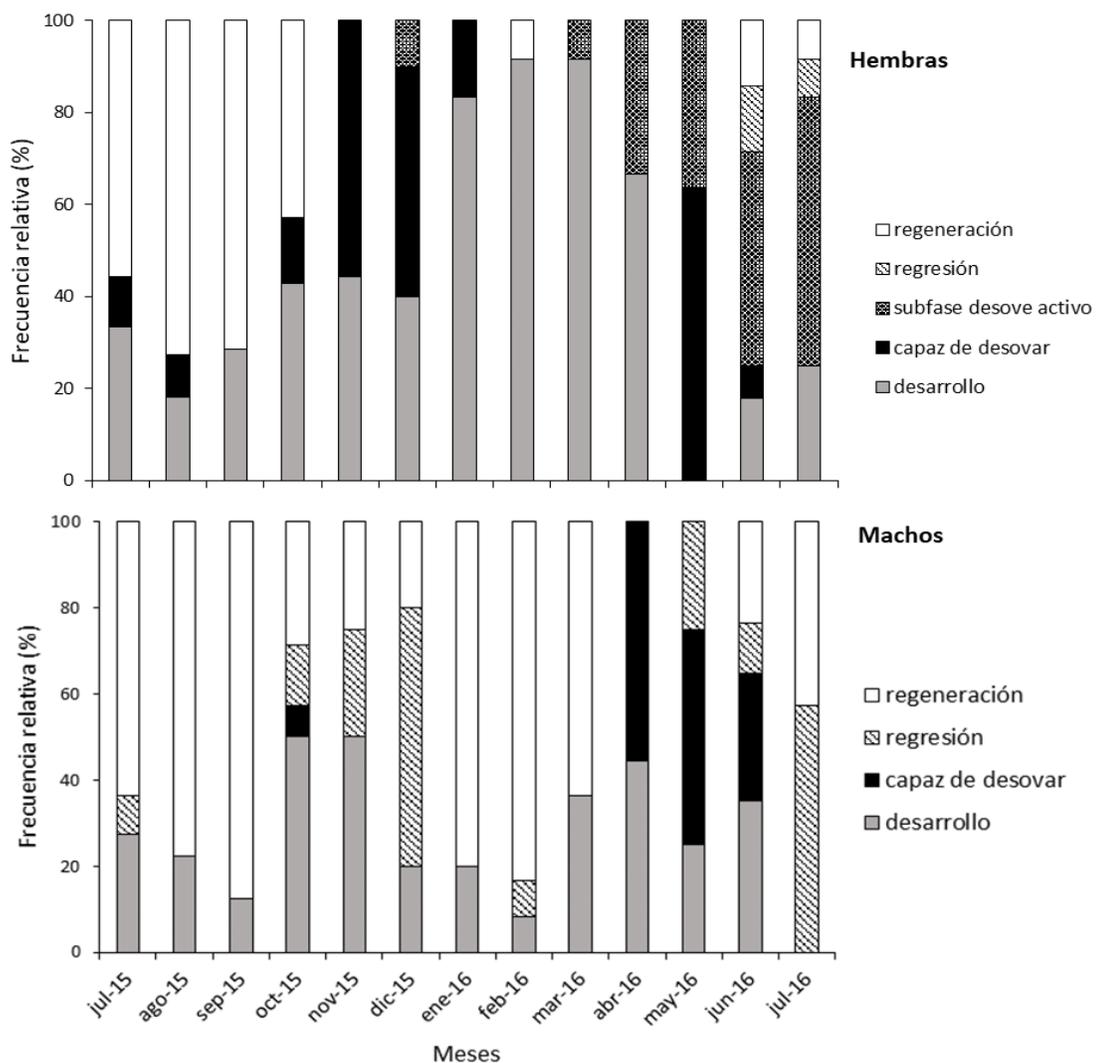


Figura 14. Ciclo reproductivo de *C. brachysomus* en Santa Rosalía, BCS, México.

7.4 Talla de primera madurez sexual poblacional

El intervalo de tallas de hembras bajo madurez sexual fue de 20 a 35 cm de LT, mientras en machos fue de 19 a 37 cm de LT. La talla en donde el 50% de las hembras alcanzaron la madurez sexual fue de 24cm de LT y en los machos fue de 24.7cm de LT (Fig. 15). La longitud total de hembras y machos maduros no difirió significativamente (U de Mann-Whitney; $z=-1.97$, $p=0.8$).

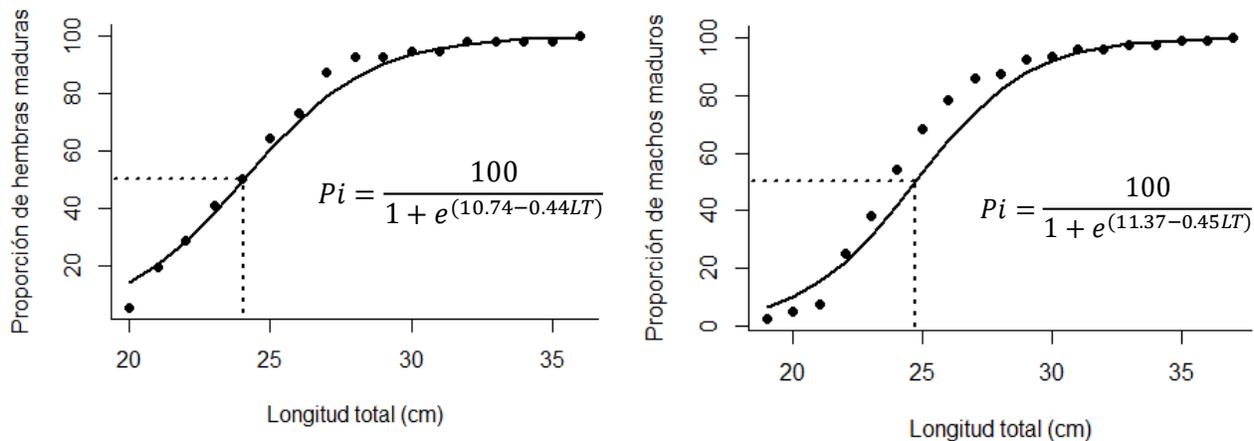


Figura 15. Talla de primera madurez (L_{50}) de hembras y machos de *C. brachysomus* en Santa Rosalía, BCS, México.

7.5 Índices morfofisiológicos

7.5.1 Variación de los índices morfofisiológicos por fase de desarrollo gonádico

El IGS en ambos sexos mostró diferencias significativas por fase de desarrollo gonádico ($X^2_{\text{hembras}} = 67.09$, $p=0.00$; $X^2_{\text{machos}} = 33.4$, $p=0.00$). Los valores mínimos se encontraron durante la fase de regeneración con un valor de 0.38% en machos y 0.60% en hembras. Mientras, los valores máximos se encontraron en la fase de capaz de desovar con 3.11% y 2.63% en hembras y machos respectivamente. El IHS no varió significativamente a lo largo del ciclo ($X^2_{\text{hembras}} = 8.01$, $p=0.9$; $X^2_{\text{machos}} = 4.9$, $p=0.17$). En los machos osciló entre un mínimo de 0.43%

durante la regeneración a un máximo de 0.59% en la fase de capaz de desovar. En las hembras los valores oscilaron entre 0.52% en el desarrollo y 0.82% durante la regeneración. El Kn permaneció estable a lo largo de las fases gonádicas ($X^2_{\text{hembras}}=4.48$, $p=0.34$; $X^2_{\text{machos}}=7.05$, $p=0.7$). En los machos los valores oscilaron entre 1.37% durante la regresión a 1.58% durante el desarrollo. En las hembras el valor mínimo fue de 1.45% durante la regresión y el máximo fue de 1.59 % durante el desarrollo (Fig. 16).

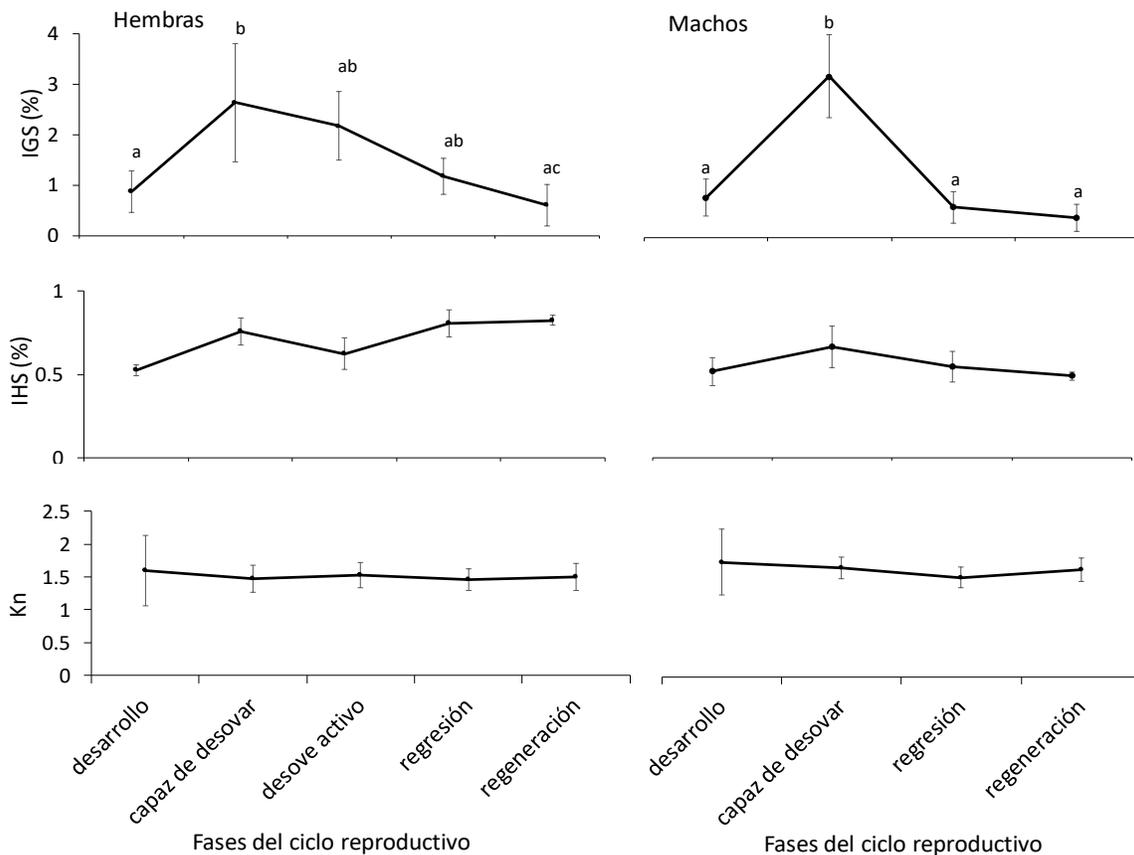


Figura 16. Índices morfofisiológicos de *C. brachyosmus* por fase de desarrollo gonádico en Santa Rosalía, BCS. Letras diferentes (a, b, c) indican diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras corresponden a la desviación estándar.

7.5.2 Variación temporal de los índices morfofisiológicos

Los promedios mensuales del IGS en ambos sexos difirieron significativamente entre meses ($X^2_{\text{hembras}}=75.12$, $p=0.00$; $X^2_{\text{machos}}=58.91$, $p=0.00$). La tendencia temporal de este índice fue similar entre hembras y machos. Los mayores valores se observaron en los meses de mayo a julio de 2016. Sin embargo, se presentaron diferencias entre sexos ($U=-3.9$, $p=0.000$) atribuidas fundamentalmente a que en las hembras el IGS osciló entre 0.4% a 3.1%, mientras que en los machos fue de 0.2% a 2.7%.

Los valores del IHS se mostraron inestables a lo largo del año, en las hembras sus valores fluctuaron entre 0.28% a 1.07% ($X^2_{\text{hembra}}=39.67$, $p=0.00$), mientras en los machos fueron de 0.24% a 0.79% ($X^2_{\text{machos}}=35.26$, $p=0.00$). Las tendencias por sexo fueron similares, aunque con diferencias significativas ($U=-2.4$, $p=0.015$), debido a que a partir de abril de 2016 en las hembras el IHS mostró valores mayores respecto a los machos. El Kn permaneció estable a lo largo del año, ($X^2_{\text{hembras}}=14.04$, $p=2.98$; $X^2_{\text{machos}}=19.11$, $p=0.06$), además no mostró diferencias significativas entre sexos ($U=-1.21$, $p=0.22$) (Fig. 17).

Al evaluar los 3 índices por sexo, particularmente en las hembras, el IGS y el IHS se correlacionaron positivamente ($r_{\text{Spearman}}=0.30$, $p=0.00$), no así el Kn con el IGS ($r_{\text{Spearman}}=0.12$, $p=0.13$), ni el IHS ($r_{\text{Spearman}}=0.09$, $p=0.26$). De manera similar para los machos se encontró una correlación positiva entre el IGS y el IHS ($r_{\text{Spearman}}=0.339$, $p=0.00$), mientras el Kn no se correlacionó con el IGS ($r_{\text{Spearman}}=-0.076$, $p=0.4$) ni con el IHS ($r_{\text{Spearman}}=0.065$, $p=0.48$).

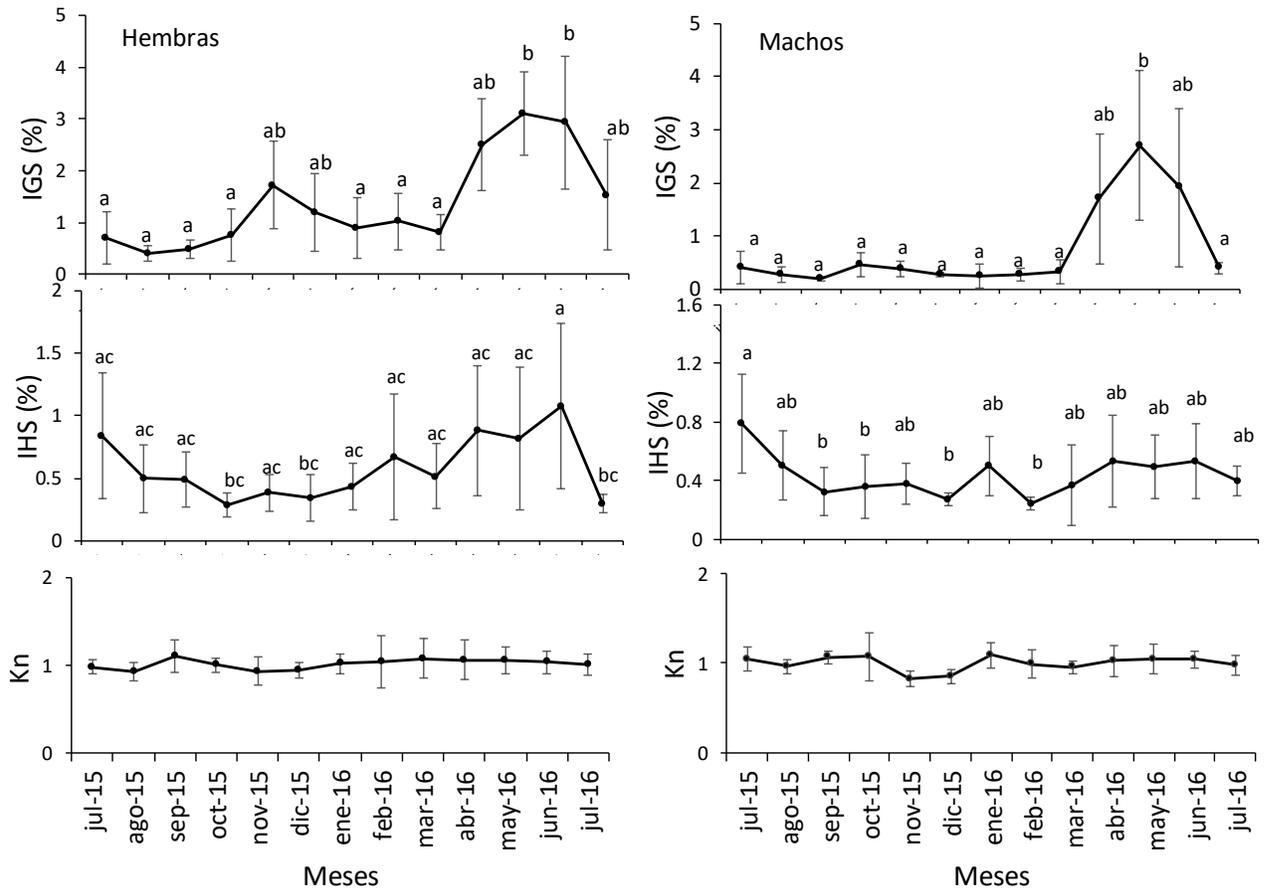


Figura 17. Variación temporal de los índices morfofisiológicos de *C. brachysomus* en Santa Rosalía, BCS. Letras diferentes (a, b, c) indican diferencias significativas ($p < 0.05$). Las barras corresponden a la desviación estándar.

7.6 Relación entre el ciclo reproductivo, índices morfofisiológicos y la TSM

Al contrastar los valores de la TSM con el ciclo reproductivo, se obtuvo que los individuos sexualmente activos (capaz de desovar, desove activo) estuvieron en un rango de temperatura de 21° a 28 °C, mientras que la mayor cantidad de individuos en regeneración se presentaron en los valores extremos de 19° a 20 °C y de 30° a 31 °C (Fig. 18). Los promedios mensuales de la TSM no mostraron correlación significativa con ninguno de los índices evaluados (Tabla 2).

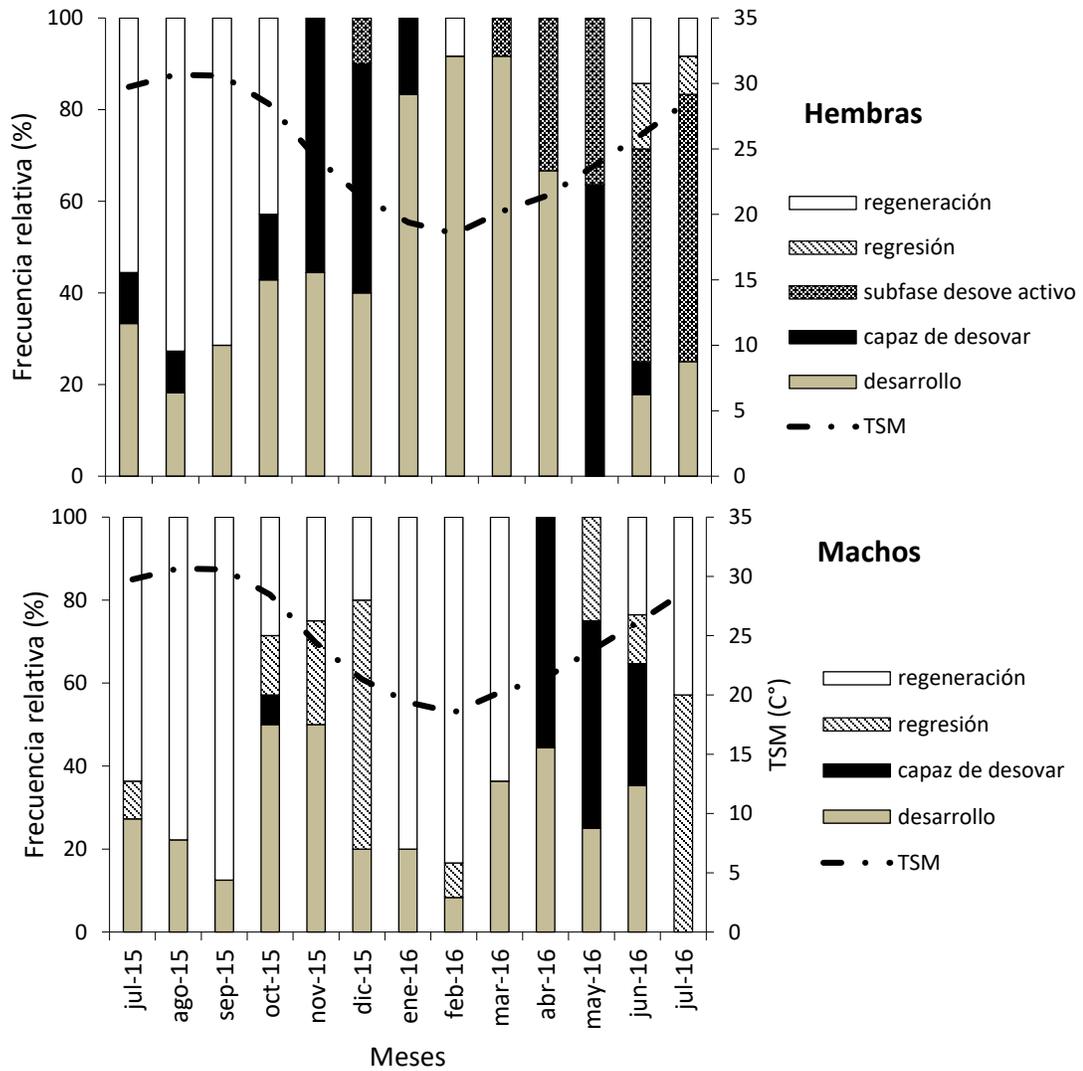


Figura 18. Promedios mensuales de la temperatura superficial del mar en relación con el ciclo reproductivo de *C. brachysomus* en Santa Rosalía, BCS, México.

Tabla 2. Correlación de la temperatura superficial del mar con los índices morfofisiológicos de *C. brachysomus*.

Temperatura					
Machos	r	p	Hembras	r	p
IGS	0.05	0.85	IGS	-0.41	0.16
IHS	0.35	0.35	IHS	-0.09	0.74
Kn	0.64	0.14	Kn	-0.24	0.42

8. DISCUSIÓN

La longitud máxima obtenida en nuestro estudio fue de 37 cm de LT, la cual es similar a las mayores tallas de mojarrón obtenidas en otros estudios (Abitia-Cárdenas *et al.*, 1990; Hernández-Velasco, 2010; Cívico-Collados, 2016). Barr *et al.*, (2003) reportaron que el intervalo de tallas de mojarrón reclutadas a la pesca artesanal en Colima es 21 a 46 cm de LT. En nuestro estudio la talla mínima obtenida mediante pesca artesanal fue de 15 cm de LT. Respecto a la proporción sexual esta no difirió significativamente de forma general, además, en todos los intervalos de tallas conformados estuvieron presentes individuos de ambos sexos, lo que indica que esta especie no manifiesta dimorfismo respecto a este parámetro biológico. Las diferencias en la proporción de sexo en los espáridos suelen asociarse a un patrón sexual hermafrodita secuencial, en cuyo caso se observa la presencia mayoritaria de un sexo respecto al otro y un desfase en la distribución de los sexos por tallas (Buxton & Garrat, 1990; Kokokiris *et al.*, 1999; Pavlidis & Mylonas, 2011). Sin embargo, las diferencias en este parámetro no siempre se deben al hermafroditismo, sino, además, a factores como dimorfismo en cuanto a la talla y ritmos de crecimiento y maduración diferencial (Sadovy-Shapiro, 1987). Particularmente estos factores no parecen estar incidiendo en la proporción de hembras y machos en la población de Santa Rosalía.

Los estudios dedicados a describir el ciclo reproductivo de los peces se han caracterizado por presentar una amplia variedad de términos y del número de fases incluidas, lo que ha dificultado su comparación y comprensión en muchos casos. En los espáridos se han empleado terminologías que incluyen de cuatro a ocho fases del ciclo gonádico (Booth & Buxton, 1997; Kokokiris *et al.*, 2000; Brouwer & Griffiths, 2005). Sin embargo, en aquellos que cubren aspectos reproductivos de los congéneres *Calamus leucosteus* y *C. prioridens*, se empleó la terminología propuesta por Brown-Peterson *et al.* (2011), en donde se estandarizaron cinco fases de desarrollo gonádico. Esta terminología es aplicable a los teleósteos independientemente de su estrategia reproductiva. Las fases son las mismas en

hembras y machos, a diferencia de que en estos últimos no se logra identificar una subfase de desove activo a nivel microscópico, fundamentalmente debido a la asincronía de la liberación del esperma de los cistos a lo largo del tejido testicular (Brown-Peterson *et al.*, 2011).

Tomando en cuenta estos precedentes se decidió emplear este criterio para la descripción del ciclo reproductivo de la especie. En el mismo, partiendo de que los peces entran al ciclo reproductivo cuando se promueve el desarrollo gonádico estimulado por el crecimiento de los gametos bajo la acción de la gonadotropina (Brown-Peterson *et al.*, 2011), la fase de inmadurez quedó excluida. Así, el ciclo reproductivo para el mojarrón quedó conformado por cuatro fases, desarrollo, capaz de desovar, regresión y regeneración. Además, en las hembras se logró identificar la subfase de desove activo, caracterizada por la presencia de ovocitos hidratados, folículos postovulatorios y VGM. La presencia de ovocitos hidratados no es habitual debido a su colapso durante el procesamiento histológico y a que estos aparecen aproximadamente de 24 a menos horas antes del desove (Brown-Peterson *et al.*, 2003). En el presente estudio 26 hembras presentaron ovocitos hidratados, lo que indicó no solo el momento de la puesta, sino además que la especie desova en el área.

A partir del análisis conjunto del IGS, el ciclo reproductivo y de la presencia hembras con capacidad de desove en 11 de los 13 meses analizados, se puede afirmar que el mojarrón es capaz de reproducirse a lo largo del año. Sin embargo, se presentaron dos picos en la actividad reproductiva, de noviembre a diciembre y de mayo a julio, mostrando este último los mayores valores del IGS en ambos sexos, así como la mayor abundancia de individuos con capacidad de desove. Estos resultados son similares a estudios previos, Avendaño-Ibarra *et al.* (2004), encontraron larvas de *C. brachysomus* de marzo a diciembre de 1997 en Bahía de Magdalena con mayor abundancia en noviembre y junio. Para las costas de Ecuador, Herdson *et al.* (1987) sugirieron que el mojarrón parece reproducirse todo el año con picos de actividad en agosto. Mientras, Druzhinin (1976) propuso que el

mojarrón posee periodos de desove extensos basándose en la captura de hembras maduras obtenidas en las costas de Perú en noviembre y en junio.

Los espáridos poseen periodos de desove extensos que usualmente no exceden los seis meses de durabilidad (Zohar & Hassin, 1995; Mylonas *et al.*, 2004), sin embargo, algunas especies desovan durante periodos más largos, reportándose una extensión de siete meses para *Pagellus erhytrinus* (Zarrad *et al.*, 2010) e inclusive a lo largo del año (Buxton & Clarke, 1986). Esta estrategia se vincula estrechamente al desarrollo asincrónico de los ovocitos y a la presencia de desoves diarios o durante algunos días de la temporada de desove (Pavlidis & Mylonas, 2011).

El momento y durabilidad del evento reproductivo se ajusta a condiciones ambientales adecuadas para el reclutamiento, que actúan como estímulos provocando respuestas nerviosas y endocrinas vinculadas a la reproducción (Tyler & Sumpter, 1996; Saborido-Rey, 2004). Por lo que una época reproductiva extensa suele encontrarse en peces de ambientes tropicales (Wootton & Smith, 2014), en donde factores como la temperatura y el fotoperiodo no muestran una variabilidad temporal tan marcada y la disponibilidad de alimento es mayor respecto a regiones templadas. Así, en aguas tropicales y subtropicales suele encontrarse la estrategia que implica desoves múltiples y máximos definidos en aquellos organismos que apuestan por un momento adecuado para efectuar la reproducción (Robertson, 1990; Lauth & Olson, 1996).

Entre las variables exógenas que influyen en la reproducción se encuentran la temperatura, el fotoperiodo, pluviosidad, cantidad y calidad del alimento, depredación y otros (Pavlidis & Mylonas, 2011). De estos, la temperatura ha destacado por su papel como estímulo para el inicio de la maduración final, ovulación y durabilidad del desove (Sarre & Potter, 1999; Pankhurst & Porter, 2003). Dubovitsky (1977), mencionó que el desove de *Calamus prioridens* en el Banco de Campeche era dependiente de la temperatura, que a su vez incidía en la mayor

productividad de plancton en la zona, lo que coincidía con la mayor abundancia de larvas de este espárido.

En el Golfo de California, la variación de la TSM presenta valores mínimos de enero a febrero con una diferencia de alrededor de 3 °C entre la región sur y norte, mientras las temperaturas más altas se presentan de agosto a septiembre (Soto-Mardones *et al.*, 1999). Los valores de TSM encontrados en nuestro trabajo, siguieron el patrón de la tendencia anual en la zona con valores mínimos en los meses de diciembre a enero y máximos en julio y agosto (Pérez-Olivas, 2016).

La mayor cantidad de individuos en regeneración estuvieron presentes cuando la TSM se encontraba entre valores mínimos de 19°-20 °C y máximos de 30°-31 °C. Mientras, los individuos en fase de capaz de desovar estuvieron presentes en un rango de 21°-28 °C. Similar a nuestros resultados, se han reportado larvas de *C. brachyosmus* a lo largo del año en Bahía Magdalena, sin embargo, el intervalo de temperatura donde incurrieron la mayor concentración de larvas fue de 21.0°-25.5 °C (Avendaño-Ibarra *et al.*, 2004; Leal-Espinoza, 2006). Matus-Nivón *et al.* (1987, 1989), mencionaron la presencia de huevos de mojarrón en primavera y verano a una TSM de 20-26 °C en la Isla Espíritu Santo y de individuos maduros en Bahía Magdalena en marzo, a una TSM de 20 °C.

Comparando el mes de julio de ambos años, se encontró que en 2015 se presentaron mayormente individuos en regresión y pocos en capacidad de desove, al contrario de lo que se observó en 2016. Los valores de la TSM de julio a septiembre de 2015 fueron los mayores de todo el periodo de estudio. Durante el 2015 y hasta mediados de 2016 se hicieron marcadamente notables las anomalías térmicas inducidas por El Niño (Gómez-Ocampo *et al.*, 2017). Los efectos de El Niño en la reproducción de los teleósteos implican la reabsorción de una proporción de la gónada y disminución del diámetro de los ovocitos (McFarlane & Saunders, 1997). Además, puede provocar desplazamientos en especies con capacidad de emigrar (Lluch-Belda *et al.*, 1991; Félix-Uraga, *et al.*, 1996), y modificar la temporada de

desove y alterar la fecundidad y condición de los huevos desovados en especies residentes (Bailey & Incze, 1995). Al respecto Leal-Espinoza (2006) al comparar la abundancia de larvas de mojarrón en Bahía Magdalena entre dos años consecutivos, atribuyó las diferencias observadas a las anomalías térmicas inducidas por El Niño 1997-1998.

El establecimiento de tallas mínimas de capturas constituye una herramienta fundamental para el manejo pesquero, con esto se intenta proteger al stock garantizando que los peces se reproduzcan al menos una vez antes de ser reclutados a las pesquerías (Saborido-Rey, 2004; Lowerre-Barbieri *et al.*, 2011b). En este sentido, la estimación de la L_{50} constituye una herramienta fundamental. Su cálculo se basa en el análisis de las distribuciones de tallas de individuos maduros. Tomando en cuenta que la aparición de los alveolos corticales es un indicador de que las hembras han entrado en fase de desarrollo, se reconoce a las hembras que posean este estadio ovocitario como maduras, las cuales eventualmente efectuarán el desove (Barbieri *et al.*, 1994; Saborido-Rey & Junquera, 1998; Murua & Saborido-Rey 2003; Wright, 2007; Lowerre-Barbieri *et al.*, 2009, 2011a). Así, para la estimación de la L_{50} en ocasiones se incorpora la fase desarrollo (Brown-Peterson *et al.*, 2008; Buitrón *et al.*, 2011; Pérez-Huaripata, 2013) necesitando entre las muestras individuos inmaduros para la representación de la talla mínima de madurez, a fin de obtener una estimación más exacta (Brown-Peterson *et al.*, 2001). Sin embargo, otros autores optan por basar la estimación de la L_{50} en individuos con capacidad de desove o evidencia histológica de desoves previos, argumentando que estos indudablemente ya han sido reclutados a la reproducción (Pajuelo & Lorenzo, 2001; Pajuelo *et al.*, 2006; Ben-Smida *et al.*, 2014). Para este estudio optamos por este último criterio a fin de obtener una L_{50} más exacta y debido a la ausencia de inmaduros en las muestras.

En este trabajo encontramos una talla mínima de individuos con capacidad de desove de 19.5 cm y 22 cm de LT en hembras y machos respectivamente, con poca representación de tallas menores de 20 cm de LT. Para la estimación de la

L₅₀, se debe contar con varios ejemplares pertenecientes a la talla en donde los individuos comienzan a madurar (Saborido-Rey, 2004). Por lo tanto, un incremento en el número de muestras de tallas menores de 20 cm permitiría una estimación más exacta de la L₅₀.

A pesar de que el IGS constituye una herramienta fácil de aplicar e interpretar, su uso requiere su previa validación con métodos histológicos (de Vlaming, 1987). En nuestro estudio la mayor cantidad de organismos en regresión correspondieron con los valores mínimos del IGS en ambos sexos. Esta fase se caracteriza por un cese en la actividad reproductiva, y por una reestructuración y preparación gonádica para la reincorporación a un nuevo ciclo reproductivo (Brown-Peterson *et al.*, 2011; Lowerre-Barbieri *et al.*, 2011b), por lo que es común encontrar pesos gonádicos mínimos. Mientras el pico del índice reflejó el incremento de organismos con capacidad de desove y desove activo.

El IGS en hembras y machos reflejó una sincronía sexual, sin embargo, en las hembras mostró mayores valores. Debido al gran tamaño que alcanzan los ovocitos durante la maduración, es de esperar un peso elevado en las gónadas femeninas. Por su parte la acumulación de esperma en los testículos provoca un efecto similar en los machos, aunque suelen presentarse pesos menores respecto a las hembras (Saborido-Rey, 2004).

Para costear la elevada demanda energética del evento reproductivo, los peces pueden asumir dos estrategias fundamentales (Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012). Una consiste en almacenar sustancias de reservas comúnmente glucógeno, proteínas y lípidos en hígado, músculo y tejido adiposo (Zahnd, 1959; Larson, 1974; Santos *et al.*, 1996). Esta estrategia es común en peces que disminuyen o cesan la ingesta de alimento durante la reproducción (Saborido-Rey, 2004). Mientras otros obtienen la energía requerida a partir de una alimentación constante durante la reproducción (Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012). Sin embargo, algunas especies compensan un insuficiente depósito de

energía o eventos de desove muy extensos con una mezcla de ambas estrategias (Stearns, 1989; Henderson *et al.*, 1996). Está ampliamente aceptado que las estrategias de almacenamiento y uso de reservas endógenas influyen directamente en el éxito reproductivo (Roff, 1982; Stearns, 1992) de ahí la importancia de entender el reparto energético que adopta una población o una especie (Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012). Por lo que monitorear las variaciones de los pesos de músculo, hígado y cantidad de grasa acumulada nos da una idea de la estrategia empleada por el organismo para garantizar el suplemento energético de la reproducción.

La variación en el peso del hígado refleja procesos de almacenamiento y transferencia de proteínas y fundamentalmente de lípidos (Santos *et al.*, 1996; Saborido-Rey, 2004; Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012), además de la síntesis de vitelogenina, precursora del vitelo almacenado en los ovocitos durante la vitelogénesis (Bohemen *et al.*, 1981; Saborido-Rey, 2004). Este índice se utiliza como indicador del nivel de reservas del organismo y suele mostrar una tendencia contraria al IGS en aquellas especies que acumulan reservas en el hígado para la reproducción. Por ello, se emplea en ocasiones como indicador indirecto del evento reproductivo (Saborido-Rey, 2004). Los lípidos son almacenados y movilizados en breves periodos de tiempo en relación con las condiciones ambientales y requerimientos metabólicos del organismo (Van-Dijk *et al.*, 2005; Arrington *et al.*, 2006; Alonso-Fernández & Saborido-Rey, 2012), lo que provoca un marcado dinamismo en las tendencias de este índice (Arndt, 2000), haciendo que su interpretación sea compleja.

En el mojarrón, la variación temporal del IHS fue similar al IGS en ambos sexos, observándose un incremento en sus valores de marzo a junio, y un posterior descenso hasta el mes de julio de 2016. A pesar de la correlación significativa entre estos índices se encontró un bajo coeficiente de determinación, lo que puede indicar periodos de almacenamiento de energía a corto plazo (González & Oyarzún, 2003). El IHS en el caso de los machos mostró valores menores respecto a las hembras

durante el periodo de maduración y desove, pudiendo deberse a la menor inversión energética que conlleva la producción de esperma en algunas especies (Al Mamry *et al.*, 2009; Mahdi *et al.*, 2018).

Al analizar los valores del IHS por fases del ciclo reproductivo, se observó en los machos un ligero incremento durante la fase de capaz de desovar respecto a la fase de desarrollo, y un decline en sus valores posteriormente. Por su parte en las hembras la tendencia fue a incrementar, pero se caracterizó por una disminución durante la subfase de desove activo. Se puede interpretar entonces, que el mojarrón almacena energía en el hígado la cual será empleada durante el desove.

Al analizar el comportamiento temporal y por fases del ciclo, el Kn se mostró estable en ambos sexos no evidenciándose una correlación significativa con el IGS ni el IHS. Se estima de estos resultados que el mojarrón no emplea reservas provenientes del músculo para costear la reproducción. Esta independencia entre el peso del músculo y el evento reproductivo sugiere que *C. brachysomus* no practica ayuno previo a la reproducción, obteniendo la energía para costear este evento a partir de la alimentación constante.

Un patrón similar entre estos índices ha sido descrito en otros miembros de la familia como *Pagellus erythrinus*, *Limanada limanda*, *Dentex dentex* y *Diplodus vulgaris* (Htun-Han, 1978; Hadj-Tajeb *et al.*, 2012; Ben-Smida *et al.*, 2014; Grau *et al.*, 2016; Mahdi *et al.*, 2018). En estos estudios quedó destacado el papel del hígado como reservorio de nutrientes, que fueron empleados durante el desove. La independencia de energía endógena para la producción de los gametos suele encontrarse en especies que continúan alimentándose a lo largo del año manteniendo un aporte de energía continuo inclusive durante la reproducción (González, 2001). Sin embargo, periodos de desoves extensos implican un importante gasto energético (Lambert & Dutil, 1997), lo que junto a otras actividades como conductas de cortejo pueden elevar el consumo de energía durante esta fase (Brawn, 1961). Según Adams *et al.* (1982) cuando la energía requerida no es

cubierta con el alimento se hace necesario el uso de reservas endógenas, lo que explicaría las tendencias similares entre el IGS y el IHS, y la disminución de los valores del IHS durante el desove activo. Para *C. prioridens* se presenta una alimentación constante a lo largo del año, con un incremento en la intensidad alimenticia durante los periodos de desove y postdesove (Dubovitsky, 1977). Además, del incremento de grasa en la cavidad del cuerpo previo al desove con una marcada disminución durante este evento.

Sparidae es una de las familias con mayor diversidad sexual (Buxton & Garrat, 1990; Sadovy & Liu, 2008), por lo que la identificación del patrón sexual en una de sus especies o poblaciones implica un análisis minucioso. Aunque el presente estudio no fue dirigido a analizar este aspecto, se debe mencionar, que no se encontraron evidencias histológicas de hermafroditismo o de bisexualidad. Los sexos no difirieron en peso, longitud, ni en los valores de L_{50} obtenidos. La proporción de sexos fue similar de forma general y por intervalos de talla. Para los congéneres *Calamus bajonado*, *C. leucosteus*, *C. nodosus* y *C. prioridens* se ha determinado hermafroditismo de tipo protogínico (Dubovitsky, 1977; Waltz *et al.*, 1982; Horvath *et al.*, 1990; Borden, 2001; Tyler-Jedlund, 2009). Sin embargo, en estos individuos, se ha encontrado evidencia histológica, individuos transicionales, una distribución de frecuencia de tallas bimodal, así como diferencias significativas en la proporción sexual. A pesar de que el hermafroditismo protogínico es el patrón sexual más común en la familia (Buxton & Garrat, 1990) y el único descrito para el género, no necesariamente implica que el mojarrón presente este mismo estilo reproductivo. El patrón sexual, puede variar de forma intra e interespecífica, y se encuentra altamente influenciado por cambios demográficos y ambientales (Sadovy-Shapiro, 1987; Buxton & Garrat, 1990).

Recientemente se ha reevaluado y esclarecido el estilo reproductivo de algunos espáridos. *Pagrus major* inicialmente fue identificado como protogínico (Huang *et al.*, 1974; Hecht & Baird, 1977) y luego fue confirmado como gonocórico (Matsuyama *et al.*, 1988; Booth & Buxton, 1997). De forma contraria *Diplodus*

sargus fue inicialmente propuesto como gonocórico (Joubert, 1981) y posteriormente como protogínico (Coetzee, 1986; Mann & Buxton, 1998; Pajuelo & Lorenzo, 2001). Así, para la determinación del patrón sexual en esta familia se recomienda incluir individuos con desarrollo gonadal temprano, una amplia gama de tallas y observación experimental (Buxton & Garrat, 1990; Sadovy & Liu, 2008). Las observaciones realizadas al respecto en nuestro estudio sugieren un patrón sexual gonocórico, sin embargo, dada la complejidad sexual que caracteriza a los espáridos, para este tipo de estudios sugerimos ampliar el número de muestras y el rango de tallas analizado, incluyendo individuos inmaduros, con los cuales no contamos, sesgo atribuido a la obtención de las muestras mediante la pesca artesanal.

9. CONCLUSIONES

La presencia de hembras con capacidad de desove en 11 meses y las variaciones del IGS indican que, en Santa Rosalía, *Calamus brachysomus* desova a lo largo del año, con un periodo de máxima actividad reproductiva de abril a julio en un intervalo de temperatura superficial del mar entre 21° y 28 °C.

Mediante la caracterización histológica se identificó que la especie presenta un desarrollo ovárico de tipo asincrónico y un patrón de desoves por grupos, lo que a su vez se asocia a periodos de desove extensos.

De los índices morfofisiológicos evaluados, solo el índice gonadosomático resultó ser un buen indicador de la temporada reproductiva, ya que sus variaciones reflejaron la mayor frecuencia de individuos con capacidad de desove.

Las variaciones del Kn y del IHS indican que la energía requerida para la reproducción se obtiene del alimento y no de reservas endógenas. Sin embargo, las variaciones similares del IHS y el IGS durante los meses de mayor actividad reproductiva indican el uso de reservas hepáticas durante el desove.

La talla de primera madurez (L_{50}) estimada fue de 24 cm de LT en hembras y 24.7 cm de LT en machos.

10. RECOMENDACIONES

- Realizar estudios de composición bioquímica que permitan evaluar el almacenamiento y movilización de reservas (lípidos, proteínas y carbohidratos) de músculo e hígado para confirmar la independencia del peso del músculo del evento reproductivo y el aporte energético del hígado durante el desove.
- Ampliar el rango de tallas para la reevaluación de la L_{50} . Procurando una mayor representación de individuos de tallas menores de 20 cm de LT garantizando con esto, la inclusión de la talla mínima individual a la que maduran ambos sexos.
- Para ampliar los estudios respecto a la biología de la población se recomienda realizar la estimación de la fecundidad y del diámetro de los ovocitos. Además, realizar estudios enfocados en analizar el patrón sexual de *Calamus brachysomus*.

11. LITERATURA CITADA

- Abitia-Cárdenas, L.A., J. Rodríguez-Romero & F. Galván-Magaña. 1990. Observación trófica de tres especies de peces de importancia comercial en la Bahía Concepción Baja California Sur, México. *Inv. Mar. CICIMAR*, 5(1): 55-61.
- Aburto-Oropeza, O., B. Erisman, C. Valdez-Ornelas & G. Danemann. 2008. Serránidos de Importancia Comercial del Golfo de California: Ecología, Pesquerías y Conservación. *Ciencia y Conservación*, 1: 1-44.
- Adams, S.M., R.B. McLean & J.A. Parrotta. 1982. Energy partitioning in largemouth bass under conditions of seasonally fluctuating prey availability. *Trans. Am. Fish. Soc.*, 111 (5): 549-558.
- Al Mamry, J.M., I.D. McCarthy, C.A. Richardson & S.B. Meriem. 2009. Biology of the kingsoldier bream (*Argyrops spinifer*, Forsska 1775; Sparidae), from the Arabian Sea, Oman. *J. Appl. Ichthyol.*, 25: 559-564.
- Alonso-Fernández, A. & F. Saborido-Rey. 2012. Relationship between energy allocation and reproductive strategy in *Trisopterus luscus* (Gadidae). *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 416: 8-16.
- Anderson, R.O. & S.J. Gutreuter. 1983. Length, weight and associated structural indices. 283–300 pp. In: L. Nielsen & Johnson, D. (Eds.). *Fisheries Techniques*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland.
- Arellano-Martínez, M. 1997. Biología reproductiva del ángel rey *Holocanthus passer Valenciennes*, 1846 y del ángel de cortés *Pomacanthus zonipectus* (Gill, 1863) (Teleostei: Pomacanthidae), en la costa sur-occidental del Golfo de California,

México. Tesis de Maestría. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, Instituto Politécnico Nacional, México. 88 pp.

Arrington, D.A., B.K. Davidson, K.O. Winemiller & C.A. Layman. 2006. Influence of life history and seasonal hydrology on lipid storage in three neotropical fish species. *J. Fish Biol.*, 68:1347-1361.

Arndt, S.K.A. 2000. Influence of sexual maturity on feeding, growth and energy stores of wild Atlantic salmon parr. *J. Fish Biol.*, 57:589-596.

Avendaño-Ibarra, R., R. Funes-Rodríguez, A. Hinojosa-Medina, R. González-Armas & G. Aceves-Medina. 2004. Seasonal abundance of fish larvae in a subtropical lagoon in the west coast of the Baja California Peninsula. *Estuar. Coast. Shelf. Sci.*, 61:125-135.

Bailey, K.M. & Incze, I. S. 1985. El Niño and the early life history and recruitment of fishes in temperate marine waters. 143-165 pp. In: W.S. Wooster & Fluharty, D.L. (Eds.). El Niño North effects in the Eastern Subarctic Pacific Ocean. University of Washington, Seattle.

Barr, E.E., Romero, M.C. & A.G. Boa. 2003. Peces marinos con valor comercial en la costa de Colima. Comisión Nacional para el Uso y Conocimiento de la Biodiversidad. Instituto Nacional de la Pesca, México. 115pp.

Barbieri, L.R., M.E. Chittenden Jr. & S.K. Lowerre-Barbieri. 1994. Maturity, spawning, and ovarian cycle of Atlantic croaker, *Micropogonias undulatus*, in the Chesapeake Bay and adjacent coastal waters. *U.S. Fish. Bull.*, 92:671-685.

Ben-Smida, M.A, N. Hadhri, A. Bolje, M. El-Cafsi & R. Fehri-Bedoui. 2014. Reproductive cycle and size at first sexual maturity of common pandora

Pagellus erythrinus (Sparidae) from the Bay of Monastir (Tunisia, Central Mediterranean). *Annales Ser. Hist. Nat.*, 24(1): 1-10.

Bohemen, Ch., J.G. Van; D. Lambert & J. Peute. 1981. Annual changes in plasma and liver in relation to vitellogenesis in the female rainbow trout, *Salmo gairdneri*. *Gen. Comp. Endocrinol.*, 44, 94-107.

Bolger, T. & P.L. Connolly. 1989. The selection of suitable indices for the measurement and analysis of fish condition. *J. Fish Biol.*, 34:171-182.

Booth, A.J. & C.D. Buxton. 1997. The biology of the panga, *Pterogymnus lanarius* (Teleostei: Sparidae), on the Agulhas Bank, South Africa. *Environ. Biol. Fish.*, 49: 207–226.

Borden, SH. 2001. Age growth and reproduction in the northern-most population of knobbed porgy (*Calamus nodosus*). M.S. thesis, University of North Carolina-Wilmington, Wilmington, NC., 40 pp.

Brawn, V.M. 1961. Reproductive behaviour of the cod (*Gadus callarias* L.). *Behav.*, 18: 177–198.

Brouwer, S. & M.H. Griffiths. 2005. Reproductive biology of carpenter seabream (*Argyrozona argyrozona*) (Pisces: Sparidae) in a marine protected area. *Fish. Bull.*, 103: 258–269.

Brown-Peterson, N.J. & J.W. Warren. 2001. The Reproductive Biology of Spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*, along the Mississippi Gulf Coast. *Gulf Mex. Sci.*, 9(1): 1-13.

- Brown-Peterson, N.J. 2003. The reproductive biology of spotted seatrout. 99-133 pp.
In: S.A. Bortone (Ed.). Biology of the spotted seatrout. CRC Press, Boca Raton,
Florida.
- Brown-Peterson, N.J., K.M. Burns & R.M. Overstreet. 2008. Regional Differences in
Florida Red Snapper Reproduction. *Proc. Gulf Caribb. Fish. Inst.*, 61: 149-155.
- Brown-Peterson, N.J., D.M. Wyanski, F. Saborido-Rey, B.J. Macewicz & S.K.
Lowerre-Barbieri. 2011. A standardized terminology for describing reproductive
development in fishes. *Mar. Coast. Fish.*, 3:52–70.
- Buitrón, B., Perea, A. Mori, J. Sánchez & C. Roque. 2011. Protocolo para estudios
sobre el proceso reproductivo de peces pelágicos y demersales. *Inf. Inst. Mar.
Perú*, 38 (4): 373-384.
- Burton, M.L., J.C. Potts, J. Page & A. Poholek. 2017. Age, growth, mortality and
reproductive seasonality of jolthead porgy, *Calamus bajonado*, from Florida
Waters. *PeerJ*, 5: e3774.
- Buxton, C.D & J.R. Clarke. 1986. Age, growth and feeding of the blue hottentot
Pachymetopon aeneum (Pisces: Sparidae) with notes on reproductive biology.
S. Afr. J. Zool., 21: 33-38.
- Buxton, C.D. 1990. The reproductive biology of *Chrysoblephus laticeps* and *C.
cristiceps* (Teleostei: Sparidae). *J. Zool.*, 220: 497-511.
- Buxton C.D & P. Garratt. 1990. Alternative reproductive styles in seabreams (Pisces:
Sparidae). *Environ. Biol. Fish.*, 28: 113-124.

- Canto-Maza W.G. & M.E. Vega-Cendejas. 2008. Hábitos alimenticios del pez *Lagodon rhomboides* (Perciformes: Sparidae) en la laguna costera de Chelem, Yucatán, México. *Rev. Biol. Trop.*, 56 (4): 1837-1846.
- Cívico-Collados, L. 2016. Estructura de la comunidad de peces y captura comercial estacional en la Laguna Ojo de Liebre, B.C.S., México durante 2015-2016. Tesis de Maestría. CICESE. Baja California Sur, México, 92 pp.
- Coetzee, P.S. 1983. Seasonal histological and macroscopic changes in the gonads of *Chermerius nufar* (Ehrenberg, 1820) (Sparidae: Pisces). *S. Afr. J. Zool.*, 18: 76-88.
- Coetzee, P.S. 1986. Diet composition and breeding cycle of blacktail, *Diplodus sargus capensis* (Pisces: Sparidae), caught off St. Croix Island, Algoa Bay, South Africa. *S. Afr. J. Zool.*, 21: 237-243.
- Collins, A.L. & T.A. Anderson. 1995. The regulation of endogenous energy stores during starvation and refeeding in the somatic tissues of the golden perch. *J. Fish Biol.*, 47: 1004-1015.
- Cruz-Vázquez, C., J. López-Rocha & R. Rioja-Nieto. 2016. Bosques de *Sargassum* spp. y su relación con especies de importancia comercial en Bahía Concepción y Bahía de La Paz, Baja California Sur, México. *Rev. digital e-bios.*, 4(6): 22-34.
- Curtis, H., N. S. Barnes, A. Schnek & G. Flores. 2001. Biología. 6ª Ed. Editorial Médica Panamericana, España. 1496 pp.
- Darcy, G.H. 1985. Synopsis of Biological data on the Pinfish, *Lagodon rhomboids* (Pisces: Sparidae). *Nat. Mar. Fish. Serv. Techn. Rep.*, 23: 1-36.

- Darcy, G.H. 1986. Synopsis of Biological data on the Porgies, *Calamus arctifrons* and *C. proridens* (Pisces: Sparidae). *NOAA Technical Report NMFS*, 44: 1-19.
- de Vlaming, V.L. 1972. Environmental control of teleost reproductive cycles: a brief review. *J. Fish Biol.*, 4: 131-140.
- Diario Oficial de la Federación. 2010. Carta Nacional Pesquera. Instituto Nacional de la Pesca. 2 de diciembre de 2010.
- Díaz-López, M.A. 2011. Evaluación de los efectos sobre el bentos del Emisor Submarino de “Minera y Metalúrgica El Boleo S.A. de C.V.” en Santa Rosalía, B.C.S. Tesis de Maestría. Universidad Autónoma de Baja California Sur. 34 pp.
- Drent, R.H. & S. Daan. 1980. The prudent parent: Energetic adjustments in avian breeding. *Ardea*, 68: 225–252.
- Druzhinin, A.D. 1976. Notes on the ecology of *Calamus brachysomus* (Pisces, Sparidae). *J. Ichthyol.*, 16: 317-319.
- Dubovitsky, A.A. 1977. Sex ratio and length-sex composition of the Campeche-Bank littlehead porgy (*Calamus proridens*, Jordan and Gilbert, 1884) population. 115-122 pp. In: H.B. Stewart (Ed.). Cooperative investigations of the Caribbean and adjacent regions II. Caracas, Venezuela.
- El-Sayed, A.M. & K. Abdel-Bary. 1993. Population biology of sparid fishes in qatari waters. Reproductive cycle and fecundity of longspine seabream *Argyrops spinifer* (Forsk.) *. Qatar Univ. Sci. J.*, 13(1): 177-181.

- Erisman, B., J. Rosales-Casián & P. Hastings. 2008. Evidence of gonochorism in a grouper, *Mycteroperca rosacea*, from the Gulf of California, México. *Environ. Biol. Fish.*, 82: 23-33.
- Eschmeyer, W.N., E.S. Herald & H. Hamman. 1983. A field guide to Pacific coast fishes of North America from the Gulf of Alaska to Baja California. Peterson Field Guide Ser. 28. Houghton Mifflin. 336 pp.
- Félix-Uraga, R., R. M. Alvarado-Castillo & R. Carmona. 1996. The sardine fishery along the western coast of Baja California, 1981 to 1994. *Calif. Coop. Ocean. Fish Invest.* 37: 188-192.
- Fischer, W., F. Krupp, W. Schneider, C. Sommer, K. Carpenter & V. Niem. 1995. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de pesca. Pacífico centro-oriental. Volumen II y III. Roma, Italia. 1747pp.
- Foster, M.S, L.M. McConnico, L. Lundsten, T. Wadsworth, T. Kimball, L. Brooks & M. Media. 2007. Diversity and natural history of a *Lithothamnion muelleri-Sargassum horridum* community in the Gulf of California. *Cienc. Mar.* 33: 367-384.
- Franke, R. & A. Acero. 1996. Peces óseos comerciales del Parque Gorgona, Pacífico colombiano (Osteichthyes: Muraenesocidae, Hemiramphidae, Belonidae, Scorpaenidae, Triglidae, Malacanthidae, Gerreidae, Sparidae, Kyphosidae, Sphyrnaeidae e Istiophoridae). *Rev. Biol. Trop.*, 44(2): 763-770.
- Froese, R. & D. Pauly. Editors. (2019). FishBase. *Calamus brachysomus* (Lockington, 1880). World Register of Marine Species. Available at: <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=275967>

- García-Cagide, A. & T. García. 1996. Reproducción de *Mycteroperca bonaci* y *Mycteroperca venenosa* (Pisces: Serranidae) en la plataforma cubana. *Rev. Biol. Trop.*, 44: 771–780.
- García-Pámanes, J., A. Trasviña-Castro, J.R. Lara-Lara & C. Bazán-Guzmán. 2011. Variaciones estacionales del flujo vertical de materia orgánica particulada en la región central del Golfo de California. *Cienc. Mar.*, 37(1): 33-49.
- Garratt, P.A. 1986. The offshore line fishery of Natal: II. Reproductive biology of the sparids *Crysohlephus puniceus* and *Cheimerius nufar*. *Invest. Rep. Oceanogr. Res. Inst.*, 63:1-21.
- Gómez-Ocampo, E., G. Gaxiola-Castro, R. Durazo & E. Beier. 2017. Effects of the 2013-2016 warm anomalies on the California Current phytoplankton. *Deep. Sea Res. Part 2 Top. Stud. Oceanogr.*, 1-16.
- Gonçalves J.M.S. & K. Erzini. 2000. The reproductive biology of the two-banded sea bream (*Diplodus vulgaris*) from the southwest coast of Portugal. *J. App. Ichthyol.*, 16: 110-116.
- González, P. 2001. Biología reproductiva y conducta trófica de *Pinguipes chilensis Valenciennes 1833* (Perciformes, Pinguipedidae). Tesis Magister en Ciencias mención Zoología. Universidad de Concepción, Chile. 160 p.
- González, P. & C. Oyarzún. 2003. Variabilidad de índices biológicos en *Pinguipes chilensis valenciennes 1833* (Perciformes, Pinguipedidae): ¿están realmente correlacionados? *Gayana*, 66(2): 249-253.
- Grau A., F. Saborido-Rey, E. Pastor, M. Palmer, E. Massutí-Pascual, A. Quetglas, I. Riera & B. Morales-Nin. 2016. Reproductive strategies of common dentex: management implications. *Mediterr. Mar. Sci.*, 17(2): 552-566.

- Grier, H.J. 1981. Cellular organization of the testis and spermatogenesis. *Fishes An. Zool.*, 21: 345–357.
- Grove, J.S. & R.J. Lavenberg. 1997. The fishes of the Galápagos Islands. Stanford University Press, Stanford. 912 pp.
- Hadj-Tajeb, A., M. Ghorbel, N.B. Hadj-Hamida & O. Jarboui. 2012. Reproductive biology of *Diplodus vulgaris* (Teleostei, Sparidae) in the southern Tunisian waters (Central Mediterranean). *Acta Adriat.*, 53(3): 437-446.
- Hecht, T. & D. Baird. 1977. Contributions to the biology of the panga, *Pterogymnus lanarius* (Pisces: Sparidae): age, growth and reproduction. *Zool. Afr.*, 12: 363-372.
- Heiman, W.D. & B. Kjerve. 2008. Characterization of transient multi-species reefish spawning aggregations at Gladden Spit, Belize. *Bull. Mar. Sci.*, 83(3): 531-551.
- Helfman, G.S., B.B. Collette & D.E. Facey. 1997. The diversity of fishes. Blackwell Science, Oxford. 528 pp.
- Hempel, G. 1979. Early life history of marine fish: The egg stage. Washington Sea Grant, Washington. 78 pp.
- Henderson, B.A., J.L. Wong & S.J. Nepszy. 1996. Reproduction of walleye in Lake Erie: allocation of energy. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 53 (1): 127-133.
- Henderson, B.A. & G.E. Morgan. 2002. Maturation of walleye by age, size and surplus energy. *J. Fish Biol.*, 61 (4): 999-1011.

- Herdson, D.M., W.T. Rodríguez & J. Martínez. 1987. Las pesquerías artesanales de la costa de Ecuador y sus capturas. Instituto Nacional de la Pesca, Ecuador, 1-50.
- Hernández-Velasco, A.J. 2010. Efecto de la pesca artesanal en la estructura comunitaria de peces de arrecife rocoso del noreste del Golfo de California, México. Tesis de licenciatura. UABCS, La Paz, B.C.S., México. 85 pp.
- Holguin, Q.O. 1976. Catálogo de especies marinas de importancia comercial en Baja California Sur. SIC, Instituto Nacional de Pesca, Estación de Investigación Pesquera, La Paz, B.C.S., México. 117 pp.
- Horvath, M.L., B.G. Churchill & G.R. Huntsman 1990. Growth, mortality, reproduction and feeding of knobbed porgy, *Calamus nodosus*, along the southeastern United States coast. *Bull. Mar. Sci.* 46(3): 677-687.
- Hoşsucu, B. & D.T. Çakir. 2003. Some parameters about population biology of the Common Pandora (*Pagellus erythrinus* L., 1758) (Sparidae) in the Edremit Bay (Turkey). *J. Fish. Aquat. Sci.*, 20(3): 329-336.
- Houde, E.D. 1975. Effects of stocking density and food density on survival, growth and yield of laboratory-reared larvae of sea bream *Archosargus rhomboidalis* (L.) (Sparidae). *J. Fish Biol.*, 7: 115-127.
- Htun-Han, M. 1978. The reproductive biology of the dab *Limanda* (L.) in the North Sea: gonosomatic index, hepatosomatic index and condition factor. *J. Fish Biol.*, 13: 369-378.
- Huang, C.C., C.F. Lo & K.H. Chang. 1974. Sex reversal in one sparid fish *Chrysophrys major* (Perciformes, Sparidae). *Bull. Inst. Zool. Acad. Sin.*, 13: 55-60.

- Humason, G. 1979. *Animal Tissue Techniques*. 4^a Ed. W.H. Freeman & Co. USA. 692 pp.
- Johannes, R.E. 1978. Reproductive strategies of coastal marine fishes in the tropics. *Environ. Biol. Fishes.*, 3: 65-84.
- Joubert, C.S. 1981. Aspects of the biology of five species of inshore reef fishes on the Natal coast, South Africa. *Invest. Rep. Oceanogr. Res. Inst.*, 51: 1-16.
- Kallianotis, A., M. Torre & A. Argyri. 2005. Age, growth, mortality, reproduction and feeding habits of striped seabream *Lithognathus mormyrus* (Pisces: Sparidae), in the coastal waters of the Thracian Sea, Greece. *Sci. Mar.*, 69(3): 391-404.
- Kestemont, P. 1990. Dynamic aspects of oogenesis in an asynchronous fish, the gudgeon, *Gobio* L. (Teleostei, Cyprinidae), under controlled temperature and photoperiod conditions. *Aquat. Living Resour.*, 3: 61-74.
- Kokokiris, L., S. Bruslé, M. Kentouri & A. Fostier. 1999. Sexual maturity and hermaphroditism of the red porgy *Pagrus pagrus* (Teleostei: Sparidae). *Mar. Biol.*, 134: 621-629.
- Kokokiris, L., B. Mourot, F.L. Menn, M. Kentouri & A. Fostier, 2000. Endocrine changes during the annual reproductive cycle of the red porgy, *Pagrus* (Teleostei, Sparidae). *Fish. Physiol. Biochem.*, 23: 1-11.
- Lambert, 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(1): 104-112.

- Larson, G. L. 1974. Liver weight of brook trout in a high-mountain lake in Washington State. *Progve Fish Cult.*, 35: 234-236.
- Lauth, R.R. & R.J. Olson. 1996. Distribution and abundance of larval Scombridae in relation to the physical environment in the northwestern Panama Bight. *Inter-Am. Trop. Tuna Comm. Bull.*, 21: 125-167.
- Leal-Espinoza, J.D. 2006. Distribución espaciotemporal de larvas de peces en Bahía Magdalena durante el desarrollo del evento El Niño (1997-1998). Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN. Baja California Sur, México. 71 pp.
- Le Cren, E.D. 1951. The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). *J. Anim. Ecol.*, 20 (2): 201-219.
- Lender, T., R. Delavault & A. Le Moigne. 1982. Diccionario de biología. Ed. Grijalbo, S. A. México. 203 pp.
- Lockington, W.N. 1880. Description of a new sparoid fish (*Sparus brachysomus*) from Lower California. *Proc. U.S. Nat. Mus.*, 3:284-286.
- Lowerre-Barbieri, S.K., N. Henderson, J. Llopiz, S. Walters, J. Bickford & R. Muller. 2009. Defining a spawning population (*Cynoscion nebulosus*) over temporal, spatial, and demographic scales. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 394:231-245.
- Lowerre-Barbieri, S.K., N.J. Brown-Peterson, H. Murua, J. Tomkiewicz, D. Wyanski & F. Saborido-Rey. 2011a. Emerging issues and methodological advances in fisheries reproductive biology. *Mar. Coast. Fish.*, 3:32--51.

- Lowerre-Barbieri, S.K., K. Ganas, F. Saborido-Rey, H. Murua, J.R. Hunter. 2011b. Reproductive Timing in Marine Fishes: Variability, Temporal Scales, and Methods. *Mar Coast Fish.*, 3: 71-91.
- Lucano-Ramírez, G., E. Peña-Pérez, S. Ruiz-Ramírez, J. Rojo-Vázquez & G. González-Sansón. 2010. Reproducción del pez erizo, *Diodon holocanthus* (Pisces: Diodontidae) en la plataforma continental del Pacífico Central Mexicano. *Rev. Biol. Trop.*, 59 (1): 217-232.
- Lluch-Belda D., D. B. Lluch Cota., S. Hernández Vázquez, C. Salinas-Zavala. & R. A. Schwartzlose. 1991. Sardine and anchovy spawning as related to temperature and upwelling in the California current system. *Calif. Coop. Ocean. Fish. Invest.* 32: 105-111.
- Mahdi H., L.T. Bensahla & Z. Boutiba. 2018. Reproductive biology of the common pandora *Pagellus erythrinus* (Linnaeus, 1758) of Oran Bay (Algerian west coasts). *Turk. J. Fish Aquat. Sc.*, 18: 1-7.
- Mann, B.Q. & C.D. Buxton. 1998. The reproductive biology of *Diplodus sargus capensis* and *D. cervinus hottentotus* (Sparidae) off the south-east Cape coast, South Africa. *CYBIUM*, 22: 31-47.
- Marshall, C.T., O.S. Kjesbu, N.A. Yaragina, P. Solemdal & O. Ulltang. 1998. Is spawner biomass a sensitive measure of the reproductive and recruitment potential of northeast Arctic cod? *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 55: 1766-1783.
- Marshall, C.T., L. O'Brien & J. Tomkiewicz. 2003. Developing alternative indices of reproductive potential for use in fisheries management: Case studies for stocks spanning an information gradient. *J. Northw. Atl. Fish. Sci.*, 33: 161-190.

- Matsuyama, M., R.L Torres & S. Matsuura. 1988. Juvenile bisexuality in the red sea bream, *Pagrus major*. *Environ. Biol. Fishes*, 21: 27-36.
- Matus-Nivón, E., R. Ramírez-Sevilla & R. Martínez-Pecero. 1987. Descripción del huevo y primeras fases larvales de *Calamus brachysomus* (Lockington) (Pisces: Sparidae). *Inv. Mar. CICIMAR*, 3(2): 43-52.
- Matus-Nivón, E., R. Ramírez-Sevilla., R. Martínez-Pecero & J.L. Ortíz-Galindo. 1989. Descripción de la larva y juvenil del mojarrón *Calamus brachysomus* (Lockington) (Pisces: Sparidae). *Inv. Mar. CICIMAR*, 4 (2):141-150.
- McFarlane, G. & M. Saunders. 1997. Fecundity of Pacific hake. *Calif. Coop. Ocean. Fish. Invest.*, 38: 114-119.
- Morgan, M.J. 2008. Integrating reproductive biology into scientific advice for fisheries management. *J. Northw. Atl. Fish. Sci.*, 41: 37-51.
- Mouine, N., P. Francour, M. Ktari & N. Chakroun-Marzouk. 2007. The reproductive biology of *Diplodus sargus sargus* in the Gulf of Tunis (central Mediterranean). *Sci. Mar.*, 71(3): 461-469.
- Murua, H. & F. Saborido-Rey. 2003. Female reproductive strategies of marine fish species of the North Atlantic. *J. Northwest Atl. Fish. Sci.*, 33:23-31.
- Mylonas, C.C., M. Papadaki & M. Pavlidis. 2004. Evaluation of egg production and quality in the Mediterranean red porgy (*Pagrus pagrus*) during two consecutive spawning seasons. *Aquaculture*, 232: 637-649.
- Norcross, B.L. & R.F. Shaw. 1984. Oceanic and estuarine transport of fish eggs and larvae: a review. *Trans Am. Fish. Soc.*, 113(2): 153-165.

- Pajuelo, J.G. & J.M. Lorenzo. 2001. Biology of the annular seabream, *Diplodus annularis* (Sparidae), in coastal waters of the Canary Islands. *J. Appl. Ichthyol.*, 17: 121-125.
- Pajuelo J.G., J. Socorro, J.A. González, J.M. Lorenzo, J.A. Pérez-Peñalvo, I. Martínez & C.M. Hernández-Cruz. 2006. Life history of the red-banded seabream *Pagrus auriga* (Sparidae) from the coasts of the Canarian archipelago. *J. Appl. Ichthyol.*, 22: 430-436.
- Pankhurst, N.W. & M.J. Porter. 2003. Cold and dark or warm and light: variations on the theme of environmental control of reproduction. *Fish Physiol. Biochem.*, 28, 385-389.
- Pavlidis, M.A. & C.C. Mylonas. 2011. Sparidae: Biology and Aquaculture of Gilthead Sea Bream and Other Species. 1st Ed. Blackwell Publishing Ltd., West Sussex, UK. 412 pp.
- Pérez-Huaripata, M.A. 2013. Análisis biológico-pesquero del recurso lorna (*Sciaena deliciosa*) en el Puerto de Huacho, período 2000-2011. Tesis para optar el título de Ingeniero Pesquero. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. 98 pp.
- Pérez-Olivas, A. 2016. Biología reproductiva de la cabrilla sardinera (*Mycteroperca rosacea*, Streets 1877) en la zona costera de Santa Rosalía, BCS, México. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN. Baja California Sur, México. 71 pp.
- Quetzalliyasu, A.C. 2015. Maduración gonádica, ciclo reproductivo y talla de madurez sexual del quitón *Chiton (Chiton) articulatus* (Mollusca: Polyplacophora) de la costa rocosa de Puerto de Ángel, Oaxaca, México. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN. Baja California Sur, México. 104 pp.

- Randall, J.E. & D.K. Caldwell. 1966. A review of the sparid fish genus *Calamus*, with descriptions of four new species. *Sci. Bull.*, 2:1-47.
- Reyes-Luca, A.E & L.C. Reyes-Vega. 2015. Caracterización de la pesca artesanal con chinchorro de playa en el sitio Las Gilces de la Parroquia Crucita Provincia de Manabí, durante los meses de abril a julio del 2014. Tesis de Ingeniería en Acuicultura y Pesquerías. Universidad Técnica de Manabí. Portoviejo, Ecuador. 195 pp.
- Robertson, D.R. 1990. Differences in the seasonalities of spawning and recruitment of some small neotropical reef fishes. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 144: 49-62.
- Roff, D.A. 1982. Reproductive strategies in flatfish: a first synthesis. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 39: 1686-1698.
- Rosas-Hernández, M.P, D. Aurióles-Gamboa & C.J. Hernández-Camacho. 2018. Differences in the isotopic niche and trophic position of female California sea lions (*Zalophus californianus*). *Aquatic Mammals*, 44(4): 374-388.
- Saborido-Rey, F. & S. Junquera. 1998. Histological assessment of variations in sexual maturity of cod (*Gadus morhua* L.) at the Flemish Cap (north-west Atlantic). ICES (International Council for the Exploration of the Sea). *J. Mar. Sci.*, 55: 515–521.
- Saborido-Rey, F. 2004. Ecología de la reproducción y potencial reproductivo en las poblaciones de peces marinos. Curso de doctorado 2002-2004, Instituto de Investigaciones Marinas (CSIC), Universidad de Vigo, España. 71 pp.
- Sadovy, Y. & D.Y. Shapiro, 1987. Criteria for the diagnosis of hermaphroditism in fishes. *Copeia*, 1: 136-156.

- Sadovy, Y. & M. Liu. 2008. Functional hermaphroditism in teleosts. *Fish Fish.*, 9: 1-43.
- SAFMC. 2017. Jolthead porgy: Fish ID and regs: regulations by species. Available at: <http://safmc.net/regulations/regulations-by-species/>.
- Salas, S., R. Chuenpagdee, A. Charles & J.C. Seijo. 2011. Coastal fisheries of Latin America and the Caribbean. FAO Fisheries and Aquaculture Technical Papers, Rome. 444 pp.
- Santamaría, A.M. 2013. Hábitos alimenticios y ciclo reproductivo del huachinango, *Lutjanus peru*, (Nichols & Murphy, 1922) Pisces: Lutjanidae en Guerrero, México. Tesis de Maestría, CICIMAR-IPN. 63 pp.
- Santos, R.S., S.J. Hawkins & R.D. Nash. 1996. Reproductive phenology of the Azorean rock pool blenny a fish alternative mating tactics. *J. Fish Biol.*, 48: 842-858.
- Sarre, G.A. & I.C. Potter. 1999. Comparisons between the reproductive biology of black bream *Acanthopagrus butcheri* (Teleostei: Sparidae) in four estuaries with widely differing characteristics. *Int. J. Salt. Lake Res.*, 8: 179-210.
- Scott, S.G. & N.W. Pankhurst. 1992. Interannual variation in the reproductive cycle of the New Zealand snapper *Pagrus auratus* (Bloch & Schneider) (Sparidae). *J. Fish Biol.*, 41: 685-696.
- Schultz, E.T & D.O. Conover. 1999. The allometry of energy reserve depletion: test of a mechanism for size-dependent winter mortality. *Oecol.*, 119: 474-483.
- Sheaves, M. 2006. Is the timing of spawning in sparid fishes a response to sea temperature regimes? *Coral Reefs*, 25: 655-669.

- Shumilin, E., A.R. Jiménez-Illescas & S. López-López. 2013. Anthropogenic Contamination of Metals in Sediments of the Santa Rosalía Harbor, Baja California Peninsula. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 90(3): 333-337.
- Sokal, R.R. & F.J. Rohlf. 1995. Biometry: the principles and practice of statistics in biological research. 3rd ed. W. H. Freeman, New York. 887 pp.
- Soto-Mardones, L., S.G. Marinote & A. Parés-Sierra. 1999. Time and spatial variability of sea surface temperatura in the Gulf of California. *Cien. Mar.* 25: 1-30.
- Stearns, S.C. 1989. The evolutionary significance of phenotypic plasticity. *BioScience*, 39: 436-445.
- Stearns, S.C. 1992. The Evolution of Life Histories. Oxford Univ. Press, New York. 249 pp.
- Sturges, H. 1926. The choice of a class-interval. *J. Amer. Statist. Assoc.*, 21: 65-66.
- Suárez-Castillo, A.N. 2008. Fauna asociada a mantos de *Sargassum* (Ochrophyta: Fucales) en el Suazo, Baja California Sur, México. Tesis de Maestría. CICIMAR-IPN. Baja California Sur, México, 110 pp.
- Thomson, D.A. 1987. Reef fishes of the Sea of Cortez. The rocky-shore fishes of the Gulf of California. University of Arizona Press, Tucson. 407 pp.
- Thresher, R.E. 1984. Reproduction in reef fishes. T.F.H. Publications, Inc. Ltd., Neptune City, New Jersey. 399 pp.

- Torre-Cosio, J. 2002. Inventory, monitoring and impact assessment of marine biodiversity in the seri indian territory, Gulf of California, Mexico. Thesis of Ph D of Philosophy. University of Arizona. Tucson, Arizona, EE.UU. 196 pp.
- Trasviña-Carrillo, L.D. 2012. Isótopos estables de $\delta^{18}\text{O}$ y $\delta^{13}\text{C}$ del calamar gigante *Dosidicus gigas* (Orbigny, 1835) capturado en Santa Rosalía, Baja California Sur, México. Tesis de licenciatura. UABCS, La Paz, B.C.S., México. 65 pp.
- Tyler, C.R. & J.P. Sumpter. 1996. Oocyte growth and development in teleost. *Rev. Fish Biol. Fish.*, 6: 287-318.
- Tyler-Jedlund, A.J. 2009. Age, growth, and reproduction of *Calamus proridens*, the littlehead porgy, from the northeast Gulf of Mexico. Tesis de Maestría. University of South Florida Scholar Commons, USA. 59 pp.
- IUCN. Red List of Threatened Species. 2014. *Calamus brachysomus*. [e.T47137465A56986790. http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2014-3.RLTS.T47137465A56986790.en](http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2014-3.RLTS.T47137465A56986790.en). Downloaded on 30 April 2019.
- Uribe, M.C., H.J. Grier & V. Mejía-Roa. 2014. Comparative testicular structure and spermatogenesis in bony fishes. *Spermatogenesis*, 4(3): 1-13.
- Van-Dijk, P.L.M., I. Hardewig & F. Hölker. 2005. Energy reserves during food deprivation and compensatory growth in juvenile roach: the importance of season and temperature. *J. Fish Biol.*, 66:167-181.
- Waltz, W., A. Roumillat & C. Wenner. 1982. Biology of the whitebone porgy, *Calamus leucosteus*, in the South Atlantic Bight. *Fish Bull.*, 80 (4): 863-874.
- Wallace, R.A. & K. Selman. 1981. Cellular and dynamics aspects of oocyte growth in teleosts. *Amer. Zool.*, 21: 325-343.

- Wootton, R.J. & C. Smith. 2014. Reproductive biology of teleost fishes. PJohn Wiley & Sons. Oxford, United Kingdom. 472 pp.
- Wright, P.J. 2007. Understanding the maturation process for field investigations of fisheries-induced evolution. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 335:279–283.
- Zahnd, J.P. 1959. Modifications hépatiques liées au cycle ovarien chez deux poissons ovovivipares: *Xiphophorus helleri* et *Lebistes reticulatus*. *Arch. Anat. Microsc. et Morphol. Exptl.*, 48: 231-259.
- Zanuy, S. & M. Carrillo. 1987. La reproducción de los telósteos y su aplicación en la acuicultura. Plan de formación de técnicos superiores en Acuicultura (FEUGA). 318 pp.
- Zarrad, R., M. Cherif, H. Gharbi, O. Jarboui & H. Missaoui. 2010. Reproductive cycle and sex reversal of *Pagellus erythrinus* (Linnaeus, 1758) in the Gulf of Tunis (Central Mediterranean). *Bull. Inst. Natn. Scien. Tech. Mer de Salammbô*, 37: 13-20.
- Zohar, Y., M. Abraham & H. Gordin. 1978. The gonadal cycle of the captivity-reared hermaphroditic teleost *Sparus aurata* (L.) during the first two years of life. *Bioch. Bioph.*, 18: 877-882.
- Zohar, Y. & M. Hassin. 1995. Gilthead sea bream (*Sparus aurata*). In: Broodstock Management and Egg and Larval Quality. Ed. N.R. Bromage & R.J. Roberts. Blackwell Publishing Ltd., Oxford, UK. 94-117 pp.