



*Programa de Estudios de Posgrado*

**BIOLOGIA REPRODUCTIVA DE LA FASE  
MEDUSA DE *Stomolophus meleagris* L. Agassiz 1862,  
EN LA LAGUNA LAS GUASIMAS, SONORA,  
MÉXICO**

**T E S I S**

*Que para obtener el grado de*

**Doctor en Ciencias**

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos  
Naturales  
(Orientación en Biología Marina)

p r e s e n t a

**Liliana Carvalho Saucedo**

**La Paz, B.C.S. Diciembre de 2009**

## ACTA DE LIBERACION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 12 horas del día 4 del Mes de Diciembre del 2009, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

**"BIOLOGÍA REPRODUCTIVA DE LA FASE MEDUSA DE *Stomolophus meleagris* L. Agassiz 1862, EN LA LAGUNA LAS GUÁSIMAS, SONORA, MÉXICO."**

Presentada por el alumno:


**Liliana Carvalho Saucedo**

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

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

  
Juana Lopez Martinez

CO-DIRECTOR DE TESIS

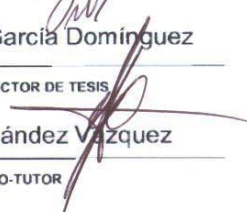
  
Elisa Serviere Zaragoza

CO-TUTOR

LA COMISION REVISORA

  
Federico A. Garcia Dominguez

CO-DIRECTOR DE TESIS

  
Sergio Hernandez Vazquez

CO-TUTOR

  
Alfonso N. Maeda Martinez

CO-TUTOR

  
DRA. ELISA SERVIERE ZARAGOZA,  
DIRECTORA DE ESTUDIOS DE POSGRADO

## COMITÉ TUTORIAL Y REVISOR DE TESIS

Dra. Juana López Martínez  
(Co-director)

Dr. Federico Andrés García Domínguez  
(Co-director)

Dr. Sergio Hernández Vázquez

Dr. Alfonso N. Maeda Martínez

Dra. Elisa Serviere Zaragoza

## JURADO DEL EXAMEN DE GRADO

Dra. Juana López Martínez (CIBNOR)  
Dr. Federico A. García Domínguez (CICIMAR)  
Dr. Sergio Hernández Vázquez (CIBNOR)  
Dr. Alfonso N. Maeda Martínez (CIBNOR)  
Dra. Elisa Serviere Zaragoza (CIBNOR)

### **Suplentes**

Dra. Lucía Ocampo Victoria (CIBNOR)  
Dr. Oscar E. Holguín Quiñones (CICIMAR)

## RESUMEN

La medusa *Stomolophus meleagris*, ha mostrado potencial como recurso pesquero. Sin embargo, existe escasa información sobre su biología reproductiva. En el presente trabajo se determinó la biología reproductiva de la especie por medio de el desarrollo gonadal, el contenido de los triglicéridos y fosfolípidos en los ovocitos durante el desarrollo gonadal, periodo reproductivo, proporción de sexos, fecundidad, talla de primera madurez, concentración de proteínas y lípidos totales en la medusa, crecimiento y reclutamiento de la poblacional. Se realizaron muestreos mensuales durante 2005 y 2006. A las muestras obtenidas en 2005, se les aplicaron dos técnicas de tinción, la técnica del sudán negro, para describir las características del ovocito y la cantidad triglicéridos y fosfolípidos (su relación con las variables ambientales) y la técnica de hematoxilina-eosina para conocer el grado de desarrollo gonádico, periodo reproductivo y la proporción de sexos. En las medusas de 2006, se aplicó la técnica de hematoxilina-eosina para determinar desarrollo gonadal, periodo reproductivo y su relación con las variables ambientales, la talla de primera madurez, fecundidad, contenido de proteínas y lípidos totales, crecimiento y reclutamiento. Se observaron cuatro fases de desarrollo en ambos sexos, con un continuo desarrollo gamético. El mayor porcentaje de organismos maduros se registró en abril en ambos años. La proporción de sexos fue de 1:1. Se encontró mayor concentración de triglicéridos que de fosfolípidos en el citoplasma. Se obtuvo una correlación positiva entre triglicéridos y el diámetro del ovocito, con un máximo de triglicéridos en mayo. La talla de primera madurez para ambos sexos fue de 105 mm. El mayor contenido de proteínas se obtuvo en abril y para lípidos en marzo. El mes de máxima fecundidad fue mayo. El periodo reproductivo de la población fue de marzo a mayo para ambos sexos y el reclutamiento es de octubre a noviembre. Por lo anterior se concluye que este especie presenta un periodo reproductivo continuo de febrero a mayo, pero la calidad de los ovocitos y la fecundidad será mayor al final del periodo reproductivo (mayo), por otro lado, la permanencia de las medusas, la reproducción, crecimiento y reclutamiento, dependerá en gran medida de la temperatura y la disponibilidad de alimento en la zona.

Palabras clave: Biología reproductiva, medusa, *Somolophus meleagris*

## ABSTRACT

The *Stomolophus meleagris* jelly has economic importance, but little understanding of its biology is available. In this study, aspects of sexual development was investigated, including gonadic development, reproductive period, content of triglycerides and phospholipids in the ovocytes during gonad maturity, proportion of sexes, fecundity, size at first sexual maturity, and total proteins and lipids in the jelly. Jellies were collected monthly during 2005 and 2006. In 2005, specimens were used to determine the following features: ripe gonads in females and males through histological analysis; sex ratio in natural populations; triglycerides and phospholipids in vitellogenic oocytes using the Sudan Black B histological technique. In 2006, specimens were histologically studies using hematoxylin-eosin to determine size at first sexual maturity, gonadic maturity and its relation with environmental variables, sex ratio, fecundity, and total protein and lipid contents. Four gonad-development phases were observed in both sexes; gametic development is continuous. Highest percentage of mature specimens occurred in April, with a 1:1 sex ratio. Higher concentrations of triglycerides relative to phospholipids occur in vitellogenic oocyte cytoplasm. A positive correlation was observed between triglyceride concentration and oocyte diameter, with maximum concentrations of triglycerides in May. Size at first sexual maturity for both sexes was ~105 mm. The highest concentration of proteins occurred in April and the highest concentration of lipids occurred in March. Maximum fecundity occurred in May. The reproductive period of the local population was from March through May for females and males and recruitment lasted from October through November. In summary, this jelly reproduces from February through May, but the quality of oocytes and fecundity is best at the end of the reproductive period in May. Continued presence of these jellies, reflects reproduction, growth, and recruitment of the local population, which, in turn, depends on water temperature and availability of food in this habitat.

Keywords: Reproductive biology, jellyfish, *Somolophus meleagris*

## DEDICATORIA

*A mi motivación de cada día, mi hermosa princesa y mis queridos Danieles.*

*Y a dos mujeres en mi vida, que me han dado el ejemplo de perseverancia, mis queridas mamá y maestra Olga.*

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), por las facilidades prestadas para la realización del presente trabajo. Así mismo quiero agradecer el apoyo económico proporcionado a manera de beca por el CONACYT para alumnos de posgrado (periodo 2005-2008), con ampliación de 2008 a 2009, así como, la beca CONACYT proyecto 148C según oficio POSG-DBAE-07/0036, para el financiamiento de análisis bioquímicos.

Al financiamiento por los proyectos 920-1 Y 935-1 para la captura de ejemplares, al igual que a la Pesquera México, S.A. de C.V.

Doy mi agradecimiento a la Dra. Juana López Martínez y al Dr. Federico A. García Domínguez, por su apoyo y dedicación dado en todo momento.

A los miembros de mi comité Dra. Elisa Serviere Zaragoza, Dr. Alfonso N. Maeda Martínez y Dr. Sergio Hernández Vázquez, así como, al Dr. Daniel Lluch Belda, Dr. Daniel B. Lluch Cota, Diana Dorantes, Ira Fogel y Tere Sicard por su valioso apoyo académico.

Al personal del laboratorio de pesquerías de CIBNOR de la Unidad Guaymas (Jesús Padilla, Rufino Morales y Eloisa Herrera Valdivia), personal del Laboratorio de histología del CIBNOR (Carmen Rodríguez, María Eulalia Meza Chávez y Roberto García Cecilio) y personal del área de posgrado y departamento de becas (Horacio Sandoval, Osvelia Ibarra, Beatriz Gálvez, Leticia González y Claudia Olachea), a Salvador E. Lluch Sicard y Liliana Lluch Carvalho, ya que todos ellos con su valiosa colaboración contribuyeron a la realización del presente trabajo.

## CONTENIDO

<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>II. ANTECEDENTES</b> .....	8
1. Características generales de las medusas.....	8
1.1 Anatomía de <i>Stomolophus meleagris</i> .....	10
1.2 Ciclo de vida.....	12
1.3 Distribución de <i>Stomolophus meleagris</i> .....	14
1.4 Conocimiento sobre la especie.....	14
<b>III. JUSTIFICACIÓN</b> .....	17
<b>IV. OBJETIVOS</b> .....	18
<b>V. METODOLOGÍA</b> .....	19
<b>1. Área de estudio</b> .....	19
<b>2. Muestreo</b> .....	20
<b>3. Método histológico</b> .....	22
<b>4. Desarrollo gonadal</b> .....	23
<b>5. Características de los ovocitos</b> .....	26
5.1. Diámetro teórico.....	26
5.2. Contenido lipídico de los ovocitos (triglicéridos y fosfolípidos).....	27
5.3. Índice lipídico.....	27
5.4. Relación Núcleo-Citoplasma.....	28
5.5. Variables ambientales (características de los ovocitos).....	28
5.6. Tratamiento estadístico (características de los ovocitos).....	28
<b>6. Periodo reproductivo</b> .....	29
6.1. Estimación del periodo reproductivo.....	29
6.2. Variables ambientales (periodo reproductivo).....	30
<b>7. Proporción de sexos</b> .....	30



<b>8. Análisis de tallas</b> .....	30
<b>9. Fecundidad</b> .....	31
9.1. Estimación de fecundidad .....	31
9.2. Tratamiento estadístico (fecundidad).....	34
10. Análisis bioquímicos.....	35
10.1. Determinación de proteínas .....	35
10.2. Determinación de lípidos totales.....	36
10.3. Tratamiento estadístico (técnicas bioquímicas).....	36
<b>11. Talla de primera madurez</b> .....	36
<b>12. Crecimiento</b> .....	38
<b>13. Reclutamiento</b> .....	40
<b>VI. RESULTADOS</b> .....	41
<b>2. Características de los ovocitos</b> .....	48
2.1. Contenido lipídico de los ovocitos (triglicéridos y fosfolípidos) e índice lipídico .....	48
2.2. Relación Núcleo-Citoplasma .....	57
2.3. Variables ambientales (características de los ovocitos).....	58
3. Periodo reproductivo.....	60
3.1. Variables ambientales (periodo reproductivo).....	62
4. Proporción de sexos .....	66
5. Análisis de tallas .....	68
<b>7. Fecundidad</b> .....	77
<b>8. Análisis bioquímicos</b> .....	86
<b>9. Talla de primera madurez</b> .....	89
<b>10. Estimación de crecimiento</b> .....	91
<b>11. Reclutamiento</b> .....	97

<b>VII. DISCUSIÓN</b> .....	100
<b>VIII. CONCLUSIONES</b> .....	118
<b>IX. RECOMENDACIONES</b> .....	121
<b>X. LITERATURA CITADA</b> .....	122

### Lista de Figuras

		Página
Figura 1.	Captura anual mundial de medusas. Fuente: FAO 2000. <a href="http://www.aquamarine.unsw.edu.au/tS/TSfrontpage.html">http://www.aquamarine.unsw.edu.au/tS/TSfrontpage.html</a>	1
Figura 2.	Anatomía de la medusa bola de cañón ( <i>Stomolophus meleagris</i> ). 1.-campana (umbrela), 2.- brazos orales (piñón), 3.- estructuras fotorreceptores (manchas oculares), 4.- cavidad gástrica: a.- ectodermo, b.- mesoglea, c.-bolsas gástricas, d.- gónadas. 5.- Rophalium, 6.- canales internos: f.-canal radial, e.- canal subumbrelares.	11
Figura 3.	Ciclo de vida de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , según Calder (1982).	13
Figura 4.	Localización de los sitios de recolecta en la laguna costera de Las Guásimas, Sonora. El óvalo en la figura indica la zona donde se realizaron los muestreos.	19
Figura 5.	Medidas evaluadas en <i>Stomolophus meleagris</i>	20
Figura 6.	Diagrama de flujo de los métodos histológicos empleados en el primer periodo de muestreo (febrero, abril y mayo de 2005), realizado en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	21
Figura 7.	Estadio de indiferenciación (I) en <i>Stomolophus meleagris</i> (100X). Tg: tejido gonádico, gd: glándula digestiva. Tinción de Hematoxilina-Eosina.	41
Figura 8.	Estadio de crecimiento (II) en hembras de <i>Stomolophus meleagris</i> (200X). m: mesoglea, Op: ovocitos primarios. Tinción Hematoxilina-Eosina.	42
Figura 9.	Estadio de crecimiento (III) en hembras de <i>Stomolophus meleagris</i> (400X). Pv: ovocitos previtelogénicos, n: núcleo, cb: capa basal, T: trofocitos. Tinción Hematoxilina-Eosina.	43
Figura 10.	Estadio de crecimiento (IV) en hembras de <i>Stomolophus meleagris</i> (400X). Pv: ovocito vitelogénico, n: núcleo, cb: capa basal, T: trofocitos. Tinción Hematoxilina-Eosina.	44

Figura 11.	Estadio de crecimiento (II) en macho de <i>Stomolophus meleagris</i> (600X). Eg: espermatogonias, Ep: espermatocitos primarios, Ff: folículo en formación. Tinción Hematoxilina-Eosina.	45
Figura 12.	Estadio de crecimiento (III) en machos de <i>Stomolophus meleagris</i> (400X). Em: espermátidas, Ep: espermatocitos primarios, Fs: folículos. Tinción Hematoxilina-Eosina.	46
Figura 13.	Estadio de crecimiento (IV) en machos de <i>Stomolophus meleagris</i> (1000X). Em: espermátidas, Ez: cabeza de espermatozoide, F: folículo, cd: cauda. Tinción Hematoxilina-Eosina.	47
Figura 14.	Diámetro teórico del ovocito e índice lipídico de <i>Stomolophus meleagris</i> expresado en porcentaje para cada mes de muestreo durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Letras diferentes en cada variable indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p > 0.005$ ), dónde el diámetro teórico del ovocito es ( <b>a</b> ) y el índice lipídico ( <i>a</i> ).	48
Figura 15.	Diámetro teórico de los ovocitos y área ocupada en el citoplasma por los triglicéridos y fosfolípidos de <i>Stomolophus meleagris</i> , durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de $\pm$ Std. Dev. Letras diferentes en cada variable indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p < 0.005$ ), dónde el diámetro teórico del ovocito es ( <b>a</b> ), los triglicéridos ( <b>A</b> ) y los fosfolípidos ( <i>a</i> ).	50
Figura 16.	Curva de regresión del diámetro teórico y el área ocupada en el citoplasma por los triglicéridos de <i>Stomolophus meleagris</i> , durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	51
Figura 17.	Curva de regresión del diámetro teórico y el área ocupada en el citoplasma por los fosfolípidos de <i>Stomolophus meleagris</i> durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	52
Figura 18.	Curvas de regresión del diámetro teórico y el área ocupada en el citoplasma por los fosfolípidos de <i>Stomolophus meleagris</i> , durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Febrero corresponde a ( <b>F</b> ), abril a ( <b>A</b> ) y mayo a ( <b>M</b> ).	53

Figura 19.	Curvas de regresión de triglicéridos y fosfolípidos de <i>Stomolophus meleagris</i> , durante el periodo febrero, abril y mayo de 2005, así como el promedio anual, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	54
Figura 20.	Promedio de longitud (mm) y peso húmedo (g) de hembras de <i>Stomolophus meleagris</i> , empleadas en la evaluación de contenido lipídico de los ovocitos, recolectadas en 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de $\pm$ Std. Dev. Letras diferentes en cada variable indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p < 0.005$ ), dónde la longitud es (a) y el peso húmedo es (a).	56
Figura 21.	Relación núcleo citoplasma de <i>Stomolophus meleagris</i> en cada mes de muestreo durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de $\pm$ Std. Dev. Letras diferentes indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p < 0.005$ ).	57
Figura 22.	Medias mensuales de las variables ambientales y características ovocitarias, durante 2005, de <i>Stomolophus meleagris</i> , en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Medias con letras diferentes son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ).	59
Figura 23.	Frecuencia relativa de los estadios I (indiferenciados); II (ovogénesis primaria/espermatogénesis inicial); III, (previtelogénesis/espermatogénesis avanzada) y IV (madurez), para hembras y machos de <i>Stomolophus meleagris</i> , en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Periodo 2005- 2006.	61
Figura 24.	Variables ambientales (temperatura, salinidad, pH y oxígeno disuelto, durante 2005 y 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Medias con letras diferentes son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ), sólo se indican los puntos con diferencias significativas entre años.	63
Figura 25.	Concentración de clorofila <i>a</i> ( $\mu\text{g/L}$ ), en el periodo enero-junio de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Medias con letras diferentes son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ).	64

Figura 26.	Frecuencias de hembras y machos en estadio IV (madurez) respecto a la temperatura registrada durante el periodo de muestreo enero - mayo del 2006, en la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	65
Figura 27.	Porcentaje de proporción de sexos y relación de Hembras:Machos (n min = 2), durante 2005 y 2006, de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , en la Laguna Las Guásimas, Sonora México.	66
Figura 28.	Frecuencia relativa de machos (M), hembras (H) e indiferenciados (I), mensuales y anules, durante los años 2005 y 2006, de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	67
Figura 29.	Longitud de la medusa y estadio gonádico II (ovogénesis primaria/espermatogénesis inicial); III, (previtelogénesis /espermatogénesis avanzada) y IV (madurez), de machos y hembras de <i>Stomolophus meleagris</i> durante los meses de recolecta, en 2005 y 2006, en la laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de $\pm$ Std. Dev, (n min. = 2).	72
Figura 30.	Medias de peso húmedo total y peso húmedo de gónada, de hembras, machos e indiferenciados de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , durante el periodo enero-mayo de 2006, en la laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de $\pm$ Std. Dev.	74
Figura 31.	Análisis de regresión entre peso húmedo total de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> con el diámetro de campana en hembras (A), machos (B), y gónada de hembras (C), durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	76
Figura 32.	Curva de ajuste del peso de tejido seco de gónada contra volumen desplazado de las gónadas de <i>Stomolophus meleagris</i> , en el 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	78
Figura 33.	Curva de ajuste del peso de tejido seco de gónada contra volumen desplazado de las gónadas de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	79

Figura 34.	Curva de ajuste de la fecundidad con las tallas y peso húmedo de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Donde la relación fecundidad-diámetro es (a), fecundidad-Longitud es (b) fecundidad-peso húmedo es (c).	81
Figura 35.	Medias de la fecundidad y peso húmedo (A), así como, medias de fecundidad y peso húmedo, por estadio gonádico (B), de la de la medusa <i>Stomolophu smeleagris</i> , durante el periodo de muestreo enero – mayo del 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	83
Figura 36.	Promedio de la fecundidad, largo de campana (cm) y altura (cm) de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , durante el periodo de muestreo enero – mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	84
Figura 37.	Medias de fecundidad (número de ovocitos vitelogénicos/por volumen de gónada), número ovocitos previtelogénicos y peso húmedo de la medusa, por intervalo de talla (longitud de campana en cm), de <i>Stomolophus meleagris</i> , durante el periodo de muestreo enero – mayo 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	85
Figura 38.	Medias de variables bioquímicas (%), obtenidas en tejidos de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> y medias de longitud por mes de muestreo (cm), recolectadas en 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de $\pm$ Std. Dev.	87
Figura 39.	Curva de regresión de porcentaje proteínas (A) y lípidos totales (B) con la longitud de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> recolectadas en 2006, durante febrero- mayo en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	88
Figura 40.	Curvas de probabilidad de hembras o machos con madurez gonadal en cada intervalo de talla, donde el 0.5 de probabilidad indica la talla de primera madurez en ambos sexos, de <i>Stomolophus meleagris</i> durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	90
Figura 41.	Frecuencias mensuales por intervalos de talla (en mm), de los datos de captura de <i>Stomolophus meleagris</i> durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	92

Figura 42.	Cohortes mensuales obtenidas a partir del método NORMSEP, en las frecuencias de tallas de los datos de captura de <i>Stomolophus meleagris</i> durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	93
Figura 43.	Curvas de crecimiento estimadas por medio del método ELEFAN I, para la reestructuración de frecuencias de talla de <i>Stomolophus meleagris</i> , con datos de captura, durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	95
Figura 44.	Curvas de crecimiento obtenidas para hembras, machos y la población de <i>Stomolophus meleagris</i> durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora México.	96
Figura 45.	Porcentaje de reclutamiento mensual, obtenido para la población, hembras y machos de <i>Stomolophus meleagris</i> durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	99



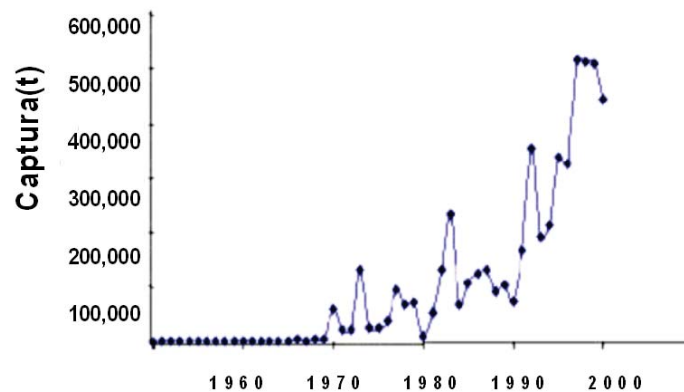
### Lista de Tablas

		Página
Tabla I.	Especies de medusas pertenecientes al orden Rhizostomeae que se consideran con mayor aceptación en el mercado. (Omori y Nakano 2001).	2
Tabla II.	Descripción de estadios de madurez de hembras y machos, <i>Stomolophus meleagris</i> durante el periodo enero – mayo de 2006.	25
Tabla III.	Variables en los ovocitos, así como, talla y peso de las hembras, de <i>Stomolophus meleagris</i> , en 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de $\pm$ Std. Dev.	49
Tabla IV.	Frecuencias relativas del número de ovocitos previtelogénicos y vitelogénicos en cada mes de muestreo. Así como las diferencias significativas presentes entre los meses de muestreo en cada estadio de los ovocitos, de <i>Stomolophus meleagris</i> , durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	55
Tabla V.	Análisis de medias de longitud de medusa y peso húmedo en hembras, machos e indiferenciados entre meses, obtenidos en 2005 y 2006, de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	70
Tabla VI.	Medias del porcentaje de proteínas totales y grasas totales (lípidos), así como, medias de longitud de medusa (cm), en el periodo febrero-mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	86
Tabla VII.	Frecuencias, probabilidad acumulada y valores ajustados por intervalo de talla (longitud en mm) de medusas hembras y machos de <i>Stomolophus meleagris</i> , en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	89

Tabla VIII.	Parámetros de crecimiento de la medusa <i>Stomolophus meleagris</i> , durante el periodo enero-mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora México.	94
Tabla IX.	Valores de $t_0$ obtenidos para datos de captura (población) y para medusas empleadas en histología (hembras y machos maduros), de <i>Stomolophus meleagris</i> durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	97
Tabla X.	Valores de reclutamiento mensuales, obtenido para la población, para hembras y machos de <i>Stomolophus meleagris</i> , durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.	98

## I. INTRODUCCIÓN

Las medusas se han empleado como fuente de alimento en la región asiática desde hace ya mil años, de sus pesquerías han dependido un gran número de personas, como es el caso de Myanmar (Birmania), Tailandia, Indonesia, Malasia, etc. (Magesh y Coulthard 2004). A partir de los años 70's las medusas cobraron importancia comercial para exportación, de tal forma que en los 90's se produjeron más de 500,000 toneladas métricas de capturas anuales a nivel mundial (Omori y Nakamo 2001, Pitt y Kingsford 2003) (Fig 1), siendo Japón el país con mayor consumo de este recurso. Los primeros países fuera de Asia, que comenzaron a tener interés por la pesquería de medusas fueron Estados Unidos, Argentina y Australia, debido a las grandes cantidades de medusas que se presentaban en sus costas, a la demanda tan grande de este recurso por el mercado oriental y a la caída de la producción en esta región, así como a la posibilidad de utilizar este recurso para elaboración de medicamentos como sucede en E.U.A. (Hsieh *et al.* 2001).



**Figura 1.** Captura anual mundial de medusas. Fuente: FAO (2000).

<http://www.aquamarine.unsw.edu.au/tS/TSfrontpage.html>

Las principales capturas de medusas a nivel mundial provienen del Noroeste y Centro-Este del Océano Pacífico, mientras que las capturas en el Mar Mediterráneo, Mar Negro, Golfo de México y la parte oriental del Océano Índico son pequeñas. En los últimos años, México y la India se incorporaron a la pesquería de medusas representando para este último país, una de las principales fuentes de ingresos para las poblaciones de la costa (Magesh y Coulthard 2004). En la actualidad las capturas sólo se basan en especies del orden Rhizostomeae, ya que son las medusas de mayor tamaño y con cuerpos más rígidos, de tal manera que cuando son procesadas adquieren una textura crujiente, lo que incrementa su demanda en el mercado. Las especies de este orden que se consideran con mayor aceptación se enlistan en la Tabla I.

**Tabla I.** Especies de medusas pertenecientes al orden Rhizostomeae que se consideran con mayor aceptación en el mercado. (Omori y Nakano 2001).

<b>Familia</b>	<b>Especie</b>
Cepheidae	<i>Cephea cephe</i>
Catostylidae	<i>Catostylus mosaicus</i> <i>Crambione mastigophora</i> <i>Crambionella orsini</i>
Lobonematidae	<i>Lobonema smithi</i> <i>Lobonemoides gracilis</i>

**Tabla I.** Continuación...

---

Rhizostomatidae	<i>Rhopilema esculentum</i>
	<i>Rhopilema hispidum</i>
	<i>Rhizostoma pulmo</i>
	<i>Neopilema nomurai</i>
Stomolophidae	<i>Stomolophus meleagris</i>

---

En el Golfo de México, se han reportado “afloramientos” de medusas, estos es un rápido incremento en el número de organismos, que da lugar a una alta abundancia de los mismos, que generalmente es delimitada regionalmente (López-Martínez *et al.* 2004), tales como los de *Aurelia aurita*, cuyos afloramientos han afectado a las actividades pesqueras de otros recursos como el de camarón y los peces de escama. Esto último, debido a que el número excesivo de estos organismos ha provocado la ruptura de las artes de pesca y causado daños en la maquinaria a bordo de los barcos (Omori 1981). También en las costas de Florida, se reportaron en 1984 grandes cantidades de medusa, las cuales obstruyeron los filtros de la entrada de agua para enfriamiento de una planta nuclear en Fort Pierce, la cual, se vio forzada a apagar dos de sus reactores (Omori y Nakano 2001). Mientras tanto en las aguas del mar Menor en España, desde 1999 se han presentado afloramientos de las especies *Rhizostoma pulmo* y *Cotylorhiza*

*tuberculata*, al parecer como consecuencia del incremento de nutrientes orgánicos por el aporte de aguas de drenajes sub-superficiales y salmueras de fábricas, tales afloramientos han provocado el cierre de las playas turísticas. Este crecimiento masivo en las poblaciones de medusas se ha observado también en el Mar Rojo y en fiordos noruegos (Díaz-Donas *et al.* 2004).

Por otra parte, en otras regiones del mundo se han visto años con capturas muy reducidas que afectan la economía de la industria ya instalada y a las comunidades pesqueras locales (Omori y Nakano 2001). Casos como este se han reportado en el Mar Adriático (Mills 2001), en el Pacífico Norte y en Washington (Brodeur 1999, Mills 2001). Actualmente no se conoce a ciencia cierta, el motivo por el cual las poblaciones de medusas son tan variables, lo que provoca una gran fluctuación en los volúmenes de captura. Algunos investigadores han señalado que para entender los decrementos e incrementos de las poblaciones, es necesario contar con un conocimiento profundo sobre la ecología de las fases medusa y pólipo, y de su biología reproductiva (Magesh y Coulthard 2004). Al respecto Lucas (2001), menciona que para tratar de entender el origen de los afloramientos de especies como *Aurelia aurita*, es necesario estudiar la reproducción sexual, la migración y la mortalidad, así como el ciclo reproductivo y las estrategias empleadas durante el ciclo de vida tanto en la fase bentónica, como de la pelágica.

En México, hasta hace poco tiempo se comenzó a mostrar interés por la pesca de *Stomolophus meleagris* conocida como medusa bola o bala de cañón. Los primeros estudios y esfuerzos de pesca se llevaron a cabo en las costas de Sinaloa. Como resultado de estos estudios, se reportaron las biometrías realizadas durante las capturas

(López-Martínez *et al.* 2004). En los estados de Tamaulipas, Tabasco y Oaxaca, los afloramientos de medusa son escasos, sin embargo, se explotan hasta el agotamiento, debido a la falta de una estrategia de aprovechamiento pesquero (Álvarez-Tello *et al.* 2003).

A pesar de que este recurso cuenta con gran potencial para la apertura de la pesca comercial, tanto nacional como internacional, existe muy poca información de su biología reproductiva.

Dentro de los conocimientos básicos necesarios para el planteamiento de cualquier esquema de manejo sustentable de un recurso, con potencial de aprovechamiento o explotación, se encuentra el de la biología reproductiva. Aspectos como estacionalidad reproductiva, talla de maduración, proporción de sexos, etc., son altamente deseables en las evaluaciones del potencial de aprovechamiento de cualesquier recurso (Barber y Blake 1981, Wolff 1988, Pazos *et al.* 1996). Chávez-Romo (2004), menciona que para entender las estrategias de vida, distribución y dinámica poblacional es necesario conocer las bases biológicas de la especie, incluyendo el ciclo reproductivo.

La época reproductiva en invertebrados marinos puede presentarse aproximadamente continua durante todo el año, o esporádica, de tal manera que puede ser semimensual, mensual, semestral o anual (Giese y Pearse 1974). El presente estudio proporciona información sobre la biología reproductiva de *Stomolophus meleagris* en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México, través del estudio de la proporción de sexos, las fases de desarrollo gonadal, el periodo reproductivo y la talla de primera madurez.

En los últimos años se ha señalado, que además de conocer el desarrollo gonadal, es importante determinar la cantidad de lípidos de los ovocitos, ya que estos son el principal suministro de energía de las primeras etapas del desarrollo larvario (Gallager y Mann 1986, Fraser 1989, Rodríguez-Jaramillo 2004). Al respecto Holland (1978), menciona que la principal fuente de reservas de las larvas de los invertebrados son los lípidos, los cuales se acumulan en los ovocitos durante la gametogénesis. Racotta *et al.* (2003) por su parte indican que los triglicéridos son los lípidos más importantes para el almacenamiento de energía y que se acumulan durante la gametogénesis en los ovocitos. Pitt y Kingsford (2000), señalan que el contenido de lípidos de los ovocitos, así como el tamaño de los mismos, varía durante la gametogénesis en las diferentes épocas del año y en diferentes zonas de estudio. Otro tipo de lípidos presentes en los organismos y de gran importancia son los fosfolípidos, ya que son un constituyente básico de la membrana celular (Peña-Rangel y Riesgo-Escovar 2005). En otros organismos como *Litopenaeus setiferus* y *L. vannamei*, los fosfolípidos son considerados como nutrientes esenciales, ya que su biosíntesis es insuficiente para cubrir los requerimientos metabólicos y en particular durante la fase temprana de desarrollo. También se ha observado que los fosfolípidos forman parte de las lipoproteínas transportadoras de lípidos como la vitelogenina de estos crustáceos (Gong *et al.* 2004).

En relación a los componentes bioquímicos en los tejidos de las medusas, los estudios son escasos, Kariotoglou y Mastronicolis (2001) identificaron los tipos de fosfolípidos y ácidos grasos presentes en los tejidos de *Aurelia aurita* y mencionan que no existen otros antecedentes de esta especie sobre el tema. Schneider (2006), reportó que la



composición bioquímica (lípidos, carbohidratos y proteínas) en *A. aurita* varía durante el crecimiento y la época reproductiva del organismo. Shimomura *et al.* (1962) realizó un estudio en la medusa (*Aequorea victoria*), sobre una proteína fluorescente, presente en esta medusa, la cual es de suma utilidad en el área de biotecnología genética.

Respecto a las variables ambientales, se ha reportado, que las principales variables que regulan la madurez gonadal y el ciclo reproductivo en los invertebrados son la temperatura y disponibilidad de alimento (Bayne y Newell 1983, Barber y Blake 1981, Arellano-Martínez 2005). Adicionalmente se ha mencionado que otras variables, como la salinidad, el oxígeno disuelto y el fotoperíodo, también pueden influir en la actividad reproductiva de los invertebrados (Barber y Blake 1981). Bayne y Newell (1983) mencionan que la fecundidad, el ciclo gametogénico y el desove pueden estar afectados por más de una variable. Rottini-Sandrini y Avian (1991) encuentran en *Pelagia noctiluca* que el desarrollo gonadal se relaciona inversamente con la temperatura, pero que generalmente el ciclo de vida se encuentra relacionado de manera directa con la temperatura. Esto se ha observado en *Aurelia aurita* por Hernroth (1986) y en *P. noctiluca* por Rottini-Sandrini *et al.* (1985). En *Catostylus mosaicus* se ha reportado que la gametogénesis se presenta durante todo el año, con una disminución en la época de invierno (Pitt y Kingsford 2000).

## II. ANTECEDENTES

Las medusas son celenterados cuya distribución abarca todos los mares del mundo y diferentes profundidades (Omori y Nakano 2001). Muchas especies tienen marcadas migraciones estacionales, generalmente sus máximas abundancias o afloramientos se presentan estacionalmente, cuando el alimento planctónico es más abundante (Mills 2001).

En cuanto a las costas Mexicanas, se tienen registros de varias especies de medusas. Dentro de las cuales destaca *Stomolophus meleagris* por presentarse en grandes concentraciones (Ocaña-Luna y Gómez-Aguirre 1999). En los últimos 20 años se ha generado un gran interés en esta especie por el sector pesquero, ya que *S. meleagris* es una especie comestible de gran aceptación en el mercado asiático (Omori y Nakano 2001).

### 1. Características generales de las medusas

Son organismos con simetría radial. Presentan entre el ectodermo y el endodermo un tejido gelatinoso conocido como mesoglea. Cuentan con un sistema nervioso muy primitivo en forma de red. Todas las medusas son acuáticas, principalmente marinas, en su mayoría son depredadores que capturan sus presas por medio de los cnidocistos, que son órganos especializados para inyectar veneno, con lo que paralizan a su presa y por medio de sus tentáculos llevan la presa a la boca (Shister 1995).

Pertenecen al phylum Cnidaria, cuenta con cuatro clases: Antozoa, Hydrozoa, Cubozoa y Scyphozoa (Nielsen 1995), anteriormente existía la clase Polypodiozoa (Raikova 2005), sin embargo recientemente se ha clasificado dentro del grupo de los mixozoos (parásitos), por tener mas afinidad con estos, aunque aún hay dudas de en que grupo

incluirlo (Zrzavý y Hypša 2003). Dentro de la clase Scyphozoa, se encuentran las conocidas como medusas verdaderas, que pueden o no presentar el estadio pólipo dentro de su ciclo de vida (Barnes 1995). Esta clase cuenta con cuatro órdenes: Stauromedusae, Coronatae, Semaestomeae y Rhizostomae (Kramp 1961), éste último, es un orden de gran importancia, ya que en él se encuentran las medusas comestibles, se caracteriza por la ausencia de tentáculos en los bordes de la campana (Omori y Nakano, 2001).

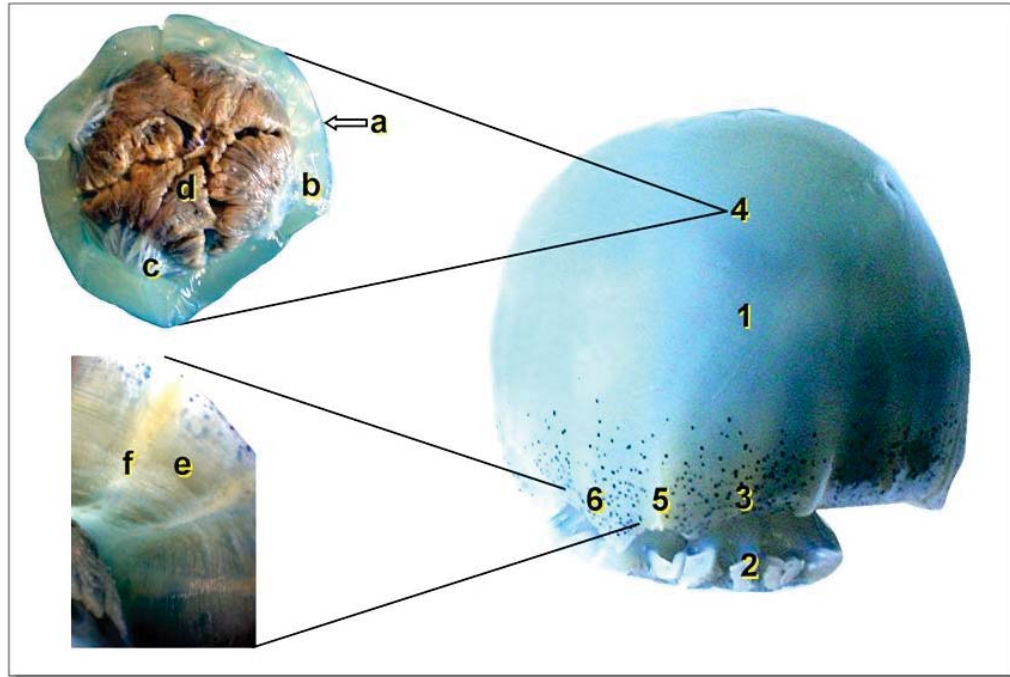
Estos organismos, pueden presentar crecimientos poblacionales masivos, de manera temporal, para luego desaparecer del lugar, situación que indica la etapa final de la fase medusoide (Holst *et al.* 2007). Esto al parecer, está relacionado con ciertas variables oceanográficas (Mills 2001). Al respecto Shimomura (1959), reporta afloramientos de *Neopilema nomurai* (Kishinouye, 1992 = *Stomolophus nomurai* Uchida, 1954) ocurridos durante la temporada de otoño, en la corriente cálida Tsushima, en Japón. Mills (2001), por su parte indicó que esta especie tolera temperaturas desde los 12 °C hasta los 28 °C lo que les permite distribuirse ampliamente.

Por otro lado, Gómez-Aguirre (1991), indica que las grandes cantidades de medusas generan efectos significativos en la abundancia del plancton, ya que se observa una reducción en los elementos de la comunidad planctónica (como ictioplancton y zooplancton), al presentarse un aumento en la abundancia de la medusa.

Las sifomedusas más comunes en las costas del Pacífico mexicano son: la medusa luminiscente (*Pelagia noctiluca*), la avispa de mar (*Chrysaora* sp.), la medusa luna (*Aurelia aurita*) y la medusa bola de cañón *Stomolophus meleagris* (Gómez-Aguirre 1980; Gómez-Aguirre 1991).

### 1.1 Anatomía de *Stomolophus meleagris*

Esta especie pertenece a la familia Stomolophidae, cuyos integrantes son típicamente de nado libre, carecen de manubrio y velo, con un cuerpo gelatinoso, compacto y relativamente fuerte, estas medusas presentan una campana que puede llegar a medir más de 15 cm de diámetro en la etapa adulta. Son gonocóricas y presentan fecundación externa. Cuenta con diferentes coloraciones (azul, blanca o café claro). Dentro de la campana existe la cavidad gástrica, donde se desarrollan cuatro gónadas, que aparecen en la base de las bolsas gástricas (Morandini y Da Silveira 2001). De ellas, surgen los canales radiales que se dirigen al borde de la campana, que generalmente son cuatro o múltiplos de cuatro. También se forman canales horizontales a lo largo de la campana llamados subumbrelares (Lesh-Laurie y Suchy 1991). El control de las pulsaciones de la campana lo lleva a cabo un centro sensorial, localizado en unas estructuras llamadas ropalias (rophia), éstas se encuentran en múltiplos de cuatro en el borde de la umbrela. Cada ropalia tiene dos lóbulos sensoriales con quimiorreceptores y estructuras fotorreceptoras o manchas oculares (Lesh-Laurie y Suchy 1991) (Figura 2).



**Figura 2.** Anatomía de la medusa bola de cañón (*Stomolophus meleagris*). 1.-campana (umbrela), 2.- brazos orales (piñón), 3.- estructuras fotorreceptores (manchas oculares), 4.- cavidad gástrica: a.- ectodermo, b.- mesoglea, c.-bolsas gástricas, d.- gónadas. 5.- Rophalium, 6.- canales internos: f.-canal radial, e.- canal subumbrelares.

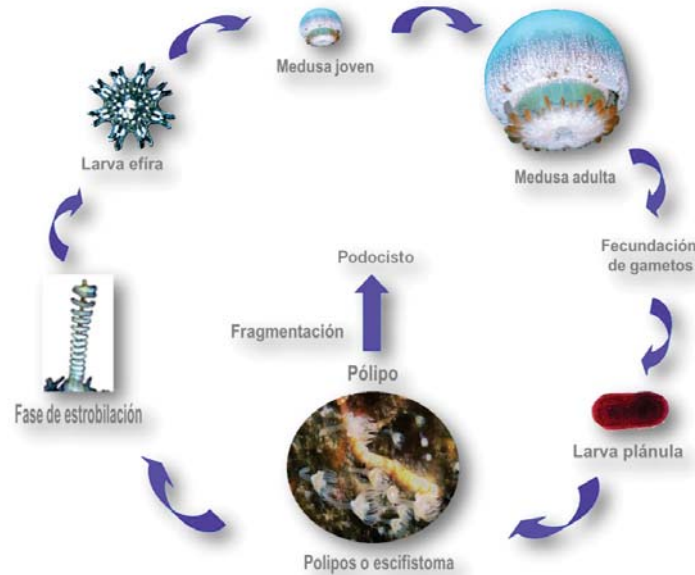
Su nombre científico es descriptivo de su estilo de vida, ya que significa “cazador de muchas bocas”. A pesar de que la mayoría de los individuos de su clase son depredadores activos y de que poseen tentáculos fuertemente urticantes, otros, como los del género *Stomolophus* carecen de tentáculos, en su lugar poseen ocho brazos bucales y subsisten principalmente del plancton que se adhiere a sus cuerpos cubiertos de mucosas (Ruppert y Barnes 1996).

## 1.2 Ciclo de vida

En los cnidarios se sabe de la existencia de diferentes formas de reproducción como una estrategia evolutiva (Fautin 2002). Lucas y Lawes (1998), realizaron un trabajo sobre la reproducción sexual de *Aurelia aurita* en relación con la temperatura y la disponibilidad de alimento; posteriormente Lucas (2001), estudió la reproducción y el ciclo de vida de esta misma especie, en relación con su medio ambiente, señalando la gran capacidad de adaptación de *A. aurita* ante las diferentes condiciones medioambientales. Thompson y MacDonald (1991) indican por otra parte, que las estrategias que las especies pueden emplear para realizar la gametogénesis, dependen en gran medida de la disponibilidad de alimento que se puede presentar en la localidad donde se encuentran y dicha disponibilidad va a estar influenciada a su vez, por las variables ambientales de la zona. Agregan que las condiciones meteorológicas, las corrientes, la temperatura del agua, la salinidad y las relaciones tróficas pueden ser factores que determinan el tamaño de su población.

En el caso de *S. meleagris* la fase medusoide es la comúnmente conocida y es la etapa de la reproducción sexual de esta especie (Ruppert y Barnes 1996). En esta etapa una parte de su vida forma parte del plancton como larva, con cierta capacidad de desplazamiento. Posteriormente se transforma y da lugar a una medusa pequeña, en esta etapa presentan una alta tasa de crecimiento y gran voracidad (López-Martínez *et al.* 2005). Al crecer y alcanzar su madurez gonadal pueden desovar parcialmente por varios días, al final de este periodo mueren. La fecundación se lleva a cabo en el medio externo y da lugar a larvas plánulas, que al encontrar un sustrato se fijan y se transforman en pólipos, también llamados escifistomas, que son muy difíciles de ver a

simple vista ya que son microscópicos y semi-transparentes. Específicamente sobre el ciclo de vida de de *S. meleagris* existe un estudio realizado por Calder (1982), que coincide con otras descripciones en base a otros rizostómidos, como las señaladas por Fitt y Costley (1998), en las que los pólipos en esta parte del ciclo de vida, se reproducen asexualmente, por medio de un proceso de gemación conocido como estrobilación, en donde a partir de la base original (escifistoma), se divide y da lugar a una larva sexuada en forma de estrella, llamada éfira, durante este proceso se pueden originar varias éfiras, una cada vez o varias consecutivas (Fig. 3). Por otro lado, Holts *et al.* (2007), han observado en *Rhizostoma octopus*, que puede ocurrir la reproducción por fragmentación, ya sea por la separación de una porción del individuo o por ruptura accidental de un fragmento de pólipo (denominado podocisto) que al fijarse a un sustrato dará lugar también a un escifistoma (Fig. 3).



**Figura 3.** Ciclo de vida de la medusa *Stomolophus meleagris*, según Calder (1982).

### 1.3 Distribución de *Stomolophus meleagris*

En el Pacífico oriental se distribuye, de California (E.U.A), incluyendo el Golfo de California hasta al sur de Ecuador y al oeste en las costas de Japón (Omori 1978; Calder y Hester 1978). En costas del Atlántico occidental, de Nueva Inglaterra a Brasil, incluyendo el Golfo de México, en Tamaulipas, Veracruz, Tabasco y Campeche (Larson 1976, Segura-Puertas 1984, Ocaña-Luna y Gómez-Aguirre 1999).

### 1.4 Conocimiento sobre la especie

En la actualidad en el área de biología reproductiva de *Stomolophus meleagris*, existen pocos estudios a nivel mundial, sólo se ha realizado un estudio del ciclo de vida donde se describió el proceso de la larva plánula a la éfira (Calder 1982) y un estudio descriptivo de la ultra-estructura ovárica y oogénesis (Eckelbarger y Larson 1992). Aunque los estudios de tipo reproductivo son limitados, existen otros estudios basados en esta especie que contemplan aspectos como hábitos alimenticios y el papel funcional en el ecosistema (Larson 1987, 1991), estadios planctónicos y juveniles (Gómez-Aguirre 1991), distribución y abundancia relacionada con las variaciones ambientales (Ocaña-Luna y Gómez-Aguirre 1999, Segura-Puertas *et al.* 2003, Álvarez-Tello *et al.* 2003), ingresos masivos en algunas lagunas costeras de México (Gómez-Aguirre 1977), recolonización en sistemas salobres del Istmo de Tehuantepec (Gómez-Aguirre 1982), variación estacional en el Golfo de México (Gómez-Aguirre 1980), efecto de la toxina de esta medusa sobre la actividad del ATP (Toom y Phillips 1976), tecnología de captura (Huang 1986) y la ocurrencia y asociación con la captura del cangrejo araña *Libinia dubia* en las costas de Florida (Tunberg y Reed 2004). Así como la asociación



simbiótica de esta medusa con *Hemicaranx zelotes* (jurelillo) (López-Martínez y Rodríguez-Romero 2008).

El primer estudio de *S. meleagris* a nivel nacional, lo realizó Gómez-Aguirre (1977), quien aportó los primeros registros de grandes concentraciones de esta medusa en aguas mexicanas. Posteriormente Ocaña-Luna *et al.* (1989), realizaron un estudio sobre algunos aspectos de la biología de *Stomolophus* sp. y concluyeron que esta especie desarrolla todo su ciclo de vida en las Lagunas Superior e Inferior en Oaxaca. En 2001 en Sonora, se llevaron a cabo investigaciones enfocadas al desarrollo de la tecnología de proceso de deshidratación, mientras que el conocimiento biológico-pesquero generado fue muy poco. Hacia finales de 2003 el CIBNOR inicio formalmente los estudios orientados a la evaluación del potencial de aprovechamiento del recurso, cubriendo aspectos como crecimiento, mortalidad, reclutamiento, abundancia y uso de modelos predictivos de captura. Estos resultados proporcionaron la información para la elaboración de la ficha técnica que próximamente aparecerá en la Carta Nacional Pesquera. Al respecto Álvarez-Tello *et al.* (2003), realizaron un estudio de aprovechamiento pesquero, a nivel de pesca de fomento en Sonora, México. En este estudio se describen agrupamientos discontinuos de estas medusas en densas franjas, de varios kilómetros a lo largo de la costa. Posteriormente López-Martínez *et al.* (2007), llevaron a cabo un estudio sobre las poblaciones de esta especie en la Laguna Las Guásimas, logrando una primera aproximación de un escenario de manejo de *S. meleagris* como recurso pesquero. Durante 2004, se realizó un estudio histológico de las gónadas en el que se describe por primera vez un ejemplar hermafrodita (López-Martínez *et al.* 2004).

La biología reproductiva de la especie es un aspecto que no se ha estudiado de manera integral, lo que podría proporcionar bases que permitirán determinar un mejor esquema de manejo sustentable del recurso, Así como la importancia de esta especie en el ecosistema.

### III. JUSTIFICACIÓN

En los últimos años *Stomolophus meleagris* ha pasado de ser un organismo temido y considerado como una plaga, a una especie que ofrece grandes beneficios económicos al país por sus posibilidades de exportación. Actualmente se realiza la pesca de este recurso en las costas de Sonora y Sinaloa, cuya captura es destinada en su mayoría al mercado internacional. Sin embargo, como en cualquier recurso pesquero es necesario generar información básica como es el conocimiento de la biología reproductiva de la especie, que puede contribuir al establecimiento de las bases de una pesquería regulada. Por lo que el propósito del presente trabajo fue caracterizar la biología reproductiva de la medusa *S. meleagris* en la Laguna costera Las Guásimas, Municipio de Guaymas, Sonora. Por medio de la descripción de las fases de desarrollo gonádico en machos y hembras de la especie, su periodo reproductivo, la maduración masiva de la especie, la fecundidad y la variación del contenido lipídico del vitelo de los ovocitos (triglicéridos y fosfolípidos) durante el ciclo reproductivo y su relación con las variables ambientales. Asimismo se obtuvo la proporción de sexos, el análisis de tallas de machos y hembras, el contenido proteico y lipídico en la campana de la medusa durante el periodo reproductivo. Finalmente se determinaron la talla de primera madurez sexual, el crecimiento y el reclutamiento de esta especie.

#### IV. OBJETIVOS

##### *Objetivo General:*

Caracterizar la biología reproductiva de la fase medusa de *Stomolophus meleagris* en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México, durante dos años (2005 y 2006).

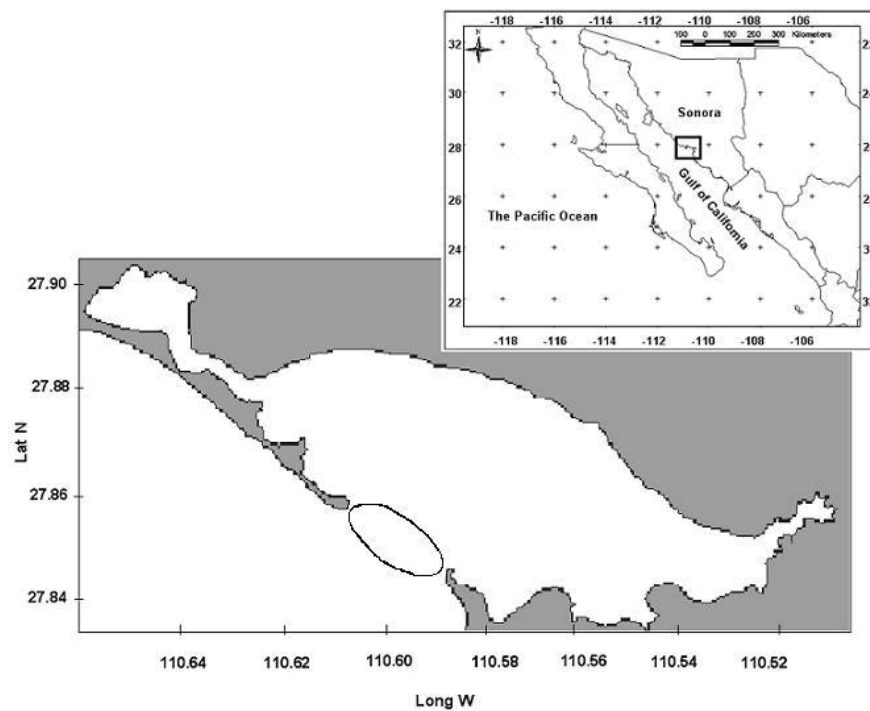
##### *Objetivos particulares:*

- Describir las fases de desarrollo gonádico en machos y hembras, así como el periodo reproductivo y la maduración masiva de la especie, y su relación con las variables ambientales (temperatura, salinidad, pH, oxígeno disuelto y clorofila a).
- Determinar la variación de la tallas durante el periodo reproductivo.
- Determinar la proporción de sexos.
- Determinar la fecundidad de la especie en la población de estudio.
- Determinar las características de los ovocitos (contenido de triglicéridos y fosfolípidos, índice lipídico y relación núcleo citoplasma) durante el ciclo reproductivo y su relación con las variables ambientales (temperatura, salinidad, pH y oxígeno disuelto).
- Determinar el contenido proteico y lipídico en la campana de la medusa durante el periodo reproductivo.
- Determinar la talla de primera madurez sexual de la especie.
- Estimar el crecimiento y reclutamiento de la población en la Laguna Las Guásimas, Sonora México.

## V. METODOLOGÍA

### 1. Área de estudio

El área de muestreo se realizó en la Laguna costera Las Guásimas, Sonora, México. Se encuentra localizada en la planicie costera del Estado de Sonora entre los  $27^{\circ} 49' - 27^{\circ} 55' N$  y  $110^{\circ} 29' - 110^{\circ} 40' W$  (Fig. 4). Cuenta con un área de  $51 \text{ km}^2$  y en los límites de la boca, presenta dos barreras arenosas, una en la parte sur y otra en la parte norte, entre ambas, hay un canal de entrada de 3.25 km de ancho, a través del que mantiene comunicación permanente con el Golfo de California (Chávez-López y Álvarez-Arellano 2006).

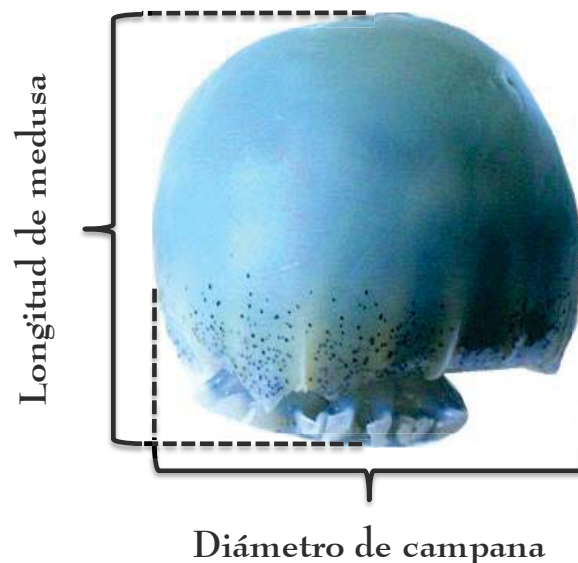


**Figura 4.** Localización de los sitios de recolecta en la Laguna costera de Las Guásimas, Sonora. El óvalo en la figura indica la zona donde se realizaron los muestreos.

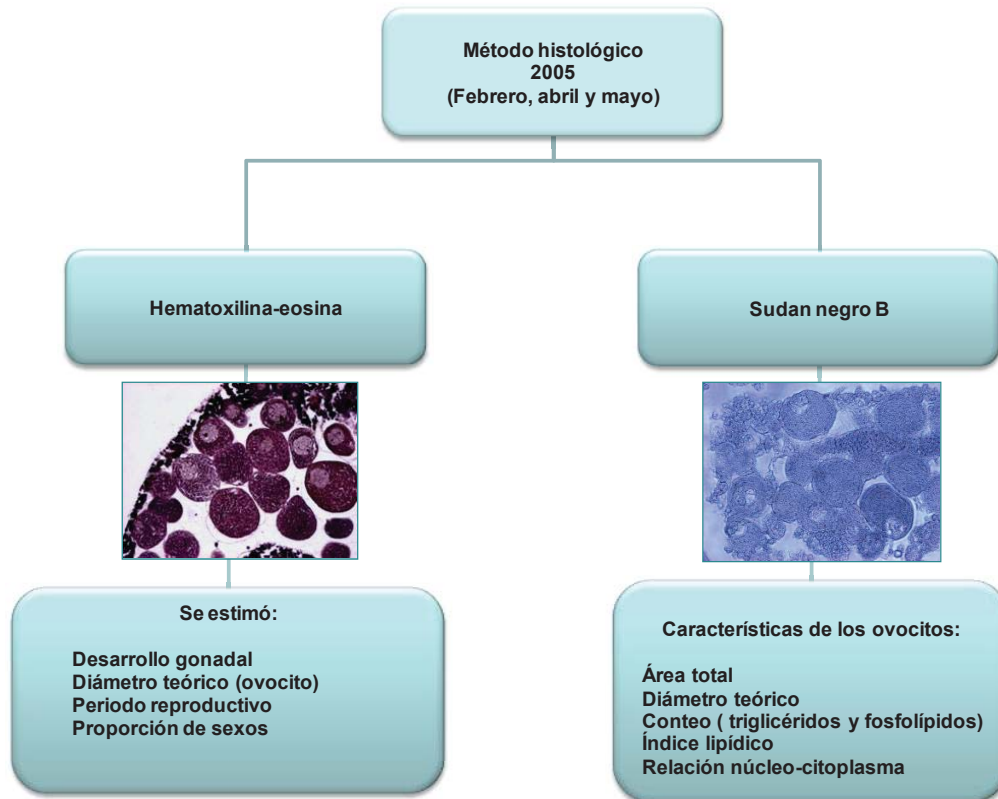
## 2. Muestreo

El presente trabajo se realizó en dos periodos de muestreos con los cuales se cumplieron los diferentes objetivos planteados.

El primer muestreo se realizó durante 2005, en todos los meses en los que se presentaron medusas (febrero, abril y mayo). Para cada mes se recolectaron 20 medusas, las cuales fueron pesadas (peso húmedo total) y medidas (diámetro de campana y longitud de la medusa) para el análisis de tallas (Fig. 5). Así mismo se registró la temperatura, el oxígeno disuelto (O.D.), el pH y la salinidad mediante un Monitor multi-pruebas (modelo YSI 556 MPS) durante cada recolecta. Las medusas fueron fijadas en solución de Davidson en recipientes plásticos con capacidad de 20 L, y posteriormente se trasladaron al laboratorio donde se extrajeron las gónadas, a las que se aplicaron técnicas histológicas para el análisis de biología reproductiva y características de los ovocitos (Fig. 6).



**Figura 5.** Medidas evaluadas en *Stomolophus meleagris*.



**Figura 6.** Diagrama de flujo de los métodos histológicos empleados en el primer periodo de muestreo (febrero, abril y mayo de 2005), realizado en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

El segundo periodo de muestreo se realizó durante 2006, en los meses de ocurrencia de medusas (enero a mayo). Se recolectaron 35 ejemplares quincenalmente, de estos fueron congelados cinco para los análisis de lípidos y proteínas totales. Los 30 ejemplares restantes se fijaron en formol al 10% y se almacenaron en cubetas con capacidad de 20 L. Todos los organismos fueron medidos en el laboratorio (longitud y ancho de la campana) y pesados (peso húmedo total). Posteriormente se extrajeron las gónadas para su análisis histológico. Se midieron las variables ambientales de temperatura, pH, salinidad y O.D. con un Monitor multi-pruebas (modelo YSI 556 MPS). Adicionalmente se determinó la concentración de clorofila *a* por espectrofotometría utilizando el método de Jeffrey y Humphrey (1975) (Anexo 1).

### **3. Método histológico**

Las gónadas extraídas, fueron deshidratadas con alcohol, se aclararon con xilol y se incluyeron en parafina. Se realizaron cortes trasversales de 4  $\mu\text{m}$  de grosor mediante un micrótopo de rotación. Se obtuvo una réplica de cada corte y en el caso de las muestras de 2005 se aplicaron dos tinciones diferentes:

Se utilizó la técnica histoquímica del Sudán negro B para lípidos (Bayliss 1984), modificada por Rodríguez-Jaramillo (2004) para estimar la cantidad de lípidos en el citoplasma, esta tiñe los triglicéridos en tonos azul oscuro y los fosfolípidos en tonos grises, por lo que ha sido aplicada por Gómez-Robles (2004) para cuantificar los lípidos presentes en el citoplasma de los ovocitos. La técnica Hematoxilina–Eosina (Humason



1979), se empleó para describir el desarrollo gonadal, estimar el periodo reproductivo y conocer la proporción de sexos durante 2005 y 2006. De igual forma, las muestras histológicas de 2006 se emplearon para estimar la fecundidad, así como el crecimiento y el reclutamiento de machos y hembras.

#### **4. Desarrollo gonadal**

Debido a que no existe hasta la fecha ningún método que permita determinar externamente el sexo de los organismos de esta especie, la determinación de sexos se efectuó mediante el análisis histológico.

Para conocer el ciclo reproductivo se tomó como base la propuesta de López-Martínez *et al.* (2004) y de Eckelbarger y Larson (1992), para hembras de esta especie, y de Morandini y Da Silveira (2001) para machos de *Nausithoe aurea*, que consisten en el caso de las hembras en la presencia de trofocitos en el tejido gastrodérmico asociados a los ovocitos primarios y previtelogénicos: los ovocitos primarios son pequeños con un citoplasma basófilo reducido, migran de la gastrodermis hacia la mesoglea, mientras que los ovocitos previtelogénicos, se caracterizan por presentar un núcleo esférico y prominente y a que aún se encuentran asociados con los trofocitos. Los ovocitos vitelogénicos se encuentran libres en la mesoglea, han aumentado su tamaño y el diámetro nuclear ha disminuido, cada ovocito está cubierto por una delgada capa basal que lo rodea y lo separa de la mesoglea.

Respecto al desarrollo de los machos se observan las espermatogonias que se desarrollan en los márgenes del folículo, de manera centripeta hasta dar origen a los espermatocitos, que presentan una forma esférica. Los espermatocitos han dado lugar a las espermatidas (de menor tamaño que los espermatocitos), estas se han desarrollado hacia el centro del folículo, y son más fáciles de identificar. Las espermatidas dan lugar a los espermatozoides, que cuentan con una cabeza pequeña, cuya forma no es tan esférica y cuenta con una cauda. Los folículos son más grandes y todos los espermatozoides se encuentran concentrados al centro del mismo.

Se estableció una escala de desarrollo gametogénico en base a la presencia y frecuencia de los tipos celulares mencionados anteriormente, así como al intervalo de talla de las células germinales femeninas y masculinas, considerando la dominancia de más del 50% en la gónada, de una de las etapas de desarrollo de las células germinales, de tal manera que se asignó el grado de madurez II, cuando hay más del 50% de ovocitos primarios/espermatocitos, el grado de madurez III/espermatidas, cuando hay más del 50% de previtelogénicos y madurez IV, cuando hay más del 50% de ovocitos vitelogénicos/espermatozoides (Tabla II).

**Tabla II.** Descripción de estadios de madurez de hembras y machos de *Stomolophus meleagris* durante el periodo enero – mayo de 2006.

Estados de madurez	Descripción
<b>Hembras</b>	
Estadio I (indiferenciados)	No se observan los gametos.
Estadio II (ovogénesis primaria)	Pequeños ovocitos primarios con intervalo del 10 a 22 $\mu\text{m}$ de diámetro teórico.
Estadio III (previtelogénesis)	Ovocitos previtelogénicos con intervalo de 22 a 38 $\mu\text{m}$ de diámetro teórico.
Estadio IV (madurez)	Ovocitos vitelogénicos con intervalos mayores a 38 $\mu\text{m}$ de diámetro teórico.
<b>Machos</b>	
Estadio I (indiferenciados)	No se observan los gametos.
Estadio II (espermatogénesis inicial)	Espermatocitos esféricos con un intervalo de 3 a 4.02 $\mu\text{m}$ de diámetro teórico.
Estadio III (espermatogénesis avanzada)	Espermátidas de 1.7 a 3.01 $\mu\text{m}$ de diámetro teórico.
Estadio IV (madurez)	Se observan espermias con largas caudas, cuyas cabezas son ligeramente afiladas, con un diámetro promedio de 1.33 $\mu\text{m}$ .

## 5. Características de los ovocitos

Para establecer las fases de desarrollo de las células germinales femeninas, además de las observaciones morfológicas mencionadas anteriormente, se consideró el diámetro teórico de las células germinales para establecer la dominancia de un estadio en la gónada, durante 2005 y 2006. Adicionalmente se obtuvo el contenido de lípidos en el ovocito, el índice lipídico y la relación núcleo citoplasma, como estimadores de calidad (Rodríguez-Jaramillo 2004), así como su relación con las variables ambientales y la variación de talla y peso durante el periodo 2005.

### 5.1. Diámetro teórico

Mediante el programa SCAN PRO (versión 5.0, Systat Software, Inc.), se delimitó el perímetro de cada ovocito y el programa calculó automáticamente el área de los mismos (en  $\mu\text{m}^2$ ), en base al área obtenida, se calculó el diámetro teórico propuesto por Saout *et al.* (1999), estandarizando las medidas con base a la fórmula de circunferencia, expresada de la siguiente manera (fórmula 1):

$$Dt = \sqrt{4A / \pi} \quad (1)$$

Donde Dt es el diámetro teórico, A es el área del ovocito y  $\pi$  es la constante de relación de una circunferencia y su diámetro, cuyo valor es 3.1416.

### 5.2. Contenido lipídico de los ovocitos (triglicéridos y fosfolípidos)

Para obtener el contenido de triglicéridos y fosfolípidos en los ovocitos, se emplearon las preparaciones teñidas con Sudán negro B, se obtuvieron tres imágenes tomadas al azar de cada gónada femenina (con un aumento de 40X). Las imágenes fueron digitalizadas por medio de un microscopio compuesto y una cámara digital. De las imágenes obtenidas, se delimitó el perímetro del citoplasma de los ovocitos y se seleccionaron todos los píxeles dentro del área delimitada de tono azul oscuro y posteriormente los de tonalidad gris, el programa SCAN PRO (versión 5.0) calculó automáticamente el área teñida en  $\mu\text{m}^2$  (ATC), para cada coloración (azul y gris). Este procedimiento se realizó en cada ovocito vitelogénico (mayor a 28  $\mu\text{m}$  de diámetro) presente en las tres imágenes analizadas, de cada hembra por mes de recolecta.

### 5.3. Índice lipídico

Se estimó el índice lipídico (IL), como un indicador de la calidad del ovocito (Rodríguez-Jaramillo 2004). Se obtuvo dividiendo la sumatoria de las áreas ocupadas por los triglicéridos, entre la superficie total del citoplasma, expresada en porcentaje (fórmula 2):

(2)

$$\text{IL} = \frac{\text{Sumatoria del área de cobertura de lípidos}}{\text{Área del citoplasma}} \times 100$$

#### 5.4. Relación Núcleo-Citoplasma

Como una variable adicional para conocer el crecimiento de los ovocitos, se calculó la relación Núcleo-Citoplasma (N:C) en base a los criterios de Rodríguez-Jaramillo *et al.* (2001). Por medio del programa SCAN PRO (versión 5.0), fue trazado manualmente el perímetro de cada ovocito y cada perímetro del núcleo. Posteriormente el programa calculó automáticamente el área del citoplasma y del núcleo, empleando las longitudes de los ejes mayor y menor de la selección. Una vez obtenida el área del citoplasma y del núcleo se aplicó la siguiente relación (fórmula 3):

(3)

$$N/C = \text{Área del núcleo} / \text{Área del citoplasma}$$

#### 5.5. Variables ambientales (Características de los ovocitos)

Para observar la relación de las características de los ovocitos y las variables ambientales durante 2005, se realizó un análisis de varianza de una vía de las variables ambientales (temperatura, concentración de oxígeno, pH y salinidad) por medio del programa STATISTICA (versión 6.1, StatSoft, Inc., Australia).

#### 5.6. Tratamiento estadístico (Características de los ovocitos)

Para obtener la relación del diámetro teórico de los ovocitos con los triglicéridos y los fosfolípidos, así como la relación entre estos últimos, se buscó el mejor modelo de

ajuste a la curva, por medio del programa de cómputo Curve Expert (versión 1.3., Microsoft Corporation, Estados Unidos).

A las hembras empleadas para el análisis de contenido lipídico en 2005, se les realizó un análisis de varianza de una vía por medio del paquete estadístico STATISTICA (versión 6.1), para evaluar las diferencias entre número de ovocitos vitelogénicos por mes de muestreo, área ocupada por los triglicéridos y los fosfolípidos por mes, diámetro de los ovocitos por mes, longitud de medusas y peso húmedo por mes. Se realizó un análisis de varianza multi-factorial de medias para evaluar las diferencias de ovocitos previtelogénicos y vitelogénicos por mes de recolecta, empleando el programa STATISTICA (versión 6.1). Adicionalmente se obtuvo la frecuencia relativa considerando el número de ovocitos previtelogénicos y vitelogénicos presentes en cada organismo por mes de muestreo durante 2005.

## **6. Periodo reproductivo**

Una vez establecidos los estadios de desarrollo gonádico en base a las características de la gónada y diámetro de las células germinales, se pudo llevar a cabo la estimación del periodo reproductivo y su relación con las variables ambientales.

### 6.1. Estimación del periodo reproductivo

Para establecer la estacionalidad del proceso reproductivo de *Stomolophus meleagris*, se calcularon las frecuencias relativas mensuales de las fases de desarrollo gonádico (indiferenciado, ovogénesis primaria / espermatogénesis inicial, previtelogénesis /

espermatogénesis avanzada y madurez), por sexo (en 2005 y 2006), según lo indican Gómez-Robles *et al.* (2005), para *Pinctada mazatlanica*.

## 6.2. Variables ambientales (Periodo reproductivo)

Para observar la relación del periodo reproductivo y las variables ambientales durante 2005, se realizó un análisis de varianza de una vía (temperatura, concentración de oxígeno, pH, salinidad, y clorofila *a*) por medio del programa STATISTICA (versión 6.1).

## 7. Proporción de sexos

La proporción de sexos se obtuvo con la relación del número total de hembras y machos por mes y de todo el periodo de muestreo (2005 y 2006). Mediante una prueba de probabilidad  $\chi^2$  con un grado de libertad y un nivel de significancia de  $p \leq 0.05$ , se evaluó si existían diferencias entre los valores esperados y observados (Daniel 1995).

## 8. Análisis de tallas

Se realizó un estudio de análisis de tallas de machos, hembras e indiferenciados empleados para el periodo reproductivo, para evaluar las diferencias entre: longitud de campana y peso húmedo total, por mes de recolecta (durante 2005 y 2006), por medio de un análisis de varianza de medias multi-factorial, empleando el programa STATISTICA (versión 6.1). Durante 2006, se aplicó nuevamente un análisis de varianza multi-factorial, para evaluar las diferencias entre hembras, machos e



indiferenciados y el peso húmedo total de gónada por mes de recolecta. Por otro lado, se buscó la ecuación de mejor ajuste para la relación peso húmedo-diámetro de campana de hembras y machos, así como para la relación entre el peso húmedo total de gónada y el diámetro de medusa, por medio del programa de cómputo Curve Expert (versión 1.3).

## 9. Fecundidad

Debido a que las técnicas para estimación de fecundidad empleadas en otros organismos no pudieron aplicarse a *Stomolophus meleagris*, ya que los ovocitos se encuentran embebidos en el tejido gastrodérmico, se planteó una nueva metodología para determinación de fecundidad de esta especie. Adicionalmente se evaluó la fecundidad en las diferentes tallas, pesos y estadios gonádicos durante el periodo reproductivo en 2006.

### 9.1. Estimación de fecundidad

Para evaluar la fecundidad se emplearon los organismos obtenidos en el segundo periodo de muestreo. A todos los organismos se les realizó una biometría en el laboratorio (longitud del organismo, ancho de la campana y peso húmedo total). Una vez obtenidos los datos morfométricos, se estimó el volumen de la gónada mediante el principio de volumen desplazado. A partir de un grupo de 60 hembras que presentaron una longitud de campana mínima de 5.8 cm y un máxima de 19.5 cm. Las gónadas de cada organismo fueron extraídas y pesadas. Posteriormente en una probeta de vidrio de 250 mL con 20 mL de agua, se introdujo cada gónada y se anotó el volumen desplazado por las mismas. De cada organismo se tomó una muestra gonadal para su análisis histológico, la cual fue pesada y se obtuvo el volumen desplazado de esa fracción. Las

porciones de gónada restantes fueron secadas hasta obtener un peso seco constante. Posteriormente se obtuvo la ecuación de regresión de mejor ajuste, de peso seco y peso húmedo con el volumen desplazado. Con base a esta ecuación de ajuste, se estimó el volumen de gónada por organismo.

Posteriormente a las gónadas obtenidas durante 2006, se les aplicó la técnica histológica Hematoxilina–Eosina mencionada anteriormente. Se digitalizaron tres fotos de la gónada de cada hembra, utilizando un objetivo de 10 X de un microscopio compuesto marca Olympus BX41 y una cámara digital CoolSNAP-Pro. De cada imagen digital se midió el perímetro de cada ovocito usando el programa SCAN PRO (versión 5.0). Cada perímetro es trazado manualmente y el programa calcula automáticamente el área del ovocito. Una vez obtenida el área del ovocito se calculó el diámetro teórico propuesto por Saout *et al.* (1999), como se describió anteriormente para el primer periodo de muestreo en 2005. Cabe agregar, que sólo se consideraron los ovocitos vitelogénicos para la estimación de fecundidad.

Para obtener la fracción de volumen de ovocitos se aplicó el método de fracción de volumen (Padilla *et al.* 2001, Sarocchi *et al.* 2005), que se basa en el conteo por medio de una rejilla transparente con un número de puntos sistemáticamente espaciados. Dicha retícula se coloca sobre una fotografía, de tal manera, que queda insertada en todo el campo de la fotografía. Posteriormente se cuenta el número de puntos que yacen en el área de interés (ovocitos) y se divide por el número total de puntos de la rejilla. El número de puntos que tocan una frontera, límite o contorno del ovocito, se cuenta como medio punto. De tal manera que la fracción de área está dada por (fórmula 4):

(4)

$$\text{Fracción del área} = N_o / N_i$$

$N_o$  = Número de ovocitos contados (enteros + 1/2)

$N_i$  = Número de intersecciones en la rejilla (48)

El total de puntos en la rejilla se seleccionó con la premisa de que los puntos tocaran de una a dos veces como máximo el mismo ovocito, esto para evitar la repetición de conteo. De lo cual resultó una rejilla de  $L_1 \times L_2$ . Con  $7 \times 9$  cuadros y 48 intersecciones (en el interior de la imagen), dichos datos se obtuvieron mediante el analizador de imágenes Image-Pro-Plus (versión 1990-1995, Media Cybernetic, Inc., Estados Unidos). De cada hembra analizada se emplearon tres imágenes para el conteo (dos como réplica). Para obtener la cantidad de ovocitos por volumen de gónada, se calculó el volumen de la rejilla (o imagen) con el valor del grueso del corte histológico ( $L_3$ ), de esta manera se obtiene la cantidad de ovocitos por corte (fórmula 5), que posteriormente se emplea para calcular el número total de ovocitos en la gónada de cada organismo.

(5)

$$\text{El volumen de la imagen (corte)} = L_1 \times L_2 \times L_3$$

Una vez obtenido el volumen de gónada por hembra a partir de un ajuste de regresión obtenido anteriormente y el volumen de la imagen se estimó la fecundidad donde (fórmula 6):

(6)

$$F = (V_g \times T_o) / V_r$$

F = Fecundidad

V<sub>g</sub> = Volumen de gónada

T<sub>o</sub> = Total de ovocitos en la rejilla (o imagen)

V<sub>r</sub> = Volumen de la rejilla (o imagen)

## 9.2. Tratamiento estadístico (Fecundidad)

Se obtuvo el promedio de fecundidad por mes de muestreo y se aplicó un análisis de varianza de una vía por medio del programa STATISTICA (versión 6.1), para evaluar las diferencias entre tallas (longitud de medusa y diámetro de campana) y mes de muestreo, así como de fecundidad y mes de muestreo. Se utilizó el programa de cómputo Curve Expert (versión 1.3.), para obtener la ecuación de mejor ajuste de volumen desplazado por la gónada con el peso húmedo y con el peso de tejido seco de gónada, así como de la fecundidad con las tallas (longitud de medusa y diámetro) y con el peso húmedo de la medusa.

## 10. Análisis bioquímicos

Para analizar la composición bioquímica de la medusa, durante el periodo reproductivo en 2006, se evaluó el contenido de proteínas y lípidos totales. Así mismo se evaluó la relación de la composición bioquímica y la longitud de la medusa.

La evaluación de proteínas y lípidos totales se realizó a partir de organismos recolectados en febrero de 2006, ya que durante enero las medusas eran muy pequeñas y sin gónada. Se realizó un estudio preliminar para estimar el tamaño mínimo de muestra. Dicho estudio indicó un mínimo de cinco medusas por mes. Los análisis bioquímicos de proteínas totales y grasas totales de marzo a mayo de 2006, se realizaron en el Laboratorio de Aseguramiento de Calidad del Centro de Investigaciones en Alimentación y Desarrollo. A.C. (Guaymas, Sonora) (Anexo 2). Donde fueron evaluadas de forma individual un promedio de cinco medusas por mes. A cada medusa, se le extrajo un gramo de campana y de gónada, para realizar un macerado y posteriormente un homogeneizado, a partir de este último se realizó la medición de proteínas y lípidos totales.

### 10.1. Determinación de proteínas

El análisis bioquímico (marzo a mayo de 2006), para la determinación de proteínas, basado en el método micro- Kjeldahl (Anexo 3), se fundamenta en la descomposición de la materia orgánica (digestión de la muestra), por la acción de un agente oxidante en medio ácido y la ayuda de un catalizador, dando como resultado final sulfato de amonio. Luego mediante una base fuerte es liberado el amoniaco de la sal de amonio

(por destilación), para luego realizar la valoración del destilado con ácido clorhídrico estandarizado.

#### 10.2. Determinación de lípidos totales

La determinación de grasas totales, fue efectuada a partir del método Soxhlet (Anexo 4). Este método se basa en la extracción de grasas de una muestra con la adición de éter etílico libre de peróxido, posteriormente por medio del sistema extractor de Soxhlet, se obtiene la grasa libre. Los resultados se expresan como porcentaje del peso después de evaporar el solvente.

#### 10.3. Tratamiento estadístico (Técnicas bioquímicas)

Se obtuvo el promedio de proteínas totales y lípidos totales por mes de muestreo y se aplicó un análisis de varianza de una vía, para evaluar las diferencias de lípidos totales y proteínas totales por mes de muestreo. Se utilizó el programa de cómputo Curve Expert (versión 1.3.) para obtener la ecuación de la relación entre lípidos totales y proteínas con talla y peso.

### **11. Talla de primera madurez**

Con base a los intervalos de talla de las hembras y machos que presentaron madurez gonadal (estadios 3 y 4), se obtuvo la frecuencia de hembras y machos por intervalo para posteriormente estimar la probabilidad y a partir de esta, la probabilidad acumulada, donde (fórmulas 7 y 8):

(7)

Probabilidad (P) = Frecuencia del intervalo/ la suma total de frecuencias

(8)

Probabilidad acumulada = Probabilidad + la probabilidad del intervalo anterior

Por medio del paquete estadístico para estimación de parámetros no lineales FP30 versión 3.0 (FISHPARM 1989), se calcularon las variables  $r$  y  $x_{50}$  mediante el modelo logístico para la estimación LD50 que se basa en la ecuación (fórmula 9):

(9)

$$P=1/(1+\exp(-r[x-x_{50}]))$$

Donde:

$P$  = proporción de hembras ó machos con madurez gonadal, en un intervalo de talla

$r$  = Parámetro de ajuste (equivalente a  $k$ )

$x$  = Valor del intervalo de talla obtenido para machos ó hembras

$x_{50}$  = Longitud a la cual el 50% de las hembras ó de los machos presentan madurez gonadal (equivalente a  $t_0$ )

Una vez obtenidos los valores de  $r$  y  $x_{50}$  estos son de crecimiento, no de fecundidad, se obtuvieron los valores ajustados con las ecuaciones:  $P = 1/(1+ \exp(-0.0608*(x-104)))$  para las hembras y  $P = 1/(1+ \exp(-0.04999*(x-104)))$  para machos.

## 12. Crecimiento

Debido a que no existe un método específico para estudiar el crecimiento de medusas y la carencia de estructuras anatómicas con las que se pueda evaluar edad, se empleó la metodología clásica para estimación de crecimiento basada en la talla (Álvarez-Tello 2007).

Para la determinación de la existencia de diferentes cohortes en la población y la estimación de los parámetros de crecimiento, se emplearon las frecuencias de talla de hembras y machos, obtenidas para la estimación de talla de primera madurez mencionada anteriormente. De manera adicional, se obtuvieron datos de captura de *S. meleagris* con red de neuston, en la Laguna Las Guásimas durante el periodo enero-mayo de 2006, para estimar el crecimiento de la población, ya que estos últimos cuentan con un mayor tamaño de muestra, lo que sugiere una mejor representatividad de la misma.

Por medio del paquete computacional FISAT II (Gayanilo *et al.* 2005), se realizó una prospección de las frecuencias por mes, aplicando la prueba de Bhattacharya (1967) y NORMSEP (Abrahamson 1971), con las cuales se pueden identificar las modas presentes en las frecuencias de tallas, de tal manera que se puede obtener el número de cohortes de una población. Primero se aplicó la prueba de Bhattacharya para tener una estimación inicial y adicionalmente se aplicó la prueba NORMSEP para obtener un mejor ajuste de la tendencia de los datos, lo que proporciona una estimación más fina de las tallas medias de cada cohorte.

Para estimar el crecimiento se realizó una primera estimación del coeficiente de crecimiento ( $k$ ),  $t_0$  y la máxima longevidad ( $L_{\infty}$ ), empleando el método para estimación



de crecimiento ELEFAN I (Pauly 1987), el cual se basa en analizar una serie de grupos de frecuencias de longitud, reestructuradas y ordenadas de manera secuencial en el tiempo, obteniéndose curvas de crecimiento que interceptan las modas, para luego distinguir la curva que pasa por el mayor número de modas. De manera adicional se aplicó el método de Shepherd para crecimiento (Shepherd 1987), ya que aunque ambos métodos, se basan en el ensayo de distintos conjuntos de los parámetros de crecimiento ( $k$  y  $L_{\infty}$ ), para encontrar el de mejor ajuste entre las frecuencias de tallas predichas, con la diferencia, que el método de Shepherd establece la mejor estructura de distribución de frecuencia de longitudes, cuando los valores de la curva de Von Bertalanffy describen mejor dicha distribución.

En base a los valores obtenidos anteriormente de  $k$ ,  $t_0$  y  $L_{\infty}$  se obtuvo de la curva de crecimiento de *S. meleagris* para machos, hembras y la población (Figura 44). Empleando el modelo propuesto por Von Bertalanffy, este asume que la talla del cuerpo está en función de la edad (fórmula 10):

(10)

$$L_t = L_{\infty} (1 - \exp[-k(t - t_0)])$$

Donde:

$L_t$ : Longitud de la medusa a la edad  $t$  (expresada en mm)

$L_{\infty}$ : longitud asintótica promedio.

$k$ : Coeficiente de crecimiento

$t_0$ : Edad hipotética en la que la longitud de la medusa es cero.

### 13. Reclutamiento

Ya que el periodo reproductivo esta relacionado con la incorporación de nuevas medusas a la población se estimo el reclutamiento durante 2006.

El patrón de reclutamiento se obtuvo por medio de una subrutina del paquete computacional FISAT II (Gayanilo *et al.* 2005), que se basa en reconstruir los pulsos de reclutamiento a partir de datos de frecuencias de tallas y de esta manera determinar el número de pulsos por año y la fuerza relativa de estos. El reclutamiento se evaluó tanto en datos de captura con red de neuston, realizados en la Laguna Las Guásimas durante 2006, con la finalidad de tener una mejor estimación de la población, así como, en las hembras y machos de *S. meleagris* empleados en histología durante el periodo enero-mayo de 2006.

Debido a que la rutina para estimar reclutamiento del programa FISAT II, requiere de la estimación previa de  $t_0$  se empleó la ecuación empírica de Pauly (1987) para el cálculo de esta variable, utilizando para ello los valores de  $L_{\infty}$  y  $k$  previamente obtenidos, en la siguiente ecuación (fórmula 11):

$$\text{Log}(t_0) = -0.3922 - (-2752 * \text{Log}(L_{\infty})) - (1.038 * \text{Log}(k)) \quad (11)$$

Donde:

$t_0$  = Edad hipotética en la que la longitud de la medusa es cero

$L_{\infty}$  = longitud asintótica promedio

$k$  = Coeficiente de crecimiento

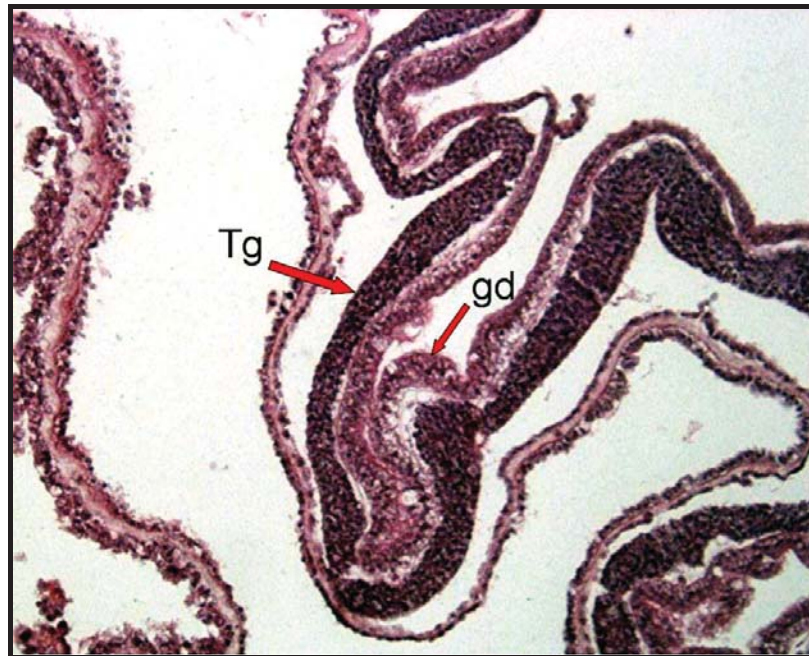
Puesto que los valores obtenidos con esta ecuación para  $t_0$  corresponden a un año, se obtuvieron los valores de  $t_0$  por mes para la estimación de reclutamiento.

## VI. RESULTADOS

### 1. Desarrollo gonadal

El desarrollo gonádico de las hembras y de los machos fue clasificado en cuatro estadios, considerando la dominancia (más del 50%) de las diferentes etapas de desarrollo gamético.

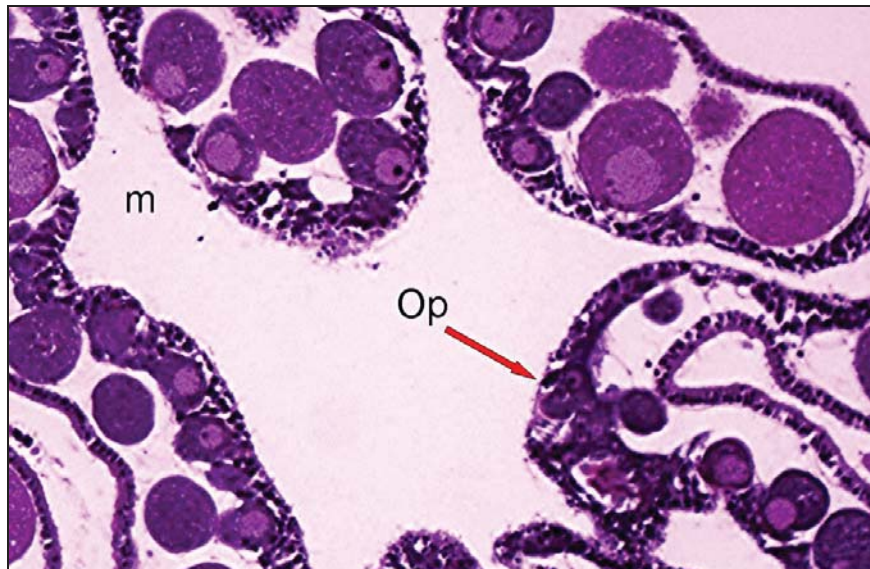
Estadio indiferenciado (I). En el piso de las bolsas gástricas surgen cuatro evaginaciones que dan lugar a las gónadas, en esta etapa no se distinguen los gametos femeninos y masculinos (Fig. 7).



**Figura 7.** Estadio de indiferenciación (I) en *Stomolophus meleagris* (100X). Tg: tejido gonádico, gd: glándula digestiva. Tinción Hematoxilina-Eosina.

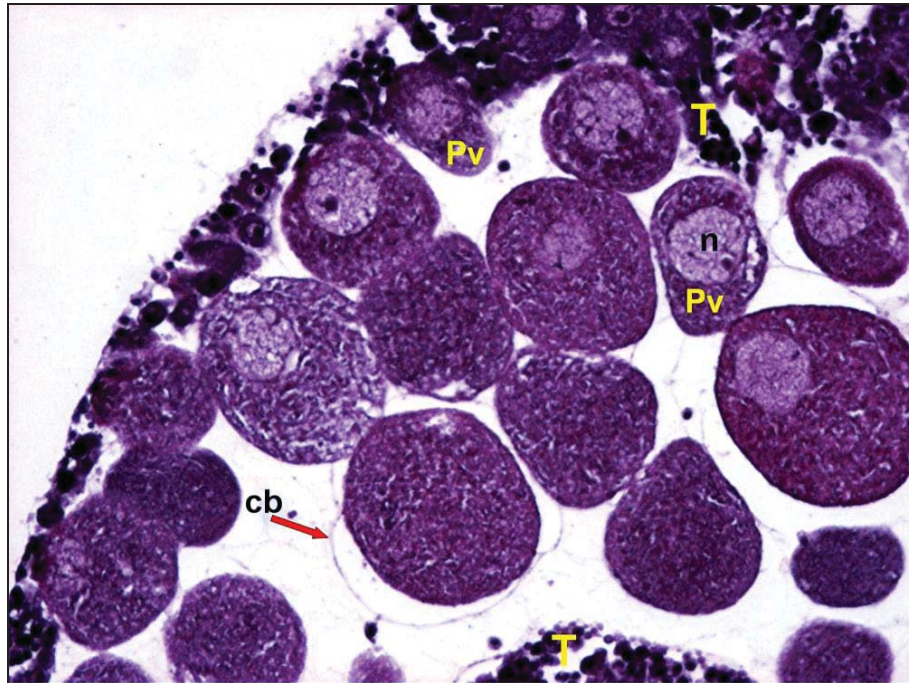
Hembras:

Estadio de ovogénesis primaria (II). Se observan gran cantidad de pequeños ovocitos primarios con citoplasma basófilo embebidos en la gastrodermis, con ovocitos previtelogénicos escasos o ausentes. Se obtuvo un intervalo de 10 a 22  $\mu\text{m}$  de diámetro teórico para los ovocitos primarios (Fig. 8).



**Figura 8.** Estadio de ovogénesis pirmaria (II) en hembras de *Stomolophus meleagris* (200X). m: mesoglea, Op: Ovocitos primarios. Tinción Hematoxilina-Eosina.

Estadio de previtelogénesis (III). Se observa gran cantidad de ovocitos previtelogénicos con citoplasma basófilo relacionados con la gastrodermis y algunos ovocitos primarios y vitelogénicos. El intervalo de talla obtenido para los ovocitos previtelogénicos fue de 23 a 38  $\mu\text{m}$  de diámetro teórico (Fig. 9).

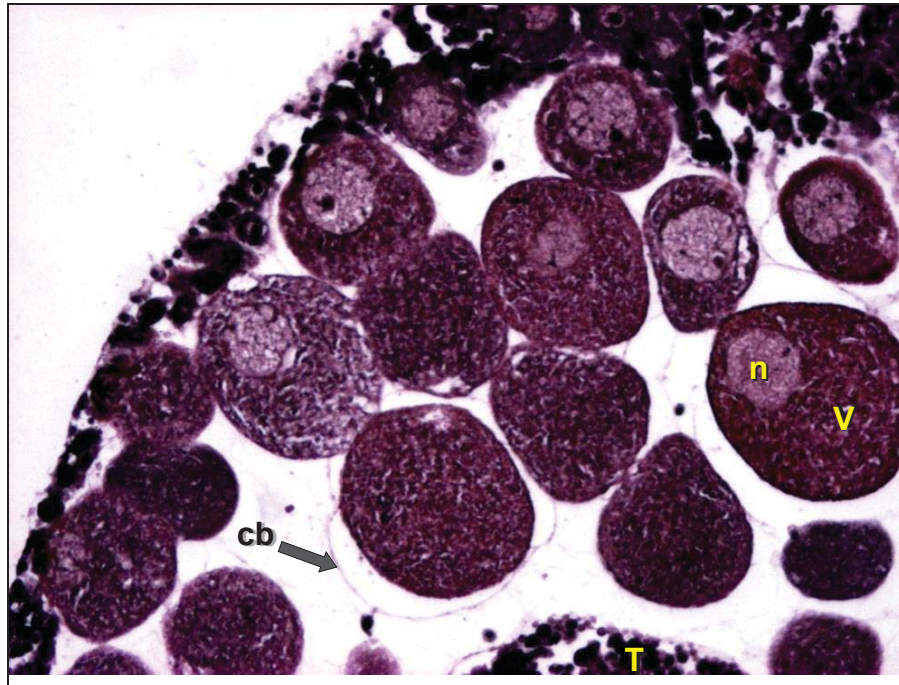


**Figura 9.** Estadio de previtelogénesis (III) en hembras de *Stomolophus meleagris* (400X). Pv: ovocitos previtelogénicos, n: núcleo, cb: capa basal, T: trofocitos. Tinción Hematoxilina-Eosina.

Estadio de madurez (IV). Se observan en su mayoría ovocitos vitelogénicos con citoplasma que adquiere una coloración más rosada (aumentan su acidofilia), rodeados por una capa basal, también hay ovocitos previtelogénicos y la cantidad de ovocitos



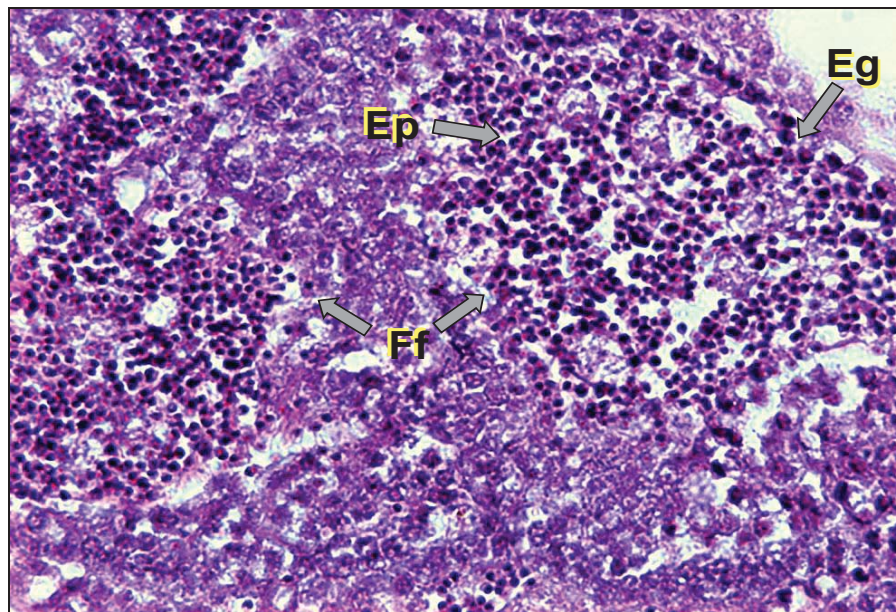
primarios es reducida. En este estadio se observan varias hileras de ovocitos vitelogénicos mayores a 38  $\mu\text{m}$  de diámetro teórico (Fig. 10).



**Figura 10.** Estadio de madurez (IV) en hembras de *Stomolophus meleagris* (400X). Pv: ovocito vitelogénico, n: núcleo, cb: capa basal, T: trofocitos. Tinción Hematoxilina-Eosina.

Machos:

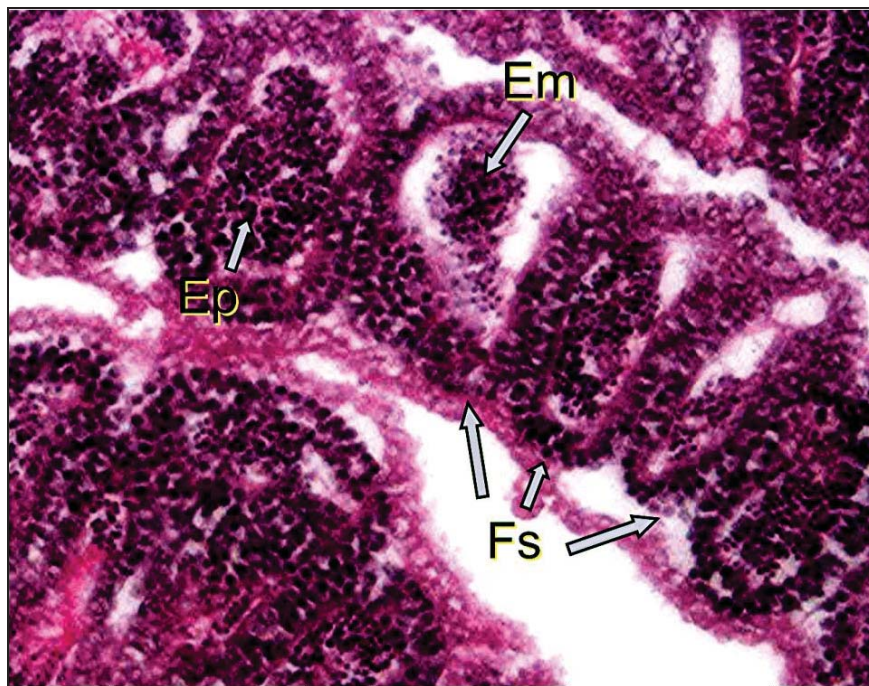
Estadio de crecimiento (II). Las espermatogonias se desarrollan en los márgenes del folículo de manera centripeta hasta dar origen a los espermatocitos, los cuales presentan una forma esférica, cuyo diámetro va de 3 a 4.02  $\mu\text{m}$ . En esta etapa no se observa espacio entre los folículos (Fig. 11).



**Figura 11.** Estadio de espermatogénesis inicial (II) en macho de *Stomolophus meleagris* (600X). Eg: espermatogonias, Ep: espermatocitos primarios, Ff: folículo en formación.

Tinción Hematoxilina-Eosina.

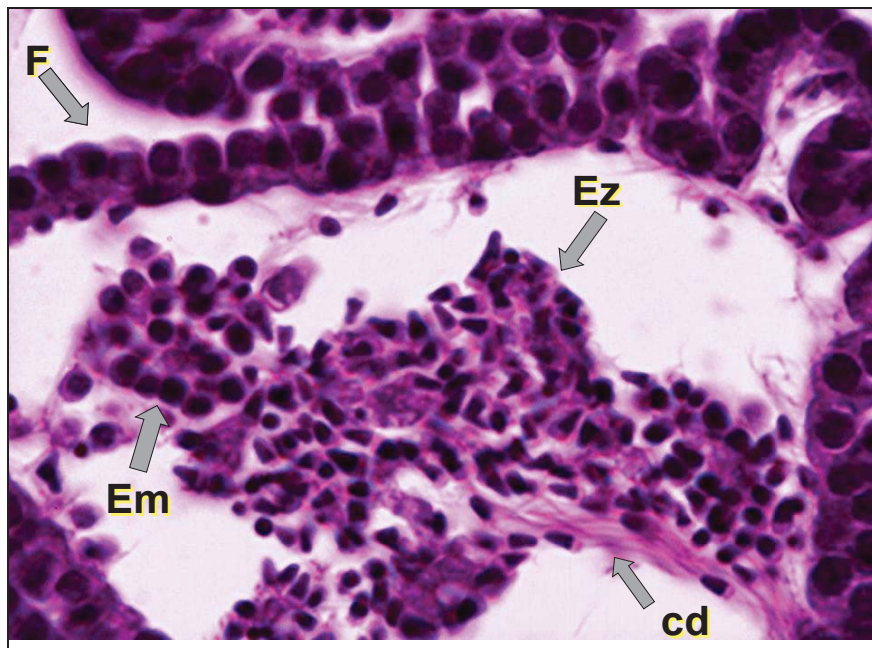
Estadio de espermatogénesis (III). Los espermatocitos han dado lugar a las espermatidas, estas se han desarrollado hacia el centro del folículo y han reducido su tamaño de 1.7 a 3.01  $\mu\text{m}$  de diámetro teórico. En este estadio los folículos presentan forma más definida y en su mayoría presentan espermatidas. En algunos folículos se pueden observar espermatozoides escasos (Fig. 12).



**Figura 12.** Estadio de espermatogénesis avanzada (III) en machos de *Stomolophus meleagris* (400X). Em: espermatidas, Ep: espermatocitos primarios, Fs: folículos. Tinción Hematoxilina-Eosina.



Estadio de madurez (IV). Los folículos se observan de mayor tamaño, en su mayoría presentan gran cantidad de espermatozoides concentrados al centro del mismo, también se observan espermátidas escasas. La cabeza de los espermatozoides se observa ligeramente afilada con un diámetro promedio de 1.33 a 1.6  $\mu\text{m}$  y con una larga cauda (Fig. 13).



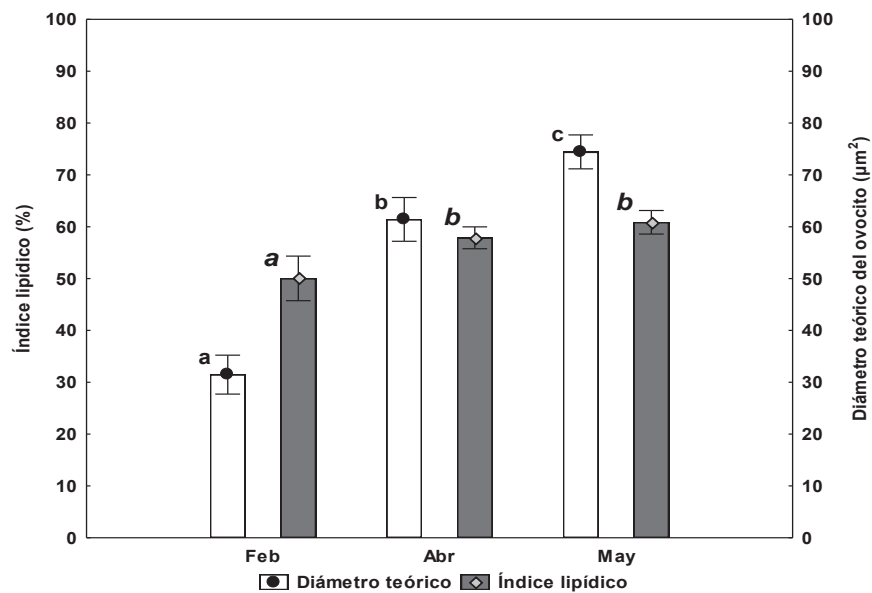
**Figura 13.** Estadio de madurez (IV) en machos de *Stomolophus meleagris* (1000X).

Em: espermátidas, Ez: cabeza de espermatozoide, F: folículo, cd: cauda. Tinción Hematoxilina-Eosina.

## 2. Características de los ovocitos

### 2.1. Contenido lipídico de los ovocitos (triglicéridos y fosfolípidos) e índice lipídico

Durante 2005, sólo se presentaron organismos en febrero, abril y mayo. Se encontró que el diámetro teórico se incrementó de febrero a mayo y presentó diferencias significativas en todos los meses muestreados (Fig. 14). Las medias obtenidas del índice lipídico de cada mes, muestran que el mayor valor se obtuvo en mayo (61.29%), aunque en abril presentó un valor muy cercano (57.48%), no se observaron diferencias estadísticas entre estos meses. En febrero presentó un valor menor (50.13%) y fue estadísticamente diferente del de abril y mayo (Fig. 14 y Tabla III).



**Figura 14.** Diámetro teórico del ovocito e índice lipídico de *Stomolophus meleagris* expresado en porcentaje para cada mes de muestreo durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Letras diferentes en cada variable indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p > 0.005$ ), donde el diámetro teórico del ovocito es (a) y el índice lipídico (a).

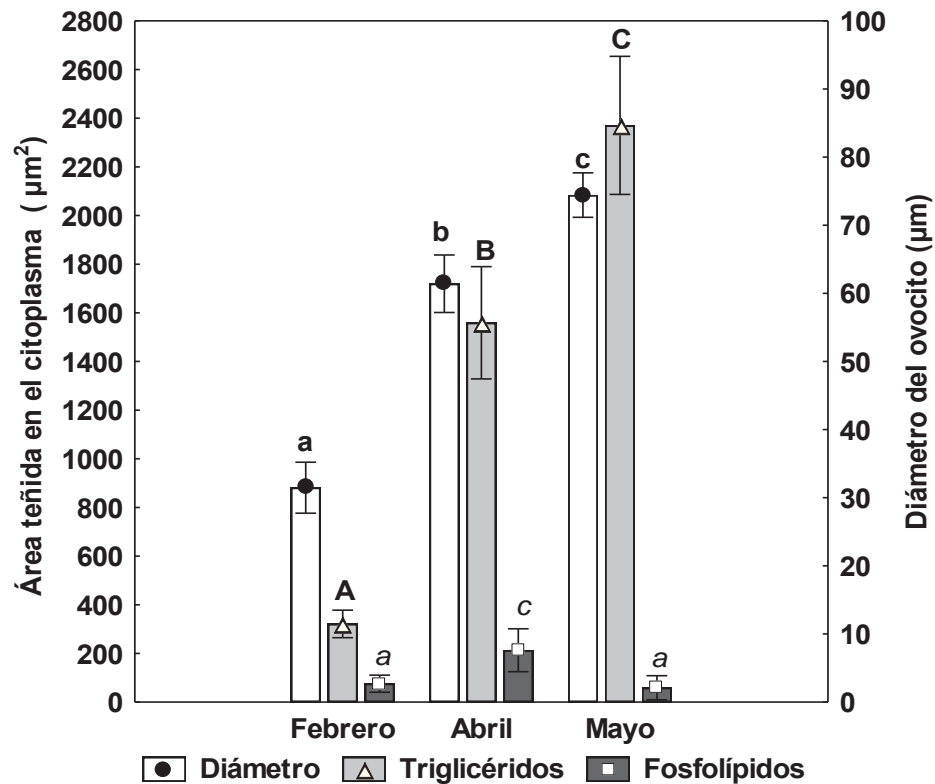
**Tabla III.** Variables en los ovocitos, así como, talla y peso de las hembras, de *Stomolophus meleagris* en 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de  $\pm$  Std. Dev.

Variable	2005		
	Febrero	Abril	Mayo
Triglicéridos ( $m\mu^2$ )	330.8 $\pm$ 68.6 <sup>a</sup>	1530.3 $\pm$ 47.9 <sup>b</sup>	2198.0 $\pm$ 70.5 <sup>c</sup>
Fosfolípidos ( $m\mu^2$ )	77.6 $\pm$ 17.4 <sup>a</sup>	230.6 $\pm$ 12.1 <sup>b</sup>	55.6 $\pm$ 17.8 <sup>a</sup>
Área total ( $m\mu^2$ )	861.7 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	3057.8 $\pm$ .01 <sup>b</sup>	4138.0 $\pm$ 0.01 <sup>c</sup>
Diámetro ( $m\mu$ )	31.5 $\pm$ 1.27 <sup>a</sup>	60.1 $\pm$ 0.9 <sup>b</sup>	70.8 $\pm$ 1.3 <sup>c</sup>
Relación Núcleo/Citoplasma	0.29 $\pm$ 122.1 <sup>a</sup>	0.18 $\pm$ 85.3 <sup>b</sup>	0.17 $\pm$ 125.4 <sup>b</sup>
Índice lipídico (%)	50.1 $\pm$ 0.8 <sup>a</sup>	57.4 $\pm$ 0.6 <sup>b</sup>	61.3 $\pm$ 0.8 <sup>b</sup>
Peso (g)	378.3 $\pm$ 56.6 <sup>a</sup>	613.2 $\pm$ 53.7 <sup>b</sup>	421.1 $\pm$ 69.3 <sup>a</sup>
Longitud (mm)	100.7 $\pm$ 6.0 <sup>a</sup>	107 $\pm$ 5.7 <sup>a</sup>	86.7 $\pm$ 7.9 <sup>a</sup>

Medias de variables, con diferente letra entre meses, son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ )

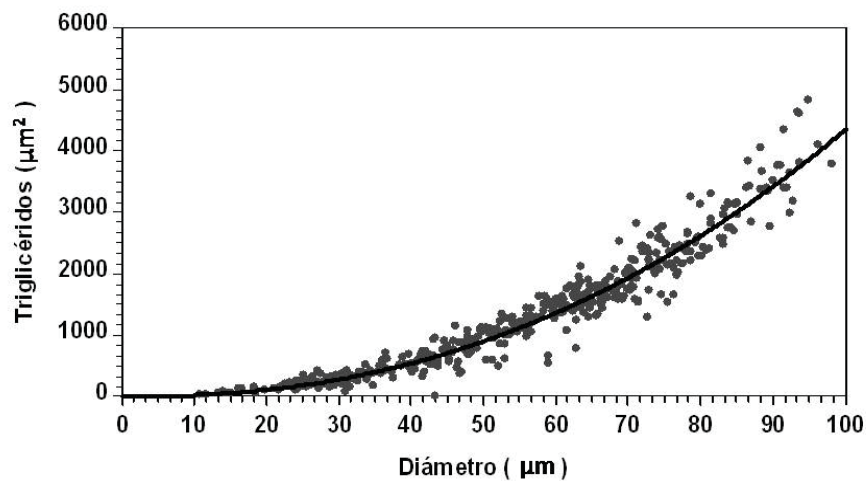
El análisis de las medias de triglicéridos y fosfolípidos de cada ovocito analizado indicó que en los tres meses de ocurrencia de la medusa durante 2005, se presentaron diferencias significativas entre si, los triglicéridos en mayo ocuparon una mayor área en

el ovocito, con una media de 2198.07  $\mu\text{m}^2$  de ATC. En cuanto a los fosfolípidos el mayor valor se obtuvo en abril, con un valor de 230  $\mu\text{m}^2$  de ATC, presentando diferencias significativas con febrero y mayo. Por otro lado, se encontró que la cantidad de triglicéridos es notablemente mayor que la de fosfolípidos en los tres meses de estudio (Fig. 15 y Tabla III).



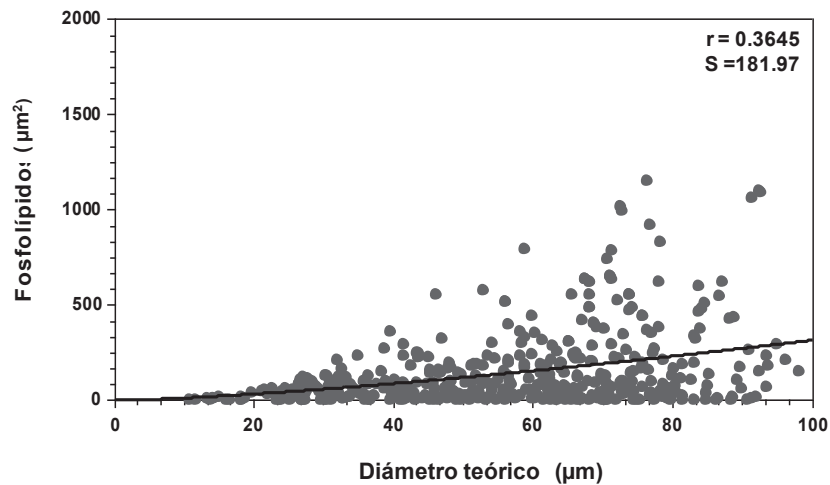
**Figura 15.** Diámetro teórico de los ovocitos y área ocupada en el citoplasma por los triglicéridos y fosfolípidos de *Stomolophus meleagris* durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de  $\pm$  Std. Dev. Letras diferentes en cada variable indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p < 0.005$ ), donde el diámetro teórico del ovocito es (a), los triglicéridos (A) y los fosfolípidos (a).

La curva de regresión obtenida para observar el grado de relación entre el diámetro del ovocito y el ATC de los triglicéridos, mostró un coeficiente de correlación muy alto ( $r=0.9710$ ), el cual se ajustó a una curva exponencial ( $y=ax^b$ ), donde  $a= 0.13085$  y  $b= 2.2610$ , lo que indica que la cantidad de triglicéridos se incrementa en forma exponencial conforme aumenta el diámetro de los ovocitos (Fig 16).



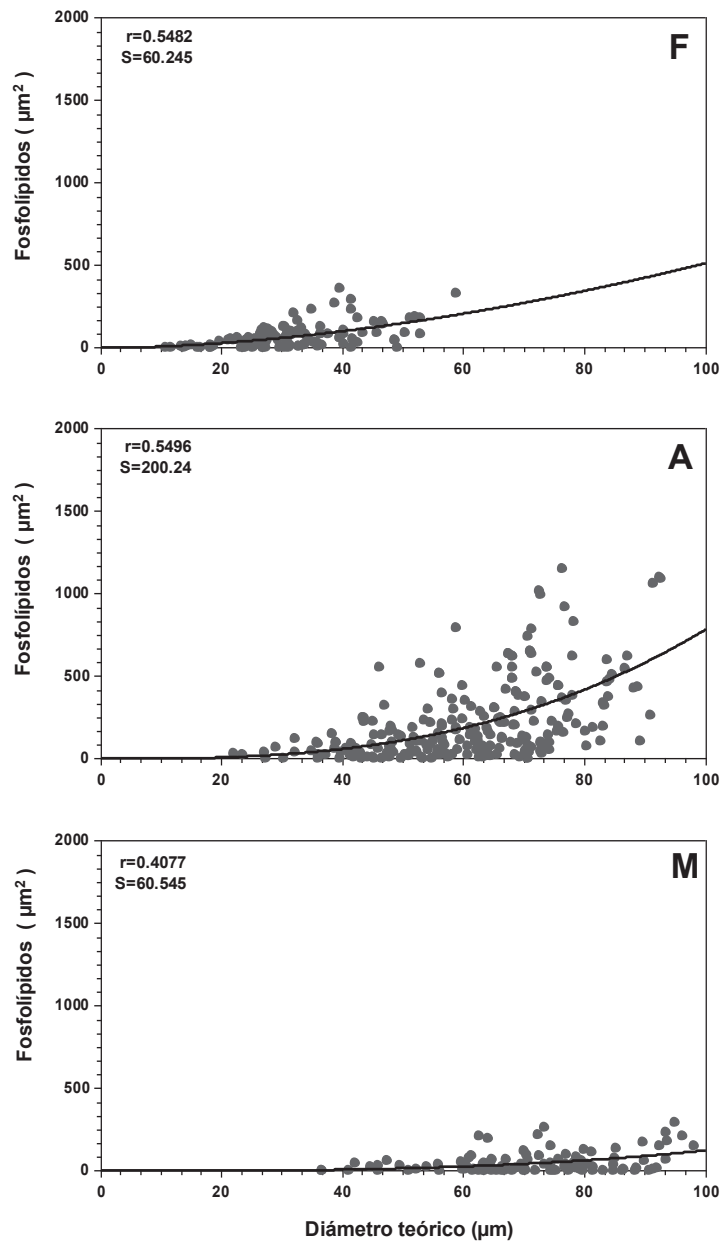
**Figura 16.** Curva de regresión del diámetro teórico y el área ocupada en el citoplasma por los triglicéridos de *Stomolophus meleagris* durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

En el caso de los fosfolípidos se observó gran variabilidad en los datos sin una tendencia definida, de tal manera que aún con el mejor ajuste obtenido, que fue de tipo exponencial ( $y=ax^b$ ), el coeficiente de correlación no fue significativo ( $r= 0.3645$ ,  $a = 0.5391$  y  $b= 1.384$ ) (Fig 17).



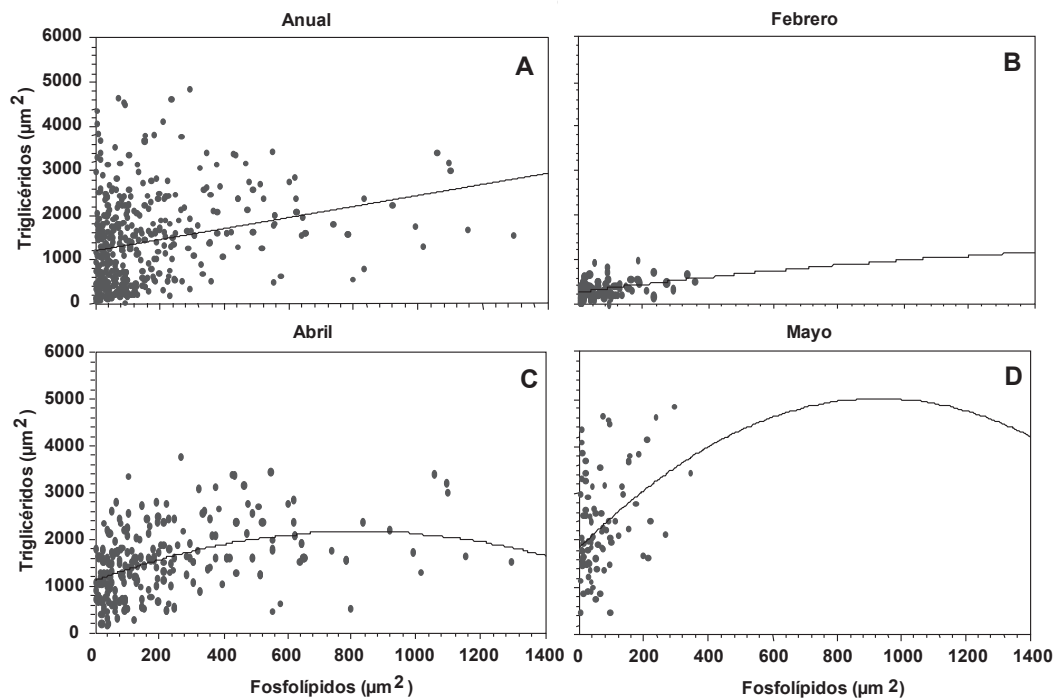
**Figura 17.** Curva de regresión del diámetro teórico y el área ocupada en el citoplasma por los fosfolípidos de *Stomolophus meleagris* durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Adicionalmente se calcularon los coeficientes de correlación por mes de muestreo entre los fosfolípidos y el diámetro teórico de los ovocitos, donde el mejor ajuste se obtuvo con una relación de tipo exponencial ( $y=ax^b$ ) para los tres meses, esta relación aumentó ligeramente con respecto a la relación encontrada para el promedio anual (mencionada anteriormente). Sin embargo, el coeficiente de correlación disminuye de febrero a mayo, con un valor de  $r$  en febrero de 0.54, en abril de 0.54 y en mayo de 0.41 (Figs. 18 A, B, y C). Lo que indica que no hay una relación clara entre la cantidad de fosfolípidos en el citoplasma con el diámetro del ovocito.



**Figura 18.** Curvas de regresión del diámetro teórico y el área ocupada en el citoplasma por los fosfolípidos de *Stomolophus meleagris* durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Febrero corresponde a (F), abril a (A) y mayo a (M).

El análisis anual realizado entre los triglicéridos y fosfolípidos, presentó una regresión lineal ( $y=a+bx$ ), donde  $a=1200.09$  y  $b=1.2484075$ , de la cual no se obtuvo relación entre las variables ( $r=0.2563$ ). El análisis adicional de estas variables de manera mensual presentó el mejor ajuste con una regresión cuadrática ( $y=a+bx+cx^2$ ) para los tres meses, sin embargo aunque en la relación mensual de los triglicéridos con los fosfolípidos, se observó un ligero aumento de los fosfolípidos conforme se incrementan los triglicéridos, el coeficiente de correlación no fue significativo para ninguno de los meses (Fig. 19). No hay una clara relación entre la cantidad de triglicéridos y fosfolípidos en el citoplasma del ovocito.



**Figura 19.** Curvas de regresión de triglicéridos y fosfolípidos de *Stomolophus meleagris* durante el periodo febrero, abril y mayo de 2005, así como el promedio anual, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.



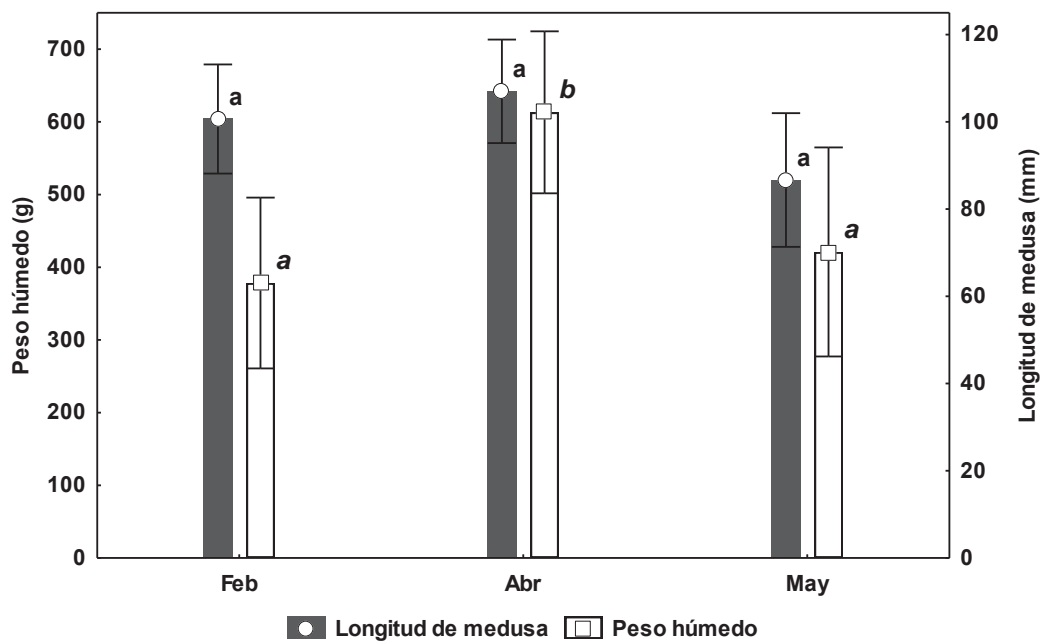
En relación a las frecuencias relativas obtenidas durante 2005, a partir del conteo de ovocitos previtelogénicos y vitelogénicos de cada organismo, se observó que durante los meses de recolecta, los ovocitos de ambos estadios se presentaron constantemente, con una mayor frecuencia en febrero para los ovocitos previtelogénicos y en mayo para los ovocitos vitelogénicos. Conforme pasa el tiempo disminuye la cantidad de ovocitos previtelogénicos, se incrementa la de vitelogénicos y se observan diferencias significativas entre los meses de recolecta, tanto para los ovocitos previtelogénicos como para los vitelogénicos (Tabla IV). Las mayores frecuencias de ovocitos previtelogénicos se encontraron en febrero, mientras que las de ovocitos vitelogénicos en mayo (Tabla IV).

**Tabla IV.** Frecuencias relativas del número de ovocitos previtelogénicos y vitelogénicos en cada mes de muestreo. Así como las diferencias significativas presentes entre los meses de muestreo en cada estadio de los ovocitos, de *Stomolophus meleagris* durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Mes	Tipos de ovocitos		Err.Std.
	Previtelogénicos (%)	Vitelogénicos (%)	
Febrero	74.91 <sub>a</sub>	25.09 <sub>a</sub>	2.96
Abril	38.98 <sub>b</sub>	61.02 <sub>b</sub>	2.48
Mayo	24.38 <sub>c</sub>	75.62 <sub>c</sub>	2.96

Medias por tipo de ovocito, con diferente letra, son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ )

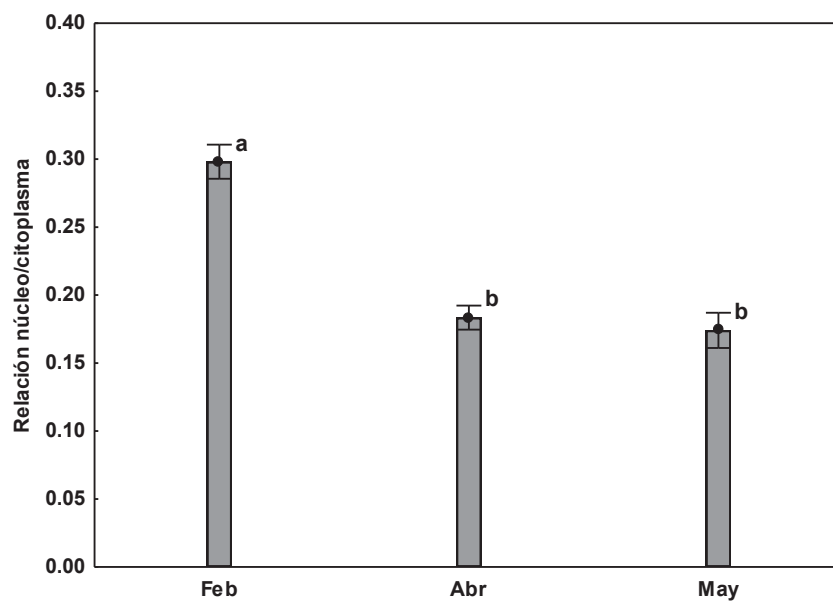
La longitud y peso promedio de las hembras empleadas para evaluar el contenido de lípidos fueron mayores en abril (613.2 g y 107 mm, respectivamente). Se encontraron diferencias significativas entre el promedio de peso en abril y los promedios de febrero y mayo. En el promedio de longitud mensual no se encontraron diferencias significativas, aunque el menor promedio se obtuvo en mayo (Fig. 20 y Tabla III).



**Figura 20.** Promedio de longitud (mm) y peso húmedo (g) de hembras de *Stomolophus meleagris*, empleadas en la evaluación de contenido lipídico de los ovocitos, recolectadas en 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de  $\pm$  Std. Dev. Letras diferentes en cada variable indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p < 0.005$ ), dónde la longitud es (a) y el peso húmedo es (a).

## 2.2. Relación Núcleo-Citoplasma

En cuanto a la relación núcleo citoplasma, sólo se encontraron diferencias estadísticas en febrero, respecto de abril y mayo, con una tendencia a disminuir la N:C conforme se avanza en el periodo de muestreo y se incrementa el diámetro de los ovocitos (Fig. 21 y Tabla III).



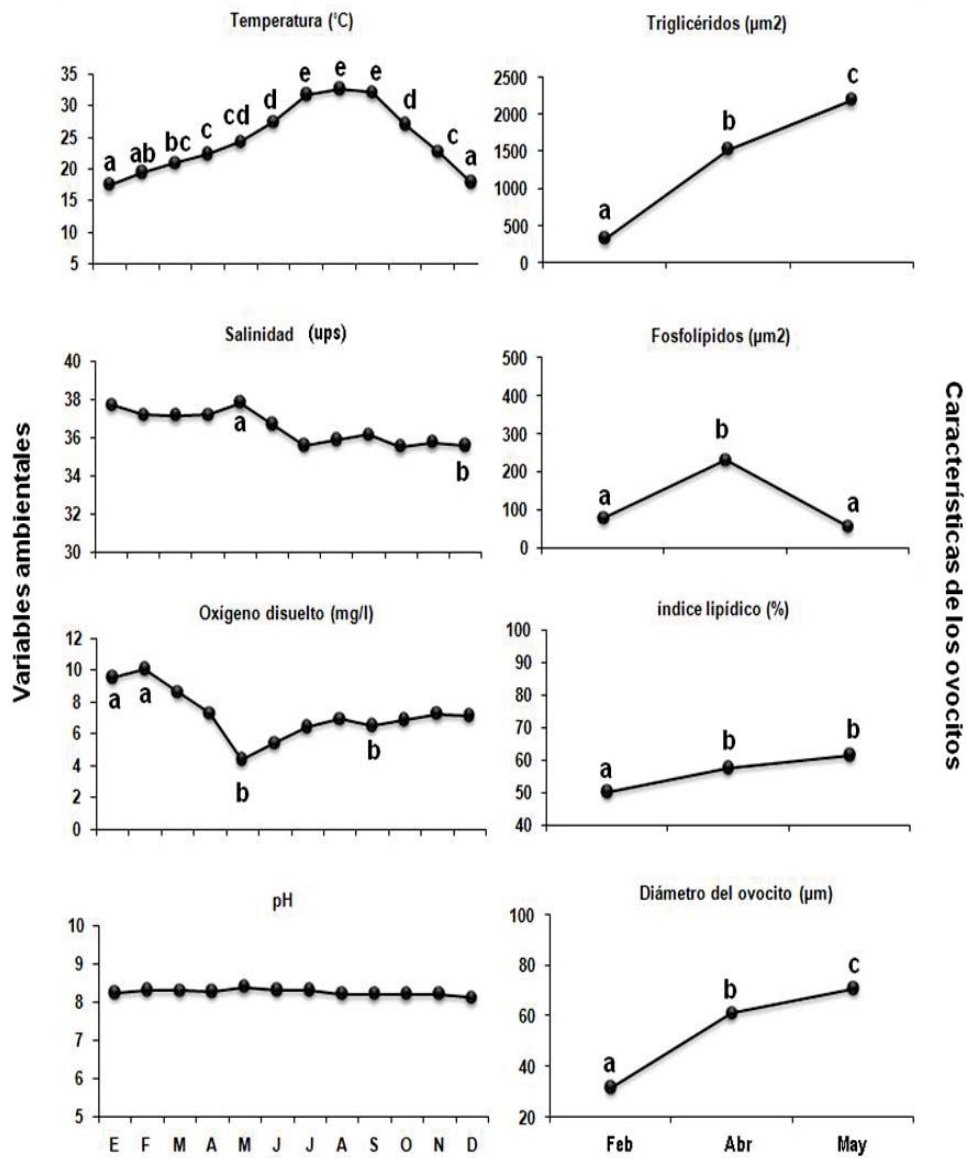
**Figura 21.** Relación núcleo citoplasma de *Stomolophus meleagris* en cada mes de muestreo durante 2005, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de  $\pm$  Std. Dev. Letras diferentes indican diferencias significativas entre los meses de muestreo ( $p < 0.005$ ).

### 2.3. Variables ambientales (características de los ovocitos)

El análisis de las variables ambientales durante 2005, indica que la temperatura presentó variaciones significativas a lo largo del periodo de estudio, de tal manera que se incrementó de enero a mayo al igual que el diámetro teórico, el índice lipídico y los triglicéridos. El mayor valor de temperatura se obtuvo en agosto (32.5°C) y el menor en enero (17.4°C) (Fig. 22).

El oxígeno disuelto presentó una disminución durante el periodo de muestreo, dichas diferencias fueron significativas entre los meses de febrero (10.6 mg/L) y mayo (4.35 mg/L), siendo este último el menor valor obtenido durante el periodo de muestreo, dicho valor no pareció afectar el desarrollo de los ovocitos, ya que como se mencionó anteriormente, en mayo se encontró el mayor diámetro de los ovocitos, la mayor cantidad de triglicéridos y el mayor valor del índice lipídico (Fig. 22).

Por otro lado, la salinidad y el pH permanecieron casi constantes, con un ligero aumento en mayo, el cual sólo fue significativo en la salinidad entre mayo (37.8 ups) y diciembre (35.5 ups) (Fig. 22).

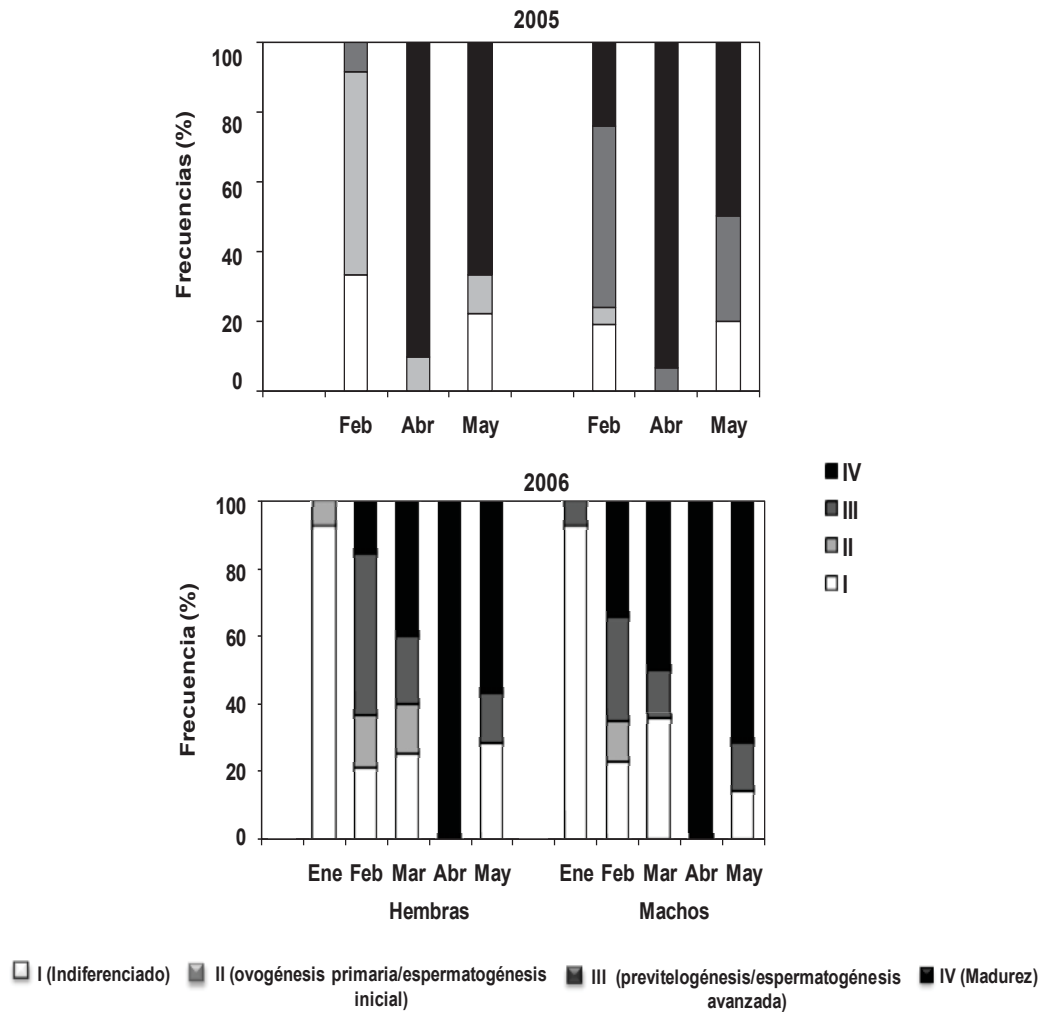


**Figura 22.** Medias mensuales de las variables ambientales y características ovocitarias, durante 2005, de *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Medias con letras diferentes son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ).

### 3. Periodo reproductivo

Durante 2005, se observaron organismos indiferenciados en febrero y mayo, sin embargo las mayores frecuencias ocurrieron en febrero. Durante éste mes, el estadio con mayor frecuencia en hembras fue la ovogénesis primaria (58%) y en machos la espermatogénesis avanzada (52.4%). Se presentó una mayor frecuencia relativa de machos maduros que en hembras (23.8 y 0%, respectivamente), así como una menor frecuencia relativa de hembras en previtelogénesis que de machos en espermatogénesis avanzada (8.3 y 52.3%, respectivamente) (Fig. 23).

Las mayores frecuencias de organismos maduros (IV) ocurrieron en abril para ambos sexos, con 93% para machos y 90% para hembras. En mayo se observó una reducción de las frecuencias de organismos maduros con 66% para hembras y 50% para machos (Fig. 23).



**Figura 23.** Frecuencia relativa de los estadios I (indiferenciados); II (ovogénesis primaria/espermatogénesis inicial); III, (previtelogénesis/espermatogénesis avanzada) y IV (madurez), para hembras y machos de *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Periodo 2005- 2006.

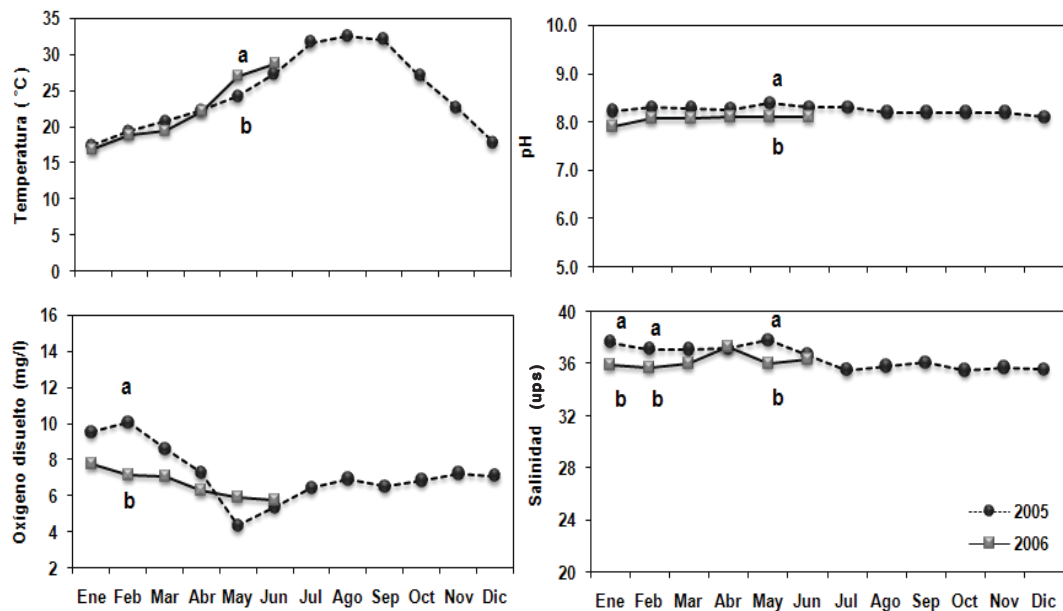
En 2006, el desarrollo gonadal inicio en enero, con hembras en ovogénesis primaria (7% de frecuencia) y machos en espermatogénesis avanzada (7 % de la frecuencia). A partir de febrero se encontraron organismos maduros (15% de frecuencias para hembras y del 34.6% para machos), con un incremento de frecuencia de la madurez, de febrero a abril para ambos sexos (Fig. 23). Al igual que el número de organismos maduros se incrementó con el tiempo, se observó un aumento en la longitud de la medusa, siendo abril el mes en que el 100% de los organismos se encontraron maduros tanto hembras como machos. Se observó un ligero desfase del inicio del periodo reproductivo entre sexos, ya que los machos en enero cuentan con organismos en espermatogénesis avanzada, mientras que las hembras se presentan en ovogénesis primaria, así mismo, en los meses de marzo y mayo se observan frecuencias del estadio III (espermatogénesis avanzada y previtelogénesis) más altas en los machos que en hembras. Sin embargo considerando el estadio IV (madurez), se puede observar de manera general un patrón de desarrollo gonadal muy similar entre hembras y machos, con una tendencia a la sincronización de la madurez entre sexos (Fig. 23).

### 3.1. Variables ambientales (periodo reproductivo)

Durante el periodo reproductivo de 2006, se encontró que al igual que en 2005, la temperatura se incrementa de enero-mayo, sólo se observaron diferencias significativas entre años, en mayo. Durante 2006 la menor temperatura fue en enero (16.8°C) y la mayor en mayo (28.7°C). No se observaron variaciones estadísticas en la salinidad y el pH, el valor máximo de salinidad y de pH (37.3 ups y 8.09, respectivamente) se obtuvo en abril, mientras que el valor mínimo ocurrió en mayo con una salinidad de 33.2 ups y

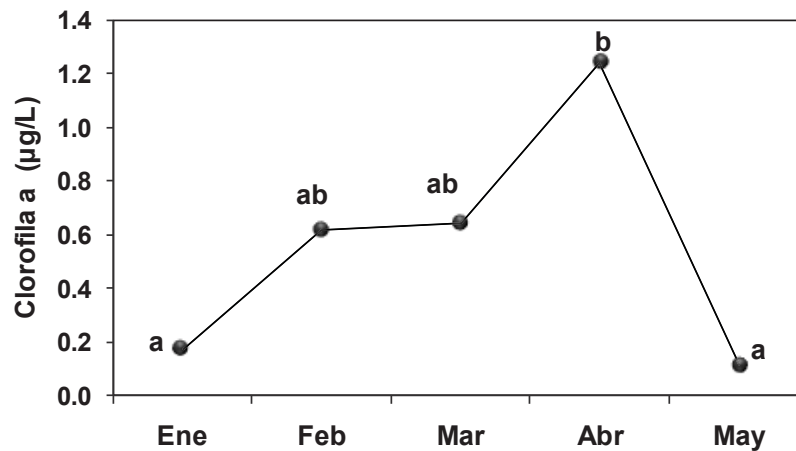


un pH de 7.4, se observaron diferencias significativas entre años en enero, febrero y mayo, sin embargo los valores de salinidad no difirieron en más de cinco ups (Fig. 24). En cuanto al oxígeno disuelto, se presentó una disminución de enero a mayo, con un valor de 7.75 mg/L en enero y de 5.75 en mayo, se encontraron diferencias significativas de enero, febrero y marzo con abril y mayo, únicamente se observaron diferencias significativas en años en febrero (Fig. 24).



**Figura 24.** Variables ambientales (temperatura, salinidad, pH y oxígeno disuelto, durante 2005 y 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Medias con letras diferentes son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ), sólo se indican los puntos con diferencias significativas entre años.

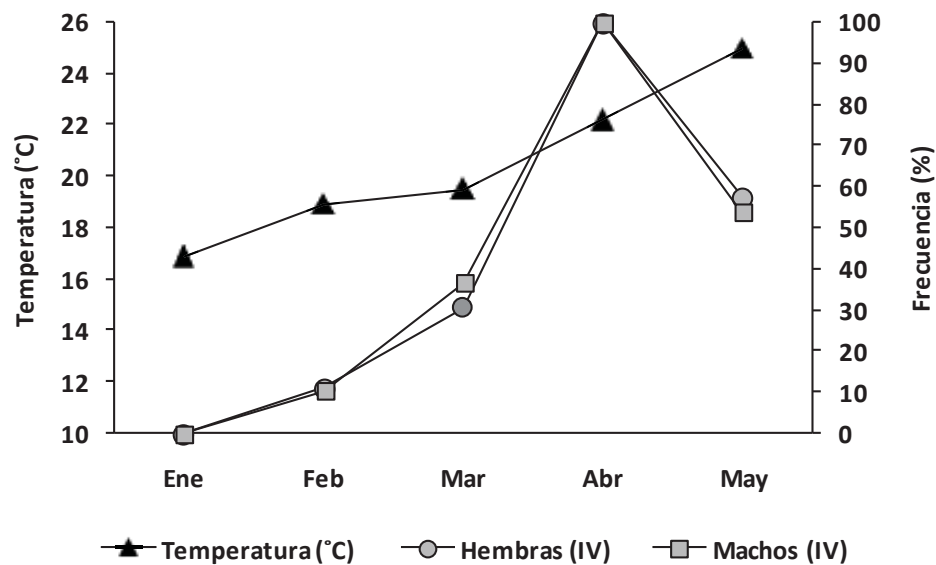
Los valores de clorofila *a*, obtenidos durante 2006, se incrementaron de enero a abril, se incrementaron de enero a abril, con el mayor valor en abril (1.24  $\mu\text{m/L}$ ), después se observó una disminución en mayo (0.11  $\mu\text{m/L}$ ) siendo este el menor valor registrado. El análisis estadístico indica diferencias significativas entre abril, y enero y mayo (Fig. 25).



**Figura 25.** Concentración de clorofila *a* ( $\mu\text{g/L}$ ), en el periodo enero-junio de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Medias con letras diferentes son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ).

Respecto al periodo reproductivo y a su relación con las variables ambientales, en ambos sexos el periodo reproductivo de la población (2005 y 2006) va de febrero a mayo, a una temperatura de 19°C a 22.5°C, con una salinidad que permanece aproximadamente constante de 36.4 a 35.5 ups, así como a un pH de 8.3 a 8.4. A pesar de que el oxígeno disuelto mostró una disminución a lo largo de los dos años, con un

máximo en febrero y un mínimo en mayo (8.6 a 4.9 mg/L, respectivamente, obtenidos durante 2005), no parece haber afectado el periodo reproductivo. Adicionalmente se analizaron las frecuencias mensuales de machos y hembras en madurez con respecto a las temperaturas mensuales obtenidas durante 2006. Se observó un aumento de enero a abril, de las frecuencias mensuales en ambos sexos conforme se incrementa el promedio de temperatura mensual y una disminución en mayo, cuando se registró la temperatura más alta (25°C). La mayor frecuencia, tanto para machos como para hembras, se obtuvo a los 22.5°C durante el 2006 (Fig. 26).

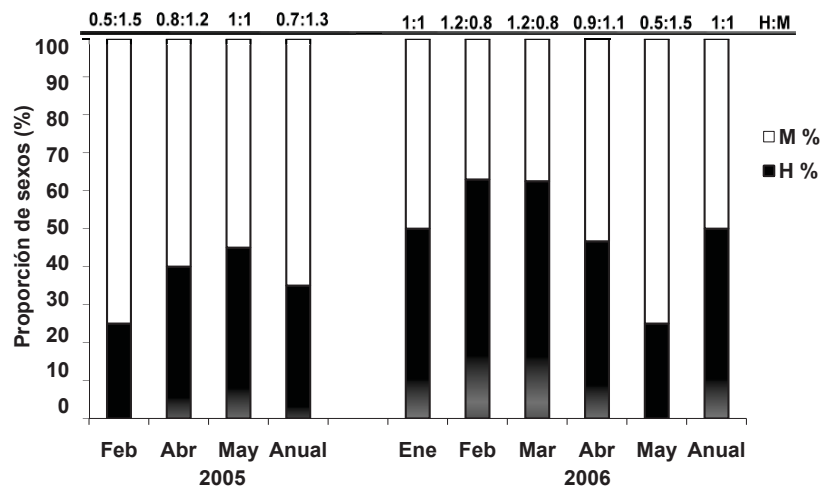


**Figura 26.** Frecuencias de hembras y machos en estadio IV (madurez) respecto a la temperatura registrada durante el periodo de muestreo enero - mayo de 2006, en la medusa *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

#### 4. Proporción de sexos

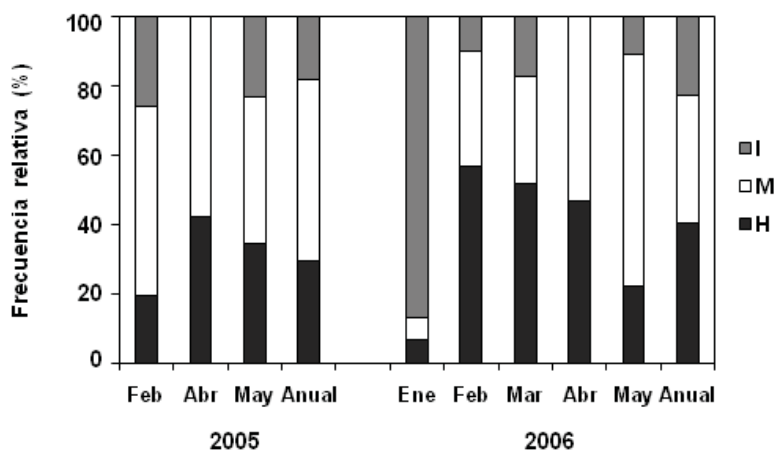
De las 98 medusas recolectadas en 2005, se obtuvo un porcentaje de 36.25% de hembras y 63.75% de machos, que corresponde a una proporción hembra:macho de 0.7:1.3, la proporción de sexos no difiere estadísticamente de lo esperado 1:1 ( $\chi^2=6.05$ ; g.l.=2,  $p<0.01$ ).

De las 176 medusas obtenidas durante 2006, se observó una variación de sexos entre meses de muestreo, en febrero a marzo se observó una ligera tendencia al aumento en la proporción de hembras con respecto a los machos, mientras que de abril a mayo la tendencia cambió con un ligero incremento de los machos. Sin embargo el resultado de la proporción de sexos a lo largo del periodo de muestreo resulta en una proporción de hembras/ machos de 1:1 (52% de hembras y 48 % de machos), con una  $\chi^2(0.01, 1) = 6.6349$ , no difiere estadísticamente de lo esperado 1:1 (Fig. 27).



**Figura 27.** Porcentaje de proporción de sexos y relación de Hembras:Machos (no. min = 2) durante 2005 y 2006, de la medusa *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora México.

Las frecuencias relativas mensuales y anuales por sexo (hembras, machos e indiferenciados), indicaron que la mayor frecuencia de organismos indiferenciados en 2005, fue en febrero (26.1%) y para 2006 en enero (86.7%). Con una mayor frecuencia de indiferenciados en 2006 (22.73%), que respecto a 2005 (18.4%). En cuanto a las hembras, la mayor frecuencia relativa durante 2005, se obtuvo en abril (42.3%), mientras que en 2006 fue en febrero (56.7%). En el caso de los machos, la mayores frecuencias ocurrieron en abril (57.7%) para 2005 y en mayo (66.7%) en 2006. Cabe agregar, que durante abril de ambos años, las frecuencias relativas encontradas fueron muy similares, tanto entre sexos como entre años, con frecuencias en 2005 para machos de 57.7% y hembras de 42.3% y en 2006 con frecuencias para machos de 53.3% y hembras de 46.7%. Por otro lado, durante abril de 2005 y 2006, no se encontraron organismos indiferenciados (Fig. 28).



**Figura 28.** Frecuencia relativa de machos (M), hembras (H) e indiferenciados (I), mensuales y anuales durante 2005 y 2006, de la medusa *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

## 5. Análisis de tallas

Las medias de longitud y peso húmedo de medusa, obtenidas durante 2005, mostraron que la mayor talla tanto para hembras como para machos se obtuvo en abril ( $10.7 \pm 7$  y  $11 \pm 14$  cm, respectivamente). De igual forma, el mayor valor de peso húmedo para hembras y machos se encontró en abril ( $613.2 \pm 132$  y  $664.9 \pm 180$  g, respectivamente), siendo estos valores estadísticamente diferentes de los de febrero y mayo. Las medias obtenidas para organismos indiferenciados fueron notablemente menores que las encontradas para hembras y machos, con el mayor valor obtenido en mayo tanto para longitud como para peso húmedo ( $3.5 \pm 2$  mm y  $23.6 \pm 3$  g, respectivamente), cabe mencionar que durante abril no se obtuvieron organismos indiferenciados. No se observan diferencias significativas entre hembras y machos, en ninguno de los meses de estudio, mientras que con los organismos indiferenciados, se observan diferencias estadísticas en todos los meses con hembras y machos (Tabla V).

Durante 2006, se observa un incremento de las tallas (diámetro de campana y longitud de medusa) y peso húmedo de enero a abril, tanto para machos como para hembras, con una posterior disminución en mayo. No se encontraron diferencias significativas entre el peso húmedo y las tallas, entre machos y hembras durante el periodo enero-mayo. Los organismos indiferenciados se presentaron en enero, febrero, marzo y mayo, con tallas similares en todo el periodo de recolecta, pero menores a las obtenidas por hembras y

machos de febrero a mayo (Tabla V). El análisis entre sexos y organismos indiferenciados, muestra que los valores de tallas y pesos obtenidos para los organismos indiferenciados, fueron menores y significativamente diferentes que a los obtenidos en hembras y machos, exceptuando enero, donde no se presentaron diferencias significativas en ninguno de los grupos (Tabla V).

El análisis de varianza de tallas (longitud y diámetro de campana de la medusa) y peso húmedo por mes de recolecta, obtenidos en hembras, machos e indiferenciados, muestra un incremento de las medias de talla de enero a abril y peso húmedo, con diferencias significativas entre abril y enero-febrero, con una ligera reducción en tallas y peso húmedo de abril a mayo, aunque no estadísticamente significativa, tanto para machos como para hembras (Tabla V).

En los machos, el peso húmedo total, presentó diferencias significativas entre abril y mayo. En organismos indiferenciados, aunque se observó una reducción de las tallas y peso húmedo, de abril a mayo, no se observaron diferencias significativas entre ninguno de los meses de recolecta (Tabla V).

**Tabla V.** Análisis de medias de longitud de medusa y peso húmedo en hembras, machos e indiferenciados entre meses, obtenidos en 2005 y 2006, de la medusa *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

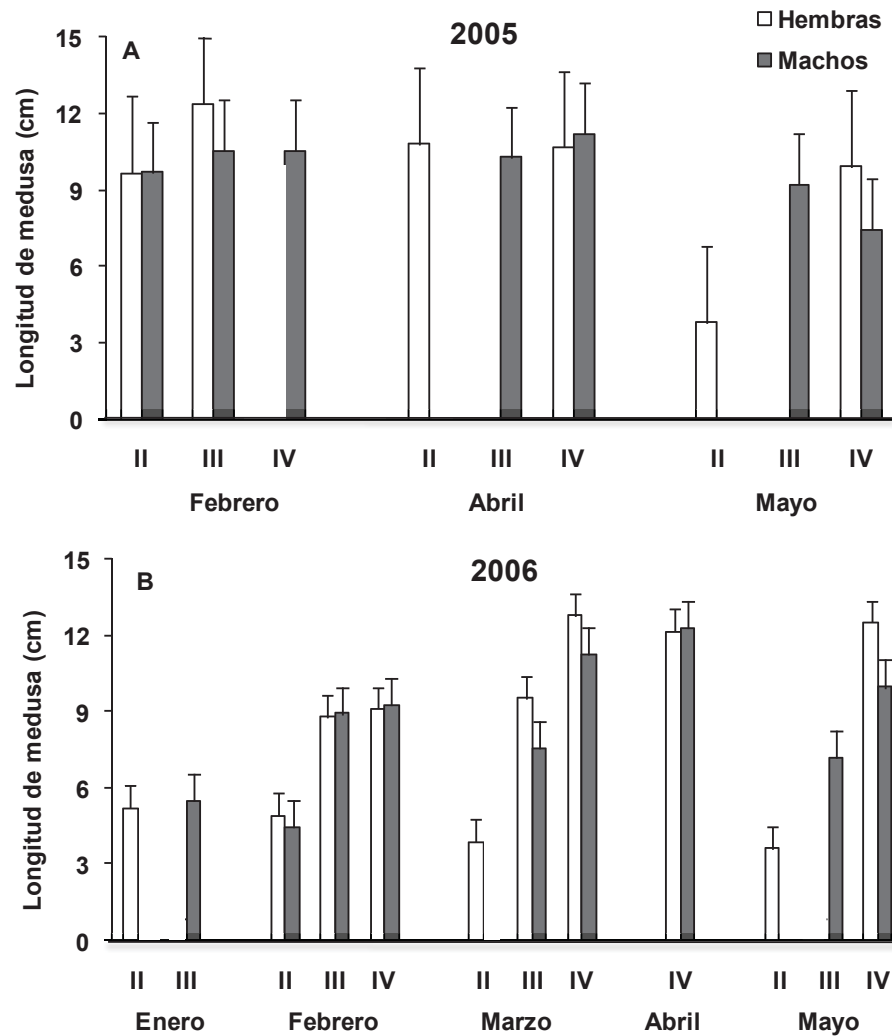
<b>Mes</b>	<b>Hembras</b>	<b>Machos</b>	<b>Indiferenciados</b>
<b>2005</b>			
<b>Longitud (cm)</b>			
Febrero	10.0 <sup>a</sup>	10.3 <sup>a</sup>	3.3 <sup>b</sup>
Abril	10.7 <sup>a</sup>	11.1 <sup>a</sup>	-----
Mayo	9.1 <sup>a</sup>	7.2 <sup>a</sup>	3.6 <sup>b</sup>
<b>Peso húmedo (g)</b>			
Febrero	359.7 <sup>a</sup>	362.9 <sup>a</sup>	8.4 <sup>b</sup>
Abril	613.2 <sup>ab</sup>	664.9 <sup>b</sup>	-----
Mayo	464.2 <sup>a</sup>	318.4 <sup>a</sup>	23.6 <sup>b</sup>
<b>2006</b>			
<b>Longitud (cm)</b>			
Enero	5.2 <sup>a</sup>	5.6 <sup>a</sup>	3.8 <sup>a</sup>
Febrero	8.1 <sup>a</sup>	8.2 <sup>a</sup>	4.9 <sup>a</sup>
Marzo	9.5 <sup>a</sup>	10.2 <sup>a</sup>	4.0 <sup>a</sup>
Abril	12.1 <sup>b</sup>	12.3 <sup>b</sup>	----
Mayo	11.0 <sup>ab</sup>	9.7 <sup>ab</sup>	3.4 <sup>a</sup>
<b>Peso húmedo (g)</b>			
Enero	41.2 <sup>a</sup>	51.1 <sup>a</sup>	18.1 <sup>a</sup>
Febrero	156.1 <sup>a</sup>	187.6 <sup>a</sup>	19.9 <sup>a</sup>
Marzo	386.6 <sup>b</sup>	366.2 <sup>b</sup>	17.2 <sup>a</sup>
Abril	580.3 <sup>c</sup>	561.9 <sup>c</sup>	----
Mayo	530.3 <sup>bc</sup>	400.6 <sup>b</sup>	10.8 <sup>a</sup>

Medias por sexo y mes, con diferente letra, son estadísticamente diferentes (prueba de Tukey  $p < 0.05$ )



Las medias de la longitud de medusas, tanto de hembras como de machos, en los estadios gonádicos II, III y IV durante 2005, disminuyeron de febrero a mayo, en ambos sexos. La mayor longitud en el estadio IV (madurez), tanto para hembras como para machos se obtuvo en abril (10.7y 11.2 cm, respectivamente). Sin embargo la mayor media de longitud, fue de las hembras en el estadio III de febrero (12.4 cm), mientras que en machos ocurrió en abril en el estadio IV (Fig. 29 A).

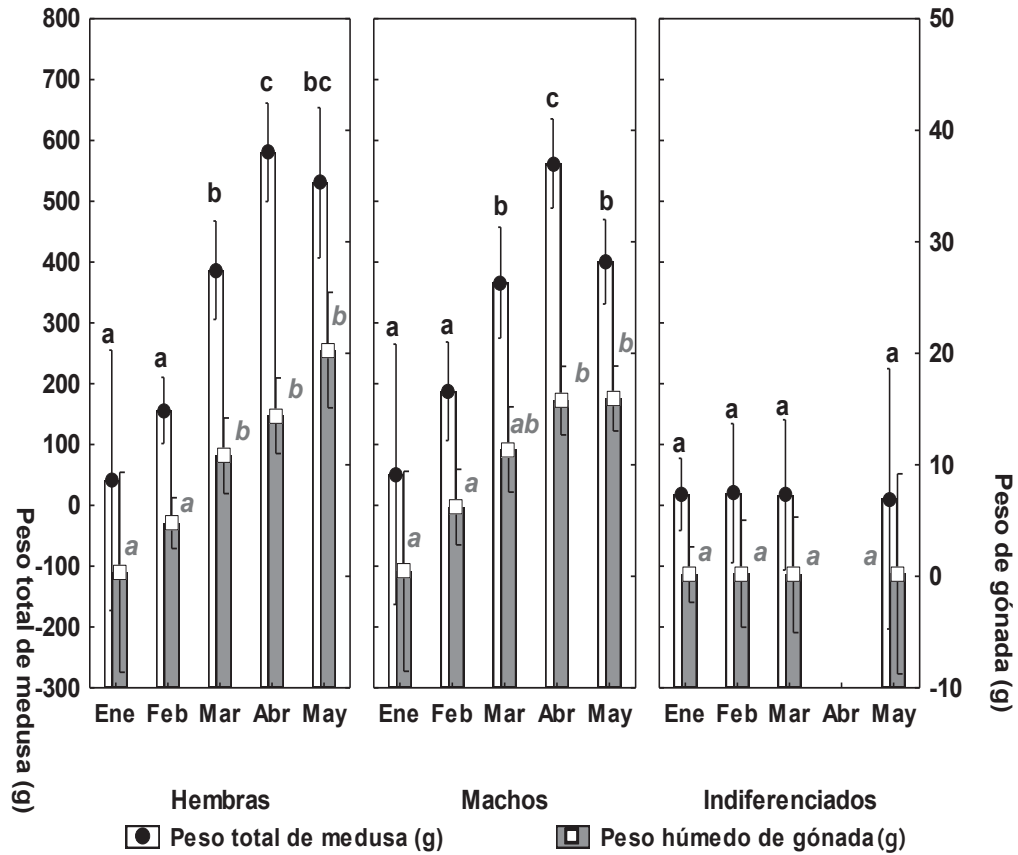
El análisis de medias de hembras y machos de 2006, mostró que de forma similar a lo encontrado en 2005, ocurre una disminución de la longitud en la cual inicia la madurez gonadal (II) de hembras, de enero a mayo. Dicha tendencia no es muy clara en los machos, ya que, sólo se encontraron machos en estadio II en enero y febrero. El menor promedio de la longitud de medusa (3.6 cm), se encontró en hembras en estadio II en mayo. Mientras que el menor promedio de longitud en machos (4.5 cm) ocurrió en febrero. Por otro lado, se encontró el mayor promedio de longitud, en el estadio IV, fue similar para hembras y machos (12.7 y 12.3 cm, respectivamente). Sin embargo dicho promedio de longitud se obtuvo en marzo para hembras y en abril para machos. Cabe mencionar, que en el caso de las hembras a partir de abril, se observó un promedio de longitud muy similar al de marzo a mayo en los estadios III y IV, mientras que en los machos ocurre una disminución en el promedio de talla en el estadio IV (Fig. 29 B).



**Figura 29.** Longitud de la medusa y estadio gonádico II (ovogénesis primaria/espermatogénesis inicial); III, (previtelogénesis/espermatogénesis avanzada) y IV (madurez), de machos y hembras de *Stomolophus meleagris* durante los meses de recolecta en 2005 y 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de  $\pm$  Std. Dev, (no. min. = 2).

Adicionalmente se evaluaron para 2006, las medias de peso de la gónada y las medias de peso húmedo total, éstas presentaron una tendencia de incremento con el paso del tiempo, de manera muy similar a lo descrito anteriormente con la talla entre sexos, donde nuevamente hembras y machos presentan valores muy similares entre si, así mismo, se observó una disminución no significativa, en el peso húmedo total de abril a mayo en hembras y machos (530 y 400 g, respectivamente). Sin embargo en el caso de la media del peso de la gónada, no disminuyó en mayo como se observó en el peso húmedo total y en las medias de talla (Fig. 30).

Los análisis estadísticos de las medias del peso de gónada, indicaron que no hay diferencias, entre machos y hembras durante el periodo de muestreo (enero-mayo) en hembras y machos, ocurriendo las mayores medias en mayo, 15.4 g en hembras y 15.9 g en machos, que resultaron estadísticamente diferentes con la de enero, febrero y marzo. En los organismos indiferenciados el peso de la gónada no varió entre meses y presentaron medias estadísticamente y significativamente menores que las de machos y hembras de febrero a mayo (Fig. 30).



**Figura 30.** Medias de peso húmedo total y peso húmedo de gónada, de hembras, machos e indiferenciados de la medusa *Stomolophus meleagris*, durante el periodo enero-mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de  $\pm$  Std. Dev.

El análisis de regresión entre peso húmedo total de medusa con el diámetro de campana en hembras (durante 2006), mostró una relación de tipo potencial de la siguiente forma (fórmula 12):

12

$$W = 0.05459 * L^{3.1878}$$

Donde W es el peso total, L es el diámetro de campana y a y b son constantes, con una r = 0.9313 (Fig. 31A).

En machos la relación obtenida fue (fórmula 13):

13

$$W = 0.1559 * L^{2.8196}$$

Con una r = 0.9501 (Fig. 31B)

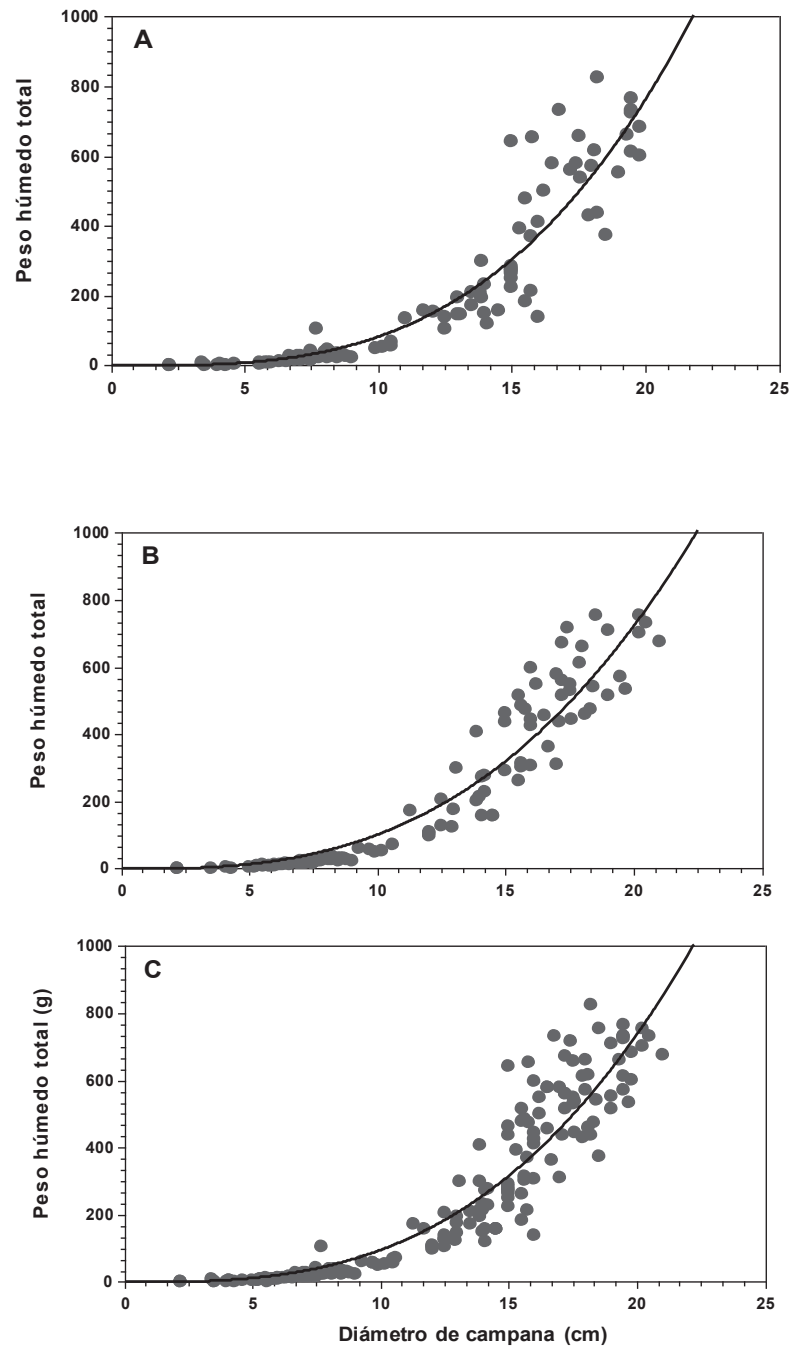
La relación peso húmedo de gónada y el diámetro de campana fue (fórmula 14):

14

$$W = 0.1128 * L^{2.9343}$$

Con una r = 0.9374 (Fig. 31C).

Lo anterior indica hay un incremento en el peso húmedo de la medusa y la gónada con el aumento de talla, dicho incremento será proporcionalmente mayor en tallas superiores a los 15 cm (Fig. 31 A, B y C).



**Figura 31.** Análisis de regresión entre peso húmedo total de la medusa *Stomolophus meleagris* con el diámetro de campana en hembras (A), machos (B), y gónada de hembras (C) durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Lo anterior indica que existe una relación del peso húmedo de la campana con el diámetro en ambos sexos, de tal manera que conforme se incrementa el diámetro de campana aumenta exponencialmente el peso de la medusa, de igual manera se observó esta relación de aumentar el peso de la gónada con el aumento del diámetro de campana de hembras.

### 7. Fecundidad

El análisis de regresión de peso húmedo de la gónada con volumen desplazado (Fig. 32), mostró el mejor ajuste con la ecuación  $Y = a X^b$  donde (fórmula 15):

15

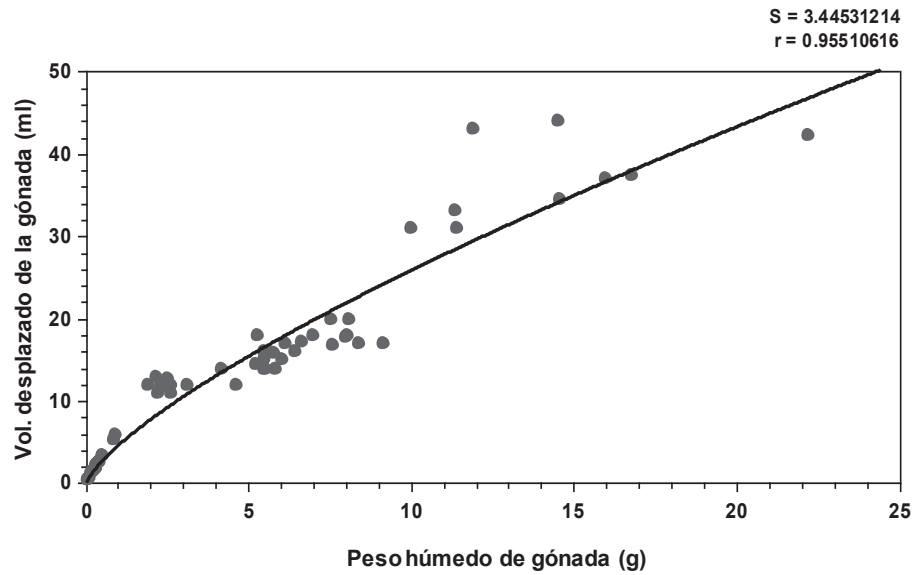
$$Vd = a (\text{peso húmedo de gónada})^b$$

Vd = Volumen desplazado de la gónada

a = 4.7036342

b = 0.74154677

r = 0.9551062



**Figura 32.** Curva de ajuste del peso de tejido seco de gónada contra volumen desplazado de las gónadas de *Stomolophus meleagris* en 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

El análisis de regresión, de peso seco de tejido gonadal con volumen desplazado (Fig. 33), mostró el mejor ajuste con la ecuación  $Y = a X^b$  donde (fórmula 16):

16

$$Vd = a (\text{peso seco de tejido gonadal})^b$$

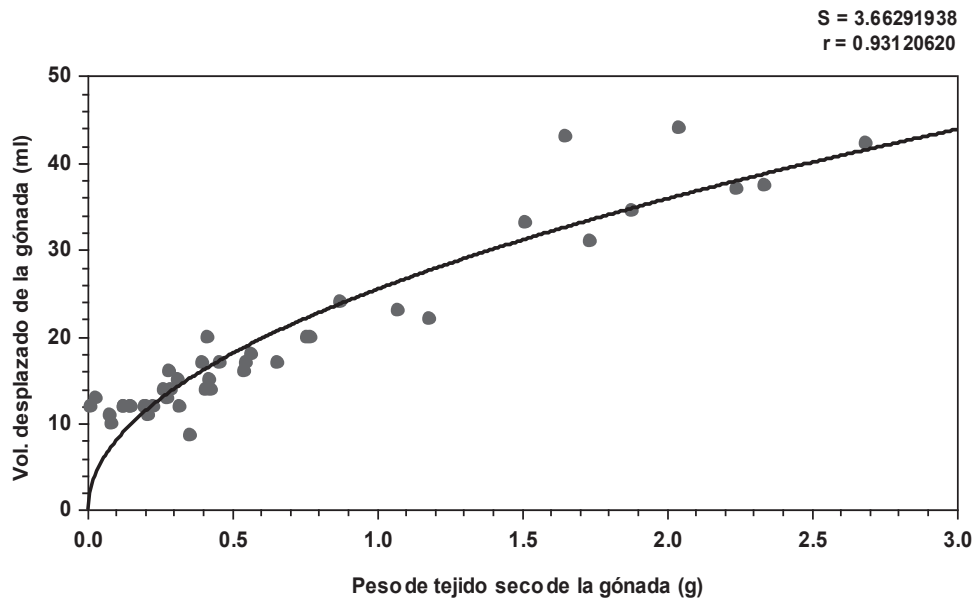
Vd = Volumen desplazado de la gónada

a = 25.515307

b = 25.515307

r = 0.9312062





**Figura 33.** Curva de ajuste del peso de tejido seco de gónada contra volumen desplazado de las gónadas de la medusa *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

La estimación del volumen de la rejilla resultó en (fórmula 17):

17

$$VI = L1(0.495694 \text{ mm}) \times L2 (0.66029 \text{ cm}) \times L3(0.004 \text{ cm}) = 0.00130921 \text{ mm}^3$$

VI = Volumen de la imagen (corte)

L1= Altura de la imagen

L2= Longitud de la imagen

L3= Grosor del corte

Aunque la relación volumen desplazado por la gónada y peso seco de tejido mostró un buen ajuste, el mejor ajuste se observó entre el volumen desplazado por la gónada y el peso húmedo de la misma.

Se encontró una alta relación de la fecundidad con la longitud de la medusa, de tipo exponencial, donde  $a = 4.60E-01$  y  $b = 6.1064$ , con una  $r = 0.8055$  (Fig. 34 a). Al igual que en la altura de la medusa el mejor ajuste se obtuvo con una ecuación exponencial, donde  $a=1.0326$  y  $b =6.7617$ , con una  $r = 0.8712$  (Fig. 34 b). La relación entre la fecundidad y el peso húmedo de la medusa fue la más alta, presentándose una relación lineal, con un valor de  $a = -105659$  y  $b = 47137$ , con una  $r = 0.9277$  (Fig. 34 c).

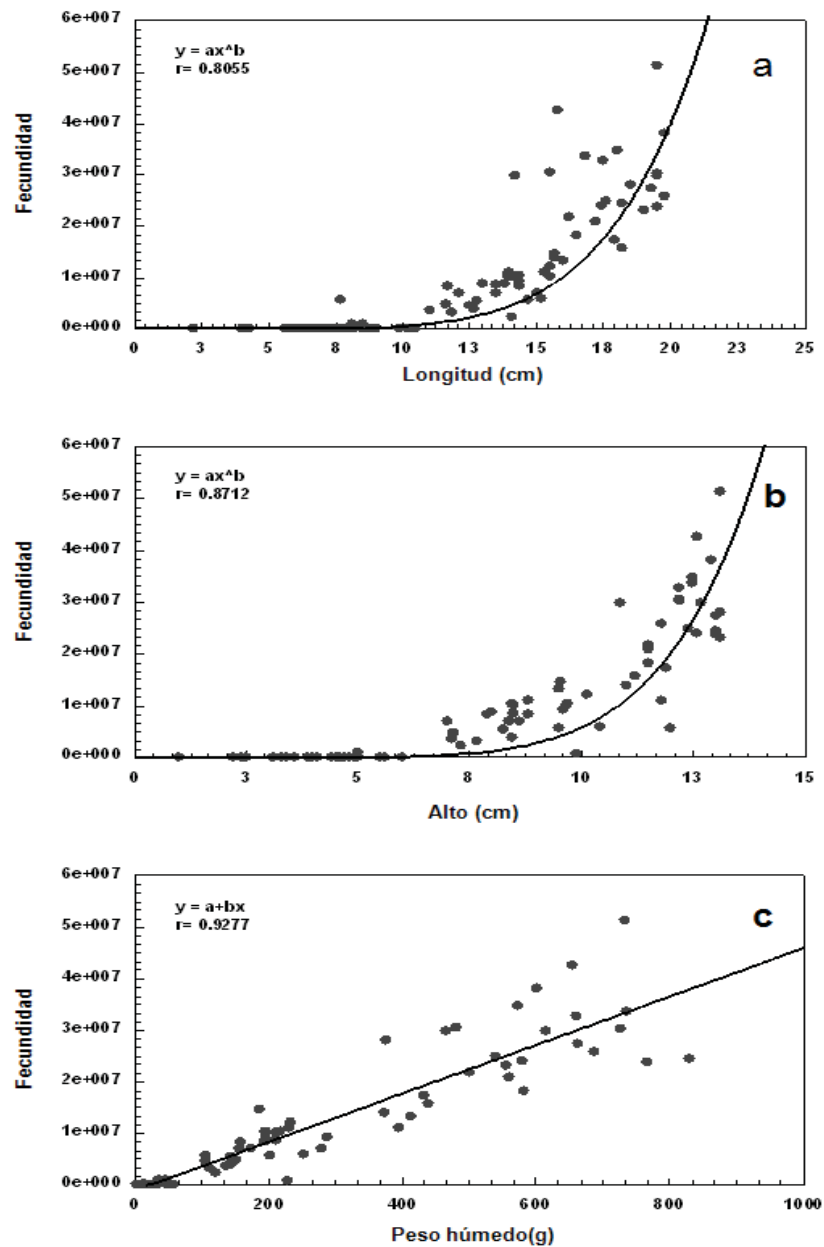
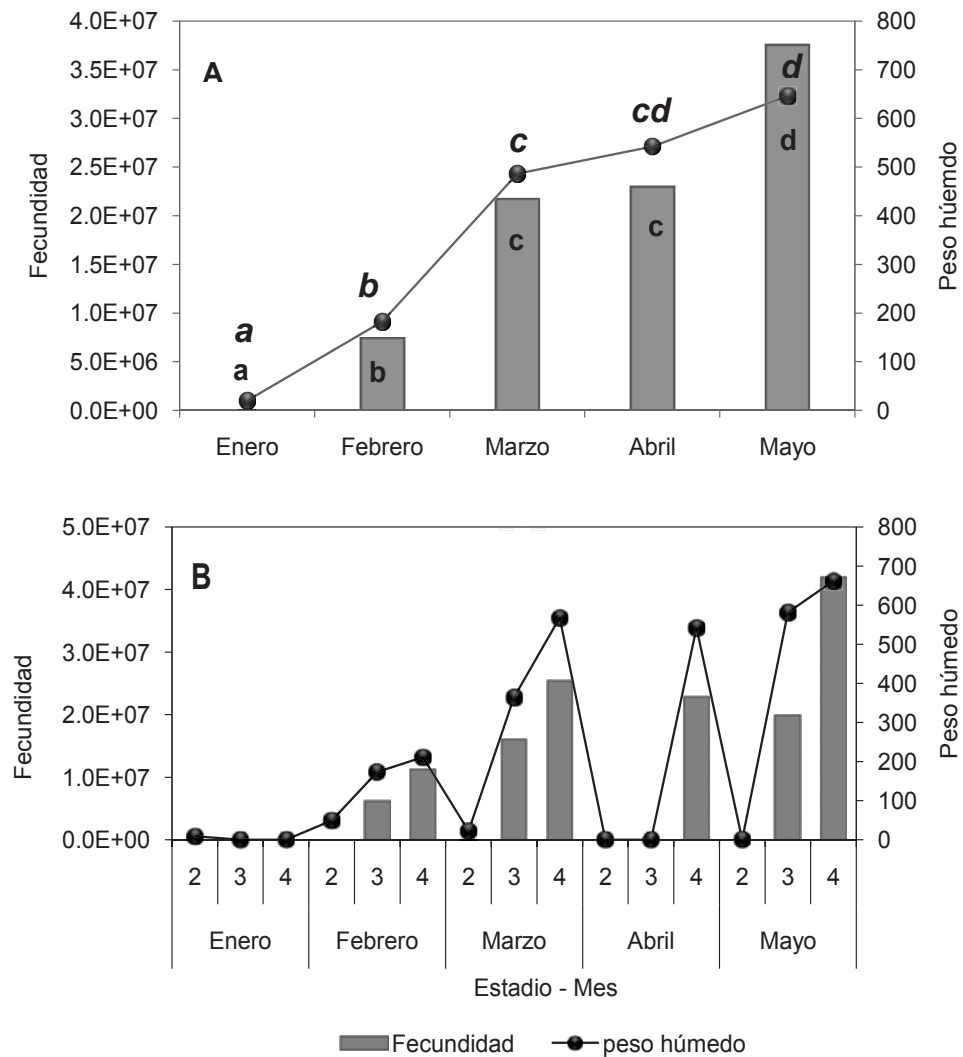


Figura 34. Curva de ajuste de la fecundidad con las tallas y peso húmedo de la medusa *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Donde la relación fecundidad-diámetro es (a), fecundidad-Longitud es (b) fecundidad-peso húmedo es (c).

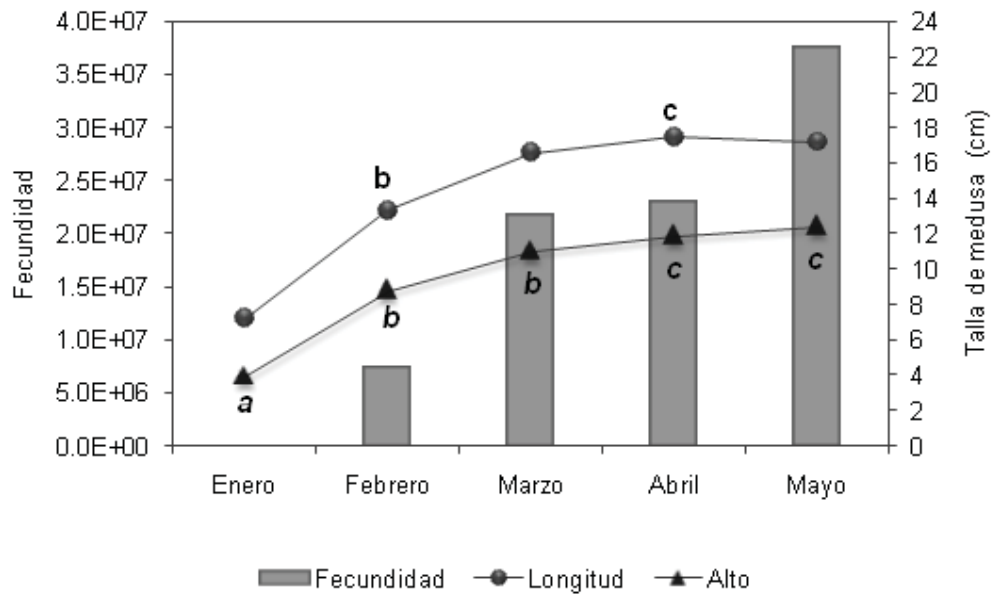
Las medias de fecundidad (por mes de muestreo), muestran un incremento de la fecundidad de enero a mayo, con la mayor fecundidad en mayo, presentando diferencias significativas con el resto de los meses. Marzo y abril no presentaron diferencias significativas entre si, pero si con enero, febrero y mayo. De igual manera, se observa un incremento en peso húmedo de la medusa, de enero a mayo, siendo mayo, el mes con la mayor media en peso húmedo. Marzo y abril no presentaron diferencias significativas entre si, pero si con enero, febrero y mayo, sin embargo abril no presentó diferencias significativas con mayo (Fig. 35A).

Las medias de fecundidad en los estadios de maduración, muestran que la fecundidad al igual que el peso húmedo, son menores en el estadio de previtelogénesis avanzada (III) que las del estadio de madurez (IV). Por otro las medias de fecundidad de los estadios de III y IV aumentan de enero a mayo, de tal manera que se obtuvo el mayor valor de fecundidad en mayo para ambos estadios, así como el mayor valor de peso húmedo (Fig. 35B).



**Figura 35.** Medias de la fecundidad y peso húmedo (A), así como, medias de fecundidad y peso húmedo, por estadio gonádico (B), de la medusa *Stomolophus meleagris* durante el periodo de muestreo enero – mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

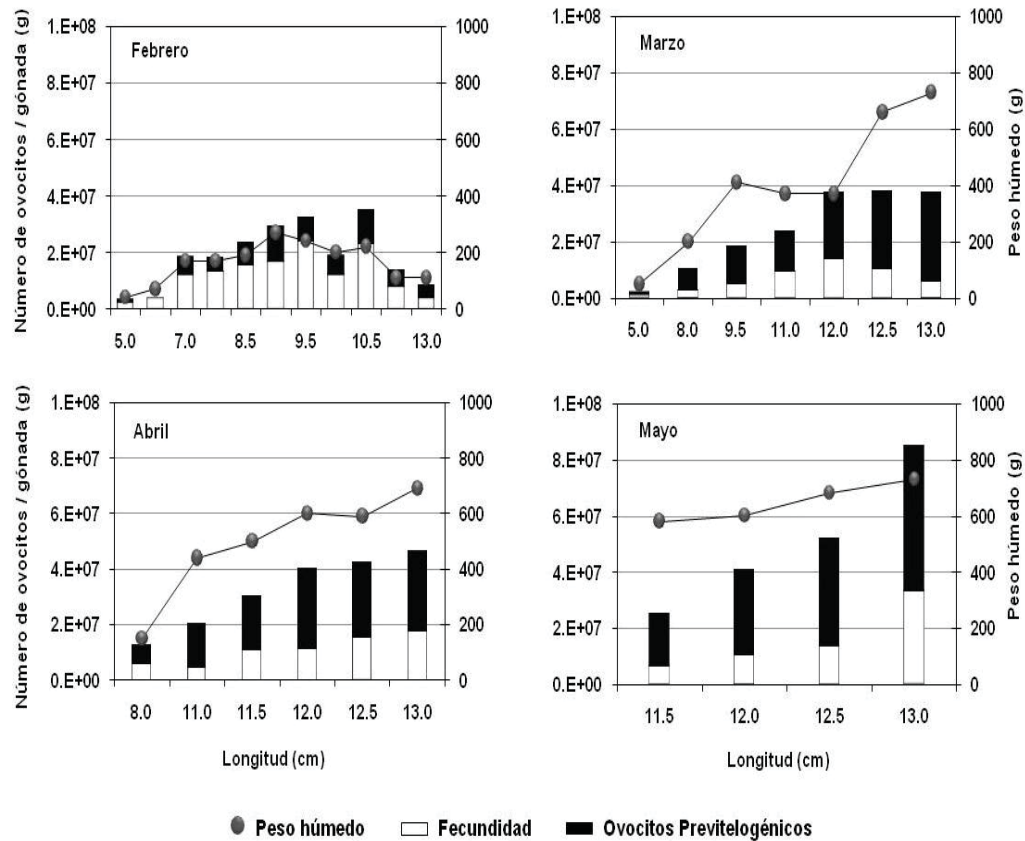
Así mismo, se observa un incremento en las medias de tallas (altura y longitud) de enero a abril, sin embargo en mayo se observa una ligera disminución en la altura y longitud de la medusa, de tal manera, que no se observaron diferencias significativas en la altura y longitud de medusa de marzo a mayo (Fig. 36).



**Figura 36.** Promedio de la fecundidad, largo de campana (cm) y altura (cm) de la medusa *Stomolophus meleagris*, durante el periodo de muestreo enero – mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Obteniendo los valores de fecundidad, por número de ovocitos vitelogénicos y peso húmedo de medusa, por intervalos de talla (longitud de medusa en cm), para cada mes de recolecta se encontró que los menores valores de fecundidad y peso húmedo se observan en febrero. Con excepción de febrero en todos los meses se observa el mayor

valor de fecundidad y peso húmedo, en los intervalos de talla mayores (de 12 a 13 cm). Se observa una tendencia de incremento de la fecundidad conforme se transcurre el periodo de muestreo, y se aprecia con mayor claridad ésta tendencia, conforme se incrementan los intervalos de talla (Fig. 37).



**Figura 37.** Medias de fecundidad (número de ovocitos vitelogénicos/por volumen de gónada), número ovocitos previtelogénicos y peso húmedo de la medusa, por intervalo de talla (longitud de campana en cm), de *Stomolophus meleagris* durante el periodo de muestreo enero – mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

### 8. Análisis bioquímicos

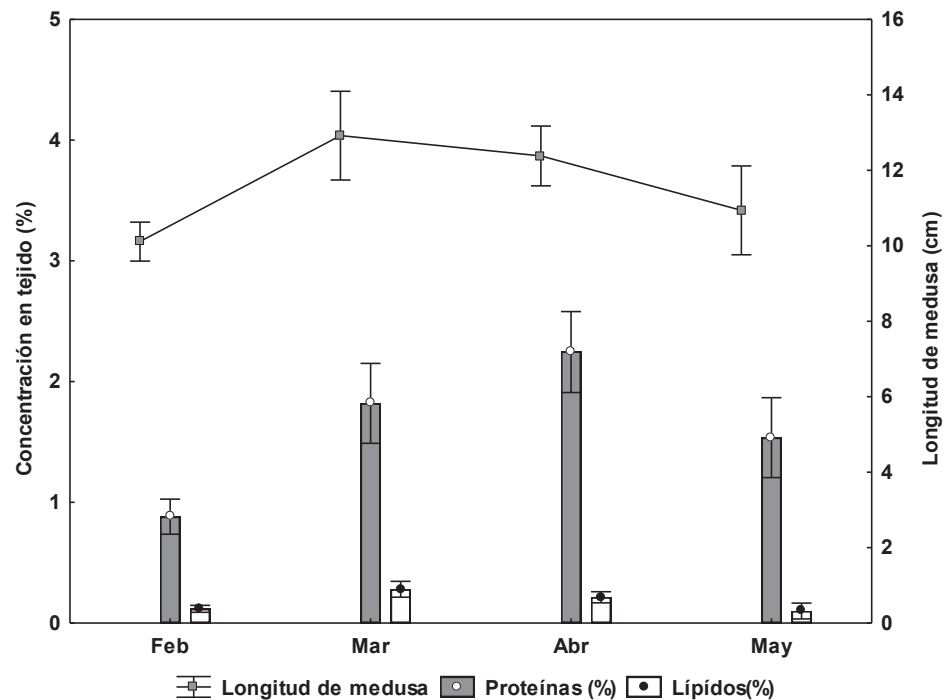
La media del porcentaje de proteínas totales, fue estadísticamente mayor que la del porcentaje de grasas totales de febrero a mayo. El menor valor para ambas variables se obtuvo en febrero con diferencias significativas sólo con marzo y abril, el mayor porcentaje de proteínas se obtuvo en abril, mientras que en marzo se obtuvo el mayor porcentaje de grasas totales, sin embargo abril y mayo no presentaron diferencias significativas en el porcentaje de proteínas y grasas totales (Fig. 38 y Tabla VI). El porcentaje de grasas totales, presentó una tendencia a disminuir de febrero a mayo, lo que coincide con los valores de longitud total de la medusa, donde sólo febrero presentó diferencias significativas con marzo y abril, con la mayor longitud en marzo y la menor longitud en febrero (Fig. 38 y Tabla VI).

**Tabla VI.** Medias del porcentaje de proteínas totales y grasas totales (lípidos), así como, medias de longitud de medusa (cm), en el periodo febrero-mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Variables	Tiempo (mes)			
	Febrero	Marzo	Abril	Mayo
Proteínas (%)	0.8818 <sup>a</sup>	1.820 <sup>b</sup>	2.2503 <sup>b</sup>	1.536 <sup>ab</sup>
Grasas (%)	0.0893 <sup>a</sup>	0.2800 <sup>b</sup>	0.1746 <sup>bc</sup>	0.1000 <sup>ac</sup>
Longitud (cm)	10.11 <sup>a</sup>	12.92 <sup>b</sup>	12.087 <sup>b</sup>	10.94 <sup>ab</sup>

Variables con la misma letra entre meses, no son estadísticamente diferentes (prueba de Tukey  $p < 0.05$ ).

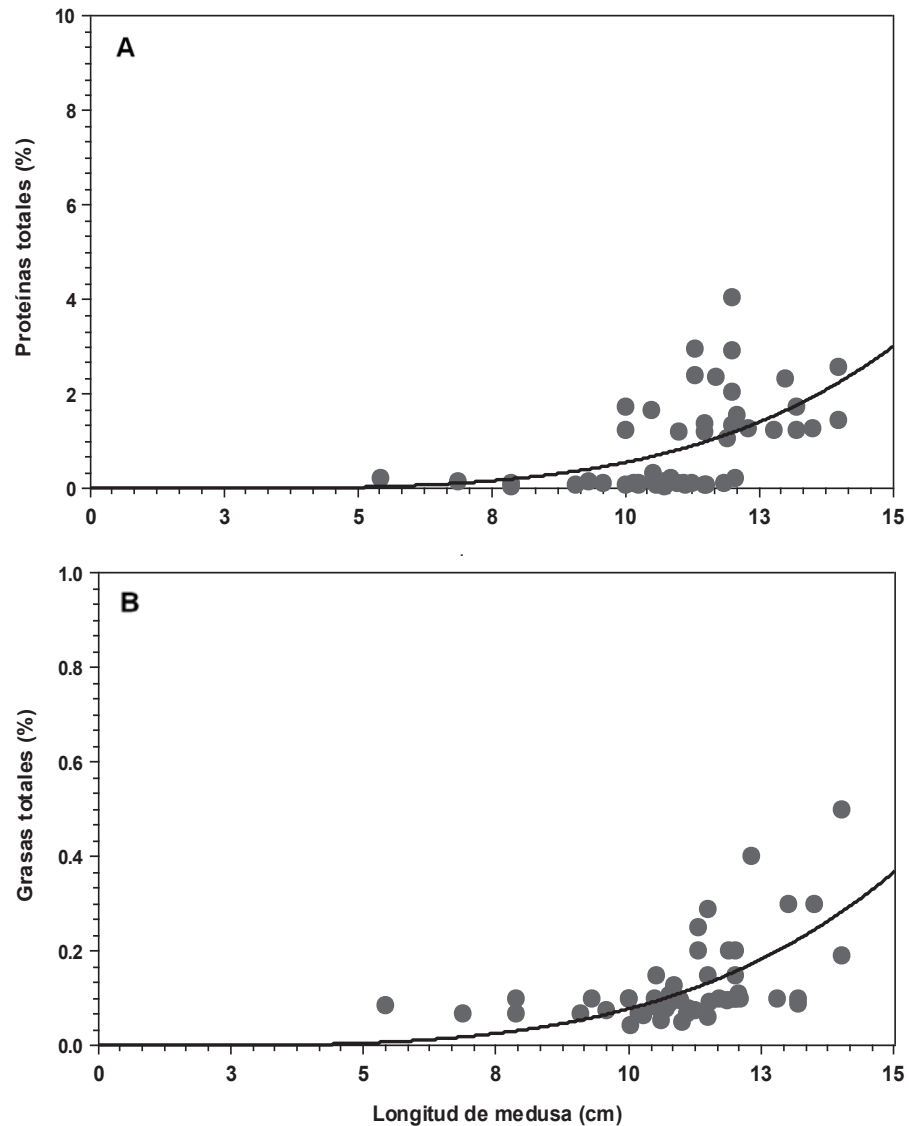




**Figura 38.** Medias de variables bioquímicas (%), obtenidas en tejidos de la medusa *Stomolophus meleagris* y medias de longitud por mes de muestreo (cm), recolectadas en 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México. Los valores son el promedio de  $\pm$  Std. Dev.

El análisis realizado entre proteínas totales y longitud de medusa, obtuvo el mejor ajuste con una regresión lineal exponencial ( $y=ax^b$ ) dónde  $a = 0.0000388$  y  $b = 4.1573324$  de la cual, se obtuvo un coeficiente de correlación de ( $r = 0.5242375$ ) (Fig. 39A). De igual forma, el análisis realizado entre el porcentaje de grasas totales (lípidos) y longitud de medusa, mostró el mejor ajuste con una regresión de tipo exponencial ( $y=ax^b$ ), dónde a

= 0.00001199 y  $b = 3.8156294$ , con un coeficiente de correlación similar al de lípidos totales ( $r = 0.5794$ ) (Fig. 39B).



**Figura 39.** Curva de regresión de porcentaje proteínas (A) y lípidos totales (B) con la longitud de la medusa *Stomolophus meleagris* recolectadas en 2006, durante febrero-mayo en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

### 9. Talla de primera madurez

Se obtuvieron 35 intervalos de talla y su probabilidad acumulada para hembras y machos (Tabla VII).

**Tabla VII.** Frecuencias, probabilidad acumulada y valores ajustados por intervalo de talla (longitud en mm) de medusas hembras y machos de *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Intervalo de tallas	Hembras			Machos				
	Límite inferior	Límite superior	Frecuencia	Probabilidad acumulada	Valores ajustados	Frecuencia	Probabilidad acumulada	Valores ajustados
3	1	5	0	0	0.0022	0	0.00	0.00637
8	6	10	0	0	0.0029	0	0.00	0.00817
13	11	15	0	0	0.0039	0	0.00	0.01047
18	16	20	0	0	0.0053	0	0.00	0.0134
23	21	25	0	0	0.0072	0	0.00	0.01714
28	26	30	0	0	0.0098	1	0.02	0.0219
33	31	35	0	0	0.0132	0	0.02	0.02794
38	36	40	0	0	0.0178	5	0.10	0.03559
43	41	45	0	0	0.0239	1	0.11	0.04524
48	46	50	3	0.06	0.0322	0	0.11	0.05735
53	51	55	1	0.08	0.0431	1	0.13	0.07246
58	56	60	1	0.10	0.0575	2	0.16	0.09116
63	61	65	0	0.10	0.0764	2	0.19	0.11409
68	66	70	1	0.12	0.1008	3	0.24	0.14189
73	71	75	0	0.12	0.1318	1	0.25	0.17513
78	76	80	3	0.18	0.1707	1	0.27	0.21421
83	81	85	3	0.24	0.2181	3	0.32	0.25927
88	86	90	3	0.30	0.2743	4	0.38	0.31006
93	91	95	2	0.34	0.3388	1	0.40	0.36589
98	96	100	3	0.40	0.4098	4	0.46	0.42557
103	101	105	2	0.44	0.4848	5	0.54	0.48751
108	106	110	1	0.46	0.5605	3	0.59	0.54982
113	111	115	5	0.56	0.6335	2	0.62	0.61062
118	116	120	4	0.64	0.7008	8	0.75	0.66816
123	121	125	6	0.76	0.7605	4	0.81	0.72108
128	126	130	8	0.92	0.8114	4	0.87	0.76848
133	131	135	4	1	0.8536	3	0.92	0.80995
138	136	140	0	1	0.8877	1	0.94	0.84549
143	141	145	0	1	0.9146	1	0.95	0.8754
148	146	150	0	1	0.9355	0	0.95	0.90021
153	151	155	0	1	0.9516	0	0.95	0.92053
158	156	160	0	1	0.9638	2	0.98	0.93699
163	161	165	0	1	0.9731	0	0.98	0.95024
168	166	170	0	1	0.9800	0	0.98	0.96081
173	171	175	0	1	0.9852	1	1	0.96921

La ecuación de la relación entre el % de hembras maduras y la talla (para ajuste de valores) resultó (fórmula 18):

18

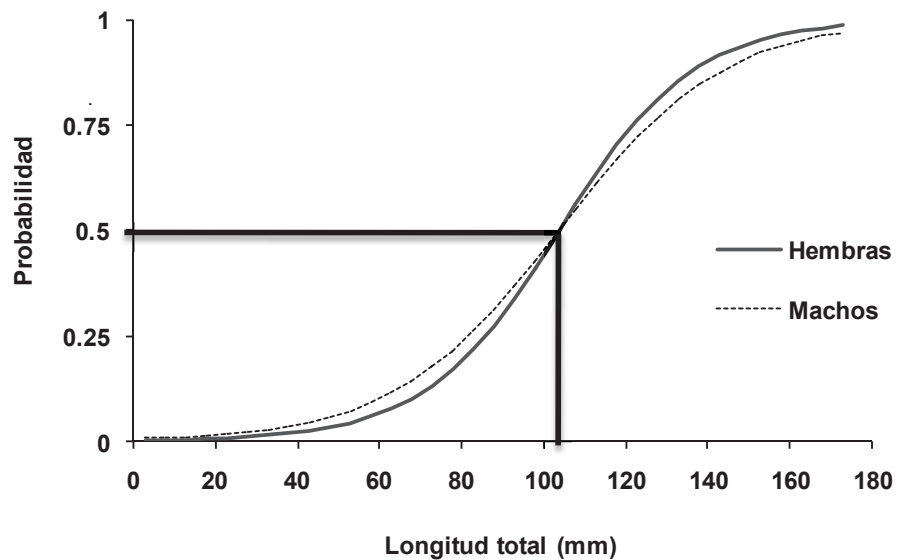
$$P = 1/(1 + \exp(-0.0608 * (x - 104)))$$

Y para machos (fórmula 19):

19

$$P = 1/(1 + \exp(-0.04999 * (x - 104)))$$

En base al ajuste de los valores de probabilidad se obtuvo una talla de primera madurez, de 105 mm de longitud total para ambos sexos (Figura 40).

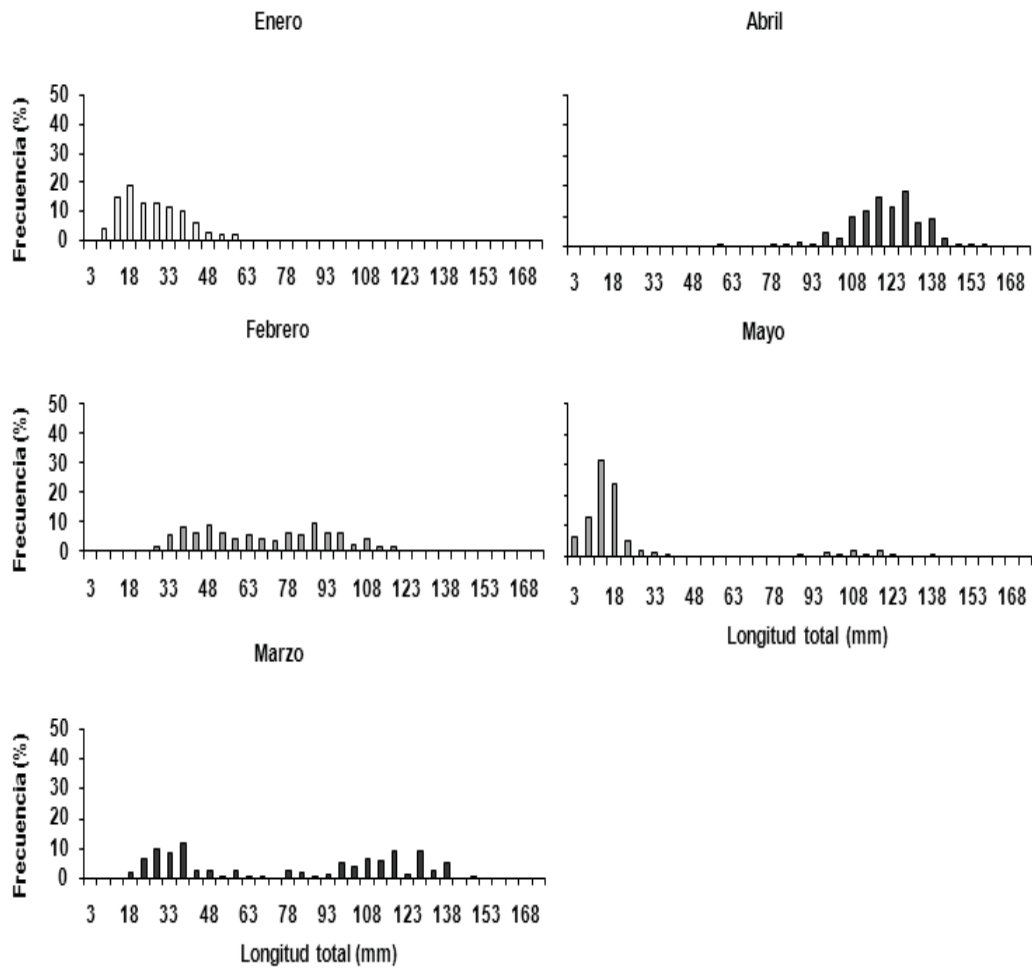


**Figura 40.** Curvas de probabilidad de hembras o machos con madurez gonadal en cada intervalo de talla, donde el 0.5 de probabilidad indica la talla de primera madurez en ambos sexos, de *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

## 10. Estimación de crecimiento

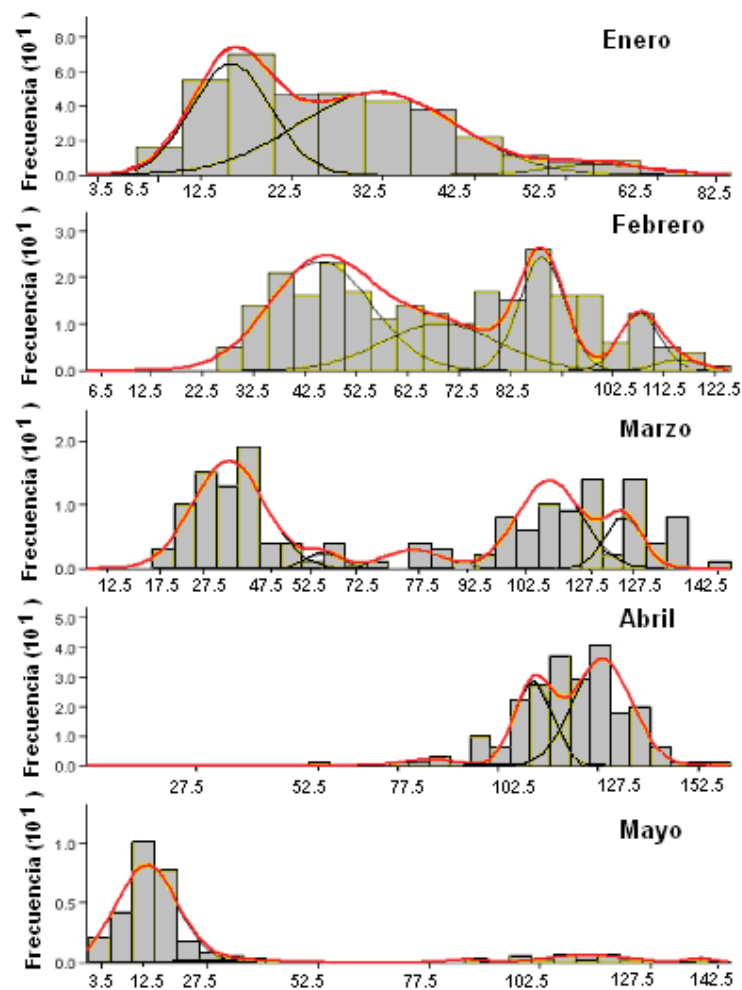
Las frecuencias mensuales por talla (longitud de la medusa en mm), de los datos de captura de *Stomolophus meleagris*, en la Laguna Las Guásimas durante el periodo enero-mayo 2006, mostraron diferencias en los máximos valores de frecuencia mensuales, donde enero, presenta frecuencias en la tallas de 8-68 mm con su mayor frecuencia en 18 mm. Durante febrero, se observa que la distribución de tallas se encuentra muy homogénea, de tal manera que se presentan frecuencias en los intervalos de tallas de 23-123 mm, con la mayor frecuencia en 88 mm, pero con valores muy similares en los intervalos de 38 y 48 mm (Fig. 41).

El patrón de distribución de tallas de marzo, ocurrió de forma muy similar al de febrero, con frecuencias en los intervalos de 18-148 mm, aunque su mayor frecuencia se observó en el intervalo de tallas de 38 mm, se presentaron frecuencias similares en los intervalos de 118 y 128 mm. Abril presentó frecuencias en los intervalos de 58 a 158 mm, con su mayor frecuencia en el intervalo de 128 mm. Mayo presentó frecuencias en un intervalo de 3 a 143 mm, con su mayor frecuencia en el intervalo de 13 mm, lo que indica que al igual que en enero fueron mayores las frecuencias de los intervalos de menor longitud (Fig. 41).



**Figura 41.** Frecuencias mensuales por intervalos de talla (en mm), de los datos de captura de *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Las pruebas empleadas para estimar el número de cohortes (grupos de edades) mensuales indican que durante 2006 se presentó más de un grupo de edad por mes (Fig. 42).



**Figura 42.** Cohortes mensuales obtenidas a partir del método NORMSEP, en las frecuencias de tallas de los datos de captura de *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Los grupos de edad, se presentaron de tal manera, que en enero, febrero y abril, se aprecian tres cohortes, en marzo cuatro y en mayo dos. El grupo de edad más coincidente (de febrero a mayo) contempla tallas de alrededor de 102.5 a 126 mm. Cabe señalar que durante enero no se presentaron tallas mayores a 60 mm de longitud, de aquí que las cohortes contemplen grupos con tallas menores a los meses subsecuentes (Fig. 42).

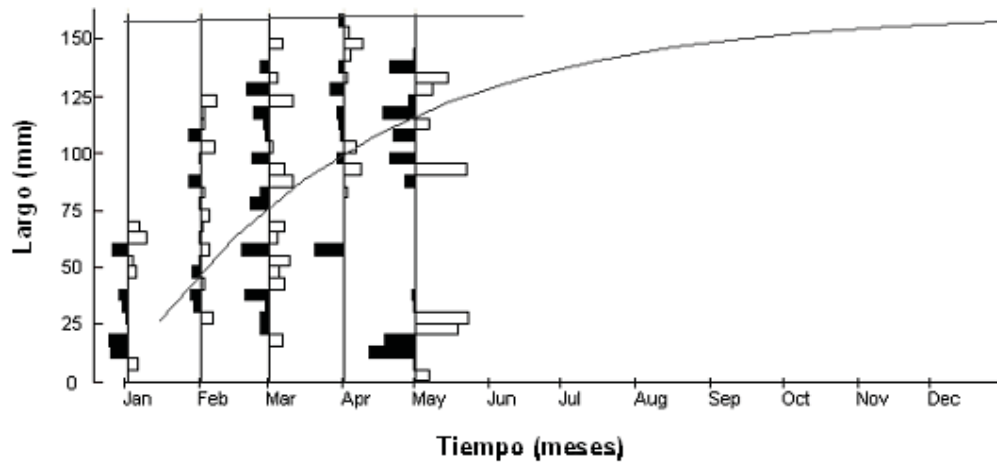
Los valores obtenidos para el coeficiente de crecimiento ( $k$ ) y la longitud asintótica ( $L_{\infty}$ ), de hembras, machos y la población, empleando el método para estimación de crecimiento ELEFAN I (Pauly 1987), muestran que aunque las hembras presentan valores ligeramente mayores a los machos de  $L_{\infty}$  y  $k$ , los datos son muy similares. En cuanto a los valores estimados para la población ( $L_{\infty}$  y  $k$ ), resultaron ser mayores a los obtenidos en hembras y machos (Tabla VIII).

**Tabla VIII.** Parámetros de crecimiento de la medusa *Stomolophus meleagris*, durante el periodo enero- mayo de 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora México.

Parámetros de crecimiento	Población	Hembras	Machos
$L_{\infty}$	161	147	146
$k$	5.3	4.9	4.5

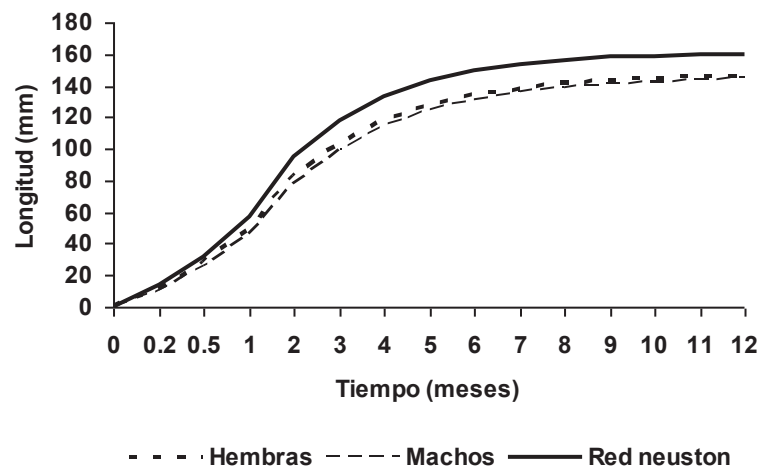


La primera estimación de la curva de crecimiento, obtenida por medio del método ELEFAN I, muestra que el crecimiento inicia en febrero con un máximo junio, con la longitud máxima de aproximadamente 137.5 mm de longitud. También se observa otra curva en las tallas más altas aunque con poca claridad, esto posiblemente se deba a que el número de datos en los valores superiores no haya sido suficiente, así como a que las diferencias entre las medias de clase adyacentes no hayan sido lo suficientemente grandes para generar modas distinguibles (Fig. 43).



**Figura 43.** Curvas de crecimiento estimadas por medio del método ELEFAN I, para la reestructuración de frecuencias de talla de *Stomolophus meleagris*, con datos de captura, durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Las curvas de crecimiento obtenidas para las hembras, machos y la población de *Stomolophus meleagris* se observan prácticamente igual para hembras y machos con un máximo crecimiento en mayo, con una longitud de la medusa de aproximadamente 130 mm (Fig. 44). En cuanto a los resultados para la población se observa una curva muy similar, aunque las tallas máximas ocurren abril, con una longitud máxima de aproximadamente 140 mm, mayor que la de hembras y machos (Fig. 44). Dicha talla máxima, resultó muy cercana a la encontrada en la primera curva de estimación (Fig. 44), aunque la máxima talla de crecimiento, se alcanza dos meses antes que en la curva de primera estimación (Fig. 44).



**Figura 44.** Curvas de crecimiento obtenidas para hembras, machos y la población de *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora México.

## 11. Reclutamiento

Los valores de  $t_0$  para la población, hembras y machos (para evaluar reclutamiento reproductivo) durante 2006, a partir de la ecuación de Pauly (1987), muestran valores muy similares para hembras y machos, dichos valores fueron ligeramente mayores al  $t_0$  obtenido para la población (Tabla IX).

**Tabla IX.** Valores de  $t_0$  obtenidos para datos de captura (población) y para medusas empleadas en histología (hembras y machos maduros), de *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

Grupo	$t_0$
Población	-0.0028
Hembras	-0.0030
Machos	-0.0033

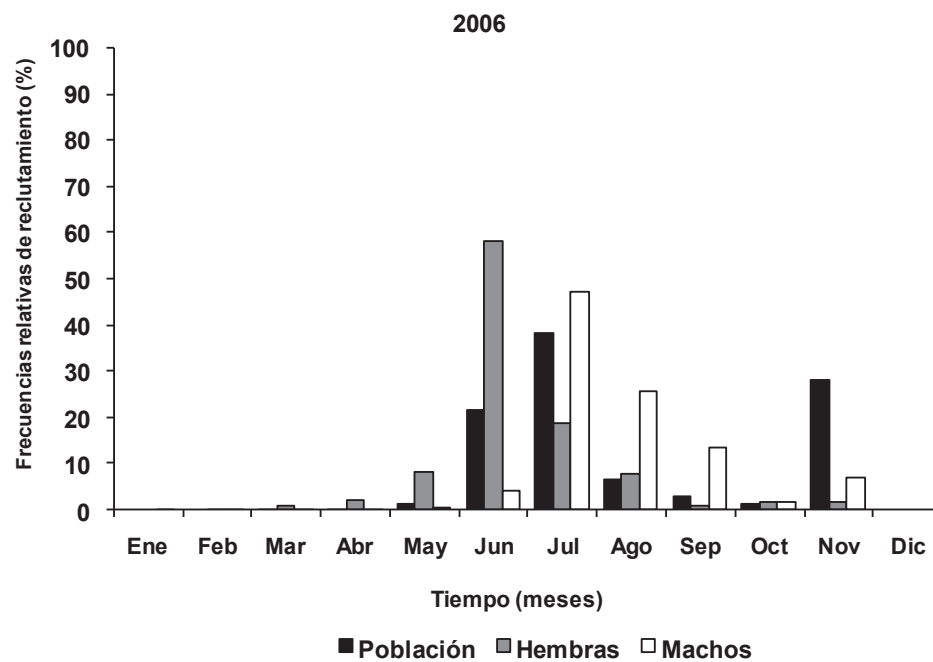
Los resultados muestran el inicio de reclutamiento en marzo para la población, en febrero para hembras y en enero para machos, aunque con un bajo porcentaje de reclutas para los tres grupos. Por otro lado, los valores máximos de reclutamiento para machos y la población (47.2% y 37.5%, respectivamente) ocurrieron en julio, mientras

que en hembras se observó en junio (58.18%). Cabe agregar que el porcentaje de reclutas machos, a diferencias de la población y las hembras, se mantiene por arriba del 10% de julio a septiembre (Tabla X).

**Tabla X.** Valores de reclutamiento mensuales, obtenido para la población, para hembras y machos de *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

<b>Mes</b>	<b>Población</b>	<b>Reclutamiento</b>	
		<b>Hembras</b>	<b>Machos</b>
<b>Ene</b>	0	0	0.02
<b>Feb</b>	0	0.02	0.02
<b>Mar</b>	0.01	1.08	0.19
<b>Abr</b>	0.09	1.92	0.28
<b>May</b>	1.36	8.01	0.51
<b>Jun</b>	21.57	58.18	4.06
<b>Jul</b>	38.05	18.85	47.02
<b>Ago</b>	6.64	7.61	25.71
<b>Sep</b>	2.81	0.89	13.46
<b>Oct</b>	1.46	1.57	1.80
<b>Nov</b>	28.01	1.87	6.92
<b>Dic</b>	0	0	0

Por otro lado, aunque al parecer el reclutamiento disminuye después de junio, se vuelve a observar un aumento en noviembre en la población y en los machos, no siendo claro esto en hembras (Fig. 45). Por otro lado, el máximo valor de reclutamiento para hembras y machos, fue mayor que el máximo valor de la población.



**Figura 45.** Porcentaje de reclutamiento mensual, obtenido para la población, hembras y machos de *Stomolophus meleagris* durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México.

## VII. DISCUSIÓN

La medusa *Stomolophus meleagris* a diferencia de algunos moluscos y crustáceos, es una especie que carece de estructuras anatómicas que permitan identificar a simple vista el grado de maduración gonadal. Por lo que para poder iniciar el estudio de biología reproductiva fue necesario asignar estadios a las diferentes etapas de madurez gonadal en base a las características gonádicas y a la tallas de las células germinales, observadas en este estudio, donde se encontró que el desarrollo espermático de *S. meleagris* de tipo centrípeto, es muy similar al reportado por Morandini y Da Silveira (2001) en *Nausithoe aurea* (Scyphozoa), con la diferencia que en ésta especie la cabeza espermática cónica es más grande, ya que el diámetro reportado por estos autores fue de 4.2-6.0  $\mu\text{m}$ , mientras que el diámetro de la cabeza espermática de *S. meleagris* fue de 1.76 a 1.44  $\mu\text{m}$ . Al respecto Rouse y Pitt (2000) reportan que el tamaño y forma de los espermatozoides en las medusas varía en cada especie.

En relación al desarrollo gonádico de hembras de *S. meleagris* se encontró que de manera general coincidió con lo reportado por Eckelbarger y Larson (1992) para la misma especie, sin embargo, estos autores encontraron que los ovocitos primarios que migran hacia la mesoglea son de mayor diámetro que los encontrados en el presente estudio. Morandini y Da Silveira (2001) en la medusa *Nausithoe aurea*, mencionan que el crecimiento de los ovocitos durante el proceso de vitelogénesis está relacionado con la aparición de gotas lipídicas. Esto se observó claramente en *S. meleagris*, debido a que el aumento de tamaño de los ovocitos coincidió con el aumento en la cantidad de triglicéridos. Por otra parte, se encontró que la cantidad de fosfolípidos fue notablemente menor que la de triglicéridos, lo que podría sugerir que los triglicéridos

son la principal fuente de almacenamiento de energía de reserva en los ovocitos de *S. meleagris*. Estos resultados coinciden con los de De la Parra *et al.* (2005), basados en el molusco *Crassostrea gigas*, en el que los triglicéridos son la principal fuente de reserva lipídica en la gónada durante la vitelogénesis. De igual forma, Peña-Rangel y Riesgo-Escovar (2005) indican que entre los tipos de lípidos los triglicéridos son la principal forma de almacenamiento de energía. Se ha demostrado que dichos lípidos de reserva acumulados en los ovocitos son transferidos a la progenie para ser empleados durante el desarrollo embrionario y que las dimensiones de los ovocitos dependerán en gran medida de la temperatura (Rodríguez-Jaramillo *et al.* 2001). Lo anterior puede explicar porqué las mayores medias mensuales de cantidad de la triglicéridos y del diámetro de los ovocitos de *S. meleagris* no coincidieron con la mayor proporción de organismos maduros. De manera similar Pitt y Kingsford (2000) encontraron que en *Catostylus mosaicus* se observa una variación del diámetro de los ovocitos dependiendo de la época del año. Al respecto Privitera (2002) señala que puede haber una reducción en el diámetro de los ovocitos del teleosteo *Asterropteryx semipunctata*, también dependiendo de la época del año. En relación al tamaño de los ovocitos. Lucas y Lawes (1998), mencionan que en *Aurelia aurita* existen diferencias en los promedios mensuales del diámetro de los ovocitos y que los ovocitos más grandes podrían proveer más energía para el crecimiento y desarrollo larval.

Por otro parte, en *S. meleagris* el índice lipídico en los ovocitos aumentó junto con el incremento del diámetro de los ovocitos, lo que significa que durante el desarrollo del ovocito se acumularon lípidos de reserva. Al respecto, Fraser (1989) propuso que a partir de la cuantificación de triglicéridos (en peces, moluscos bivalvos y crustáceos) se

puede obtener un índice de condición fisiológico para estimar la supervivencia larvaria. Más tarde, Gómez-Robles *et al.* (2005) indicaron que en *Pinctada mazatlanica* el índice lipídico es un indicador confiable para evaluar la calidad de los ovocitos vitelogénicos en términos de incorporación de lípidos en el citoplasma. El aumento del índice lipídico de abril a mayo en *S. meleagris*, en medusas de la misma talla, sugiere que los ovocitos desarrollados durante abril presentan una menor calidad nutritiva que los desarrollados durante mayo con el consecuente efecto negativo para el desarrollo larval. Esto resulta de gran importancia, ya que el índice lipídico puede ser empleado como un indicador de la supervivencia de las larvas de las medusas.

En relación a los fosfolípidos, la baja cantidad de estos en los ovocitos y el bajo valor de correlación con el diámetro de los mismos, indican que estos lípidos cumplen un papel diferente al de reserva energética. Peña-Rangel y Riesgo-Escovar (2005) mencionan que los fosfolípidos son utilizados principalmente como componentes estructurales y que constituyen un importante porcentaje de los organelos, de tal manera que en el retículo endoplásmico el 62% de las moléculas lipídicas corresponden a fosfolípidos. Según lo reportado por Eckelbarger y Larson (1992) en *S. meleagris*, el citoplasma presenta una gran cantidad de vesículas lipídicas y organelos como mitocondrias, retículo endoplásmico y aparato de Golgi, estos autores también observaron que dichos organelos se incrementan en número y aumentan su tamaño en las últimas etapas de desarrollo del ovocito. Lo anterior puede explicar el ligero aumento del área ocupada por los fosfolípidos observada en abril, ya que dicho valor aunque fue muy pequeño, fue estadísticamente diferente de los de febrero y mayo. Por lo que el ligero incremento de la relación de los fosfolípidos con el diámetro de los ovocitos obtenidos en cada mes de



muestreo, puede ser un reflejo de una mayor cantidad de estos organelos en el citoplasma, debido al crecimiento de los ovocitos durante el desarrollo gonádico. Así mismo, la baja relación de los fosfolípidos con los triglicéridos se debe a las diferencias funcionales de estos lípidos en el citoplasma.

El aumento en la cantidad de triglicéridos y fosfolípidos durante el desarrollo de los ovocitos, afectó la relación núcleo-citoplasma, además durante su desarrollo, el núcleo alcanzó su mayor tamaño durante la previtelogénesis, posteriormente en la vitelogénesis el núcleo va perdiendo su forma esférica, deja de crecer y se desplaza hacia la periferia del ovocito muy cerca de la membrana celular, sin embargo el citoplasma continúa creciendo, por lo que la relación núcleo citoplasma disminuyó. Esto también se ha observado en el cnidario *Leptosammia pruvoti*, especie en la que durante el desarrollo temprano de los ovocitos la relación núcleo-citoplasma es alta y disminuye conforme se incrementan los organelos y las gotas lipídicas en el citoplasma, aunado al hecho de que el crecimiento del núcleo se detiene (Goffredo *et al.* 2005).

Por otro lado, los resultados de fecundidad coinciden con el aumento del índice lipídico, ya que la mayor fecundidad ocurrió en mayo (Fig. 35 A), mes en el que se encontró el mayor porcentaje del índice lipídico (Fig. 15), ésta coincidencia era esperada debido a que durante el desarrollo del estudio se observó que en promedio las hembras maduras de febrero presentaron una menor fecundidad que las hembras de mayo, lo anterior se puede explicar por una parte, considerando la estimación de fecundidad que se realizó tomando en cuenta las medusas con madurez gonadal y esta última en base a la cantidad de ovocitos vitelogénicos (gónadas con el 50% de estos ovocitos). Por otro lado, al

analizar el promedio de ovocitos previtelogénicos y vitelogénicos mensuales, así como los ovocitos previtelogénicos y fecundidad por intervalos de tallas, los promedios por tallas de los primeros meses de recolecta mostraron mayor cantidad de ovocitos previtelogénicos que ovocitos maduros, al paso de los meses, los ovocitos vitelogénicos se incrementaron y los ovocitos previtelogénicos disminuyeron, de tal manera, que durante mayo se observó la mayor cantidad de ovocitos vitelogénicos que como se mencionó anteriormente contienen una mayor cantidad de lípidos que durante su fase previtelogénica (Tabla IV y Fig. 37), por lo que un aumento de ovocitos vitelogénicos por volumen de gónada resultó en una mayor fecundidad y en un aumento del índice lipídico. Esto sugiere que aunque los resultados histológicos del estudio del desarrollo gonádico de *S. meleagris* indican que esta especie presentó organismos maduros durante todo el periodo de muestreo (2005 y 2006), la fecundidad mensual fue diferente (Fig. 36). Por otra parte, el hecho de que la mayor cantidad de triglicéridos en los ovocitos ocurriera en mayo, cuando se observó una mayor fecundidad, puede indicar que durante este mes las hembras presentaron una mejor condición fisiológica y de reservas energéticas, que contribuyen a un mejor crecimiento y producción de ovocitos, lo que conlleva a una mayor sobrevivencia larvaria. Johnson *et al.* (1997) mencionan que el desarrollo del huevo y la talla de maduración, en el teleosteo *Pleuronectes vetulus*, están influenciados por las características del hábitat (temperatura, disponibilidad de alimento y calidad de alimento) y que el incremento de triglicéridos en los ovocitos podría relacionarse con condiciones favorables de alimento para estos organismos. Por otro lado, Massapina *et al.* (1999) indican que en *Crassostrea gigas* la sobrevivencia larval depende en gran medida de la cantidad de reservas lipídicas obtenida por la progenitora, que posteriormente serán transportadas a los ovocitos durante la vitelogénesis. Al

respecto Lucas (2001) menciona que *Aurelia aurita* cuenta con una gran plasticidad para responder a las diferentes condiciones ambientales, dicha capacidad de respuesta se ve reflejada en el crecimiento, maduración y fecundidad. Por su parte Hamner y Jenssen (1974) en estudios de laboratorio en condiciones estables efectuados en *A. aurita*, encontraron que esta medusa puede aparentemente permanecer con madurez gonadal indefinidamente. En relación a esto Pitt y Kingsford (2000) observaron que en Sydney, Australia, donde la temperatura máxima fue de 25 °C y la mínima de 13 °C, que la gametogénesis de *Catostylus mosaicus* puede ocurrir de forma continua y cesar o disminuir en el invierno. Por otro lado, estudios realizados en *Pelagia noctiluca*, indican que el incremento de la temperatura favorece el inicio temprano de la vitelogénesis y el desove de esta medusa (Rottini-Sandrini y Avian 1991). Lo anterior sugiere, que una de las causas del incremento en la fecundidad y de la frecuencia de madurez (estadio IV de *S. meleagris*, durante 2006, en la Laguna Las Guásimas, Sonora, México), para ambos años de recolecta, fue el incremento de la temperatura observado de enero a mayo.

Respecto a las proteínas y grasas totales analizados en las medusas en el presente trabajo, la mayor proporción de proteínas que de grasas totales, coincidió con lo reportado en otras especies de medusas (Clarke *et al.* 1992). Al respecto Hsieh (2001) indica que las medusas están constituidas principalmente de agua y proteínas, con una baja concentración de lípidos. Kariotoglou y Mastronicolis (2001) mencionan que el porcentaje de lípidos totales en *Aurelia aurita* puede variar debido a la temperatura y dieta de las mismas. Mientras que en otros invertebrados, se ha reportado que durante la época de reposo sexual existe una importante acumulación de lípidos en la glándula digestiva, que serán utilizados como suministro de energía durante la formación de

gametos (Darriba *et al.* 2005). En *S. meleagris* el mayor contenido de triglicéridos en los ovocitos ocurrió en mayo de 2005 y la mayor cantidad de grasas totales se obtuvo en marzo de 2006 con una disminución en abril y mayo de 2006, encontrándose también una disminución de proteínas de abril a mayo (2006). Esto posiblemente ocurrió a causa de las diferencias estacionales anuales en la cantidad de alimento, así como a las diferencias entre tallas entre los meses de recolecta de 2006, ya que el promedio de talla de mayo fue menor al de marzo y abril. Sin embargo, considerando la curva de regresión de grasas totales y longitud se observó una relación directamente proporcional entre la talla y el porcentaje de grasas totales (Fig. 39B), lo que corrobora el incremento de los lípidos en relación con el crecimiento de la medusa. Larson y Harbison (1989) mencionan que en algunas medusas se ha observado una pequeña acumulación de lípidos en las gónadas, que posiblemente se utiliza como energía de reserva y que la concentración de lípidos varía dependiendo de la especie, la localidad, así como de la época del año, ya que la composición zooplanctónica (alimento disponible) varía anualmente. Por su parte, Lucas (1994) reporta que en *A. aurita* la concentración de proteínas se incrementó en un intervalo de talla de 60 a 110 mm, dichos intervalos se obtuvieron en los meses en que se presenta la mayor biomasa mesozooplanctónica en esa región, mientras que en intervalos mayores disminuyó la concentración de proteínas. Aunque en el presente estudio no se estimó la biomasa zooplanctónica, se ha reportado que durante 2003, en las costas del Golfo de California (Sinaloa, México), que debido al incremento de temperatura la mayor biomasa zooplanctónica es en marzo, con una disminución durante los meses subsecuentes, ocurriendo la menor en junio (De Silva-Dávila *et al.* 2006). De aquí que el incremento de lípidos y proteínas en el cuerpo de la medusa obtenido durante marzo y abril puede estar relacionado con la mayor

disponibilidad de alimento, meses en los cuales se puede llevar a cabo la acumulación de reservas energéticas que favorecerán el desarrollo gonadal.

Otro aspecto que parece estar influenciado por las variables ambientales es la proporción de sexos, ya que si bien la proporción de machos y hembras fue de 1:1 (en 2005 y 2006), mensualmente se observaron variaciones (no significativas) en febrero y marzo (2006) con una mayor proporción de hembras por machos, mientras que de abril a mayo dicha tendencia se revierte. Esta tendencia a la disminución de las hembras en abril y mayo también se observó durante 2005. Pitt y Kingsford (2000) reportan para *Catostylus mosaicus* una relación de 1:1, e indican que aunque dentro del grupo Scyphozoa la proporción de sexos es de 1:1 puede variar de 1.7:1. Dichas variaciones en la proporción de sexos pueden ser una consecuencia de las diferencias en la época y la talla al iniciar la maduración de machos y hembras, que a su vez está relacionada con las condiciones ambientales mensuales.

Durante 2006, se observó una tendencia a reducir la talla de inicio del desarrollo gonadal (ovogénesis primaria-espermatogénesis inicial) conforme se incrementó la temperatura, esta tendencia se observa más claramente en hembras con 5.2 cm de longitud en enero y 3.6 cm en mayo (Figs. 26 y 29). Algo similar ocurrió en *Aurelia aurita*, las hembras de esta medusa iniciaron su maduración antes y a una menor talla que los machos, además se observó una disminución en la talla de maduración y se sugirió que la precocidad en las hembras de esta especie fue debida posiblemente al incremento de temperatura (que aceleró la tasa metabólica) ó indirectamente al incremento en la disponibilidad de alimento (Lucas y Lawes 1998). En un estudio

posterior efectuado en el coral *Pocillopora damicornis*, Chávez-Romo (2004), encontró que el cambio de la fase de espermátidas a esperma requiere menor tiempo que la fase de ovocitos previtelogénicos a vitelogénicos, posiblemente porque durante el desarrollo de los ovocitos (previtelogénicos a vitelogénicos) la célula requiere aumentar de tamaño y almacenar energía (en forma de lípidos). Al respecto, Arrieche *et al.* (2002) encontraron diferencias en el ciclo anual (en el índice de condición y gonádico) de machos y hembras del bivalvo *Perna perna*, estos autores argumentan que dichas diferencias se deben a un gasto energético mayor por parte de las hembras para la producción de gametos. Por otro lado, Vagelli (2007) menciona que ejemplares de *A. aurita* mantenidos en condiciones de laboratorio (a temperaturas de 21 a 24°C), requieren de 40 días para machos y de 90 días para hembras para madurar, el autor agrega que a bajas temperaturas sólo los machos maduran y en temperaturas cálidas ambos sexos madurarán. Por lo que, si se asume que las hembras de *S. meleagris* requieren mayor tiempo para la maduración gonadal que los machos, es posible que las hembras hayan comenzado su maduración gonadal antes que los machos y que algunos de los organismos indiferenciados encontrados mensualmente darían lugar a futuros machos, siendo más claro esto durante 2006 (Fig. 23). Lo anterior también afectaría las frecuencias mensuales de madurez gonadal, ya que si el tiempo de maduración en hembras durante las primeras fases de desarrollo (previtelogénesis a vitelogénesis) es mayor que el de machos (espermátida a esperma), durante cierta temporada las hembras presentarían una menor frecuencia de organismos maduros respecto de los machos, tal y como se observó en las frecuencias relativas mensuales de 2006 (Fig. 23).

Este desfase del desarrollo gonadal de hembras y machos (enero y marzo), así como el inicio de la madurez gonadal en menores tallas por parte de las hembras, permite que en

un momento dado las hembras y los machos presenten una alta frecuencia de madurez en un mismo tiempo (Fig. 23). De no ser así, si los machos comenzaran la maduración al igual que las hembras, se tendrían en los primeros meses, machos maduros con un bajo porcentaje de hembras maduras, lo que reduciría el éxito reproductivo. Este desfase en el desarrollo gonadal entre sexos, se ha reportado en *A. aurita*, especie que presenta sincronización de madurez al ocurrir grandes concentraciones de medusas que permiten la cercanía de machos y hembras (Lucas 2001).

Saborido-Rey (2003), menciona que la talla de primera madurez de una especie, puede variar debido a los factores ambientales (como disponibilidad de alimento, competencia y temperatura). En relación a esto, Avian y Rottini-Sandrini (1991) han observado en el mar Mediterráneo, que *Pelagia noctiluca* presenta un largo periodo reproductivo. Sin embargo, en zonas como el Golfo de Trieste, donde las temperaturas pueden bajar hasta 7 °C la reproducción de esta especie se detiene (Stravisi 1984). Rottini-Sandrini y Avian (1991) reportan también que en *P. noctiluca* el incremento de la temperatura favorece el inicio temprano de la vitelogénesis, sin embargo si se presentan altas tasas metabólicas en condiciones de baja calidad de alimento, el proceso vitelogénico se retrasa y da lugar a la reducción del número de ovocitos por medusa. Por lo que la calidad y concentración de alimento puede estar relacionada con la maduración de *S. meleagris*, como ya se mencionó anteriormente. De Silva-Dávila *et al.* (2006), realizaron un estudio de composición zooplanctónica en las costas del Golfo de California (Sinaloa), donde encontraron que la composición zooplanctónica varía mensualmente, de tal manera que la mayor biomasa y variación de zooplancton se observó en marzo (22.5 °C) con una ligera disminución en abril y mayo (25.8 y 29.8 °C,

respectivamente), esto coincidió con la máxima concentración de clorofila *a* (marzo) y la disminución de la misma en abril y mayo. Lo anterior ocurrió de manera muy similar a lo encontrado durante 2006, donde después de un máximo valor de clorofila *a* se observa una disminución en la misma, de tal manera, que el pico de clorofila *a* ocurrió en abril (22 °C) con una disminución en mayo y junio (27 y 28 °C, respectivamente). La semejanza en la tendencia de un máximo de biomasa zooplanctónica en coincidencia con los máximos niveles de clorofila *a* (a una temperatura de 22 °C), puede indicar que durante abril (2006) ocurrió la mayor disponibilidad de alimento, lo que permitió llevar a cabo una madurez gonadal eficiente, que pudo traducirse en una mayor fecundidad y calidad de los ovocitos durante el mes siguiente (mayo). Al respecto Barber y Blake (1981), mencionan que la transferencia de energía lipídica a las gónadas de *Argopecten irradians concentricus*, no ocurre de manera directa ya que se requiere de un periodo de acumulación previo. En la medusa, *Aurelia aurita*, se ha observado que la acumulación lipídica en los ovocitos durante la vitelogénesis depende de la disponibilidad de alimento (Eckelbarger y Larson 1988). En *P. noctiluca* se ha visto que la temperatura modifica el metabolismo y la disponibilidad cuantitativa y cualitativa del alimento, lo que afecta el tiempo de desarrollo de los ovocitos, más no detiene la maduración de los mismos (Avian y Rottini-Sandrini 1991). Por otro lado, se ha visto que existe una relación entre las variables estacionales y la biomasa zooplanctónica con el ciclo de vida de *A. aurita* (Hernroth 1986). De aquí que, la coincidencia de un máximo valor de clorofila durante abril, cuando se obtuvo la mayor frecuencia de individuos en estadio de madurez (IV), sugiere que además de la temperatura, la cantidad de alimento en la zona es importante para la maduración gonádica de *S. meleagris*, que en este caso se vio reflejada en la fecundidad, acumulándose reservas energéticas en los organismos



durante abril, dando lugar a una mayor fecundidad en mayo. Al respecto Lucas y Lawes (1998) mencionan que en *A. aurita* la temperatura y la disponibilidad de alimento pueden influir en el número de huevos producidos, así como en la calidad de los mismos.

Sin embargo, es notable el hecho de que en mayo se encontraron organismos maduros con una alta fecundidad y que para junio no se presentaron más organismos en la zona. En relación a esto, en las costas de México, en el Golfo de California, es común que durante abril y mayo, se observen una gran cantidad de grandes medusas muertas y que hacia finales de mayo, la cantidad de medusas vivas en el mar es casi nula, hasta el próximo diciembre ó enero, cuando se presentan nuevamente las larvas y juveniles de medusas (López-Martínez *et al.* 2004). Dichas medusas aparecen en grandes cantidades y en varias tallas (de 1 a 5.6 cm de longitud de campana), esto indica que los organismos, después de un tiempo de desove continuo mueren. Un suceso semejante se ha reportado durante las agregaciones anuales en el pacífico sur de la medusa *A. aurita*, donde una vez que el desove se ha llevado a cabo, las medusas sufren un gran deterioro y mueren (Miyake *et al.* 1997). Esto ha sido explicado anteriormente por Spangenberg (1964), quien indica que la muerte de las medusas después de un periodo de reproducción se debe a la degradación de la gónada y a la susceptibilidad a la invasión de parásitos. Un comportamiento similar se ha reportado en la medusa del género *Cyanea*, ya que se ha observado que alcanza su madurez gonadal en un mes y vive como medusa menos de tres meses, además el deterioro de la campana coincide con una disminución de la media del diámetro de campana, así como con la disminución de alimento en el medio y con el incremento de la temperatura (Brewer 1989).

Otros estudios han señalado que los organismos marinos de zonas tropicales con vida corta presentan un crecimiento acelerado (Urban y Tesch 1996). Al respecto se ha reportado que en *A. aurita* el crecimiento es rápido y que la capacidad de maduración es en tallas muy pequeñas, pero si las condiciones son adversas esta situación puede cambiar (Lucas 2001). Al respecto, Ishii y Båmstedt (1998) encontraron que bajo condiciones de laboratorio *A. aurita* madura en tallas muy pequeñas cuando hay abundancia de alimento, pero si el alimento es escaso la tasa de crecimiento disminuye así como la maduración. En *Catostylus mosaicus* en las costas de Australia, el periodo de permanencia en la zona es más largo (en la fase sexual) y varía con cambios estacionales en la zona (Pitt y Kingsford 2003). Ocaña-Luna y Gómez-Aguirre (1999) mencionan que la abundancia y el tamaño de *S. meleagris* en las lagunas costeras del norte del Pacífico oriental tropical, pueden deberse a una mayor oscilación de temperatura del mar en la región. Gómez-Aguirre (1977) observó que las bajas frecuencias de *S. meleagris* en las lagunas costeras del Pacífico, respecto a las del Golfo de México, fueron debido a factores térmicos ya que en las costas del Pacífico se presentaron menores valores de temperatura y una mayor oscilación térmica que en el Golfo de México. Esto es muy importante de considerar, ya que indica que el tiempo de permanencia de *S. meleagris* como medusa, puede variar de un año a otro y de una localidad a otra, como ocurrió en este trabajo, en donde durante 2005 sólo se presentaron medusas en tres meses del año (febrero, abril y mayo), mientras que durante 2006 se observaron de enero a mayo. Dicho comportamiento afecta directamente al sector pesquero y es importante considerarlo al establecer el manejo de un recurso pesquero.

Por otro lado, se ha señalado que existen otras variables ambientales que afectan la presencia de la medusa en la zona. Ocaña-Luna *et al.* (2004) han reportado que la penetración de *S. meleagris* a la Laguna Mandinga, Veracruz, México, depende de las oscilaciones de la salinidad durante el ciclo anual. Rippingale y Kelly (1995) mencionan que en condiciones de baja salinidad *Phyllorhiza punctata* no se observa y que la presencia de esta especie en las costas australianas está sujeta a las condiciones de salinidad y temperatura. Al respecto Ocaña-Luna *et al.* (2004) señalan que el incremento de salinidad (en la Laguna Mandinga, México) puede ser un factor que influye en la penetración de *S. meleagris* a la laguna, sin embargo su establecimiento en la zona dependerá de las variaciones de salinidad. De aquí, que es posible suponer que la baja variación en la salinidad durante el desarrollo del presente trabajo fue una de las causas que permitió la permanencia de *S. meleagris* en la Laguna Las Guásimas de enero a mayo durante 2006.

Respecto a la concentración del oxígeno disuelto en el medio marino, Marshalonis y Pinckney (2007) mencionan que las hidromedusas pueden estar en zonas con baja concentración de oxígeno, al respecto Larson (1987) explica que el aumento en el potencial glicolítico y una tendencia a la reducción de la ruta metabólica aeróbica es común en medusas. Por lo que la disminución del oxígeno disuelto por si sola, no representa una limitante para las medusas, como se observó en el presente trabajo, donde a pesar de una disminución de la concentración de oxígeno la presencia de medusas en alguna fase de desarrollo gonádico se mantuvo hasta mayo.

Lo anterior indica que la presencia y reproducción de *S. meleagris* en esta región están sujetas no sólo a límites térmicos, sino a la combinación de éstos con otras variables ambientales. En relación a esto, Gómez-Aguirre (1977) indica que *S. meleagris* mantiene su mayor densidad en las lagunas costeras con alta estabilidad ambiental, amplia circulación de aguas marinas y con suficiente disponibilidad de alimento. Mientras que Shumway *et al.* (1988) señalan que para definir el efecto individual de la temperatura, alimento y estado reproductivo, en la distribución de energía para crecimiento somático, gonádico y de mantenimiento, será necesario tener un gran conocimiento de la especie.

Dentro del estudio de las características biológicas como: desarrollo gamético, época reproductiva, composición bioquímica del organismo, etc., los análisis de talla y de peso, han sido comúnmente empleados para observar la respuesta de una especie en su medio. Las tallas y pesos obtenidos en este trabajo, confirman que no existe dimorfismo sexual en la especie, ya que los valores mensuales en peso y talla y la coloración de machos y hembras son similares. Estos resultados coinciden con lo encontrado por Tunberg y Reed (2004) en la misma especie. Por otro lado, Kingsford *et al.* (2000) no encuentran un patrón claro de incremento corporal mensual en la medusa *Catostylus mosaicus*, a pesar de que encuentran diferencias mensuales en el diámetro de campana de hembras y machos, pero sin consistencia de un mes a otro. Sin embargo, en el presente trabajo si se observó un patrón de incremento corporal (talla y peso) mensual, en machos y hembras de la medusa *S. meleagris*, aunque no difirió entre sexos. Si bien dicha discrepancia puede explicarse por las diferencias que se presentan entre especies, es posible que también las diferencias térmicas durante la investigación hayan influido,

ya que durante el desarrollo de este trabajo las diferencias térmicas fueron de 11 °C (de enero a mayo), menores a las ocurridas en el trabajo de Kingsford *et al.* (2000).

Sobre la relación de talla-peso, Medina-Mantelatto y Franzoso (1992) indican que la relación peso longitud podría ser un indicador de las variaciones fisiológicas de los individuos y que puede variar con la época del año y con el hábitat. Por su parte, Álvarez-Tello (2007) menciona que cuando una especie presenta un crecimiento proporcional en todas sus dimensiones corporales, la relación será potencial con un valor cercano a tres para su exponente, sin embargo él no encontró esta relación en *S. meleagris* en la región de Bahía Kino, México, posiblemente por un problema de muestreo según el mismo menciona. En el presente estudio la relación de diámetro de campana y peso húmedo, sólo presentó un valor de 3.1 en el caso de las hembras, y en machos se obtuvo un valor de 2.8 (Fórmulas 12 y 13). Al respecto López-Martínez *et al.* (2005) reportan que *S. meleagris* recolectada en la Laguna Las Guásimas, presenta un crecimiento claramente isométrico, ya que el valor que obtuvieron del coeficiente isométrico fue de 3.1. Por su parte, Román-Contreras y Campos-Lince (1993) señalan que aunque se pueden obtener valores que implican una isometría muy alta, que reflejan la estrecha relación entre la talla y el peso, existen variables como el contenido estomacal, madurez gonadal, etc. que afectan el peso de los organismos. Aunque si bien los valores encontrados en este estudio entre machos y hembras no fueron iguales, la diferencia fue pequeña (0.3). Hartnoll (1982) indica que la isometría se puede perder a lo largo de la vida de un organismo, de tal manera que la curva de crecimiento puede variar en ciertos intervalos de tallas (juveniles), sin embargo cuando esto ocurre la diferencia entre intervalos de talla es muy grande. Esto se sustenta, con los resultados

de las curvas de crecimiento estimadas para hembras y machos durante este estudio, ya que indicaron que el crecimiento fue muy semejante entre sexos, con una longitud máxima de 130 mm, tanto para hembras como para machos (Fig. 44).

Por otro lado, la presencia de más de un grupo de edad por mes fue notable en el presente trabajo, donde se pudo observar hasta cuatro cohortes en un mes (Fig. 42). Esto se ha reportado por Lucas (2001) quien en *A. aurita* observa una estructura de tallas heterogéneas, lo que está estrechamente relacionado con la periodicidad de ocurrencia de las larvas éfiras. Por otro lado, los resultados de reclutamiento, tanto los estimados para la población, como los estimados para hembras y machos, mostraron reclutas de mayo a noviembre (con un aumento en este último mes), con el mayor reclutamiento en junio y julio (Fig. 45). Sin embargo, si hubiera nacimientos de mayo a noviembre, se esperaría que también en estos meses se observaran medusas. Aunque en este trabajo no se evaluó la fase pólipo, se sabe que los pólipos de *A. aurita* se reproducen cuando la temperatura disminuye y hay gran disponibilidad de alimento (Calder 1982), por otro lado, en estudios realizados en condiciones de laboratorio en *S. meleagris*, se ha observado que de larva éfira a forma medusa se requieren alrededor de 15 días, siempre y cuando los pólipos se encuentren en condiciones reproductivas óptimas (Ocampo comunicación personal). Esto sugiere que los resultados de reclutamiento están indicando el nacimiento de nuevos pólipos en abril y al llegar noviembre, mes en el que ocurrió un aumento de la biomasa zooplanctónica (De Silva-Dávila *et al.* 2006), los pólipos iniciaron la reproducción dando lugar a larvas éfiras, que a su vez dieron lugar a las medusas. Esto al parecer se puede prolongar o no dependiendo de la temperatura y mientras haya abundancia de alimento, que según De- Silva-Dávila *et al.* (2006),

durante 2002 y 2003 ocurrió hasta mayo. Por otro lado, la continua generación de larvas éfiras explica las diferentes clases de edad de la forma medusa. Esto ocurrió de forma muy similar a lo reportado en Suecia por Lucas (2001), donde las máximas densidades de pólipos de *A. aurita* ocurrieron después del reclutamiento de plánulas (entre julio y octubre), mientras que en octubre y noviembre se registran las máximas abundancias de larvas éfiras.

En el presente trabajo se ha generado información sobre la fase medusa, con el fin de contribuir al entendimiento de la biología reproductiva de esta medusa y algunas variables que pueden influir sobre ésta. Sin embargo, el poder entender los mecanismos que controlan la población de medusas, será limitado hasta que se conozca y entienda las variables que regulan la parte asexual de *S. meleagris*, ya que la presencia y abundancia de esta medusa en las costas dependerá de lo que pase con los pólipos en el fondo del mar.

## VIII. CONCLUSIONES

De manera general se puede concluir que la medusa *Stomolophus meleagris* se presenta en las costas de Sonora, en la Laguna Las Guásimas a partir de enero, pero es hasta febrero cuando aparecen organismos con posibilidades de desovar. A lo largo del periodo reproductivo hay diferencias en la talla de los ovocitos, el contenido lipídico e índice de condición, que parecen estar relacionados con los cambios en la temperatura. También se observaron diferencias en las frecuencias de madurez gonadal, el promedio de tallas mensuales, la fecundidad, el contenido proteico y lipídico de las medusas. La talla de primera madurez fue la misma para en ambos sexos y se observaron varios grupos de talla, lo que indica más de un periodo de reclutamiento.

- El desarrollo gamético de *S. meleagris* durante la fase sexual es continuo en la Laguna Las Guásimas, Sonora.
- El periodo reproductivo de la población va de febrero a mayo, con una temperatura de 19°C a 22.5°C salinidad de 36.4 a 35.5 ups, oxígeno disuelto de 8.6 a 4.9 mg/L, pH de 8.3 a 8.4 (respectivamente). El mes de máxima maduración gonadal para ambos sexos fue abril en ambos años (2005 y 2006).
- La frecuencia de estadio de madurez (IV), en machos y hembras disminuye después de los 22°C. En temperaturas superiores a los 25°C, no se observa presencia de medusas en la zona.



- Proporción de sexos anual no difiere estadísticamente de lo esperado 1:1, con una  $\chi^2 (0.01, 2) = 6.05$  durante el 2005 y una  $\chi^2 (0.01, 1) = 6.6349$  durante el 2006.
- La talla de primera madurez o maduración masiva fue de 105 mm de diámetro de campana para ambos sexos, presentándose organismos en estadio IV a partir de los 92 mm.
- No existen diferencias significativas en tallas y peso entre hembra y macho de *S. meleagris*, en la Laguna Las Guásimas, Sonora.
- No existe dimorfismo sexual en esta especie, cuya relación de diámetro de campana y peso húmedo fue isométrico (2.9 en machos y 3.1 en hembras).
- La fecundidad media se obtuvo durante mayo con un número de 37,528,197 ovocitos por volumen de gónada. Lo que indica que es una especie muy fecunda.
- La fecundidad se incrementa de enero a mayo, así como con el incremento de talla de la medusa. Sin embargo, en intervalos de tallas mayores a 12 cm, la fecundidad fue mayor en mayo que en el resto de los meses, donde se obtuvo el mayor índice lipídico y de contenido de triglicéridos. Esto se puede atribuir al incremento de temperatura y de biomasa zooplanctónica.
- Existe una correlación positiva entre la concentración de triglicéridos el diámetro del ovocito.
- La concentración de triglicéridos en los ovocitos es mayor que la de fosfolípidos. Por lo que se puede decir que los triglicéridos son los lípidos de reserva en los ovocito, mientras que los fosfolípidos sirven como componentes estructurales.
- El porcentaje de proteínas totales en la medusa, es mayor que el de lípidos totales, los cuales varía dependiendo del mes de recolecta.

- La longitud asintótica ( $L_{\infty}$ ) se obtuvo en mayo y fue similar en para hembras y machos (147 y 146 mm, respectivamente), mientras que para la población la talla máxima fue de 161 mm obtenida en abril.
- La presencia de varios grupos de edades mensualmente, indican la reproducción asexual (por los pólipos) generando el reclutamiento de larvas éfiras, que al parecer, inicia alrededor de octubre-noviembre. Dicha reproducción parece estar influenciada por las variables ambientales, como temperatura, disponibilidad de alimento y salinidad.

## IX. RECOMENDACIONES

En el presente trabajo no fue posible obtener un claro resultado de la concentración de grasas totales en las medusas y su relación con el estado reproductivo. Por lo que se recomienda, realizar un estudio del contenido de lípidos totales en gónada, en los diferentes meses de ocurrencia, por sexo y su relación con estadio reproductivo en el que se encuentran. Ya que si bien, la técnica de conteo de triglicéridos, resultó favorable, la obtención de resultados para las hembras es muy lento, por otro lado, no se cuenta con estudios que establezcan si hay diferencias en el contenido de lípidos entre hembras y machos.

Por otro lado, estudios de termotolerancia y alimentación, relacionados con el crecimiento y la reproducción, así como el efecto debido a las variaciones de salinidad, son estudios que pueden ayudar a entender la permanencia de la medusa en la zona.

Así mismo, es recomendable realizar muestreos de plancton, en las áreas de ocurrencia de medusa, para detectar el inicio de la presencia de éfiras y la abundancia de las mismas, así como un estudio para detectar el asentamiento de los pólipos y su distribución y abundancia, morfología, biología reproductiva, etc., que pueden dar una estimación de la aparición de la forma medusas y la abundancia de la misma en las áreas de pesca. Ya que durante el presente trabajo, se observó que la aparición de medusas puede variar año con año, lo que puede afectar al sector pesquero enfocado a este recurso.

## X. LITERATURA CITADA

- Abrahamson, N.J. 1971. Computer programs for fish stock assessment. FAO. Fish. Tech. Pap. 101 p.
- Álvarez-Tello, F.J., J.R. Velázquez-Esparza, R. López-Guzmán y R. Torres-Jiménez. 2003. Informe Final entregado a CONAPESCA del proyecto Estimaciones de abundancia de la medusa bola de cañón (*Stomolophus meleagris*) al sur de Sonora para el establecimiento de una pesquería sustentable. Centro Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz, México. 56 p.
- Álvarez-Tello, F.J. 2007. Relación ambiente recurso en la medusa bola de cañón en la parte sur del Estado de Sonora, México. Tesis Maestría. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz, México. 74 p.
- AOAC (Association of Official Analytical Chemists). 1990. Official Methods of Analysis, ed, Virginia Association (Ed), 15<sup>th</sup>. Washington. 1298 p.
- Arellano-Martínez, M. 2005. Características ecofisiológicas de la reproducción de *Nodipecten subnodosus* (Sowerby, 1835) (Pectinidae) en la laguna Ojo de Liebre, B.C.S., México. Tesis Doctoral. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. Instituto Politécnico Nacional. La Paz, México. 151 p.
- Arrieche, D.B., N. Lincet, N. García, C. Lodeiros y A. Prieto. 2002. Índice de condición gonádico y de rendimiento del mejillón marrón *Perna perna* (Bivalvia: Mytilidae) del Morro de Guarapo, Venezuela. Interciencia. 27(1): 613-615.
- Avian, M. y L. Rottini-Sandrini. 1991. Oocyte development in four species of scyphomedusa in the northern Adriatic Sea. Hydrobiologia. 216/217: 189-195.

- Barber, B. y N.J. Blake. 1981. Energy storage and utilization to gametogenesis in *Argopecten irradians concentricus* (Say). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 52: 121-134.
- Barnes, R.D. 1995. Zoología de los Invertebrados. McGraw-Hill, 5<sup>th</sup>. Buenos Aires-México. 957 p.
- Bayliss, H.O. 1984. Lipid histochemistry. Microscopy Handbook 6, Department of Pathology, Guy's Hospital Medical School, London. Oxford: Oxford University Press. 68 p.
- Bayne, B.L. y R.I. Newell. 1983. Physiological energetics of marine mollusks. En: Wilbur, K.M. y A.S. Saleuddin (Eds.). The Mollusca. 4: 407-501 pp.
- Bhattacharya, C.G. 1967. A simple method of resolution of a distribution into Gaussian components. Biometrics. 23: 115-135.
- Brewer, H.R. 1989. The annual pattern of feeding, growth, and sexual reproduction in *Cyanea* (Cnidaria: Scyphozoa) in the Niantic River Estuary, Connecticut. Biol. Bull. 176: 272-281.
- Brodeur, R.D., C.E. Mills, J.E. Overland, G.E. Walters y J.D. Schumacher. 1999. Evidence for a substantial increase in gelatinous zooplankton in the Bering Sea, with possible links to climate change. Fish. Oceanogr. 8: 296-306.
- Calder, D.R. 1973. Laboratory observation on the life history of *Rhopilema verrilli*. Mar. Biol. 21(2): 109-114.
- Calder, D.R. y B.S. Hester. 1978. Phylum Cnidaria. En: Zingmark, R.G. (Ed.). An annotated checklist of the biota of the coastal zone of South Carolina. University of South Carolina Press. Columbia. 87-93 pp.
- Calder, D.R. 1982. Life history of the cannonball jellyfish, *Stomolophus meleagris* L. Agassiz, 1860 (Scyphozoa, Rhizostomida). Biol. Bull. 162: 149-162.

- Chávez-López, S. y A.D. Álvarez-Arellano. 2006. Batimetría, sedimentos y ambientes de depósito en la laguna costera de Las Guásimas Sonora, México. Investigaciones Geográficas, Bol. Inst. Geogr. U.NA.M. 60: 7-21.
- Chávez-Romo, H.E. 2004. Biología reproductiva de *Pocillopora damicornis* (Linnaeus, 1758) (Scleractinia) en Punta Gaviota, Bahía de La Paz, Baja California Sur, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Baja California Sur, La Paz, México. 79 p.
- Clarke, A., L.J. Holmes y D.J. Gore. 1992. Proximate and elemental composition of gelatinous zooplankton from the Southern-Ocean. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 155: 55-68.
- Daniel, W. W. 1995. Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud. UTEHA, Noriega, México. 878 p.
- Darriba, S., F. San Juan y A. Guerra. 2005. Metabolismo reproductivo de la navaja (*Ensis arcuatus*, Jeffreys, 1865): Acumulación y movilización de lípidos de reserva durante el ciclo gametogénico. IX Congreso Nacional de Acuicultura. Libro de actas Cádiz. 201-204 p.
- De la Parra, A. M., O. García y F. San Juan. 2005. Seasonal variations on the biochemical composition and lipid classes of the gonadal storage tissues of *Crassostrea gigas* in relation to the gametogenic cycle. J. Shellfish Res. 24: 457-267.
- De Silva-Dávila, R., R. Palomares-García, A. Zavala-Norzagaray y D.C. Escobedo-Urías. 2006. Ciclo anual de los grupos dominantes del zooplancton en Navachiste, Sinaloa. En: M.E. Hendrickx (Ed.). Contributions to the Study of East Pacific Crustaceans 4(1). [Contribuciones al Estudio de los Crustáceos del
- 
- Biología reproductiva de la fase medusa de *Stomolophus meleagris*. Liliana Carvalho S.

- Pacífico Este 4(1)]. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. 26-39 pp.
- Díaz-Donas, A., A. García-Fernández, L.A. Ruíz-Varcárcel, F. Robledano-Aymerich y M. Soriano-Urban. 2004. Poblaciones de medusas en el Mar Menor. ECOS. Boletín de Satisfacción Ambiental de la Región de Murcia, España. 5: 2-12.
- Eckelbarger, K.J. y R.L. Larson. 1988. Ovarian morphology and oogenesis in *Aurelia aurita* (Scyphozoa: Semaestomae): ultra-structural evidence of heterosynthetic yolk formation in a primitive metazoan. Mar. Biol. 100: 103-115.
- Eckelbarger, K.J. y R. Larson. 1992. Ultrastructure of the ovary and oogenesis in the jellyfish *Linuche unguiculata* and *Stomolophus meleagris*, with a review of ovarian structure in the Scyphozoa. Mar. Biol. 114: 633-643.
- FAO. 2000. Captura anual mundial de medusas. Fuente: <http://www.aquamarine.unsw.edu.au/tS/TSfrontpage.html>.
- Fautin, D.G. 2002. Reproducción de Cnidaria. Can. J. Zool. 80: 1735-1754.
- Fitt, W.K. y K. Costley. 1998. The role of temperature in survival of the polyp stage of the tropical rhizostome jellyfish *Cassiopea xamachana*. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 222: 79-91.
- FISHPARM (a microcomputer program for parameter estimation of nonlinear models in fishery science). 1989. FISHPARM v3.0S. Elsevier Scientific Publishers. Bronxville, New York, U.S.A.
- Fraser, A.J. 1989. Triacylglycerol content as a condition index for fish, bivalve and crustacean larvae. Can J. Fish. Aquat. Sci. 46:1868-1873.

- Gallager, S.M. y R. Mann. 1986. Individual variability in lipid content of bivalve larvae quantified histochemically by adsorption. Photometry. J. Plankton Res. 8: 927-937.
- Gayanilo, F.C., P. Sparre y D. Pauly. 2005. Stock Assessment Tools (FISAT II) On line User's Guide The Food and Agriculture Organization of the United Nations. Roma. 168 p.
- Giese, A. y J. Pearse. 1974. Introduction, General Principles. En: Giese A.C. y J.S. Pearse (Eds.). Reproduction of Marine Invertebrates. Academic, Nueva York. 546 p.
- Goffredo, S., J. Radetić, V. Airi y F. Zaccanti. 2005. Sexual reproduction of the solitary sunset cup coral *Leptosammia pruvoti* (Scleractinia: Dendrophylliidae) in the Mediterranean. 1. Morphological aspects of gametogenesis and ontogenesis. Mar. Biol. 147: 485-495.
- Gómez-Aguirre, S. 1977. Ingresos masivos de *Stomolophus meleagris* Agassiz (Scyphozoa: Rhizostomeae) en lagunas costeras de México. Memorias. I Congreso Nacional de Zoología, 9-12 octubre, 1977. Escuela Nacional de Agricultura, Chapingo, México. 114-124 pp.
- Gómez-Aguirre, S. 1982. Recolección de medusas gigantes (Scyphozoa) en los sistemas salobres del Istmo de Tehuantepec (1980/82). Resúmenes. II Cong. Nac. Zool, sobre problemas ambientales de México. Diciembre 1980. México. 50 p.
- Gómez-Aguirre, S. 1980. Variación estacional de grandes medusas (en un sistema de lagunas costeras del sur del Golfo de México (1977-1978). São Paulo. Bol. Inst. Oceanogr. 29(2): 183-185.



- Gómez-Aguirre, S. 1991. The ephyre larvae and differentiation of *Stomolophus meleagris* (Scyphozoa: Rhizostomeae) from plankton of coastal lagoons in Tabasco, México. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx. Ser. Zool. 62 (3): 383-389.
- Gómez-Robles, E. 2004. Variaciones estacionales en la composición de lípidos y proteínas del vitelo de la madreperla de calafia *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856), durante la vitelogénesis. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Baja California Sur. La Paz, México. 61 p.
- Gómez-Robles, E., C. Rodríguez-Jaramillo y P.E. Saucedo. 2005. Digital image analysis of lipid and protein histochemical markers for measuring oocyte development and quality in pearl oyster *Pinctada mazatlanica* (Hanley, 1856). J. Shellfish Res. 24: 1197–1202.
- Gong, H., D.H. Jiang, A.L. Lawrence, M.L. González-Félix y M. Pérez-Velázquez. 2004. Nuevos avances en el estudio de fosfolípidos nutrimentales para camarón. En: Cruz Suárez, L.E., D. Ricque-Marie, M.G. Nieto-López, D.A. Villareal Cavazos, U. Scholz y M.L. González-Félix (Eds.). Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del Séptimo Simposium Internacional de Nutrición Acuícola, 16 al 19 de Noviembre de 2004. Hermosillo, Sonora, México. 329-343 pp.
- Hamner, W.M. y R.M. Jenssen. 1974. Growth, degrowth, and irreversible cell differentiation in *Aurelia aurita*. Am. Zool. 14: 833–849.
- Hartnoll, R.G. 1982. The Biology of Crustacea: Embryology Morphology and Genetics, Growth. Academic. En: Bliss, D.E. (Ed.). New York. 111-196 pp.

- Hernroth, L. 1986. On the reproduction and occurrence of *Aurelia aurita* in Gullmar Fjord, Western Sweden. *Nova Thalassia*. 8: 35-44.
- Holland, D.L. 1978. Lipid reserves and energy metabolism in the larvae of benthic marine invertebrates. En: Sargent D.C y J.R. Malins (Eds.). *Biochemical and Biophysical Perspectives in Marine Biology* Academic Press, London. 85-123 p.
- Holst, S., I. Sötje, H. Tiemann y G. Jarms. 2007. Life cycle of the rhizostome jellyfish *Rhizostoma octopus* (L.) (Scyphozoa, Rhizostomeae), with studies on cnidocysts and statoliths. *Mar. Biol.* 151: 1695-1710.
- Hsieh, Y.H., L. Fui-Ming y J. Rudloe. 2001. Jellyfish as food. *Hydrobiologia* 451(1-3): 11-17.
- Huang, Y. 1986. The processing for cannonball jellyfish (*Stomolophus meleagris*) and its utilization. Proceedings XI Annual Tropical and Subtropical Fisheries Technological Conference of the Americas, January, 1986. Otwen and Koburger, Tampa Florida. 13-16 pp.
- Humason, L.G. 1979. *Animal Tissue Techniques*. San Francisco: W. H. Freeman and Company. 4<sup>th</sup> ed. San Francisco. 661 p.
- Ishii, H. y U. Båmstedt. 1998. Food regulation of growth and maturation in a natural population of *Aurelia aurita* (L.). *J. Plankton Res.* 20: 805-816.
- Jeffrey, S.W. y G.F. Humphrey. 1975. New spectrophotometric equations for determining chlorophylls a,b,c1 y c2 in higher plants, algae and natural phytoplankton. *Biochem. Physiol. Pflanz.* 167:191-194.
- Johnson, L.L., G.M. Nelson, S.Y. Sol, D.P. Lomax y E. Casillas. 1997. Fecundity and egg weight in English sole (*Pleuronectes vetulus*) from Puget Sound, WA:

- Influence of nutritional status and chemical contaminants. *Fish. Bull.* 92:232-250.
- Kariotoglou, D.M. y S.K. Mastronicolis. 2001. Sphingophosphonolipids, phospholipids, and fatty acids from Aegean jellyfish *Aurelia aurita*. *American Oil Chemists' Society, Champaign, IL, ETATS-UNIS.* 36(11):1255-1264.
- Kingsford, M.J., M.A. Pitt y B.M. Gillanders. 2000. Management of jellyfish fisheries, with especial reference to the Order Rhizostomeae. *Oceanogr. Mar. Biol. A. Rev.* 38:545-553.
- Kishinouye, K. 1922. Echizen kurage (*Nemopilema nomurai*). (En japonés). *Dobutsugaku Zasshi* 34: 343–345.
- Kramp, P.L. 1961. Synopsis of the medusae of the world. *J. Mar. Biol. Ass. U.K.* 40:1-469.
- Larson, R.J. 1976. Marine flora and fauna of the northeastern United States. Cnidaria: Scyphozoa. NOAA Tech. Rep. NMFS Circ. 397. 18p.
- Larson, R.J. 1987. Costs of transport for the scyphomedusa *Stomolophus meleagris* L. Agassiz. *Can. J. Zool.* 65(11): 2690-2695.
- Larson, R.J. 1991. Diet, prey selection and daily ration of *Stomolophus meleagris*, a filter feeding scyphomedusa from the NE Gulf of Mexico. *Estuar. Coast. Shelf Sci.* 32:511–525.
- Larson, R.J. y G.R. Harbison. 1989. Source and Fate of Lipids in Polar-Gelatinous Zooplankton. *Arctic.* 42: 339–346.
- Lesh-Laurie, G.E y P.E. Suchy. 1991. Cnidaria: Scyphozoa and Cubozoa. En: Harrison E.W. y J.A. Westfall (Eds.). *Microscopical Anatomy of Invertebrates.* Wiley-Liss, New York. 2: 185-266 pp.

- López-Martínez, J., D.B. Lluch-Cota, E. Herrera-Valdivia, S. Hernández-Vázquez, E. Alcántara-Razo, R. Morales-Azpeitia, J. Padilla-Serrato y C. Rodríguez-Jaramillo. 2004. Estimaciones de abundancia de la medusa bola de cañón (*Stomolophus meleagris*) al sur de Sonora para el establecimiento de una pesquería sustentable: Pesquera México S.A. de C.V. Informe final anual de proyecto. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. 66 p.
- López-Martínez, J., D.B. Lluch-Cota, E. Herrera-Valdivia, S. Hernández-Vázquez, E. Alcántara-Razo, R. Morales-Azpeitia, J. Padilla-Serrato y C. Rodríguez-Jaramillo. 2005. Estimaciones de abundancia de la medusa bola de cañón (*Stomolophus meleagris*) al sur de Sonora para el establecimiento de una pesquería sustentable: Pesquera México S.A. de C.V. Informe final anual de proyecto. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. 181 p.
- López Martínez, J., Morales-Azpeitia, R., Padilla-Arredondo, J., Herrera Valdivia, E., Rodríguez, C. y E. Alcántara-Razo. 2007. Estimaciones de abundancia de la medusa “Bola de Cañón” (*Stomolophus meleagris*) al sur de Sonora, para el establecimiento de una pesquería sustentable. Informe Final de Actividades. Guaymas, Sonora, México. 98 p.
- López-Martínez, J. y J. Rodríguez-Romero. 2008. Primer registro de la asociación del jurelillo negro *Hemicaranx zelotes* Gilbert (Pisces: Carangidae) con la medusa bala de cañón *Stomolophus meleagris* Agassiz (Scyphozoa: Rhizostomatidae) en Bahía Kino, Golfo de California. *Hidrobiológica*. 18(2): 173-176.
- Lucas, C.H. 1994. Biochemical composition of *Aurelia aurita* in relation to age and sexual maturity. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 183: 179–192.

- Lucas, C.H. 2001. Reproduction and life history strategies of the common jellyfish of *Aurelia aurita*, in relation to its ambient environment. *Hydrobiologia*. 451(1-3): 229-246.
- Lucas, C.H. y S. Lawes. 1998. Sexual reproduction of the scyphomedusa *Aurelia aurita* in relation to temperature and variable food supply. *Mar. Biol.* 131(4): 629-638.
- Magesh, J. y S. Coulthard. 2004. Exportaciones de medusas, ¿FloreCIMIENTO o fiasco?. *Reporte Samudra*. 39: 15-20.
- Marshallonis, D. y J.L. Pinckney. 2007. Respiration rates of dominant hydromedusae in the North Inlet tidal estuary during winter and summer. *J. Plankton Res.* 29(12): 1031-140.
- Massapina, C., S. Joaquim, D. Matias y N. Devauchelle. 1999. Oocyte and embryo quality in *Crassostrea gigas* (Portuguese strain) during a spawning period in Algarve, South Portugal. *Aquat. Living Resour.* 12(5): 327-33.
- Medina-Mantelatto, F.L. y A. Franzoso. 1992. Weight/width carapace relationship in the crab *Hepatus pudibundus* (Herberst, 1785) (Crustacea: Decapoda: Calappidae) of the Ubatuba region, sp, Brazil. *Arquivos de Biologia y Tecnologia*. 35(4):719-724.
- Mills, C.E. 2001. Jellyfish blooms: are populations increasing globally in response to changing ocean conditions. *Hydrobiologia*. 451:55-68.
- Miyake, H., K. Iwao y Y. Kakinuma. 1997. Life history and environment of *Aurelia aurita*. *S. Pacific Stud.* 17(2): 273-285.
- Morandini, A. y F.L. Da Silveira. 2001. Sexual reproduction of *Nausithoe aurea* (Scyphozoa, Coronatae). Gametogenesis, eggs release, embryonic development, and gastrulation. *Sci. Mar.* 65(2): 139-149.

- Nielsen, C. 1995. *Animal Evolution: Interrelationships of the Living Phyla*. Oxford University Press. 1st Edition. Oxford. 578 p.
- Ocaña-Luna, A., E.D. Ayala, M. C. Maldonado y S.U. Hernández. 1989. Algunos aspectos sobre biología de *Stomolophus sp.* (Scyphozoa) en las lagunas Superior e Inferior, Oaxaca. Res. IV Reunión Nal. SOMPAC.
- Ocaña-Luna, A. y S. Gómez-Aguirre. 1999. *Stomolophus meleagris* (Scyphozoa: Rhizostomeae) in two coastal lagoons of Oaxaca, México. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. Méx.. Ser. Zool. 70(2): 71-77.
- Ocaña-Luna, L. A., R.M. Sánchez y A.S. Gómez. 2004. Abundancia de *Stomolophus meleagris* (Scyphozoa: Stomolophidae) en el sistema lagunar Carmen- Pajonal-Machona, Tabasco. XIII Reunión Nacional de la Sociedad Mexicana de Planctología, A.C. y IV Reunión Internacional de Planctología. Vallarta Nayarit, México, del 25 al 28 de abril. IX Congr. Nal. Zool. 170 p.
- Omori, M. 1978. Zooplankton fisheries of the world: a review. Mar. Biol. 48: 199-205.
- Omori, M. 1981. Edible jellyfish (Scyphomedusae: Rhizostomeae) in the far-east waters a brief review of the biology and fishery. Bull. Plankton Soc. Japan. 28(1): 1-12.
- Omori, M. y E. Nakano. 2001. Jellyfish fishery in Southeast Asia. Hydrobiologia. 451(155): 19-26.
- Padilla, E.D., V. Guillén, E. Tabuchi-Matsumoto, G. Vela-Prado, y O. González-Reynoso. 2001. La Metalografía Cuantitativa en la Investigación de Aleaciones Ferrosas y no Ferrosas. Mayor San Marcos. Rev. Inst. Investig. Fac. Geol. Minas Metal. Cien. Geogr. 4(7): 18-23.
- Pauly, D. 1987. A review of the ELEFAN system for the analysis of length-frequency data in fish and aquatic invertebrate. En: Pauly D. y G.R. Morgan (Eds.). Length-
- 
- Biología reproductiva de la fase medusa de *Stomolophus meleagris*. Liliana Carvalho S.

- based models in fisheries research. ICLARM Conference Proceedings, Manila. 13: 7-34.
- Pazos, A. J., G. Román, C.P. Acosta, M. Abad y J.L. Sánchez. 1996. Influence of the gametogenic cycle on the biochemical composition of the ovary of the great scallop. *Aquaculture Int.* 4: 201-213.
- Peña-Rangel, M.T. y J.R. Riesgo-Escovar. 2005. Nuevas funciones para la fosfolipasa y aciltransferasa de fosfolípidos: una breve revisión de las funciones y el metabolismo de fosfolípidos. *Mensaje bioquímico, U.N.A.M.* XXIX: 65-79.
- Pitt, A.K. y M. Kingsford. 2000. Reproductive biology of the edible jellyfish *Catostylus mosaicus* (Rhizostomeae). *Mar. Biol.* 137:791-799.
- Pitt, A. K. y M. Kingsford. 2003. Temporal and spatial variation in recruitment and growth of medusae of the jellyfish. *J. Mar. Freshwater Res.* 54(2): 117-125.
- Privitera, L.A. 2002. Reproductive biology of the coral-reef goby, *Asterropteryx semipunctata*, in Keneohe Bay, Hawaii. *Env. Biol. Fish.* 35: 37-48.
- Racotta, I.S., Ramírez, J.L., Ibarra, A.M., Rodríguez-Jaramillo, M.C., Carreño y E. Palacios. 2003. Growth and gametogenesis in the lions-paw scallop *Nodipecten (Lyropecten) subnodosus*. *Aquaculture.* 217: 335-349.
- Raikova, E.V. 2005. Cytomorphological characters of *Polypodium hydriforme* and problems of myxozoan and cnidarian phylogeny. *Tsitologia.* 47(10): 933-939.
- Rippingale, R.J. y S. Kelly. 1995. Reproduction of *Phyllorhiza punctata* (Cnidaria: Rhizostomeae) in a Seasonally Fluctuating Salinity Regime in Western Australia. Victoria, *J. Mar. Freshwater Res.* 46: 1145-1151.
- Rodríguez-Jaramillo, C., A.N. Maeda-Martínez, M.E. Valdez, T. Reynoso-Granados, P. Monsalvo-Spencer, D. Prado-Ancona, F. Cardoza-Velasco, M. Robles-

- Mungaray y M.T. Sicard. 2001. The effect of temperatura on the reproductive maturity of penshell *Atrina maura* (Sowerby, 1935) (Bivalvia: Pinnidae). J. Shellfish Res. 20(1):39-47.
- Rodríguez-Jaramillo, M.C. 2004. Efectos de la temperatura sobre la gametogénesis en el callo de hacha *Atrina maura* (Sowerby, 1835) (Bivalvia: Pinnidae). La Paz B.C.S., México. Tesis de Maestría. Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. La Paz, México. 74 p.
- Román-Contreras, R. y L.S. Campos-Lince. 1993. “Aspectos reproductivos y aproximación a un modelo de crecimiento para una población de *Macrobrachium acanthurus* (Wiegmann, 1836) en el río Palizada, Campeche, México. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México. Contribución. 737 p.
- Rottini-Sandrini, L., M. Avian y R. Zanelli. 1985. Influence de la temperature sur la biologie de *Pelagia noctiluca* (Forskål). Rapp. Commun. Int. Mer Médit. 29(9): 199-201.
- Rottini-Sandrini, L. y M. Avian. 1991. Reproduction of *Pelagia noctiluca* in the central and northern Adriatic Sea. Hydrobiologia. 216(217): 197-202.
- Rouse, G.W. y K. Pitt. 2000. Ultrastructure of the sperm of *Catostylus mosaicus* and *Phyllorhiza punctata* (Scyphozoa, Cnidaria): Implications for sperm terminology and the inference of reproductive mechanisms. Inv. Rep. Dev. 38(1): 23-34.
- Ruppert, E.E. y R.D. Barnes. 1996. Zoología de los invertebrados. Interamericana, McGraw-Hill. Sexta Edición. México. 328 p.



- Saborido-Rey, S. 2003. Ecología de la reproducción en las poblaciones de peces marinos. Curso de Doctorado. Programa de doctorado de Biología de Organismos y Sistemas, de la Universidad de Vigo (CSIC). 71 p.
- Saout, C., C. Quéré, A. Donval, Y.M. Paulet y J.F. Samain. 1999. An experimental study of the combined effects of temperature and photoperiod on reproductive physiology of *Pecten maximus* from the Bay of Brest. *Aquaculture*. 172 (3-4): 301-314.
- Sarocchi, D., L. Borselli y J.L. Macías. 2005. Construcción de perfiles granulométricos de depósitos piroclásticos por métodos ópticos: *Rev. Mex. Cienc. Geol.* 22(3): 371-382.
- Schneider, G. 2006. Chemical composition and biomass parameters of the common jellyfish *Aurelia aurita*. *Helgoland Mar. Res.* 42(2): 319-327.
- Segura-Puertas, L. 1984. Morfología, sistemática y zoogeografía de las Medusas (Cnidaria: Hydrozoa y Scyphozoa) del Pacífico Tropical Oriental. *Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México. Pub. Esp.* 8: 1-320.
- Segura-Puertas L.E., E. Suárez-Morales y L. Celis. 2003. A checklist of the Medusae (Hydrozoa, Scyphozoa and Cubozoa) of Mexico. *Zootaxa*. 194:1-15.
- Shepherd, J.G. 1987. A weakly parametric method for the analysis of length composition data. En: Pauly D. y G. P. Morgan (Eds.). *Length-based Methods in Fisheries Research*. Manila. ICLARM Conference Proceedings. 13: 113-119.
- Shimomura, T. 1959. On the unprecedented flourishing of "Echizen-Kurage", *Stomolophus nomurai* (Kishinouye), in the Tsushima warm current regions in autumn, 1958. *Bull. Jap. Sea. Reg. Fish. Res. Lab.* 7: 85-107.

- Shimomura, O., F.H. Johnson y Y. Saiga. 1962. Extraction, purification and properties of aequorin, a bioluminescent protein from the luminous hydromedusan *Aequorea*. *J. Cell. Comp. Physiol.* 59:223-239.
- Shister, S. 1995. Aguamala: bala de cañón. *Informar.* 18: 15-17.
- Shumway, S.E., J. Barter y J. Stahlnecker. 1988. Seasonal changes in oxygen consumption of the giant scallop, *Placopecten magellanicus* (Gmelin). *J. Shellfish Res.* 7: 77-82.
- Spangenberg, D. B. 1964. New observations on *Aurelia*. *Trans. Amer. Microsc. Soc.* 83: 448-455.
- Stravisi, F. 1984. Meteorological influence on the blooms of *Pelagia noctiluca* in Northern Adriatic. In United Nations Environment Program. Workshop on jellyfish blooms in the Mediterranean, Athens, 1983. 74-79 pp.
- Thompson, R.J. y B.A. McDonald. 1991. Physiological integrations and energy partitioning. En: Shumway S.E. (Ed.). *Scallops: Biology and Aquaculture. Developments in Aquaculture and Fisheries Science.* Amsterdam: Elsevier. 347-376 pp.
- Toom, M.P. y D.T. Phillips. 1976. Effects of purified components of jellyfish toxin (*Stomolophus meleagris*) on adenosine triphosphatase activities. *Biochem. Pharmacol. Mar.* 25(5): 551-556.
- Tunberg, B.G. y S.A. Reed. 2004. Mass occurrence of the jellyfish *Stomolophus meleagris* and an associated spider crab *Libinia dubia*, Eastern Florida. *F.L. Scientist.* 67(2): 93-104.
- Uchida, T. 1954. Distribution of Scyphomedusae in Japanese and its adjacent waters. *Journal of the Facultad of Science. Hokkaido Univ.* 10: 161-162.

- Urban, H.J. y C. Tesch. 1996. Aspects of the population dynamics of six bivalve species from Southern Chile. Results of the Victor Hensen Cruise to the Magellan Strait and the Beagle Channel in October/November 1994. Arch. Fish. Mar. Res. 44: 243-256.
- Vagelli, A. 2007. New observation on the asexual reproduction of *Aurelia aurita* (Cnidaria, Scyphozoa) with comments on its life cycle and adaptive significance. Inv. Zool. 4(2): 111-127.
- Wolff, M. 1988. Spawning and recruitment in the Peruvian scallop *Argopecten purpuratus*. Mar. Ecol. Prog. Ser. 42: 213-217.
- Zrzavý, J. y V. Hypša. 2003. Myxozoa, *Polypodium*, and the origin of the Bilateria: The phylogenetic position of "Endocnidozoa" in the light of the rediscovery of *Buddenbrockia*. Cladistics. 19 (3): 164-169.

## Anexo 1

### Determinación de la concentración de clorofila *a*

(Jeffrey y Humphrey 1975)

#### Obtención de muestras

1. Se toma una muestra de la zona de interés, el volumen de muestra dependerá del cuerpo de acuático muestreado (de 4.5 a 5 l para agua marina hasta 50 mL para aguas estuarinas).
2. Filtrar *in situ* a través de un filtro de fibra de vidrio (Whatman GF/C, 47 mm de diámetro, 1  $\mu$ ). Doblar el filtro con pinzas y colocarlo en un tubo de centrifuga.

#### Obtención de clorofila *a*

1. Añadir 1 mL de acetona al 90%, macerar el filtro y llevar el volumen a 10 mL.
2. Cada tubo con muestra debe cubrirse con papel aluminio y taparse con papel, posteriormente se dejan en la oscuridad por 24 horas en refrigeración.
3. Centrifugar durante 10 minutos a 3000 rpm.
4. La muestra se colocará en una celda de 1cm, para leer en el espectrofotómetro. Se usará como blanco, una muestra de acetona al 90% para la lectura. se midió la absorbancia a 664 y 647 nm. Además se debe utilizar la longitud de onda de 750 nm para corregir errores de turbidez en las celdas. Dado que la densidad óptica del extracto a 750 nm es muy sensible a los cambios en las proporciones agua-acetona, sígase estrictamente la fórmula de 90 partes de acetona por 10 partes de agua (v/v) para extracción de pigmentos.

## Cálculos

1. Restar el valor de densidad óptica de 750 nm de las lecturas realizadas con las otras longitudes de onda.
2. Calcular las concentraciones de clorofila *a* en el extracto, utilizando la densidad óptica corregida en las siguientes ecuaciones (Jeffrey y Humphrey 1975) :

$$C_a = 11.85 (\text{DO}_{664}) - 1.54 (\text{DO}_{647})$$

Donde:

$C_a$  = Concentraciones en mg/L de clorofilas *a* y *b* respectivamente.

DO<sub>664</sub> y 647 = Densidad óptica corregida a la longitud de onda respectivas.

Una vez determinada la concentración de pigmento en el extracto, calcular la cantidad de pigmento por unidad de volumen, de la siguiente manera:

$$\text{Clorofila } a \text{ (}\mu\text{g/l = mg/m}^3\text{)} = \frac{C_a \times \text{volumen acetona (expresado en mL)}}{\text{Volumen de muestra (expresado en mL)}}$$

## Anexo 2

Los análisis de grasas y proteínas totales fueron realizados en el Centro de Investigaciones en Alimentación y Desarrollo A.S. (CIAD de Hermosillo), con las metodologías aprobadas por la Asociación de Comunidades Analíticas Oficiales cuyas siglas en inglés son AOAC-1996. Los resultados fueron expresados de conformidad con la norma NOM-008SCFI-2002.

### Anexo 3

#### Métodos para la medición de proteínas totales micro-Kjeldahl

(Horwitz 2000, A.O.A.C.)

##### Digestión:

1. Pese 0.15 g del homogeneizado de medusa en un matraz de micro-Kjeldahl cuidando que la muestra no se adhiera a las paredes o al cuello del matraz.
2. Añada 2.5 mL de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, dos perlas de ebullición y aproximadamente 1.0 g de mezcla catalizadora.
3. Someta a digestión la muestra en el aparato de micro-Kjeldahl bajo una campana de extracción, mantenga el matraz ligeramente inclinado y a baja temperatura al inicio, aumente el calor a medida que proceda la digestión. Debe rotando los matraces de vez en cuando, para asegurarse que se digiera toda la muestra. La digestión terminará cuando el color de la muestra sea azul-verde claro. El proceso tomará aproximadamente 90 minutos.
4. Debe dejar enfriar el matraz durante cuatro minutos, para que no se endurezca al solidificarse la muestra.
5. Añada 7 mL de H<sub>2</sub>O cuidadosamente, poco a poco, a la muestra digerida. Mezcle y permítale enfriarse.

##### Destilación:

1. Ajuste la velocidad de destilación a aproximadamente 5 mL por minuto (mantenga el refrigerante bajo el chorro del agua todo el tiempo).
2. Por medio de un embudo añada la muestra a la cámara de y enjuague el matraz con aproximadamente 5 mL de H<sub>2</sub>O destilada.

3. Coloque un vaso Erlenmeyer con 10 mL de ácido bórico y 2 gotas de indicador a la salida de destilación.
4. Añada lentamente 10 mL de la solución de NaOH a la cámara de ebullición. La mezcla digerida se debe tornar obscura (azul-gris o café oscuro). Si no cambia de color añada más NaOH.

Valoración:

Una vez obtenido el destilado se quita el matraz receptor, se enjuaga la punta del condensador, para titular con la solución estándar de ácido clorhídrico. Un color violeta indica el punto final de la titulación. Es necesario comparar este color con el blanco.

\*Debido a que durante el proceso puede perderse amoníaco (en forma de gas) se debe buscar la recuperación de este, mediante la destilación de cantidades conocidas de amoníaco líquido y titularlo con HCl, hasta obtener nuevamente el color púrpura en el ácido bórico.

El peso del N (nitrógeno) en mg está dado por mili-equivalentes del ácido X 14 (el peso equivalente del N).

$$\text{Nitrógeno en la muestra (\%)} = 100 \left[ \frac{(A \times B)}{C} \times 0.014 \right]$$

$$\text{Proteína cruda (\%)} = \text{Nitrógeno en la muestra} * 6.25$$

A = ácido clorhídrico en la titulación (mL)      B = Normalidad del ácido estándar

C = Peso de la muestra (g)



#### Anexo 4

### Método de extracción Soxhlet para grasas totales

(A.O.A.C. 1990)

1. El homogeneizado fue secado a 103 °C, hasta eliminar el exceso de humedad, antes de iniciar la obtención de lípidos totales.
2. Se introdujo la muestra homogeneizada en un dedal de aparato de extracción Soxhlet, previamente secado en el horno y pesado, y vuelto a pesar con la muestra homogeneizada (C), el cual se colocó en el apartado de Soxhlet.
3. En un matraz secado y pesado previamente (A), se agregó éter (2/3 del volumen total del matraz) y se conectó al extractor.
4. Se ajustó el calentamiento, para obtener alrededor de 10 reflujos por hora. La duración de la extracción dependió de la cantidad de grasas en la muestra.
5. Posteriormente se evaporó el éter por con rotovapor. El matraz se colocó en horno durante hora y media para eliminar el éter. Luego se dejó enfriar el matraz en un desecador y se pesó (C).
6. El contenido de grasas totales se estima mediante la fórmula: Contenido de grasas totales (%) =  $100((B - A)/C)$ , donde A = Peso del matraz limpio y seco (g) B = Peso del matraz con grasa (g) C = Peso de la muestra (g)