



Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología
Unidad Académica Mazatlán
Universidad Nacional Autónoma de México



Ciclo reproductivo de la corvina rayada *Cynoscion reticulatus* (Günther, 1864), y la berrugata *Micropogonias ectenes* (Jordan y Gilbert, 1882) (*Pisces: Sciaenidae*) del litoral de Sinaloa

T E S I S

Que para obtener el grado académico de

Maestra en Ciencias

(Biología Marina)

Presenta:

Lic. Ciencias Biológicas: Mariella Bibiana Musso Solari

DIRECTOR DE TESIS: Dr. *Felipe Amezcua Martínez*

COMITÉ TUTORAL

Dr. Marcial Arellano Martínez

Dr. Agustín Hernández Herrera

Dr. Mauricio Ramírez Rodríguez

Dra. Lourdes Jiménez Badillo

Mazatlán, Sinaloa, México

enero de 2011



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA:

A mis padres, que aunque ya no están me enseñaron a luchar y concretar mis sueños y quienes aún hoy siguen siendo mis guías.

También les dedico este trabajo a mis hermanos, cuñadas y sobrinos quienes siempre han estado a mi lado en los buenos y malos momentos de la vida.

A mis tías, tíos, a los que están y los que ya no están y a mis primos por su apoyo Incondicional a pesar de la distancia.

No te Rindas...

No te rindas, aún estás a tiempo
De alcanzar y comenzar de nuevo,
Aceptar tus sombras,
Enterrar tus miedos,
Liberar el lastre, retomar el vuelo.
No te rindas que la vida es eso,
Continuar el viaje,
Perseguir tus sueños,
Destrobar el tiempo,
Correr los escombros,
Y destapar el cielo.
No te rindas, por favor no cedas,
Aunque el frío queme,
Aunque el miedo muerda,
Aunque el sol se esconda,
Y se calle el viento,
Aún hay fuego en tu alma
Aún hay vida en tus sueños.
Porque la vida es tuya y tuyo también el deseo
Porque lo has querido y porque te quiero
Porque existe el vino y el amor, es cierto.
Porque no hay heridas que no cure el tiempo.
Abrir las puertas,
Quitar los cerrojos,
Abandonar las murallas que te protegieron,
Vivir la vida y aceptar el reto,
Recuperar la risa,
Ensayar un canto,
Bajar la guardia y extender las manos
Desplegar las alas
E intentar de nuevo,
Celebrar la vida y retomar los cielos.

No te rindas, por favor no cedas,
Aunque el frío queme,
Aunque el miedo muerda,
Aunque el sol se ponga y se calle el viento,
Aún hay fuego en tu alma,
Aún hay vida en tus sueños
Porque cada día es un comienzo nuevo,
Porque esta es la hora y el mejor momento.
Porque no estás sola,
porque yo te quiero.

Mario Benedetti

(Escritor, poeta y ensayista uruguayo)

1920- 2009

AGRADECIMEINTOS:

Al comité Académico del posgrado en Ciencias del Mar y Limnología por aceptarme en el posgrado de maestría y por hacer posible esta instancia de aprendizaje y formación académica.

Al Dr. Felipe Amezcua Martínez por darme la posibilidad de realizar mi tesis de Maestría.

A la Secretaría de Relaciones Exteriores (SRE) por el sostén económico. Esta tesis corresponde a los estudios realizados con una beca otorgada por la Secretaria de Relaciones Exteriores del Gobierno de México.

A verónica de Jesús de la Secretaría de Relaciones Exteriores (SRE) de México por su guía y excelente disposición respecto a los trámites a lo largo de estos dos años.

A la Embajada de México en Uruguay, especialmente a Marcela Buzo por el apoyo brindado antes y durante el otorgamiento de la beca del SRE.

A los integrantes de mi comité tutorial: Al Dr. Agustín Hernández por brindarme la posibilidad de realizar una estancia académica, al Dr. Mauricio Ramírez, Dra. Lourdes Jiménez B. y Dr. Marcial Arellano por sus correcciones y sugerencias.

A todos los docentes del posgrado de Ciencias del Mar y Limnología que contribuyeron a mi formación académica y a los que no fueron mis docentes pero aún así tuve el privilegio de conocer..

A todos los integrantes del laboratorio de Morfofisiología del CICIMAR (La Paz, B.C.S), especialmente a la Dra. Rosa Isabel Ochoa por su asesoramiento y excelente disposición para evacuar las dudas, al MC. Marcial Villalejo por sus consejos referente al trabajo de investigación, a Nancy Castillo, técnica del laboratorio por su invaluable ayuda y paciencia para el procesamiento de las

muestras y al Dr. René Torres por brindarme la oportunidad de obtener imágenes de los cortes. A todos ellos muchas gracias.

A Ma. Maria Clara Ramírez por el apoyo en la adquisición y búsqueda del material bibliográfico, a Carlos Suárez y Germán Ramírez por su ayuda computacional, principalmente con la “BarbieLap, cuando ésta se tomaba un descanso o era atacada por virus; a Herlinda por su excelente disposición para escanear la infinidad de documentos requeridos, a Margarita Cordero por su disposición, asesoramiento, enorme paciencia en la realización de trámites y por las charlas terapéuticas en los momentos de crisis.

A todo el personal del instituto que he ido conociendo con el tiempo y que me han brindado su apoyo de una manera u otra.

A todos mis compañeros de laboratorio y de curso que me han acompañado a lo largo de estos dos años haciéndome sentir como en casa: Ángela Aguiar, Víctor Muro, J. Payán, Yedid Fabiola, Nahyeli Gómez, Gladys Martínez, Beto, Arcelia Cruz, Siria Meraz, Jesús Quintero, Magdalena Bergés, Cristina y Susana Osuna, Karen Brito, Víctor Núñez, Omar Crespo, R. Vallarta, Julia Ochoa, Eric, Chino, Zehir, a todos ellos muchas gracias por su hospitalidad y calidez.

Deseo agradecer especialmente a Claudia Ángel, compañera de maestría y de casa por su apoyo. Gracias Claudia por estar siempre, por evitar que me “enchilara” y por preocuparte de que mi estancia en tu país fuera una de las experiencias más enriquecedoras.

A Onésimo López (Chuy) por su ayuda en la obtención de muestras y por sus sugerencias e información respecto a las especies de la zona.

A MC. Verónica Iriarte por alentarme para la realización de esta maestría y por su apoyo y amistad incondicional en todos estos años, a Alicia Dreyer para quien no tengo palabras que expresen mi enorme agradecimiento.

Finalmente a todos mis amigos de Uruguay; Ana Gabriela, Norma, Renee, Graciela, Alicia A., Ana Verdi, María Noel, Mónica, Luis, Natalia, Analía, Martín, Pastora, Lourdes, Alejandra, quienes siempre me han apoyado y que durante esta etapa han estado presentes de diversas formas; un gracias enorme a mi mejor amigo Claudio, por atravesar el continente sudamericano para estar conmigo en Navidad e inicio del año 2010.

INDICE DE FIGURAS	i
INDICE DE TABLAS	v
GLOSARIO	vi
RESUMEN	x
ABSTRACT	xi
1- INTRODUCCIÓN	1
2- ANTECEDENTES	5
2.1- Antecedentes generales	5
2.2- <i>Cynoscion reticulatus</i>	6
2.3- <i>Micropogonias ectenes</i>	7
3- HIPÓTESIS	8
4- OBJETIVO GENERAL	8
4.1- Objetivos particulares	8
5- MATERIALES Y MÉTODOS	9
5.1- Área de estudio	9
5.2- Actividad de campo	10
5.3- Procesamiento de las muestras en el laboratorio	11
5.4- Procesamiento histológico	11
5.5- Proporción de machos y hembras	12
5.6- Caracterización de células de la línea germinal	13
5.6.1. Ovogénesis	13
5.6.2. Espermatogénesis	13
5.7- Etapas del desarrollo gonadal	14
5.7.1. Gónadas femeninas	14
5.7.2. Gónadas masculinas	14
5.8- Ciclo reproductivo	14
5.9- Índices corporales	14
5.9.1. Índice Gonadosomático (IGS)	14
5.9.2. Índice Hepatosomático (IHS)	15

6- RESULTADOS	17
6.1- Proporción sexual mensual y por clase de tallas	17
6.2- Morfología de las gónadas	20
6.2.1. Gónadas femeninas	20
6.2.2. Gónadas masculinas	23
6.3- Caracterización de células de la línea germinal	24
6.3.1. Ovogénesis	24
6.3.2. Espermatogénesis	27
6.4- Fases del desarrollo gonadal	28
6.4.1. Gónadas femeninas	28
6.4.2. Gónadas masculinas	36
6.5- Ciclo reproductivo	39
6.5.1. Hembras de <i>C. reticulatus</i>	39
6.5.2. Machos de <i>C. reticulatus</i>	39
6.5.3. Hembras de <i>M. ectenes</i>	40
6.5.4. Machos de <i>M. ectenes</i>	41
6.6- Índices corporales	42
6.6.1. Índice gonadosomático	42
6.6.2. Índice hepatosomático	46
6.7- Temperatura	50
7- DISCUSIÓN	54
8- CONSIDERACIONES FINALES	63
9- RECOMENDACIONES	64
10- LITERATURA CITADA	65
11- ANEXOS	79

INDICE DE FIGURAS

Figura	Página
Fig. 1- Área de estudio. -----	10
Fig. 2- A- <i>Cynosción reticulatus</i> , B- Ovario de <i>C. reticulatus</i> en la cavidad abdominal y C- ovario maduro. -----	22
Fig. 3- Gónada femenina de <i>C. reticulatus</i> con diferencia de tamaño entre lóbulos.-----	22
Fig. 4- A Hembra de <i>Micropogonias ectenes</i> , B- ovario -----	23
Fig. 5- Testículo maduro de <i>Cynoscion reticulatus</i> -----	24
Fig. 6- Ovario inmaduro de <i>C. reticulatus</i> -----	30
Fig. 7- Corte de ovario en maduración inicial de <i>C. reticulatus</i> -----	30
Fig. 8- Ovario en maduración avanzada de <i>C. reticulatus</i> -----	31
Fig. 9- Zona de contacto entre dos ovocitos vitelogénicos.-----	31
Fig. 10- Corte de ovario maduro de <i>C. reticulatus</i> -----	32
Fig. 11- Ovario desovado parcial. -----	32
Fig. 12 - Detalle de un folículo post- ovulatorio (FPO) -----	33
Fig. 13- Corte de ovario en reposo de <i>M. ectenes</i> -----	33
Fig. 14- Ovario en maduración de <i>M. ectenes</i> -----	34
Fig. 15- Ovario maduro de <i>M. ectenes</i> -----	34

Fig. 16- Ovario hidratado de <i>M. ectenes</i> -----	35
Fig. 17- Ovario desovado parcial de <i>M. ectenes</i> -----	35
Fig. 18- Corte de testículo de <i>M. ectenes</i> en <i>desarrollo</i> -----	37
Fig. 19- Testículo maduro de <i>M. ectenes</i> -----	37
Fig. 20- Testículo maduro de <i>C. reticulatus</i> -----	38
Fig. 21- Corte de testículo de <i>M. ectenes</i> parcialmente evacuado y recuperándose-----	38
Fig. 22- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de hembras de <i>C. reticulatus</i> -----	39
Fig. 23- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de machos de <i>C. reticulatus</i> -----	40
Fig. 24- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de hembras de <i>M. ectenes</i> -----	41
Fig. 25- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de machos de <i>M. ectenes</i> -----	42
Fig. 26- Valores medios y desvío estándar del índice gonadosomático mensual de hembras de <i>C. reticulatus</i> -----	43
Fig. 27- Valores medios mensuales del índice gonadosomático de machos de <i>C. reticualtus</i> .-----	43
Fig. 28- Medias mensuales de IGS para ambos sexos de <i>C. reticulatus</i> -----	44

Fig. 29- Índice gonadosomático mensual de hembras de <i>M. ectenes</i> -----	45
Fig. 30- Índice gonadosomático mensual de machos de <i>M. ectenes</i> -----	45
Fig. 31- Medias mensuales de IGS para ambos sexos de <i>M. ectenes</i> -----	46
Fig. 32- Valores medios mensuales del índice hepatosomático de machos y hembras de <i>C. reticulatus</i> -----	47
Fig. 33- Variación de los valores medios del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de hembras de <i>C. reticulatus</i> -----	47
Fig.34 - Variación de los valores medios del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de machos de <i>C. reticulatus</i> -----	48
Fig. 35- Índice hepatosomático mensual de machos y hembras de <i>M. ectenes</i> -----	49
Fig. 36- Variación de los valores medios del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de hembras de <i>M. ectenes</i> -----	49
Fig. 37- Variación de os valores medios del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de machos de <i>M. ectenes</i> -----	50
Fig. 38- Relación del IGS de hembras de <i>C. reticulatus</i> con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán-----	51
Fig. 39- Relación del IGS de machos de <i>C. reticulatus</i> con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán-----	52

Fig. 40- Relación del IGS de hembras de *M. ectenes* con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán----- 53

Fig. 41- Relación del IGS de machos de *M. ectenes* con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán----- 53

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA	PÁGINA
Tabla 1- Frecuencias de hembras y machos, valores de X^2 y proporción de sexos por mes de <i>C. reticulatus</i> -----	17
Tabla 2- Frecuencias de hembras y machos dentro de intervalos de talla de 4 cm, valores Chi cuadrado (X^2) y proporción de sexos de <i>C. reticulatus</i> -----	18
Tabla 3- Frecuencias de hembras y machos, valores de X^2 y proporción de sexos por mes de <i>M. ectenes</i> -----	19
Tabla 4- Frecuencias de hembras y machos dentro de intervalos de talla de 4 cm, valores de Chi cuadrado (X^2) y proporción de sexos de <i>M. ectenes</i> -----	20

GLOSARIO

ACIDÓFILO: Afinidad de los compuestos de un tejido para captar colorantes ácidos (Ham, 1975).

ATRESIA: Estructura que resulta de la reabsorción de los ovocitos (Nagahama, 1983).

BASÓFILO: Afinidad de los compuestos de un tejido para captar colorantes básicos (Ham, 1975).

CISTOVARIO: Condición em que los ovarios guardan total continuidad con los oviductos, siendo los ovocitos maduros transportados hacia el exterior por éstos últimos (Hoar, 1969).

CORION O ZONA RADIATA: Membrana Del ovócito de apariencia estriada, compuesta de una capa interna y otra externa y que se forma cuando las primeras inclusiones lipídicas aparecen en el citoplasma Matsuyama et al, (1991).

ESPERMÁTIDE: Estadio intermedio de formación de las células sexuales masculinas.

ESPERMATOGÉNESIS: Proceso de formación de las células gaméticas masculinas dentro de los testículos, a partir de la división celular de las espermatogonias (Schulz & Miura, 2002).

ESPERMATOGONIA: Célula germinal primordial productora de espermatozoides luego de una serie de divisiones celulares (Nagahama, 1983).

ESPERMATOZOIDE: Célula sexual masculina (Nagahama, 1983).

ESPERMIACIÓN: Proceso de liberación de los espermatozoides ya formados hacia los conductos eferentes (Schulz & Miura, 2002).

ESPERMIDUCTO: Conducto genital que forma la vía de paso de los gametos masculinos o espermatozoides (Lender et al, 1982).

FOLÍCULO POSTOVULATORIO: Membranas externas que rodean al ovocito y que quedan como residuo luego de que el ovocito ha sido liberado (Houillon, 1978).

GÓNADAS: Órgano donde se originan las células sexuales o gametos (Lender et al, 1982).

GONOCÓRICA: Especie en que sus organismos presentan órganos sexuales de un solo sexo, macho o hembra.

GRANULOSA: Células de origen mesenquimal o epitelial, con posible función esteroidogénica (Nagahama, 1983).

ITERÓPARO: Se reproduce mas de una vez en su vida (Saborido et al, 2001).

LAMELAS OVÍGERAS: Prolongaciones de la túnica albigínea hacia el interior del ovario, en las cuales ocurre la ovogénesis y vitelogénesis (Houillon, 1978).

MESORQUIO: Nombre dado al pliegue peritoneal que une la gónada a la pared dorsal de la cavidad abdominal en machos (Lender et al, 1982).

MESOVARIO: Nombre dado al pliegue peritoneal que une la gónada a la pared dorsal de la cavidad abdominal en hembras (Lender et al, 1982).

OVOGÉNESIS: Proceso de formación de las células gaméticas femeninas dentro del ovario (Patiño & Sullivan. 2002).

OVIDUCTO: Conducto genital que forma la vía de paso de los óvulos elaborados e los ovarios y que son liberados al exterior en el momento de la puesta (Lender et al, 1982).

OVÍPARA: Los gametos son liberados al medio, por lo tanto la fecundación es externa y también el desarrollo de los huevos y del embrión (Vazzoler, 1996).

OVOGÉNESIS: Proceso biológico mediante el cual los gametos femeninos pasan por las etapas de multiplicación y maduración hasta transformarse en óvulos (Lender et al, 1982).

OVOVIVÍPARA: La fecundación y el desarrollo embrionario son internos, los huevos son incubados en una cavidad corporal donde los embriones crecen usando el vitelo acumulado (Saborido, 1994), siendo luego liberado el huevo con el embrión dentro.

SEMÉLPARO: Se reproduce una sola vez en su vida (Saborido et al, 2001).

TECA: Envoltura de tipo conjuntivo que rodea a los folículos en crecimiento (Lender et al, 1982).

VIETLO: Sustancia nutritiva del embrión al iniciarse el desarrollo y que se encuentra acumulado en la célula sexual femenina (Lender et al, 1982).

VITELOGÉNESIS: Etapa del desarrollo del ovocito donde ocurre la captación de una gran cantidad de proteínas extracelulares, las cuales son procesadas y almacenadas en el citoplasma del ovocito (Tyler y Sumpter, 1996).

VIVÍPARA: La fecundación y la eclosión son internas, con diferentes relaciones tróficas entre el embrión y la madre. En éstos la nutrición es aportada por la madre de forma parcial o total a través de órganos especializados (Saborido, 1994).

RESUMEN

Se determinó el ciclo reproductivo de la corvina rayada, *Cynoscion reticulatus* y la berrugata, *Micropogonias ectenes*, especies integrantes de la familia Sciaenidae presentes en la Bahía de Mazatlán, Sinaloa. Los muestreos se realizaron de marzo de 2009 a marzo de 2010, obteniéndose un total de 173 individuos de *C. reticulatus*, de los cuales 98 fueron hembras y 75 fueron machos. Para *M. ectenes*, 242 fue el número total de organismos colectados, de los cuales 136 correspondió a hembras y 106 a machos. Las gónadas se analizaron histológicamente, se incluyeron en parafina y se aplicó la técnica de hematoxilina- eosina para su tinción.

La época reproductiva fue establecida para ambas especies mediante la distribución de la frecuencia relativa de los diferentes estadios del ciclo reproductivo, los cuales fueron determinados a través del estudio microscópico de las gónadas. Como apoyo al análisis histológico, se realizó el cálculo del índice gonadosomático y el índice hepatosomático. Se realizó el cálculo de la proporción mensual y por clase de tallas de machos y hembras. Para establecer si existen diferencias significativas entre las proporciones observadas y esperadas se realizó una prueba de chi- cuadrado.

Del análisis histológico y la relación de estos datos con las distribuciones ovocitarias surge que *C. reticulatus* presenta un desarrollo asincrónico de sus ovocitos, indicando un desove parcial, con seis estadios de desarrollo gonadal.

El análisis de la tendencia media mensual del índice gonadosomático conjuntamente con el análisis histológico de las gónadas sugiere un período reproductivo extenso para ambos sexos que abarca desde abril hasta octubre con un desove principal en mayo y un segundo desove de menor magnitud en octubre. Los índices corporales no mostraron la relación inversa esperada. La proporción sexual mensual y por clase de tallas no se alejó de la relación 1M:1H. *M. ectenes* al igual que *C. reticulatus* presenta desarrollo asincrónico, con desove fraccionado y un extenso período reproductivo (abril- diciembre) ocurriendo el desove principal en abril. En este caso tampoco los índices corporales presentaron una relación inversa. La proporción sexual mensual a pesar que en algunos meses presentó diferencias significativas, al igual que la proporción por clase de tallas, las mismas no se alejaron de la relación 1M:1H

ABSTRACT

It was determined the reproductive cycle of the striped weakfish, *C. reticulatus* and slender croaker, *M. ectenes*, species Sciaenidae family members present in the Bay of Mazatlan, Sinaloa. Sampling was conducted from March 2009 to March 2010, yielding a total of 173 individuals of *C. reticulatus*, of which 98 were females and 75 were males. For *M. ectenes*, 242 was the total number of collected organisms, of which 136 corresponded to females and 106 to males.

The gonads were examined histologically, they were included in paraffin and it was applied the hematoxylin-eosin technic for its staining. The breeding season was established for both species by the relative frequency distribution of the different stages of the reproductive cycle, which were determined through microscopic examination of the gonads. To support the histological analysis it was performed the gonadosomatic (GSI) and hepatosomatic (HIS) indexes. It was performed the calculation of the monthly rate and by size class of males and females. To establish whether there are significant differences between the observed and expected proportions was performed a chi-square.

From histological analysis and the relationship of these data, it was showed that oocyte distributions of *C. reticulatus* presents an asynchronous development of oocytes, indicating a partial spawning, with six stages of gonadal development.

The analysis of the gonadosomatic index monthly average trend together with the histological analysis of gonads suggests a long reproductive period for both sexes ranging from April to October with a main spawning in May and a second spawning of lesser magnitude in October. Body indices did not showed the expected inverse relationship. The monthly sex ratio and by size class were not different from the relationship 1M: 1H.

M. ectenes like *C. reticulatus* present asynchronous development with a large fractional spawning and an extense reproductive period (April-December) with the main spawning occurring in April. In this case the body rates did not show an inverse correlation. The monthly sex ratio despite that in some months showed significant differences, as the proportion by size class, they were similar to the relationship 1M:1H.

1- INTRODUCCIÓN

Los peces son el grupo que presenta mayor antigüedad y diversidad dentro de los vertebrados con más de 24000 especies vivientes y con registros fósiles presentes desde el Devónico (Nelson, 1994). Su permanencia en el tiempo geológico, así como su amplia distribución geográfica se debe al desarrollo de diferentes estrategias de vida, entre ellas las reproductivas (Vazzoler, 1996).

La estrategia reproductiva de un organismo es el conjunto de rasgos reproductivos definidos por su genotipo, algunos de los cuales pueden presentar variaciones producto del medio ambiente en que el individuo se desarrolla (Saborido & Junquera, 2001).

El estudio de la biología reproductiva de los peces presenta varias utilidades en diferentes niveles de la Biología, Ecología, Pesquerías y Acuicultura.

Nos permite conocer si la especie es gonocórica (sexos separados) y dentro de esto si es ovípara, vivípara u ovovivípara. Según el tipo de desarrollo gonadal que presente podremos caracterizar si el mismo es sincrónico o asincrónico. Respecto a las veces que desove en su vida podremos determinar si se trata de una especie semélpara o iterópara y en el caso de estas últimas si presentan desove todo el año o el mismo es fraccionado. Nos permite determinar cuando, como y donde se reproduce una especie con relación a los efectos de los factores medioambientales, debido a que el éxito reproductivo dependerá del momento y el lugar donde se reproduce y esto ejerce una gran influencia en la dinámica poblacional de una especie.

La utilidad que presenta para las pesquerías el conocimiento del ciclo reproductivo, períodos, lugares de desove, número de éstos y talla de primera madurez es que en base a esta información se pueden ejercer controles, como las vedas de pesca en áreas de importancia reproductiva. Por otra parte regular sobre las artes de pesca, al respecto del tamaño de apertura de mallas, evitando así la pesca indiscriminada sobre una fracción de la población de peces (juveniles) que aún no ha desovado.

La mayoría de peces presentan una reproducción del tipo estacional (Vizziano & Berois, 1990b). La misma está regulada por factores medioambientales que actúan como disparador en la acción de los mecanismos internos (De Vlaming, 1972; Legendre & Jalabert, 1986; Rottman et al., 1991), entre ellos la temperatura es uno de los factores más importantes para inducir la maduración y el desove en peces (Harvey & Hoar, 1980, Billard & Breton, 1985). Lam (1983) y Stacey (1984) señalan que en especies que habitan zonas tropicales, como *Fundulus heteroclitus*, *Fundulus confluentus* y pez luna *Enneacanthus obesus*, las bajas temperaturas favorecen la formación de espermatoцитos primarios y la vitelogénesis, mientras que elevadas temperaturas inducen una proliferación espermatogonial, espermiación, maduración y ovulación. Bromage et al. (2001) citan a la temperatura como el factor que induce la maduración en carpas, bagres y otros peces tropicales y subtropicales.

Para que la reproducción sea exitosa debe ocurrir una sincronización de los reproductores entre sí y con los factores medioambientales lo que permitirá que los individuos maduren simultáneamente y en el momento más propicio para garantizar una mayor supervivencia de la progenie (Lam, 1983; Baggerman 1985; Carrillo & Zanuy, 1993).

El tamaño y aspecto de las gónadas varía a lo largo del año, lo cual va acompañado de una serie de cambios a nivel histológico (Vizziano & Berois, 1990b). Conforme se desarrolla la gametogénesis y de acuerdo a la distribución de tamaños de ovocitos en el ovario se han identificado los siguientes tipos de desarrollo ovárico (Wallace & Selman, 1981; Nagahama, 1983 y Nagahama et al., 1995), lo cual permite determinar el tipo de desove que presenta una especie

1- Ovarios con desarrollo sincrónico: todos los ovocitos se desarrollan, maduran y ovulan al unísono sin que haya reemplazo de estadios previos de desarrollo. Este tipo de desarrollo se encuentra en especies semélparas como el salmón que presentan un desove total.

2- Ovarios de desarrollo sincrónico por grupos: hay al menos dos grupos de tamaños de ovocitos presentes al mismo tiempo. El grupo de ovocitos de mayor tamaño corresponde a los que potencialmente serán liberados durante ese ciclo reproductivo. Ejemplos de este tipo de desarrollo se presenta en especies de zonas templadas con desoves fraccionados y período reproductivo corto y en especies subtropicales con períodos de desove más prolongado.

3- Ovarios con desarrollo asincrónico: hay presencia simultánea de ovocitos en todos los períodos de desarrollo. Es característico de especies tropicales con desove fraccionado pero continuo a lo largo del año.

La familia Sciaenidae que incluye alrededor de 70 géneros y 270 especies (Nelson, 1994) se distribuyen en regiones tropicales y subtropicales del mundo, presentando diferentes estrategias reproductivas de acuerdo a las condiciones del medio que habitan.

Para el Pacífico mexicano, Amezcua Linares (2009) describe 15 géneros y 42 especies. Están representados por peces carnívoros que normalmente se encuentran en aguas someras y estuarios cercanos a la costa en fondos fangosos o fangosos arenosos (Cervigón, 1993 en Marcano et al., 2002). Por tratarse de peces demersales la influencia en los desplazamientos en el patrón de circulación costera repercute en su comportamiento y su distribución (Amezcua Linares, 2009), siendo la temperatura uno de los parámetros abióticos mas influyentes (Amezcua Linares, 1996).

Los sciánidos se dirigen a las zonas costeras, así como a los estuarios para completar su desarrollo gonadal y posteriormente desovar (Vazzoler, 1975). Los juveniles explotan generalmente diferentes hábitats hasta que llegan a adultos y alcanzan la madurez sexual (Fischer et al., 1987).

Los estudios sobre la biología reproductiva de esta familia en el Golfo de California son escasos y están dirigidos a especies explotadas comercialmente como es el caso de *Cynoscion othonepterus* y *Micropogonias megalops* presentes en el alto Golfo de California (Román et al., 2000). Para el caso

particular de la corvina rayada *Cynoscion reticulatus*, y la berrugata *Micropogonias ectenes*, los estudios sobre su biología reproductiva son escasos o inexistentes.

La corvina rayada *Cynoscion reticulatus*, se encuentra presente en la zona litoral de Mazatlán durante la mayor parte del año. Se distribuye desde el sur de Baja California y Golfo de California a Perú. Se encuentra principalmente en fondos arenosos y lodosos hasta los 105 m; en aguas someras cercanas a la costa. Son capturadas con redes de arrastre, enmalle, cerco y anzuelo. Según la carta Nacional Pesquera (2006) son especies objetivo de la pesca artesanal así como también son parte de la fauna acompañante de los arrastres realizados por los barcos camaroneros.

La berrugata *Micropogonias ectenes* se distribuye al sur de la península de Baja California Sur, en el Golfo de California y hasta Acapulco, Guerrero. Se encuentra en costas arenosas y fangosas, desde bahías someras hasta los 35 metros de profundidad, también en estuarios, bocas de ríos y lagunas costeras. Se alimenta de camarones, cangrejos, gasterópodos, bivalvos y gusanos. Es capturada con redes de arrastre, enmalle, cerco, líneas y anzuelos. La importancia comercial es local (Amezcuca Linares, 2009).

Por todo lo anteriormente expuesto, en este estudio se determinó el ciclo reproductivo de *M. ectenes* y *C. reticulatus* presentes en la Bahía de Mazatlán como un primer estudio de la biología reproductiva de estas especies en la zona de estudio.

2- ANTECEDENTES

2.1- Antecedentes generales.

El momento del año en que inicia la gametogénesis y duración del ciclo reproductivo varía según las especies y la situación geográfica considerada, así como las variaciones en el tipo y temporada de desove son determinadas por diferentes condiciones ecológicas (Nikolsky, 1963).

Una misma especie con amplia distribución geográfica puede presentar diferentes estrategias, según la latitud en que se encuentra, por lo que existe una relación entre la duración del período de desove, el tipo de desove y la latitud (Blaxter & Hunter, 1982) Un ejemplo de esto es el caso del sciánido, *Micropogonias furnieri*, especie que se distribuye en el océano Atlántico desde Guyana hasta Bahía Blanca (Argentina). Presenta desove continuo durante todo el año, en la costa de Guyana (Álvarez et al., 1997); desoves prolongados y parciales en por lo menos dos lotes en costas de Brasil (23°- 33° S) (Isaac & Vazzoler, 1983) y en costas de Uruguay y Argentina (30 -41° latitud sur), presenta un desove corto y fraccionado (Acuña et al., 1992). En estos períodos de desove prolongado pero limitado a una temporada definida, las especies desovan sucesivamente, encontrando los alevines condiciones ambientales similares para sobrevivir (Bye, 1984). Esta última modalidad es la más común en las especies de latitudes intermedias (zonas subtropicales) las cuales presentan variaciones estacionales. Debido a esto, el desove fraccionado se presenta como un mecanismo evolutivo exitoso, ya que permitiría que la especie enfrente un medio variable, no arriesgando el potencial reproductivo en una sola vez (Nikolsky, 1963).

Otros estudios referentes a la biología reproductiva de sciánidos del océano Atlántico y mar Caribe son los de Vazzoler & Braga (1983) quienes determinaron que *C. jamaicensis* en el sur de Brasil presenta un desove corto y fraccionado y Marcano & Alió (2001), para la misma especie señala un período mas extenso de desove en la Península de Paria, Venezuela (10° 44'N y 62° 55'O). Similar comportamiento se encontró en *Macrodon ancylodon* (Vazzoler,

1965: Vizziano & Berois, 1990b; Militelli & Macchi, 2004), también en *Micropogonias undulatus* (Barbieri et al., 1994), y en *Cynoscion guatucupa* (Macchi, 1998).

Para el Golfo de California los trabajos referidos a la ecología y biología reproductiva de los géneros *Cynoscion* sp y *Micropogonias* sp se encuentra el de Encinas (2008) en el alto Golfo de California, quien realizó estudios de la ecología trófica de *Cynoscion othonepterus* (Curvina golfina), para la misma especie y *Micropogonias megalops* (Chano norteño). Román (2000) señala que *C. othonepterus* realiza migraciones a los campos de desove del Alto Golfo de California y Delta del Río Colorado donde se reproduce de febrero a marzo y el tipo de desove es total. Respecto a *M. megalops* informa que la reproducción se lleva a cabo durante abril- julio y presenta un tipo de desove fraccionado.

2.2- *Cynosción reticulatus* (Günther, 1864).

Esta especie ha sido reportada como integrante de la ictiofauna en trabajos referidos a taxonomía, ecología y distribución en lagunas costeras así como en el Pacífico Mexicano; Van der Heiden et al. (1988) la señala como una de las especies costeras de la zona nerítica del sur de Sinaloa Amezcua Linares (2009) ampliando los estudios de peces demersales del Pacífico de México realiza una descripción de la misma, Moncayo et al. (2006) reportan la presencia de *C. reticulatus* en Bahía Banderas. Chao (1995) en su estudio de sciánidos realiza una descripción de ésta especie. Por su parte, Madrid Vera (1990) y Madrid Vera et al. (1998) determinaron que esta especie tiene preferencia por fondos fangosos, es abundante en la zona litoral de Michoacán y que en enero cuando se presentan las corrientes frías, es dominante. También informa que su alta tasa de mortalidad se debe al efecto del arte de pesca (red agallera), la cual posee alta selectividad para esta especie.

Los estudios referidos específicamente a la biología de *C. reticulatus* son escasos, encontrándose entre ellos el de Ruiz et al. (1970), quienes mencionan que la especie es capturada como fauna de acompañamiento en otras pesquerías que se realizan durante fines del verano y otoño y que el desove se

produce en aguas someras. Por su parte, García et al. (1985), informan que *C. reticulatus* abunda en la costa de Mazatlán en épocas de seca (de noviembre a junio), con presencia de corrientes frías. Respecto a la biología reproductiva de ésta especie Sánchez et al. (1986) señalan que los desoves en la zona costera de Mazatlán ocurren de abril a mayo y migra desde junio hasta el mes de octubre hacia otras áreas.

2.3- *Micropogonias ectenes* (Jordan y Gilbert, 1882).

Estudios realizados en la década de los 70 por Carranza & Amezcua Linares (1971a y 1971b) informan que esta especie era muy abundante en el sistema Teacapán-Agua Brava, Sinaloa. Amezcua Linares (1972; 1977) y Yañez Arancibia (1977) determinaron que esta especie es ovípara y de hábitos carnívoros predando sobre celenterados, poliquetos, moluscos y pequeños crustáceos y peces, por lo que fue identificada como consumidor de tercer orden. También que penetran a las lagunas en estado adulto (pero sexualmente inmaduras) para alimentarse.

Amezcua Linares (1976) menciona a *M. ectenes* como integrante de la ictiofauna del sistema lagunar Huizache- Caimanero, Sinaloa, por su parte Álvarez Cadena et al. (1983; 1987), reporta que las larvas de esta especie son las más abundantes y frecuentes en este sistema lagunar representando el 97.3% de los sciánidos encontrados, principalmente en febrero. Warburton (1978), señala que *M. ectenes*, utiliza el estuario como área de crianza y como adulto con fines alimenticios.

González et al. (2005), señalan la presencia de *M. ectenes* durante el otoño en el manglar El Conchalito, en La Paz, Baja California Sur.

No obstante estos estudios y luego de una intensa búsqueda bibliográfica, se reconoce un vacío de información respecto a la biología reproductiva de *M. ectenes*.

3- HIPÓTESIS

Cynoscion reticulatus y *Micropogonias ectenes* presentan un desarrollo ovárico de grupo sincrónico con desove fraccionado, que coincide con los cambios estacionales de temperatura.

4- OBJETIVO GENERAL

Determinar el ciclo reproductivo de *Cynoscion reticulatus* y *Micropogonias ectenes* en la zona litoral de Mazatlán, Sinaloa.

4.1- Objetivos particulares:

- Determinar histológicamente las fases del desarrollo gonadal y el ciclo reproductivo de *C. reticulatus* y *M. ectenes*.
- Determinar la temporalidad de la madurez gonadal y desove, mediante variaciones estacionales del IGS.
- Determinar la relación entre el índice hepatosomático y el índice gonadosomático en machos y hembras de ambas especies.
- Estimar la proporción sexual mensual y por intervalo de tallas para las dos especies.

5- MATERIALES Y MÉTODOS

5.1- Área de estudio.

La zona costera del estado de Sinaloa, es una zona de transición en la cual interaccionan tres masas de agua principales: a) la Corriente fría de California la cual fluye hacia el sur a lo largo de la costa occidental de la península de Baja California e ingresa al Golfo principalmente durante los meses de verano b) agua cálida del Pacífico Oriental Tropical que fluye desde el Sureste hacia el Norte y c) agua cálida del Golfo de California que se forma en el alto Golfo de California debido a la alta evaporación y a las escasas precipitaciones pluviales (Stevenson, 1970; Cano-Pérez, 1991).

El área de estudio (Fig. 1) es la región costera localizada entre 23° 02' y 23° 16' N y 106° 21' y 106° 29' O, (Secretaría Marina, 1974), a 38 Km al sur del trópico de Cáncer, por lo cual se le considera zona subtropical de la costa del Pacífico Mexicano; tiene aproximadamente una longitud de 13.5 Km de línea de costa (Alonso, 1998).

Toda la costa de Mazatlán presenta un clima tropical subhúmedo, con lluvias en verano y sequías en invierno. La temperatura media anual es de 25°C (INEGI, 2002), con máximas de 32°C y una mínima de 7.5°C. La temperatura media superficial del agua en la Bahía de Mazatlán es de 25.5°C (Alonso, 1998).

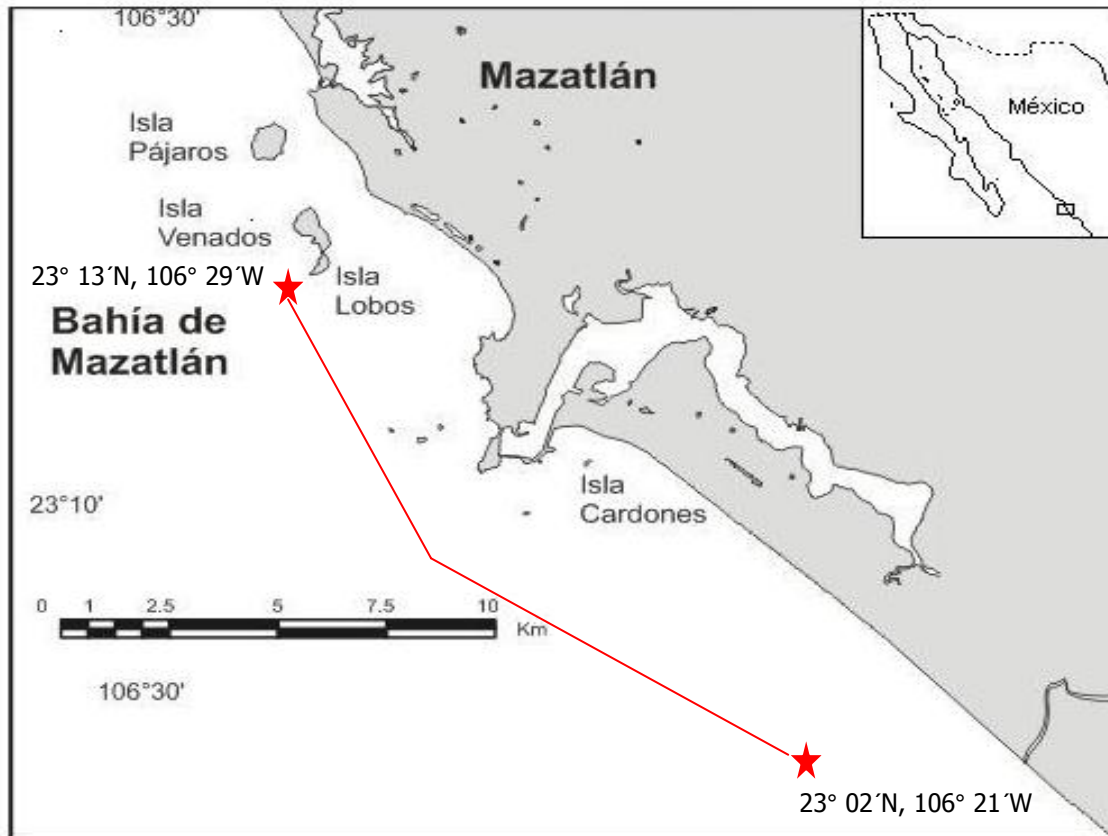


Fig. 1. Área de estudio. Las colectas se realizaron a lo largo de la costa entre los puntos latitudinales indicados en la figura.

5.2- Actividad de campo.

En la zona de muestreo se efectuaron labores de pesca con redes de enmalle de 300 metros de longitud y con luz de malla de 3, 3.5 y 4 pulgadas. Las capturas se obtuvieron de un pescador de la zona contratado y también se recurrió a las capturas realizadas por pescadores artesanales del embarque Isla de la Piedra. Los organismos fueron trasladados al laboratorio de las instalaciones del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, para su procesamiento.

La temperatura fue registrada a diario cada 6 horas con un HoBo Water Temp, instalado a 5 m de profundidad. Los datos fueron descargados en la computadora donde se realizó el cálculo del promedio mensual de los mismos.

5.3- Procesamiento de las muestras en el laboratorio.

Por cada pez colectado se le midió la longitud total (LT) en un ictiómetro (± 0.05), y pesados en una balanza digital (0.01 - 6 kg) marca OHAUS 1000.

Con el fin de estimar valores de los índices gonadosomático y hepatosomático se extrajo mediante una incisión ventral en cada ejemplar el hígado y las gónadas. Cada uno de ellos fue pesado en una balanza con precisión de 0.1 g.

El grado de madurez para hembras se determinó macroscópicamente mediante la clasificación de Nikolsky (1963), debido a que se considera representativa para la mayoría de peces teleósteos, considerando los siguientes estadios: I inmaduros, II en reposo, III madurando, IV maduros y V desovados (Anexo I).

Para machos se utilizó como base la clasificación de Vazzoler (1996), considerando cinco estadios de desarrollo I inmaduros, II en reposo, III en maduración, IV maduro y V desovado (Anexo II). Las gónadas se conservaron correctamente etiquetadas en formol al 4%.

5.4- Procesamiento histológico.

El mismo se llevó a cabo en el Laboratorio de Morfofisiología del centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas- IPN en La Paz, B.C.S.

Las muestras fueron lavadas en agua corriente durante 2 horas para eliminar el fijador. Mediante un corte transversal se obtuvo una sección de la parte media de la gónada luego de observar que la madurez era uniforme a lo largo de la misma.

En el Histokinet marca Tissue Tex II, modelo 4640 B (Anexo III) se realizó el proceso de deshidratación y transparentación (Anexo IV). Para la inclusión en parafina, se utilizó el centro de inclusión marca Tissue Tex II (Anexo III) y se utilizaron cajas de cartón para crear los bloques, los cortes se realizaron en un micrótopo rotatorio Marca Microm HM 355s y los mismos fueron de 3 μm . La cinta generada en los cortes se colocó en el Baño de flotación (Microm, SB 80)

con 1.5 litros de agua a 40°C y gelatina (Anexo III). Finalmente para la determinación de los diferentes estadios de maduración gonadal se utilizaron las técnicas de tinción de hematoxilina y eosina (Anexo V), así como la Técnica policrómica de Mallory (Anexo VI) para observar estructuras celulares en detalle. Las muestras de tejido teñidos se montaron con resina sintética.

5.5- Proporción machos y hembras.

Para el cálculo mensual y por clases de tallas de dicha proporción se utilizó la relación descrita en Chavance et al. (1978):

$$\frac{\text{Hembras}}{\text{Hembras + Machos.}}$$

Se partió de la premisa que la proporción entre machos y hembras en la época reproductiva es 1:1.

Para establecer si existen diferencias significativas entre las proporciones observadas y esperadas mensualmente, en el total y por clase de tallas se realizó una prueba de ji- cuadrado.

$$X^2 = \sum (O - E)^2 / E$$

dónde O es la proporción de hembras o machos observados y E es la proporción de hembras o machos esperados.

El intervalo de confianza utilizado fue de 95%, no aceptándose la premisa de la proporción 1:1 cuando el valor de X^2 calculado fuera superior a 3.84.

La proporción sexual se expreso con el número 1 a la izquierda, que corresponde a machos y el número 1 a la derecha que corresponde al número de hembras por macho.

5.6- Caracterización de células de la línea germinal.

Previamente se realizó la observación histológica de las gónadas femeninas y masculinas para determinar su morfología y características de los mismos.

5.6.1. Ovogénesis.

Para el desarrollo ovocitario se tomó en cuenta las fases descritas por Selman y Wallace (1989) relacionándolas con las planteadas por Vazzoler (1996).

Se consideró la morfología y apariencia del núcleo, así como el número y disposición de los nucleolos y el tamaño celular.

Fase 0- Ovogonias (O0).

Fase I- Ovocitos jóvenes (O1), Fase II- ovocitos previtelogénicos (OPV), Fase

III- Alvéolos corticales (AC), Fase IV- Ovocitos en Vitelogénesis lipídica (OVL)

Fase V- Ovocitos en Vitelogénesis proteica (OVP). Fase VI- Ovocitos maduros (OM): Fase VII: Ovocito hidratado (OH).

También se tomó en cuenta otras estructuras celulares como folículos post-ovulatorios (FPO) y atresias.

La atresia es el proceso por el cual los ovocitos en diferentes estadios de desarrollo son reabsorbidos en el ovario (Guraya, 1986). Para la determinación de las mismas se tomo en cuenta la clasificación de Vizziano & Berois (1990a) para *Macrodon ancylodon*, debido a que esta especie pertenece a la familia sciaenidae, al igual que las especies del presente estudio (Anexo 7).

5.6.2. Espermatogénesis.

Las células germinales masculinas fueron determinadas de acuerdo con las características histológicas del núcleo y el citoplasma así como el tamaño celular.

Generalmente las células del linaje espermatogénico presentan cuatro etapas de desarrollo: 1- Espermatogonias (G), 2- Espermatocitos, 3-Espermátides (T)

y 4- Espermatozoides (Spz).

5.7- Etapas del desarrollo gonadal.

5.7.1. Gónadas femeninas.

Para la determinación de de los diferentes estadios de desarrollo gonadal se tomó en cuenta la clasificación de Vazzoler (1996) modificada por Vizziano & Berois (1990a) para *M. ancylogdon* (Anexo VIII). Se realizó la observación microscópica del corte de la gónada considerando la frecuencia del o los ovocitos más abundantes.

5.7.2. Gónadas masculinas.

Para el desarrollo testicular se determinaron 6 estadios en base a lo establecido por Grier (1981) y considerando la frecuencia de las células germinales en las diferentes etapas de desarrollo (Anexo IX).

5.8- Ciclo reproductivo.

Se determinó la frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal para conocer el ciclo reproductivo de ambas especies durante el período de estudio. Los resultados fueron presentados en gráficos de barras.

5.9- Índices corporales

5.9.1- Índice gonadosomático o gonadal (IGS).

El cálculo del índice gonadal aunque no es realmente un indicador específico de los estadios de madurez (Crim & Glebe, 1990), es de utilidad para conocer el ciclo reproductivo de una especie y establecer con cierta aproximación el período de freza (Calvo y Dadone, 1972; Isaac & Vazzoler, 1987).

El Índice gonadosomático (IGS), también llamado coeficiente de madurez se calculó de acuerdo a Wotton (1990) de la siguiente manera:

$$\text{IGS (\%)} = \frac{\text{Peso gónada}}{\text{Peso total}} \times 100$$

Se realizaron gráficos con los valores medios y desviación estándar por mes y por sexo, también se compararon gráficamente los valores entre machos y hembras. Por otra parte los valores medios mensuales se graficaron con valores medios de temperatura mensual y se compararon con los resultados histológicos del desarrollo gonadal.

5.9.2- Índice Hepatosomático (IHS)

La concentración de reservas en el hígado, generalmente sucede antes de la madurez durante un largo periodo de tiempo, lo que está asociado con el esfuerzo reproductivo. El hígado sufre cambios cíclicos en su peso debido a la acumulación de reservas alimenticias (generalmente lípidos), y a la síntesis de vitelogenina (precursora del vitelo de los ovocitos) durante la reproducción, donde llegaría a su máximo peso (Saborido & Junquera, 2001). Debido lo anterior el IHS se utiliza como indicador del nivel de reservas del organismo, que en algunas especies estarían relacionadas indirectamente con el grado de madurez sexual (Saborido & Junquera, 2001).

Para el cálculo de éste índice se utilizó la siguiente fórmula (Maddock & Burton, 1998),

$$\text{IHS (\%)} = \frac{\text{Peso del hígado}}{\text{Peso total del cuerpo}} \times 100$$

Al igual que para el IGS también se determinó mensualmente para ambas especies y ambos sexos.

Los valores medios de IHS se graficaron respecto al tiempo para observar el comportamiento de este índice a lo largo del año, principalmente durante el desarrollo gonadal y se comparó con los valores medios mensuales del IGS.

6- RESULTADOS

6.1- Proporción sexual y distribución de tallas

Cynoscion reticulatus

Se colectaron 173 individuos de *C. reticulatus*, de los cuales 98 eran hembras (57%) y 75 eran machos (43%). En la tabla 1 se presentan las frecuencias de hembras y machos por mes, así como la variación en la proporción sexual y el correspondiente valor de X^2

La proporción de sexos durante el período de estudio fue de 1.3 hembras por macho, no encontrándose diferencia significativa de la proporción esperada 1:1.

En el análisis por mes no se encontraron diferencias apreciables en la proporción 1:1, excepto en febrero, donde el análisis de X^2 mostró una diferencia significativa, observándose una proporción de 1M:14H.

Tabla 1. Frecuencias de hembras y machos, valores de X^2 y proporción de sexos por mes de *Cynoscion reticulatus*. El asterisco (*) indica diferencia significativa de la proporción 1:1.

Meses	Hembras	Machos	Total individuos	X^2	Proporción ♂/♀
abr-09	1	1	2	0	1:1
may-09	39	41	80	0,05	1:1
jun-09	22	21	43	0,023	1:1
jul-09	2	0	2	2	
sep-09	1	0	1	1	
oct-09	7	8	15	0,067	1:1
nov-09	5	1	6	2,67	1:1
dic-09	1	0	1	1	
ene-10	1	0	1	1	
feb-10	14	1	15	11,27*	1:14
mar-10	5	2	7	1,29	1:1
Total	n=98	n=75	n=173	3,06	1:1

Con respecto a la proporción de sexos por clase de talla se encontró un mayor predominio de hembras en tallas entre 36 y 44 cm de LT (Tabla 2). Los machos predominaron en tallas entre 36 y 40 cm. La talla mínima fue de 24 cm de LT y correspondió a un ejemplar de cada sexo. La talla máxima se presentó en un macho y fue de 71.5 cm de LT.

Tabla 2. Frecuencias de hembras y machos dentro de intervalos de talla de 4 cm, valores Chi cuadrado (X^2) y proporción de sexos de *Cynoscion reticulatus*. El asterisco (*) indica diferencia significativa de la proporción 1:1.

Intervalo tallas (cm)	Hembras	Machos	N° Total	X^2	Proporción ♂/♀
24-28	2	1	3	1	1:1
28-32	10	2	12	5,3*	1:5
32-36	19	29	48	2,08	1:1
36-40	30	33	63	0,14	1:1
40-44	29	9	38	10,5*	1:3,2
44-48	7	0	7	7*	
48-52	1	0	1	1	
52-56					
56-60					
60-64					
64-68					
68-72	0	1	1	1	
TOTAL	n= 98	n= 75	N= 173	3,31	1:1

En el análisis de la proporción de sexos por intervalo de tallas se encontraron diferencias significativas en las clases de tallas de 28-32 cm de LT y de 40- 44 y 44- 48cm de LT.

M. ectenes.

Para *M. ectenes* se colectaron un total de 242 individuos, de los cuales 135 correspondieron a hembras (56%) y 107 fueron machos (44%).

En total la proporción de sexos durante el período de estudio fue de 1.3 hembras por macho, no encontrándose una diferencia significativa de la proporción esperada de 1:1 (Tabla 3). En la tabla 3 se presentan las

frecuencias de hembras y machos por mes, así como la variación en la proporción de sexos y el correspondiente valor de X^2 .

Respecto a la proporción sexual para cada mes, se encontraron algunas diferencias apreciables. En el mes de marzo de 2009 el análisis estadístico X^2 mostró una diferencia significativa, observándose una proporción de 3 machos por hembra. En el mes de mayo la proporción fue aproximadamente de 2 hembras por macho y en los meses de julio y enero, la proporción fue de 3 hembras por cada macho aproximadamente.

Tabla. 3- Frecuencias de hembras y machos, valores de X^2 y proporción de sexos por mes de *Micropogonias ectenes*. El asterisco (*) indica diferencia significativa de la proporción 1:1.

Meses	Hembras	Machos	Total	X^2	Proporción ♂/♀
mar-09	10	29	39	9,26*	1:0.3
abr-09	5	1	6	2,7	1:1
may-09	53	29	82	7,02*	1:1.8
jun-09	10	15	25	1	1:1
jul-09	18	7	25	4,84*	1:2.6
ago-09	0	0	0	0	0
sep-09	4	1	5	1,8	1:1
oct-09	6	7	13	0,08	1:1
nov-09	1	4	5	1,8	1:1
dic-09	6	4	10	0,4	1:1
ene-10	15	6	21	3,86*	1:2.5
feb-10	3	2	5	0,2	1:1
mar-10	5	1	6	2,7	1:1
	n= 136	n= 106	n=242	3,72	1:1

En el caso de la proporción de sexos por clase de talla no se encontraron diferencias significativas, excepto para el intervalo de tallas comprendido entre 38- 42 cm de LT donde se presentó un predominio de hembras sobre los machos así como para la proporción sexual total ($X^2= 4,23$), (Tabla 4).

Tabla 4- Frecuencias de hembras y machos dentro de intervalos de talla de 4 cm, valores de Chi cuadrado (X^2) y proporción de sexos de *Micropogonias ectenes*. El asterisco (*) indica diferencia significativa de la proporción 1:1.

Intervalo tallas	Hembras	Machos	N° Total	X ²	Proporción ♂/♀
21,5- 26	5	3	8	0,5	1:1
26- 30	7	7	14	0	1:1
30-34	21	12	33	2,45	1:1
34-38	41	38	79	0,11	1:1
38- 42	48	35	83	5,12*	1:1.4
42-46	9	7	16	0,25	1:1
46-50	2	2	4	0	1:1
50-54	0	0	0	0	
54-58	0	1	1	1	
58-62	0	0	0	0	
62-66	1	0	1	1	
66-70	1	0	1	1	
70-74	1	1	2	0	1:1
TOTAL	n=136	n= 106	n= 242	4,23*	1:1.3

La talla mínima en las hembras fue de 21.5 cm y la máxima fue de 71.5 cm de LT. En los machos la talla mínima presente fue de 22 cm y la talla máxima fue de 71 cm de LT.

6.2- Morfología de las gónadas.

Los individuos de *C. reticulatus* (Fig. 2 A) y *M. ectenes* (Fig. 4 A) son gonocóricos y no presentan dimorfismo sexual.

6.2.1. Gónadas femeninas.

Los ovarios de *C. reticulatus* y *M. ectenes* presentan los patrones descritos para la mayoría de los teleósteos (órganos pares, cilíndricos y elongados).

Se ubican hacia la región dorsal de la cavidad abdominal a ambos lados de la vejiga natatoria, ocupando la mayor parte de la cavidad corporal y en posición ventral cuando se encuentran maduros (Fig. 2 B). No se observó diferencia de

tamaño entre los lóbulos, de la gónada excepto en un ejemplar de *C. reticulatus* colectado en junio, cuya talla fue de 42 cm, con un peso total de 820 gramos. La misma presentó una marcada diferencia de tamaño de los lóbulos, aunque el estudio histológico no arrojó diferencias en el grado de madurez de estas estructuras (Fig. 3).

Según la fase de desarrollo en que se encuentran las gónadas, estas pueden presentar escasa o abundante vascularización (Fig.2 C, 4 B).

Los ovarios están unidos a la pared dorsal del celoma por el mesovario y de cada uno de ellos parte un corto oviducto que se continúa con el extremo caudal de la gónada, uniéndose éstos en su porción terminal y finalizando en la papila urogenital.

La observación macroscópica mostró que los ovarios maduros de *C. reticulatus* se presentaron durante mayo e inicio de junio y los de *M. ectenes* durante abril y en menor proporción en mayo, encontrándose los mismos altamente vascularizados con textura granulada y ocupando prácticamente toda la cavidad abdominal. A simple vista se pudo observar ovocitos grandes y opacos.

Histológicamente se observó que el ovario está recubierto por una gruesa albugínea que presenta una desarrollada capa de tejido muscular, sin observarse variaciones del grosor de la misma durante el período de estudio.

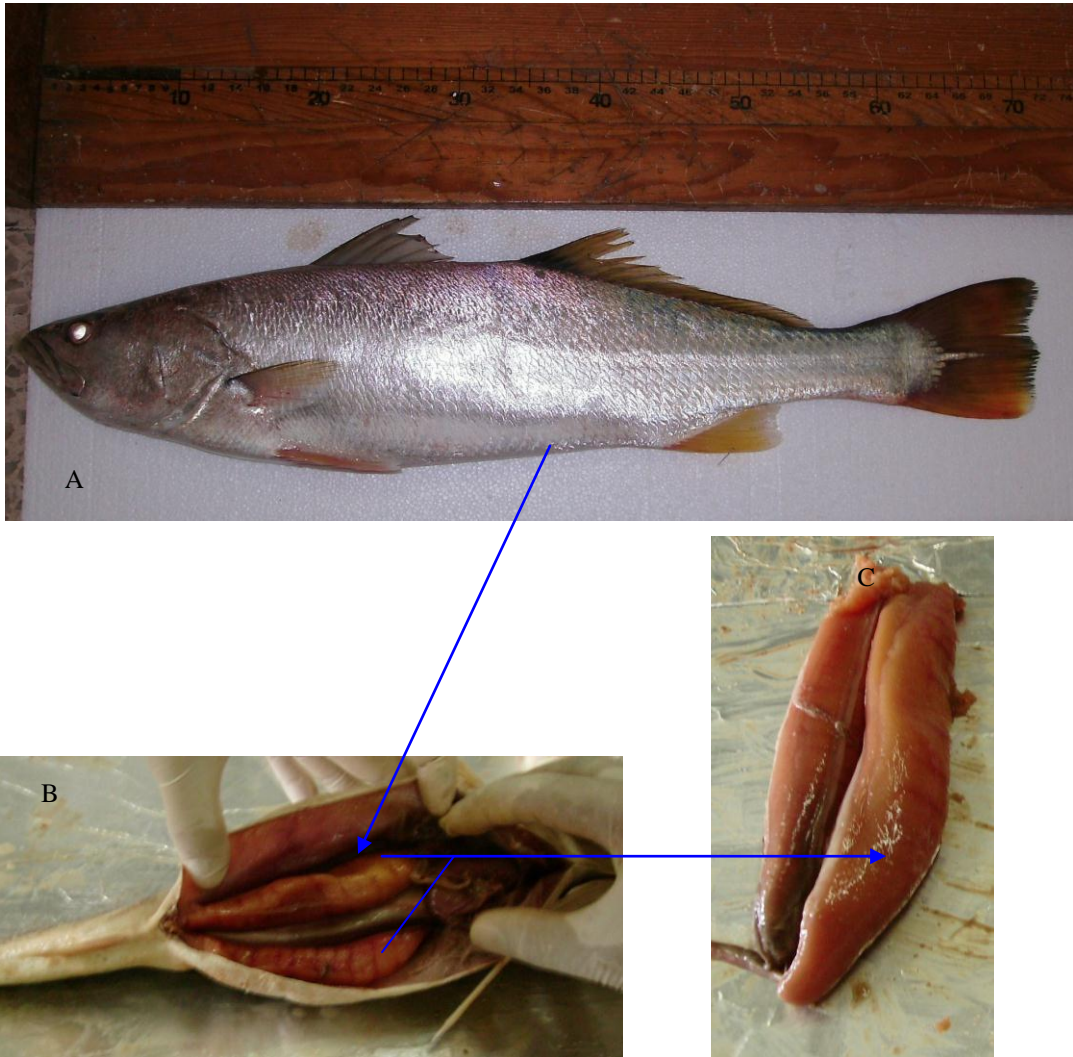


Fig. 2- A- *Cynosción reticulatus*, B- Ovarios de *C. reticulatus* en la cavidad abdominal y C- ovario maduro.



Fig. 3- Gónada femenina de *Cynoscion. reticulatus*, donde se observa diferencia de tamaño entre ambos lóbulos.



Fig. 4- A. Ejemplar hembra de *Micropogonias ectenes* proveniente de la Bahía de Mazatlán.



B- Ovario maduro cilíndrico y pareado de la especie de color naranja oscuro muy vascularizado.

6.2.2. Gónadas masculinas.

El testículo de *C. reticulatus* y *M. ectenes* es un órgano par, alargado y se ubican debajo de la vejiga natatoria, al igual que la mayoría de los teleósteos, Son de tamaño similar, acintados, de textura lisa y sección triangular, presentando coloración crema cuando están maduros (Fig. 5).

Se encuentran unidos a la pared dorsal de la cavidad celómica por medio del mesorquio, y se unen en la parte posterior de la cavidad abdominal para formar el espermiducto, el cual se comunica con la abertura urogenital, lugar por el cual salen los espermatozoides. Histológicamente se pudo observar que las espermatogonias de ambas especies se encuentran a lo largo de todo el túbulo seminífero, por lo que su distribución pertenece al modelo espermatogonial irrestricto.



Fig. 5- Testículo maduro de *Cynoscion reticulatus*.

Se pudo determinar mediante observación macroscópica que los testículos maduros de *C. reticulatus* se presentaron en los meses de mayo-junio coincidiendo con los ovarios maduros de las hembras.

6.3- Caracterización de células de la línea germinal.

6.3.1. Ovogénesis.

En *C. reticulatus* y *M. ectenes* se identificaron las siguientes células germinales, las cuales coinciden con las descritas por Selman & Wallace (1989) y Vazzoler (1996). Además se pudo observar la presencia de folículos pos-ovulatorios (FPO) y atresias.

Fase 0- Ovogonias (Oo): células pequeñas y esféricas agrupadas en nidos de hasta ocho células en el caso de *M. ectenes*. Núcleo grande rodeado por una delgada capa de citoplasma (Fig. 6).

Fase I- Ovocitos jóvenes (O1): son de pequeño tamaño, el núcleo es grande con un nucleolo central. En *M. ectenes* también se pueden observar dos a

cuatro nucleolos periféricos. El citoplasma se observa homogéneo y muy basófilo (Fig. 6).

Fase II- Ovocitos previtelogénicos (OPV): son de mayor tamaño, presentan forma poligonal, el núcleo es esférico con varios nucleolos (2- 12) en la periferia y presenta cromatina fibrilar en *C. reticulatus* (Fig. 6). En *M. ectenes* además presentan forma redondeada rodeados por una delgada capa de células foliculares y el núcleo con 8 a 12 nucleolos periféricos.

Fase III- Ovocitos con alvéolos corticales (AC): el ovocito adquiere una forma esférica más regular y hay un notorio aumento del volumen celular. Sobre periferia citoplasmática se observan alvéolos corticales y se pueden visualizar las células foliculares como una capa alargada. En *M. ectenes* no se encontraron en este estudio.

Fase IV- Ovocitos en Vitelogénesis lipídica (OVL): la deposición del vitelo lipídico ocurre en el citoplasma perinuclear y las células foliculares en esta etapa son mas evidentes. El núcleo presenta un mínimo de ocho nucléolos en *C. reticulatus* (Fig. 7). En *M. ectenes* las células foliculares en esta etapa son claramente visibles y el corion es más evidente.

Fase V- Ovocitos en Vitelogénesis proteica (OVP): Aparecen en forma de plaquetas acidófilas en el citoplasma cortical. El corion se encuentra más engrosado y presenta estriación radial, las células foliculares se distinguen como una capa continua (granulosa) y una capa externa llamada teca (Fig. 9). El núcleo perdió su forma esférica al deformarse por la presión del vitelo (Fig. 8).

Fase VI- Ovocito Maduro (OM): El núcleo presenta forma de media luna e inicia su migración hacia donde será el polo animal del ovocito y el mismo prácticamente no se visualiza debido a la invasión de los gránulos de vitelo por todo el citoplasma (Fig. 10).

Fase VII- Ovocito hidratado (OH): Son las células de mayor tamaño, debido a la hidratación que sufre el citoplasma lo que provoca la coalescencia de los

gránulos de vitelo y el aumento del volumen celular. Su coloración es de un rosa pálido y no se distinguen los gránulos de vitelo. Las células foliculares han reducido notoriamente su tamaño.

Folículos post-ovulatorios (FPO): Los FPO tienen forma alargada y se caracterizan por la capa de células foliculares circundadas por la teca que comienzan a hipertrofiarse, penetrando en el espacio vacío dejado por el ovocito en la ovulación, el cual finalmente quedará totalmente obliterado por éstas células (Fig. 12). En *M. ectenes* no fueron fáciles de distinguir debido a la mala fijación que presentaban las muestras. Si se pudo determinar a grandes rasgos que al igual que en *C. reticulatus* se trata de una capa de células foliculares que invaden el espacio vacío dejado por el ovocito en la ovulación.

Atresias: En *C. reticulatus* se encontraron presentes en todas las fases del ciclo reproductivo aunque fueron más frecuentes en etapas posteriores al desove.

Se observaron atresias de ovocitos previtelogénicos cuya característica fue la pérdida de basofilia del citoplasma, el núcleo no se distingue y el corion se visualiza ondulado. También se observaron atresias de ovocitos maduros cuya característica fue la hipertrofia de las células foliculares. Se observaron en diferentes fases de reabsorción, mostrando la desintegración del corion, el aumento de vascularización de las células tecales, la vacuolización del vitelo y la invasión de las células foliculares en el interior de los ovocitos.

En *M. ectenes* se observaron atresias en ovocitos en vitelogenénesis lipídica y proteica. Las características presentadas por estas se corresponde con la atresia hipertrófica descrita por Vizziano & Berois (1990). En estos el corion se fragmenta, pero la capa tecal aumenta su vascularización y no se visualiza el núcleo. En el interior se observa zonas cromóforas y espacios con sustancia granular escasa.

Se encontraron también estructuras vesiculosas cuyo interior presentaban vacuolas de color amarillo, similares a las atresias gama descritas por Hunter & Macewicz (1985).

Otros estructuras atrésicas de ovocitos maduros halladas presentaban la membrana coriónica rota u ondulada, el vitelo proteico se distribuye de manera irregular por el citoplasma, el núcleo presenta contornos irregulares.

Posteriormente se observó que aumenta a desorganización del vitelo cromófilo, del corion prácticamente queda ningún indicio y las células de la granulosa se encuentran invadiendo el interior del ovocito y se las observa entre el vitelo en desintegración. Estas estructuras representan diferentes estadios de la atresia hipertrófica reportada por Vizziano & Berois (1990).

6.3.2. Espermatogénesis.

Para machos de *C. reticulatus* y *M. ectenes* se encontraron los siguientes tipos de células germinales.

Espermatogonias (G): Son las células más grandes de la línea germinal masculina. Se encuentran en nidos de cuatro células generalmente en *C. reticulatus* y de dos a cuatro células en *M. ectenes*. Presentan citoplasma claro, ligeramente eosinófilo con un núcleo grande, central y esférico con cromatina condensada en algunas regiones.

Espermatocitos (C): Son de menor tamaño y se los encuentra en mayor número que las espermatogonias. El núcleo es grande y el citoplasma se presenta escaso y de contornos indefinidos. Los cistos de espermatocitos son los de mayor tamaño en todo el túbulo.

Espermátides (T): Son células de menor diámetro que los espermatocitos y mas abundantes. El núcleo se presenta con mayor basofilia que las anteriores. Se les puede ver en cistos y también libres en los túbulos seminíferos.

Espermatozoides (Spz): Son las células de menor tamaño del linaje espermatogénico. Presentan una cabeza redondeada altamente basófila y se caracterizan por la presencia de un flagelo largo y acidófilo. Se les encuentra muy abundante en el centro de los cistos, pero también en grandes cantidades en la luz de los túbulos.

6.4- Fases del desarrollo gonadal.

6.4.1. Gónadas femeninas.

No se encontraron organismos virginales en *C. reticulatus* como tampoco en *M. ectenes*, por lo que en este caso el término inmaduro se corresponde con individuos en reposo gonadal.

Inmaduro (Reposo): Histológicamente en este estadio se observan las lamelas ovígeras organizadas, con espacio entre ellas y dentro de las mismas se ubican las ovogonias (Oo), ovocitos jóvenes (O1) y ovocitos previtelogénicos (OPV). Los ovocitos O1 se encuentran en la periferia del epitelio germinal (Fig. 6). En *M. ectenes* además se puede observar la presencia de atresias con pigmentación amarilla indicando que estos animales han desovado, así como atresias en OPV (Fig. 13).

En maduración: En *C. reticulatus* este estadio se caracteriza por presentar simultáneamente varias fases ovocitarias, inicialmente ovocitos de stock de reserva (o previtelogénicos) y en vitelogénesis lipídica (Fig. 7), evolucionando posteriormente estos a la fase de vitelogénesis lipídica (OVL) y proteica (OVP), manteniéndose las dos primeras. En las fases finales aparecen algunos en vitelogénesis completa, encontrando además ovocitos en reabsorción. Las lamelas ovígeras se encuentran en estrecha asociación por lo que se dificulta determinar sus límites (Fig. 8). En *M. ectenes* los ovarios se presentan con gran proporción de ovocitos en vitelogénesis, con sus citoplasmas cargados de glóbulos de vitelo, se aprecian además ovocitos previtelogénicos, así como algunos ovocitos maduros (Fig. 14).

Maduro: Esta etapa se caracteriza por presentar alta frecuencia de ovocitos en vitelogénesis total, más desarrollados que en fase anterior y con aumento de su volumen. Las lamelas se encuentran distendidas debido al aumento de estos ovocitos, ocupando toda la cavidad ovárica. Los ovocitos previtelogénicos o también llamados de stock de reserva siguen presentes (Fig. 10). Se observa el

corion de los mismos muy engrosado y se visualiza que las células foliculares crecen en altura. El núcleo se presenta deformado por la presión del vitelo proteico que se presenta como plaquetas acidófilas. En otros inicia la migración nuclear hacia lo que será el polo animal de la célula. En la figura 15 se observa el detalle de dos ovocitos maduros de *M. ectenes* observados en un corte de ovario en el mismo estadio.

Hidratado: Antes del desove los ovocitos maduros ingresan en una etapa de crecimiento terciario llamada hidratación. Esta se caracteriza por el aumento del volumen celular debido al ingreso masivo de agua al citoplasma.

En *C. reticulatus* este estadio se caracterizó por el predominio de ovocitos en vitelogénesis total, en hidratación e hidratados, observándose también escasos ovocitos previtelogénicos y en vitelogénesis proteica. Se pudo observar que los ovocitos hidratados se encontraban ubicados principalmente en la periferia. En *M. ectenes* se observa principalmente ovocitos hidratados y de stock de reserva (Fig. 16).

Desovado Parcial: La estructura del ovario se presenta con aspecto desordenado al inicio y este estadio se caracteriza principalmente por la presencia de FPO en diferentes grados de reabsorción y zonas hemorrágicas. Conjuntamente con estos indicadores de la evacuación ovocitaria se pueden observar ovocitos maduros y vitelados los cuales serán expulsados en la puesta siguiente. También se pudo observar la presencia de atresias no hipertróficas e hipertróficas en diferentes etapas de degradación (Fig. 10).

En *M. ectenes* además se puede observar espacios vacíos dejados por los ovocitos evacuados (Fig. 17).

Regresivo: En esta etapa se ha producido la expulsión total de los ovocitos, maduros, indicando el final del proceso reproductivo.

Presenta ovocitos previtelogénicos y en vitelogénesis total, la mayoría con signos de atresia hipertrófica. El estroma se encuentra hemorrágico.



Fig. 6 – Corte de ovario de *Cynoscion reticulatus*. **Oo**= ovogonias, **OPV**= ovocito previtelogénico, **01**= ovocito joven, **N**= núcleo, **nu**= nucléolo. H-E. 40x.



Fig. 7- Corte transversal de ovario en maduración inicial de *Cynoscion reticulatus*. **OVL**= ovocito en vitelogénesis lipídica, **OPV**= ovocitos previtelogénicos, **AC**= alvéolos corticales, **N**= núcleo, **nu**= nucléolos. H-E. 40x.

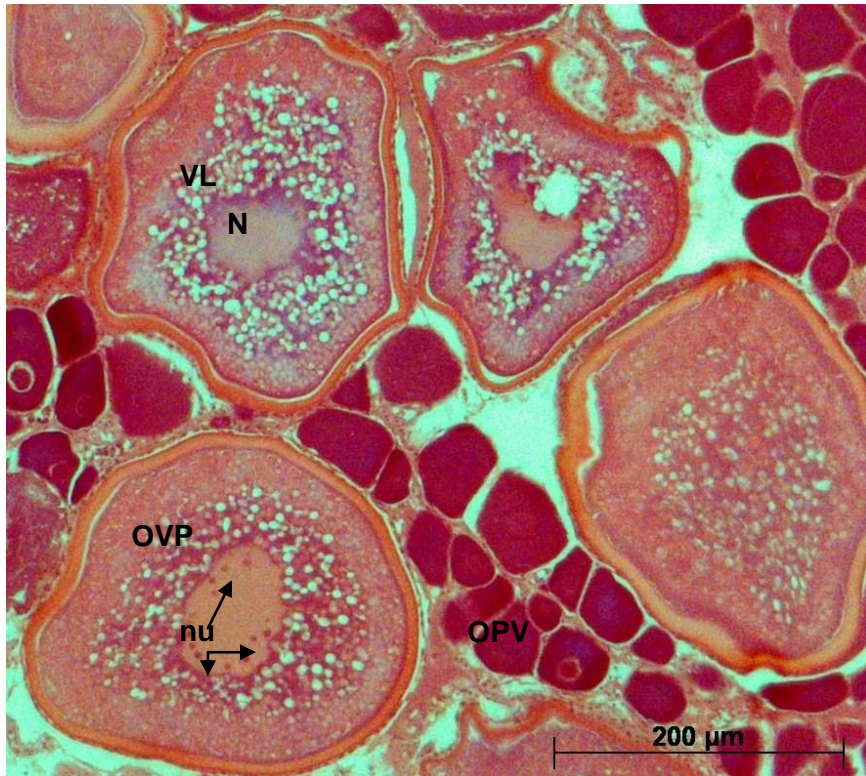


Fig. 8 Ovario en maduración avanzada de *Cynoscion reticulatus*. **OVP**= ovocitos en vitelogénesis proteica. **N**= núcleo, **nu**= nucléolos, **OPV**= ovocitos pre- vitelogénicos. H-E. 10x.



Fig. 9- Zona de contacto entre dos ovocitos vitelogénicos de *Cynoscion reticulatus* donde se aprecia la zona radiata engrosada la capa de células foliculares. **VP**= vitelo proteico, **VL**= vitelo lipídico, **N**= núcleo, **nu**= nucléolos, **Cf**= células foliculares, **ZR**= zona radiata. H-E. 40x.



Fig. 10- Ovario maduro de *Cynoscion reticulatus*. **OM**= ovocito maduro, **OPV**= ovocitos previtelogénicos, **N**= núcleo, **nu**= nucléolos, **vl**= vitelo lipídico, **vp**= vitelo proteico, **c**= corion. H-E. 10x.

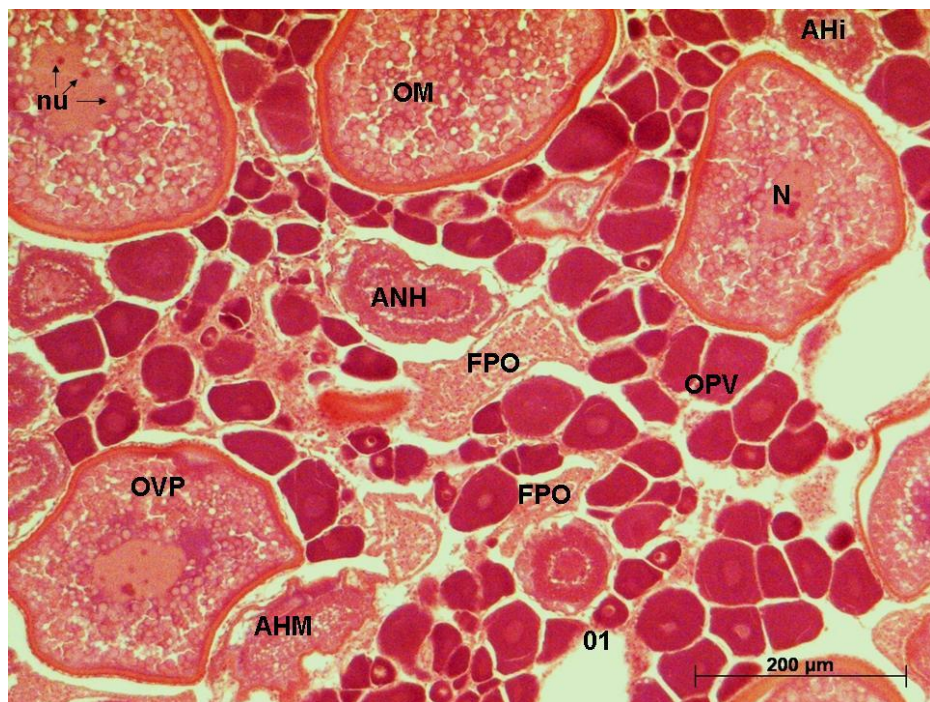


Fig. 11– Ovario desovado parcial de *Cynoscion reticulatus*. **AHí**= atresia hipertrófica inicial, **AHM**= atresia hipertrófica media, **ANH**= atresia no hipertrófica, **FPO**= folículo pos-ovulatorio, **O1**= Ovocito joven. **OPV**= ov. previtelogénico, **OM**= ov. maduro, **N**= núcleo, **nu**= nucléolos, **OVP**= ov. vitelogénesis proteica H-E. 10x.

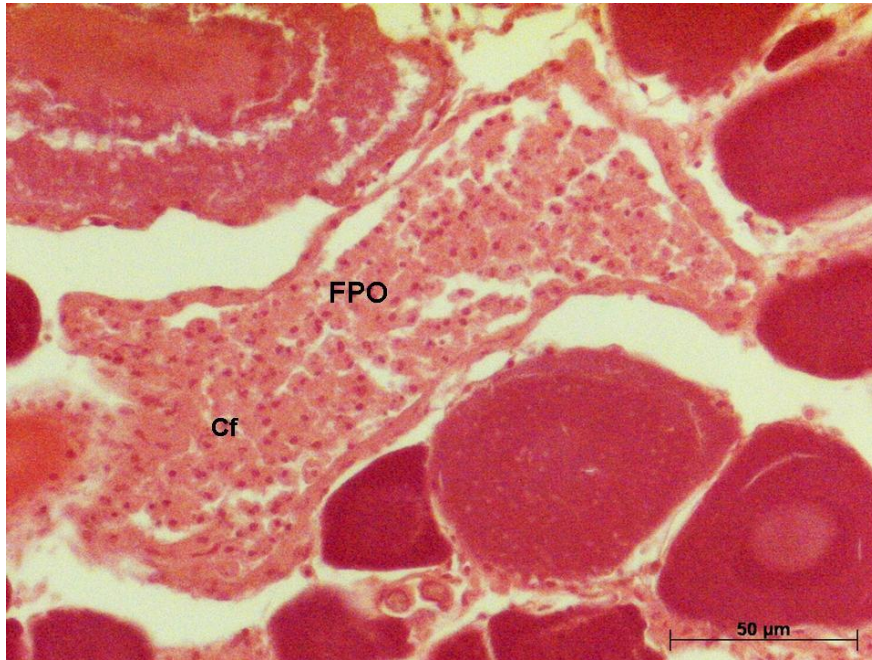


Fig. 12 - Detalle de un folículo post- ovulatorio (**FPO**) de *Cynoscion reticulatus* con las células foliculares (**Cf**) invadiendo la luz del mismo. H-E. 40x.

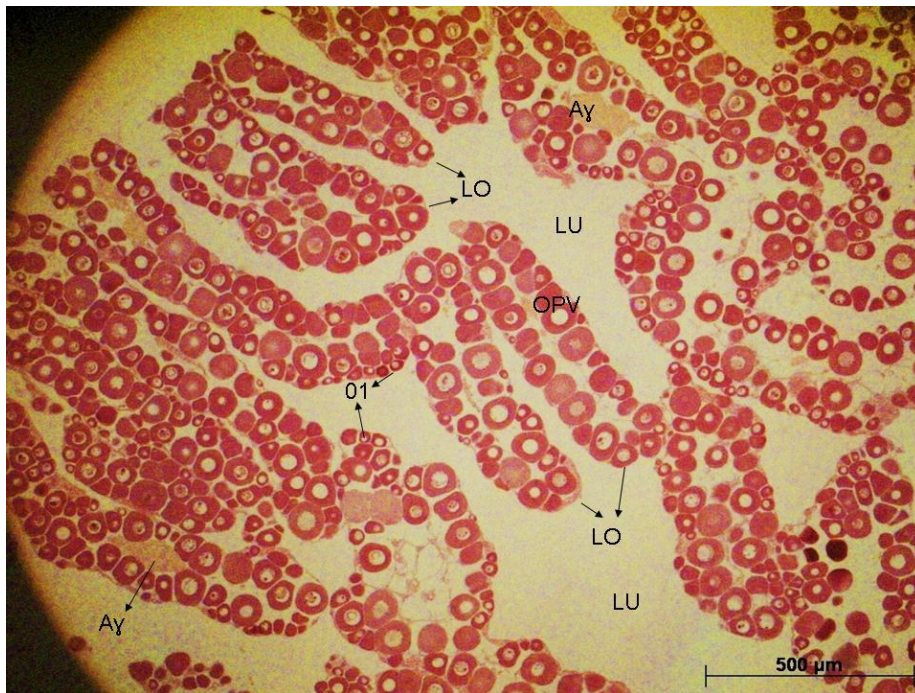


Fig. 13 – Corte de ovario en reposo de *Micropogonias ectenes*. **LO**= lamelas ovígeras, **LU**= lúmen, **O1**= ovocitos jóvenes, **OPV**= ovocitos previtelogénicos, **Ay**= atresias gama (o atresia no hipertrófica). H-E. 2.5x.

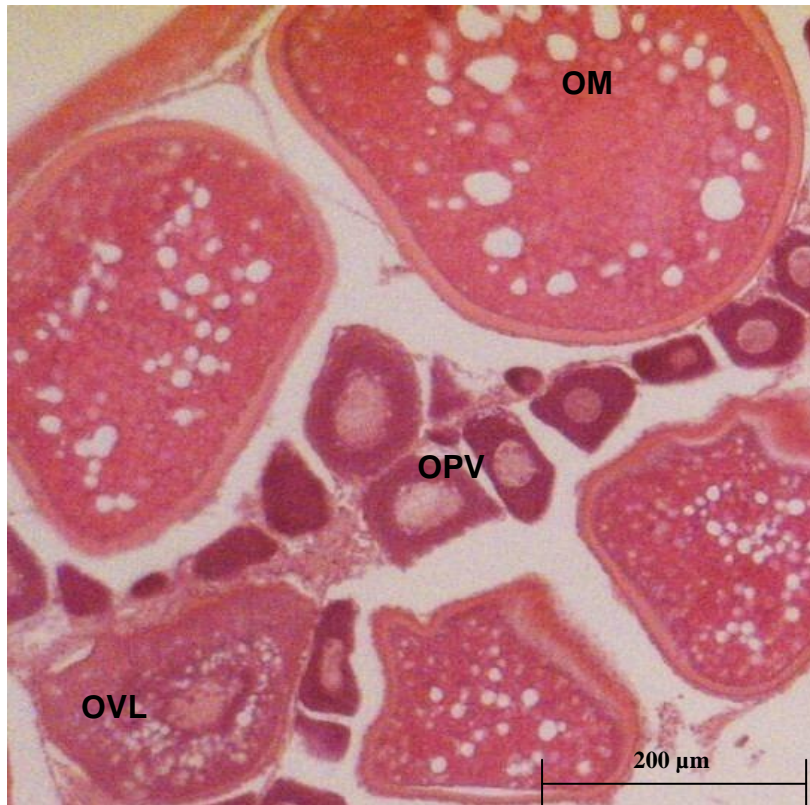


Fig. 14- Ovario en maduración de *Micropogonias ectenes*. **OM**= ovocito maduro, **OPV**= ovocito previtelogénico. **OVL**= ovocito en vitelogénesis lipídica.

H-E. 10x

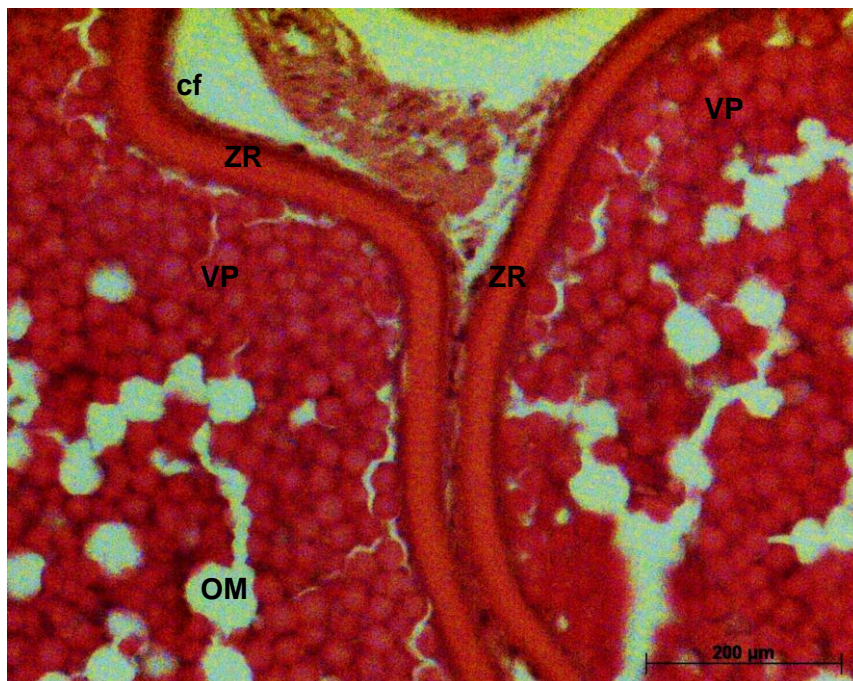


Fig. 15- Ovario maduro de *Micropogonias ectenes*. Detalle de zona de contacto de dos ovocitos maduros. **OM**= ovocito maduro, **VP**= vitelo proteico, **ZR**= zona radiata, **Cf**= células foliculares. H-E. 10x.

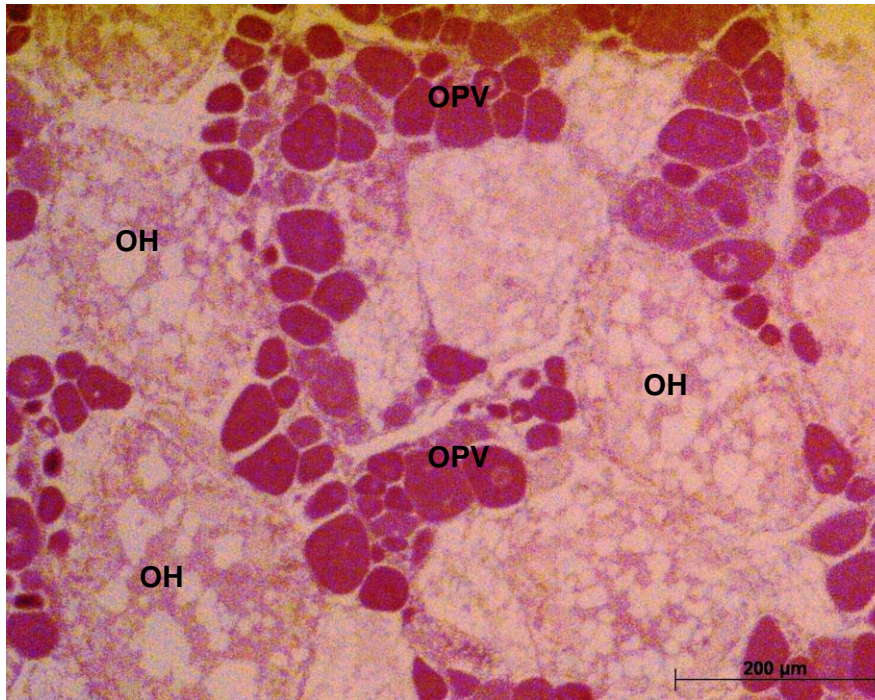


Fig. 16- Ovario hidratado de *Micropogonias ectenes*. **OH**= ovocito hidratado, **OPV**= ovocito previtelogénico. H-E. 10x.

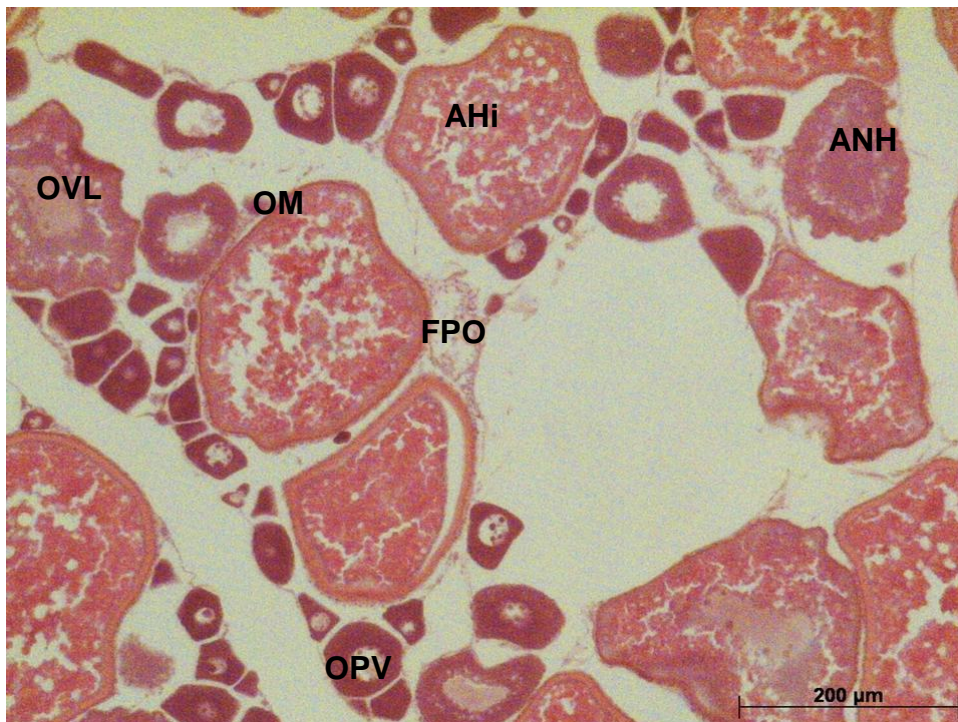


Fig. 17- Ovario desovado parcial de *Micropogonias ectenes*. **OVL**= ovocito vitelogénesis lipídica, **OPV**= ovocito previtelogénico, **OM**= ovocito maduro, **FPO**= folículo pos- ovulatorio, **ANH**= atresia no hipertrófica, **AHi**= atresia hipertrófica inicial. H-E. 10x.

6.4.2. Gónadas masculinas.

Inmaduro: No se visualizo este estadio.

En reposo: Se observan cistos de espermatocitos y espermatogonias. El tejido intertubular es abundante. Los túbulos seminíferos presentan su diámetro muy disminuido.

En desarrollo: Los testículos en este estadio presentan cistos con espermatogonias, espermatocitos en diferentes grados de desarrollo y en menor cantidad espermátides. Se puede observar algunos espermatozoides libres en el túbulo seminífero (Fig. 18).

Desarrollado: Los túbulos se presentan definidos y llenos de espermatozoides. Una característica notoria de este estadio es la disminución en el número de cistos de los demás estadios. El tejido intertubular es escaso debido al desarrollo de los túbulos seminíferos.

Maduro: Los túbulos seminíferos se presentan con mayor diámetro que los estadios anteriores. Los túbulos se encuentran cargados de espermátides y espermatozoides y la característica distintiva de este estadio es que los espermatozoides comienzan a concentrarse en el vas deferens donde posteriormente serán evacuados (Fig. 19 y 20).

Eyaculado parcial: Se observa que los túbulos seminíferos se encuentran prácticamente vacíos debido a la liberación de los espermatozoides pero el epitelio germinativo aún sigue proliferando, lo que indicaría que el testículo se prepara nuevamente para un próximo desove (Fig. 21).

Regresivo: Se observa que la luz de los túbulos seminíferos comienza a reducirse, también se observa la presencia de espermatozoides residuales así como abundante tejido intertubular.

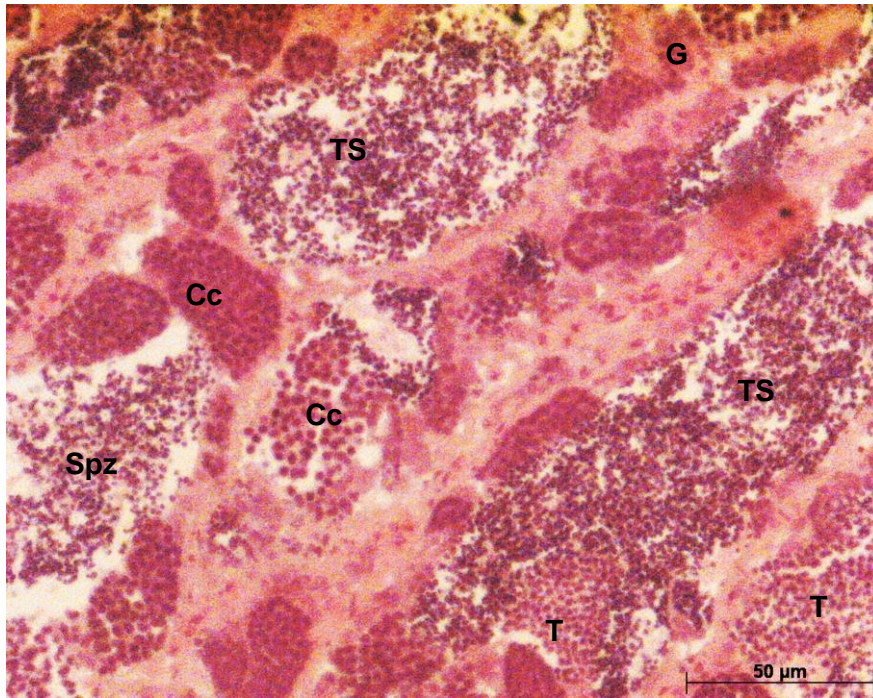


Fig. 18- Testículo de *Micropogonias ectenes* en desarrollo. **G**= ovogonias, **Cc**= cisto de espermatocitos, **TS**= túbulo seminífero, **T**= espermatídes, **Spz**= espermatozoides, H-E. 40x.

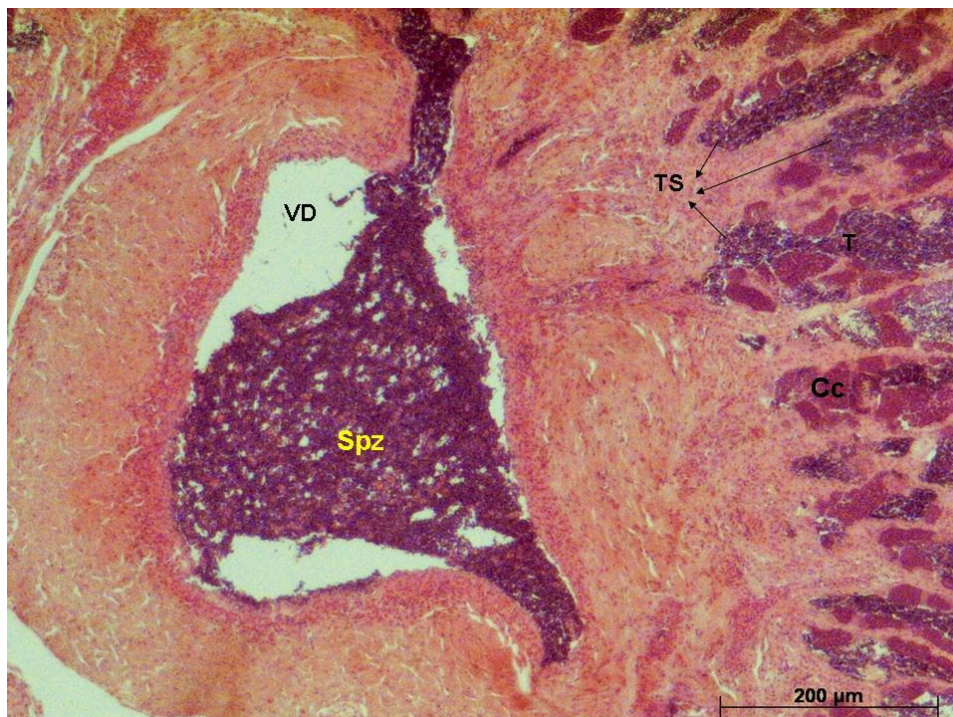


Fig. 19- Testículo maduro de *Micropogonias ectenes*. **VD**= vas deferens, **Spz**= espermatozoides, **TS**= túbulos seminíferos, **T**= espermatídes, **Cc**= cisto espermatocitos. H-E. 10x.

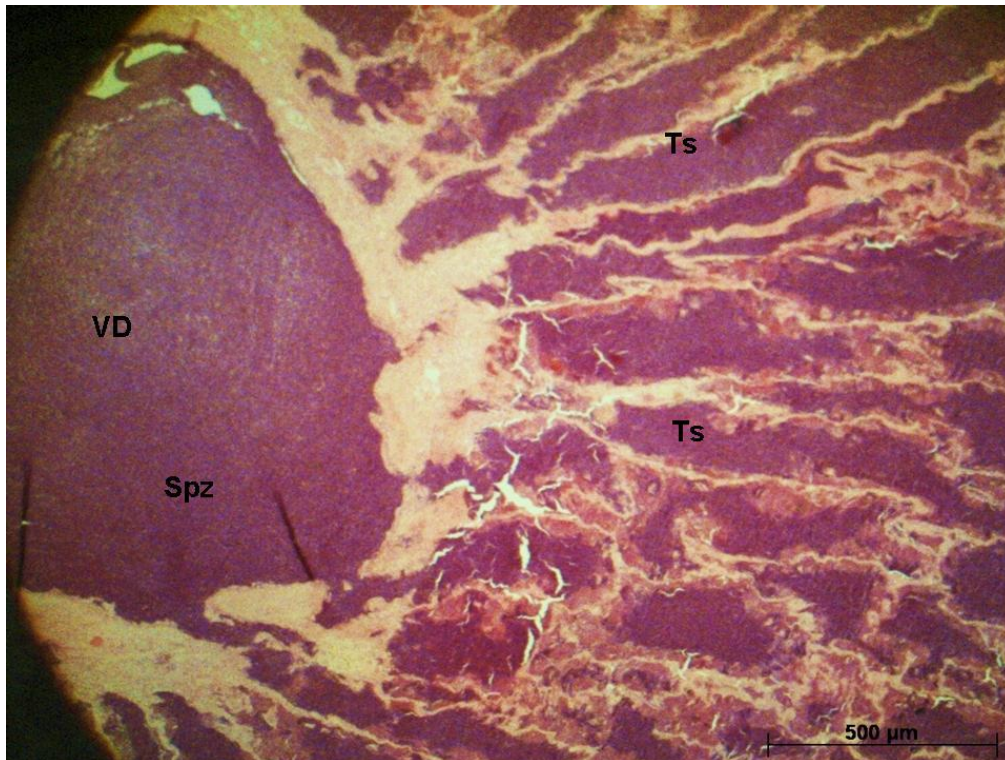


Fig. 20- Testículo maduro de *Cynoscion reticulatus*. **Ts**= túbulo seminífero, **Spz**= espermatozoides, **VD**= vas deferens. H-E. 2.5x.

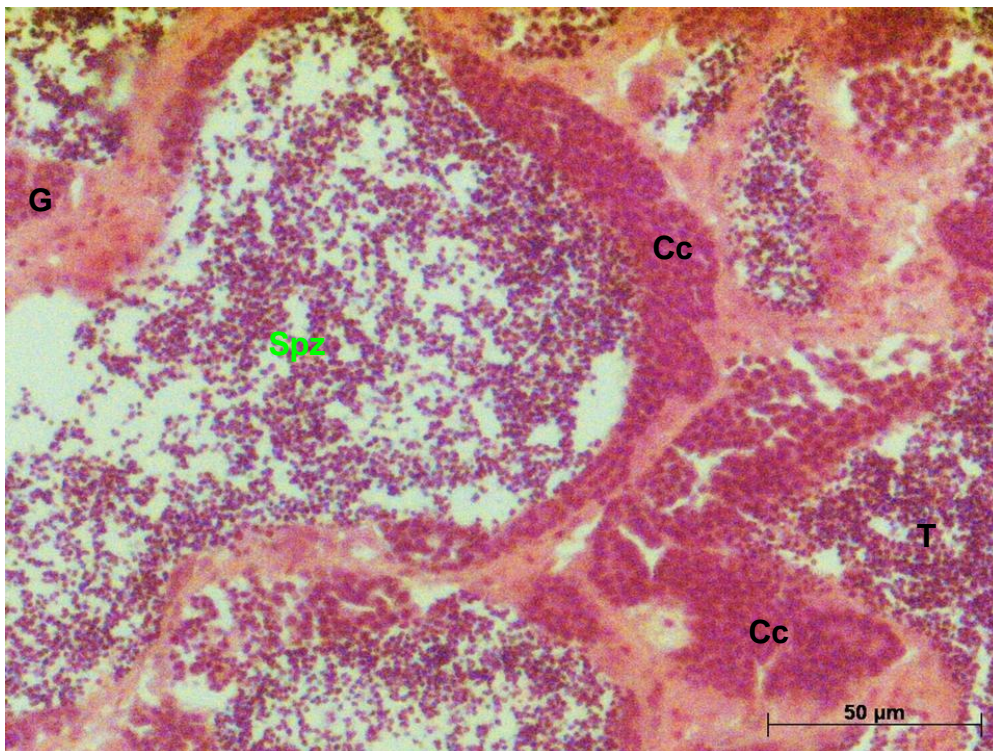


Fig. 21- Corte de testículo de *Micropogonias ectenes* parcialmente evacuado y recuperándose. **G**= espermatogonias, **Cc**= cisto de espermatoцитos, **T**= espermátides, **Spz**= espermatozoides. H-E. 40x.

6.5- Ciclo reproductivo.

Cynoscion reticulatus.

6.5.1. Hembras.

En la figura 22 se presenta la frecuencia de ocurrencia de los diferentes estadios de madurez gonadal para hembras a lo largo del año.

Los ovarios inmaduros (reposo) se encontraron principalmente de noviembre a marzo con una frecuencia del 100%. Se puede observar que los ovarios clasificados como en maduración se presentaron con una ocurrencia del 100% en abril. Los ovarios maduros se presentaron en mayo y junio (30 y 27%, respectivamente), al igual que los ovarios hidratados (40 y 36%). Asimismo en julio dónde solo se presentó un individuo, se encontró que el ovario estaba hidratado. En agosto y setiembre no se obtuvieron muestras. Finalmente las gónadas desovadas (33%) y en regresión (50%) se presentaron en octubre

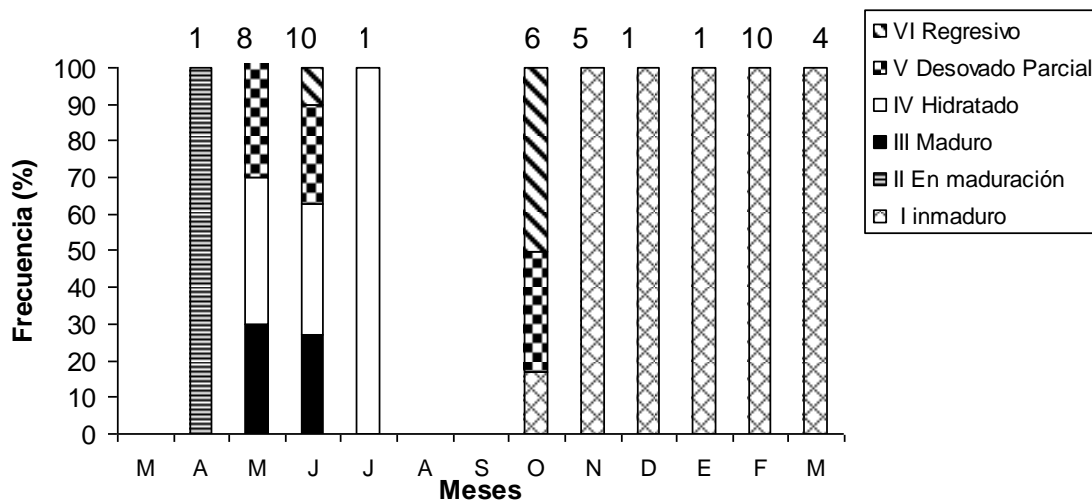


Fig. 22- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de hembras de *Cynoscion reticulatus*..

6.5.2. Machos.

Las frecuencias de ocurrencia de las fases de desarrollo gonadal de machos a lo largo del año se presentan en la figura 23. Se puede observar que las gónadas en reposo se presentaron desde febrero hasta abril con una

frecuencia del 100%. Los testículos en desarrollo se presentaron en octubre y de mayo a junio, con la mayor frecuencia en junio (25%). Las gónadas clasificadas como desarrolladas se localizaron en mayo, junio y octubre con la mayor frecuencia en mayo y junio (33.3 y 25% respectivamente). Las gónadas maduras se presentaron en igual período con la mayor frecuencia en junio (50%). Las gónadas eyaculadas se observaron en mayo y octubre con una mayor frecuencia en octubre (50). La fase de recuperación. se presentó en octubre (12.5). La actividad gametogénica de los machos coincide con la de las hembras. En los meses de julio a setiembre y noviembre a enero no se encontraron ejemplares machos de ésta especie.

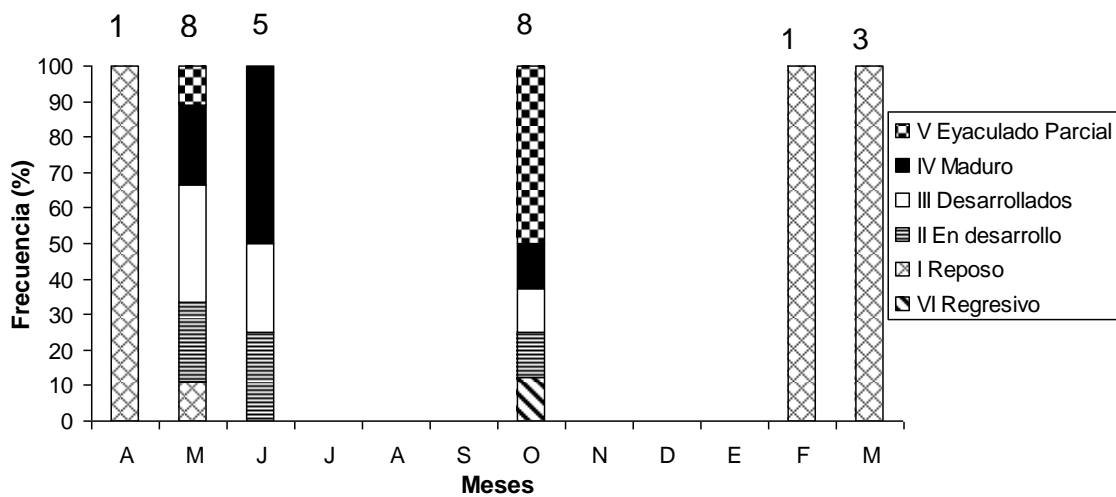


Fig. 23- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de machos de *Cynoscion reticulatus*.

Micropogonias ectenes.

6.5.3. Hembras.

El ciclo reproductivo anual de las hembras de *M. ectenes* se presenta en la figura 24. Los ovarios en reposo se encontraron en los períodos de mayo a octubre y de diciembre a marzo, con la mayor frecuencia en marzo de 2009, julio y setiembre (100%), así como en junio, enero y marzo de 2010, donde la frecuencia observada fue de 83 y 92% respectivamente.

Los ovarios en maduración se presentaron en abril, octubre y diciembre con la mayor frecuencia en octubre (50%).

De abril a mayo y de octubre a diciembre se observaron las gónadas clasificadas como maduras con el 80% en abril y el 100% en noviembre pero debe tomarse en cuenta que en éste último mes sólo se presentó un individuo. En febrero se presentaron ovarios hidratados con una frecuencia del 50%, lo que estaría indicando un inminente desove. Las gónadas clasificadas como desovadas parciales se observaron en diciembre (17%). En mayo, junio y marzo de 2010 se presentaron ovarios regresivos (35, 17 y 25%) indicando que el mismo entrará en reposo gametogénico.

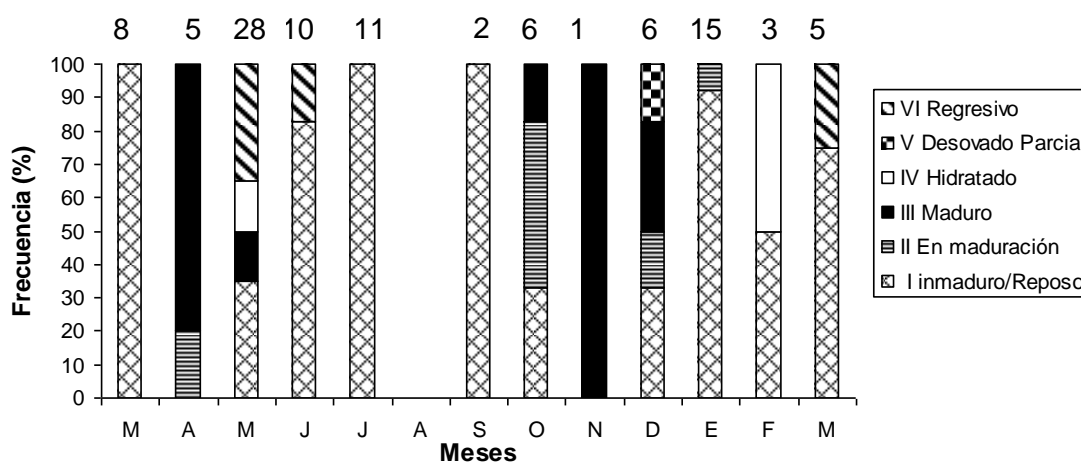


Fig. 24- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de hembras de *Micropogonias ectenes*.

6.5.4. Machos.

El ciclo reproductivo anual de machos de *M. ectenes* se esquematiza en la figura 25. Los individuos en reposo se presentaron en setiembre, octubre, enero y marzo con la mayor frecuencia en setiembre y marzo (100%). Los testículos en desarrollo se observaron en abril, octubre, noviembre y enero con la mayor frecuencia en abril y octubre (100 y 67%). En junio y diciembre se presentaron testículos desarrollados (50 y 67%). Las gónadas clasificadas como maduras se encontraron en noviembre y de mayo a junio (67 y 50%).

Los individuos eyaculados se presentaron en mayo, julio y diciembre con la mayor frecuencia en julio (100%); mientras que las gónadas en fase de regresión (25 y 33%) se localizaron en enero y marzo. En los meses de agosto y febrero no se tienen datos.

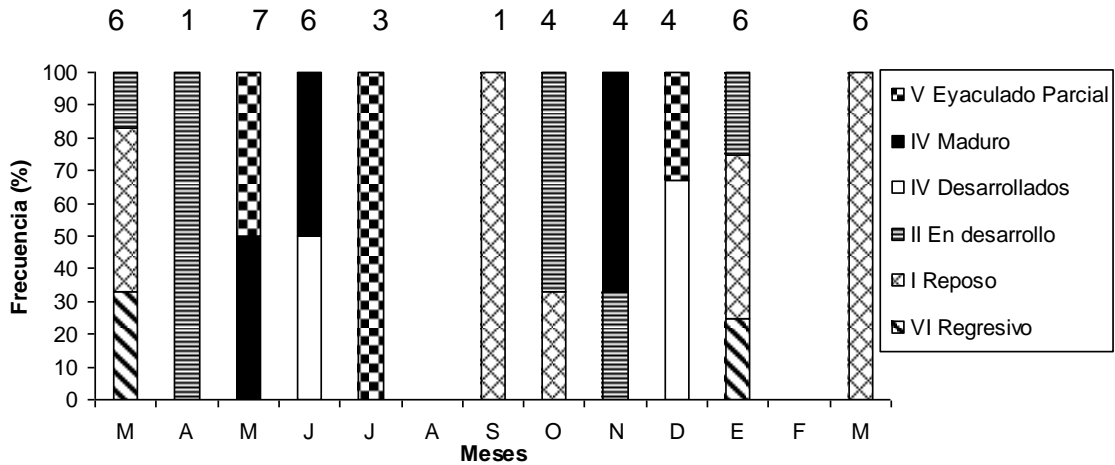


Fig. 25- Frecuencia de los diferentes estadios de madurez gonadal de machos de *Micropogonias ectenes*.

6.6- Índices corporales indicadores de la reproducción.

6.6.1. Índice gonadosomático (IGS).

Cynoscion reticulatus.

Hembras.

Se puede observar que el mayor valor del índice gonadosomático es aproximadamente igual a ocho y corresponde al mes de mayo (Fig. 26), mes en que se observó microscópicamente gónadas maduras e hidratadas. El máximo valor de IGS dentro de este mes fue de 12.8 y el valor mínimo fue de 4.2.

En el mes de agosto no se pudo realizar el muestreo debido a las condiciones climáticas reinantes. En los demás meses el IGS permaneció bajo con valores entre 0.08 y 4.5.

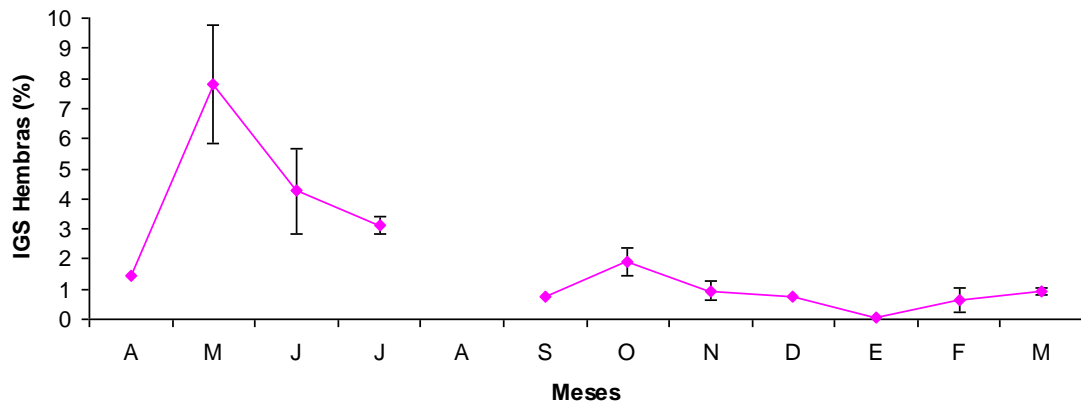


Fig. 26- Valores medios y desviación estándar del índice gonadosomático por mes de hembras de *Cynoscion reticulatus*.

Machos.

En los machos el índice gonadosomático presentó la misma tendencia que en las hembras, encontrándose un valor máximo de 2.38 en el mes de mayo (Fig.27). En este caso también coincide con lo observado microscópicamente respecto al estadio de desarrollo gonadal de los machos para este mes, en que se presentaron principalmente testículos en desarrollo, desarrollados y maduros.

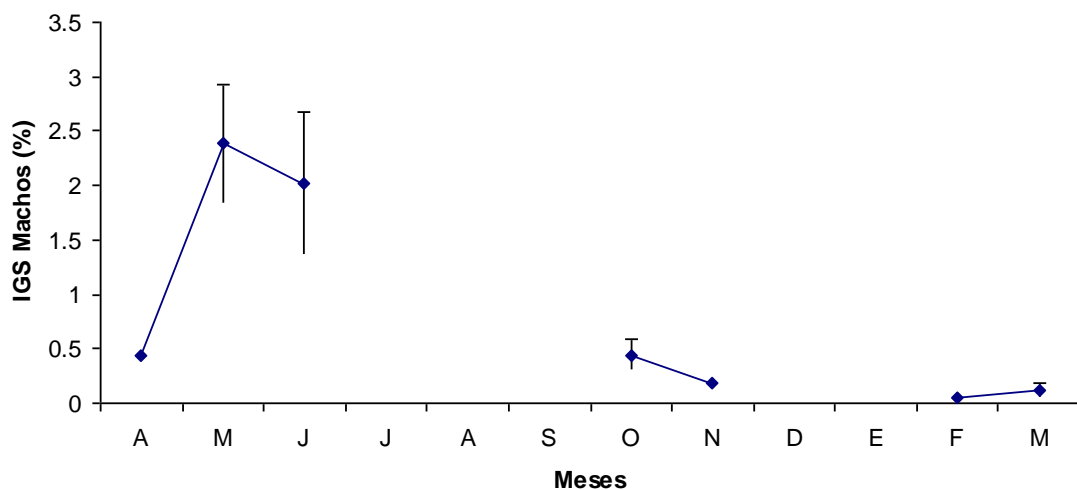


Fig. 27- Valores medios mensuales del índice gonadosomático de machos de *Cynoscion reticulatus*.

Cabe destacar que durante los meses de junio- julio, diciembre y enero no se encontraron ejemplares machos de ésta especie durante las capturas y en el mes de agosto como en el caso anterior no se pudo realizar el muestreo.

Índice gonadosomático de ambos sexos.

En la figura 28 se muestra las medias de IGS para ambos sexos. Se puede observar que las tendencias mensuales de los índices para ambos sexos son similares, incluyendo el valor correspondiente al mes de mayo.

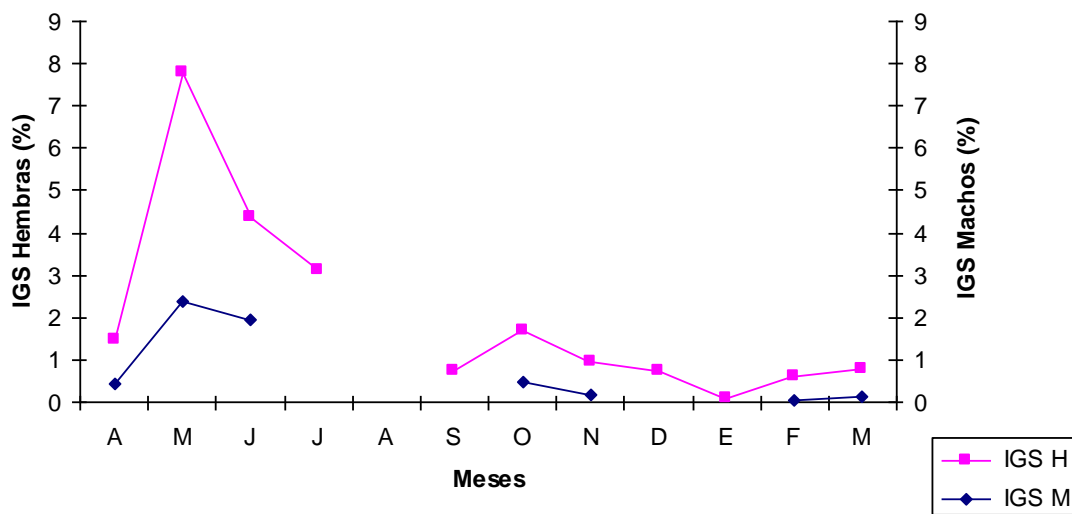


Fig.28 - Índice gonadosomático mensual de machos y hembras de *Cynoscion reticulatus*.

Micropogonias ectenes.

Hembras.

El mayor valor del índice gonadosomático con un valor de 2.31 correspondió al mes de abril, momento en el cual todas las hembras se encontraban en estadio maduro. En el mes de noviembre donde se presentó un solo ejemplar se observa un nuevo incremento del índice aunque de menor magnitud al igual que en el mes de febrero (Fig. 29).

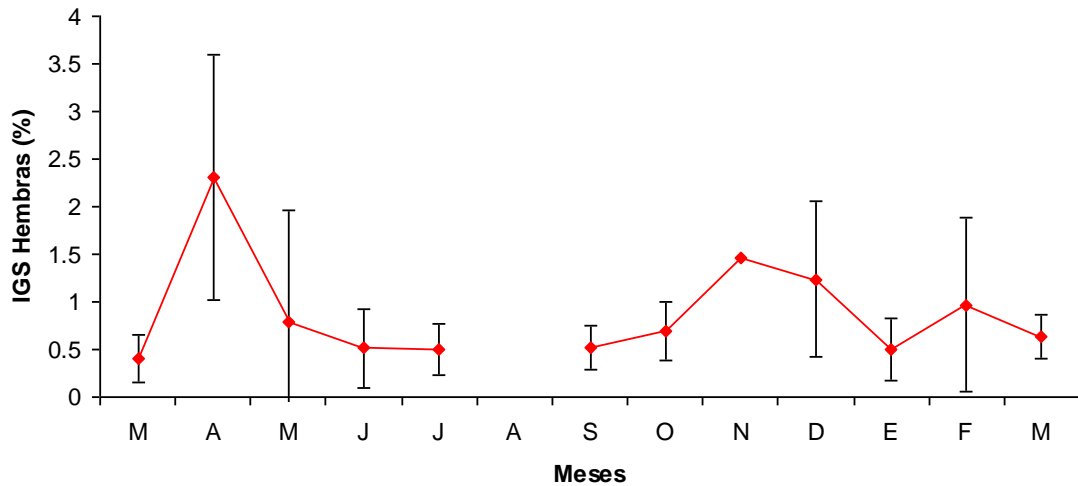


Fig. 29- Índice gonadosomático mensual de hembras de *Micropogonias ectenes*.

Machos.

En los machos la tendencia del índice gonadosomático se presenta diferente al de las hembras debido a que en abril solo se encontró un individuo. Se observó coincidencia con las hembras en los incrementos de noviembre y de febrero. El incremento del IGS que presentó un mayor valor fue febrero. La dispersión en los datos es marcada, indicando que en machos se presentó mayor variabilidad del IGS debido a la presencia de ejemplares en diferentes estadios de desarrollo al mismo tiempo. (Fig.30).

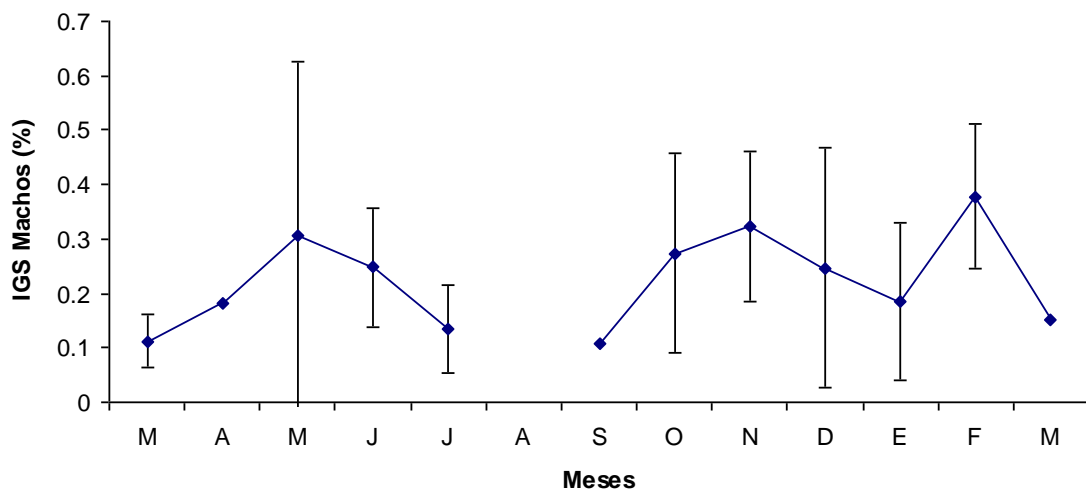


Fig. 30- Índice gonadosomático mensual de machos de *Micropogonias ectenes*.

Al contrastar gráficamente los resultados de ambos sexos, podemos observar que las tendencias mensuales de los índices son similares (Fig. 31).

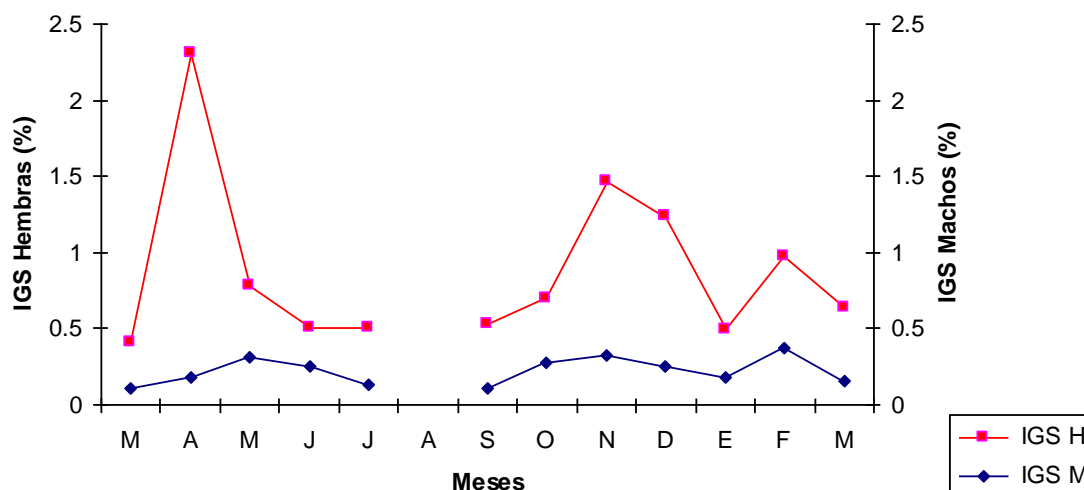


Fig. 31- Índice gonadosomático mensual de machos y hembras de *Micropogonias ectenes* .

6.6.2. Índice Hepatosomático (IHS) de hembras y machos.

Cinoscion reticulatus.

Como medida para determinar la condición del pez durante el ciclo reproductivo se calculó el índice hepatosomático para ambos sexos (Fig. 32).

Se puede observar que en el caso de las hembras el índice hepatosomático no presenta grandes variaciones a lo largo del año aunque generalmente presentó valores del IHS superiores a los de los machos. El valor mínimo se presenta en abril y el valor máximo en diciembre, pero en este último caso solo se trata de un ejemplar.

En el caso de los machos el máximo se presentó en abril (un solo ejemplar) con un valor de 3.4 y un mínimo de 0.62 en octubre.

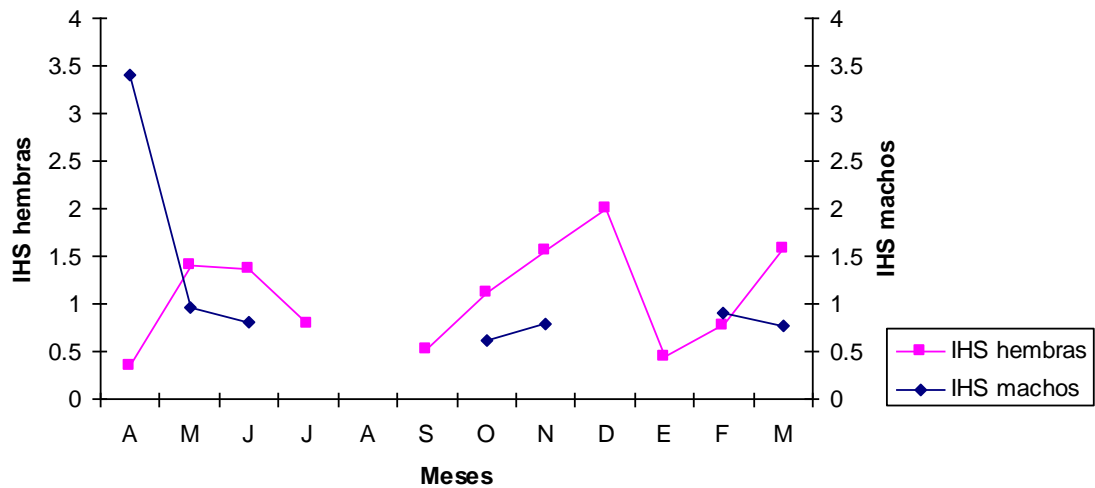


Fig. 32- Valores medios mensuales del índice hepatosomático de machos y hembras de *Cynoscion. reticulatus*..

Índice gonadosomático e Índice hepatosomático de hembras.

Al comparar el índice gonadosomático y hepatosomático en hembras de *C. reticulatus* (Fig. 33) no se observó una clara relación entre ambos índices, aunque si es posible notar que en el mes de mayo dónde se presenta el mayor valor de IGS, el valor de IHS es bajo.

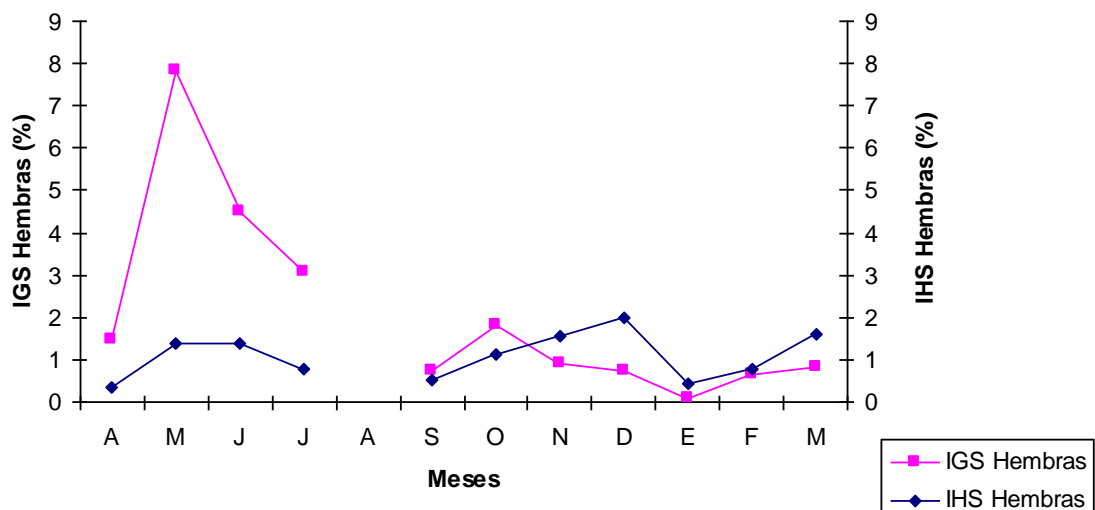


Fig. 33- Variaciones de los valores medios mensuales del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de hembras de *Cynoscion reticulatus*.

Índice gonadosomático e Índice hepatosomático de machos.

En el caso de los machos (Fig. 34), debido al faltante de organismos durante los meses julio a setiembre y diciembre de 2009 a enero de 2010 no se pudo establecer la tendencia de los índices durante el período de estudio. Sin embargo, si se pudo observar una relación inversa en mayo cuando el IGS presenta un valor máximo, el IHS disminuye, mientras en abril sucede lo contrario.

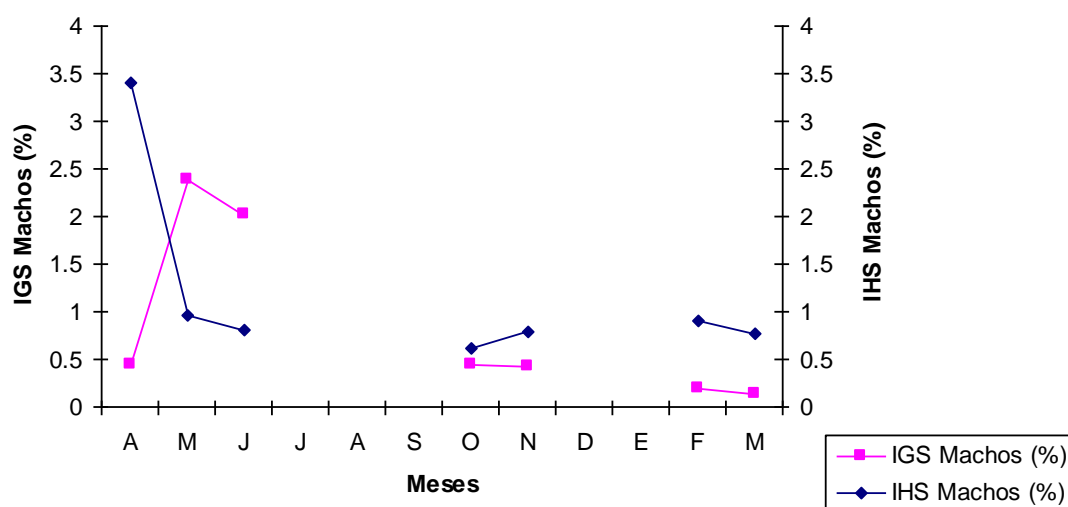


Fig. 34 – Variaciones de los valores medios del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de machos de *Cynoscion reticulatus*.

Micropogonias ectenes

Machos y hembras presentan una tendencia similar en la variación del IHS. Los máximos valores se presentaron en abril (1.5% para hembras y 1.7% para machos), sin embargo en el último caso se presentó un solo ejemplar. Un segundo incremento ocurrió en diciembre, con un valor aproximado de 1.2% para hembras y 1.4% para machos (Fig. 35).

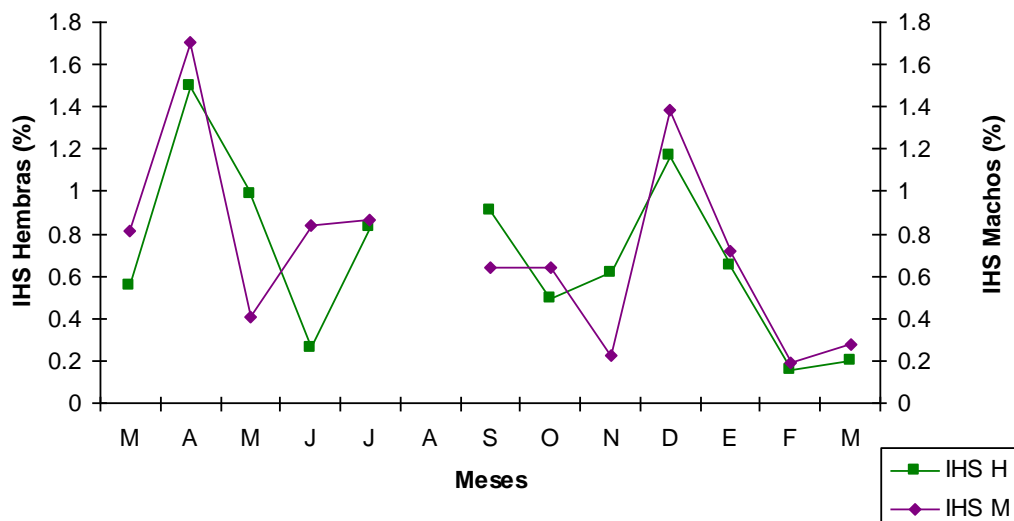


Fig. 35- Índice hepatosomático mensual de machos y hembras de *Micropogonias ectenes*.

Índice gonadosomático e Índice hepatosomático de hembras.

No se pudo establecer una clara relación entre los índices gonadosomático y hepatosomático en hembras a lo largo del ciclo reproductivo. La tendencia inversa esperada no se pudo observar en el mes de mayo cuando todas las hembras se encontraban maduras y al momento del desove. Sin embargo, si se puede observar esta tendencia en los meses de noviembre donde se presentó un solo ejemplar y en febrero (Fig. 36).

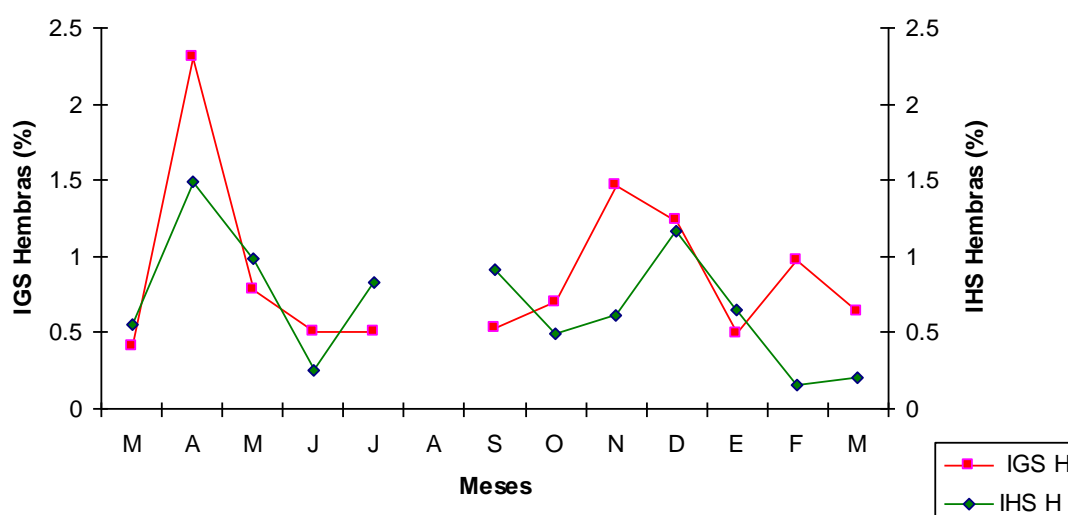


Fig. 36- Variación de los valores medios del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de hembras de *Micropogonias ectenes*.

Índice gonadosomático e Índice hepatosomático de machos.

En los machos el índice hepatosomático durante el período de estudio muestra poca variación aunque la relación inversa entre los índices se presenta mas clara que en hembras (Fig. 37).

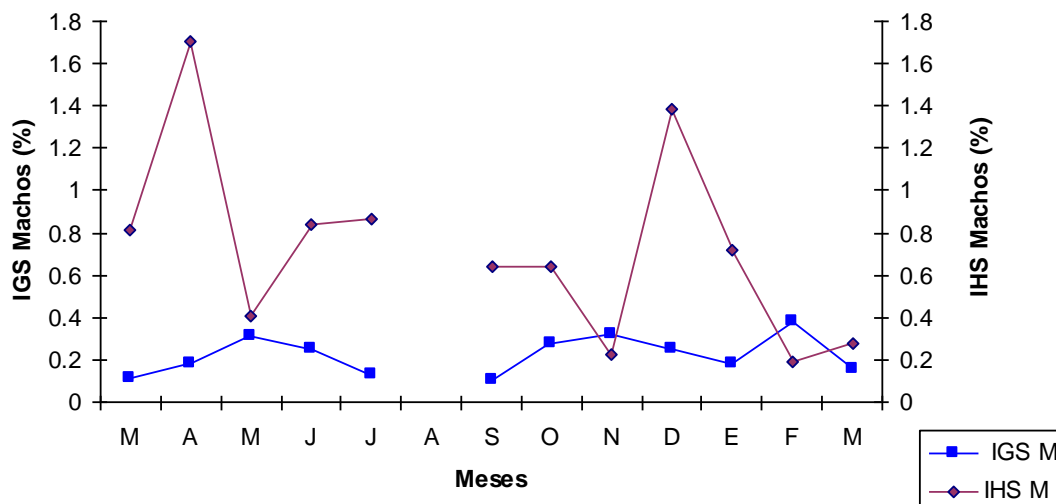


Fig. 37- Variación de los valores medios del índice gonadosomático y del índice hepatosomático de machos de *Micropogonias ectenes*.

6.7- Temperatura.

Cynoscion reticulatus.

La temperatura media mensual mínima durante el período de estudio se presentó en marzo de 2009 con un valor de 21.8°C y la temperatura máxima media mensual se registró en el mes de agosto con un valor de 31.5°C.

Hembras.

Se puede apreciar que en abril se inicia el crecimiento ovocitario cuando la temperatura media aproximada es de 22°C llegando a la etapa de máxima madurez gonadal y subsiguiente desove en mayo cuando la temperatura media se encontraba a 26.7°C (Fig.38). Aún durante el mes de junio se observa

aunque en menor medida, hembras desovando. En el mes de octubre cuando se estaría presentando un segundo desove la temperatura del agua se encontraba a 30°C. En los meses subsiguientes inicia un decremento de la temperatura y se observa que los valores del índice gonadosomático por su parte presentan los valores más bajos

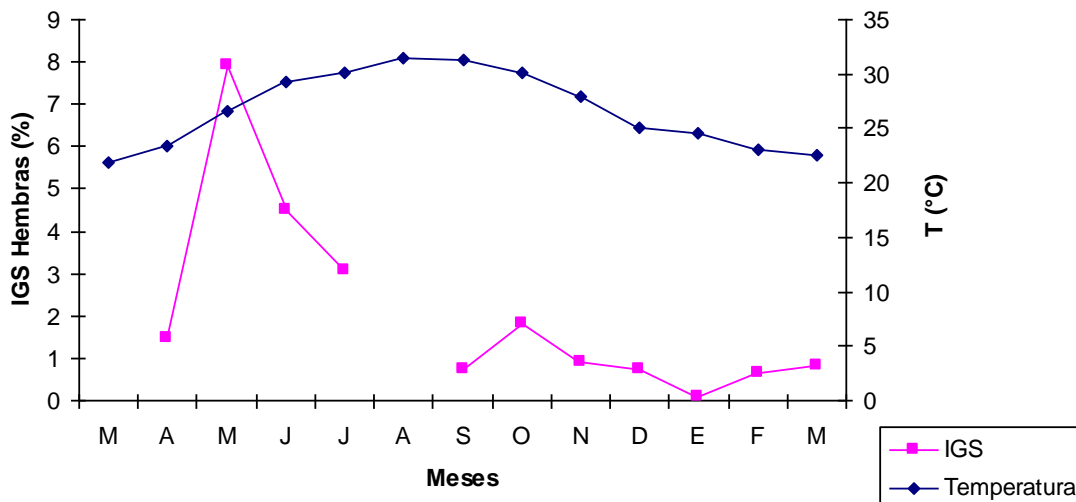


Fig. 38- Relación del IGS de hembras de *Cynoscion reticulatus* con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán.

Machos.

Para machos desde el mes de abril al mes de junio (Fig. 39) se encontró un comportamiento similar, presentándose las gónadas maduras en mayo cuando la temperatura era de 26.7°C.

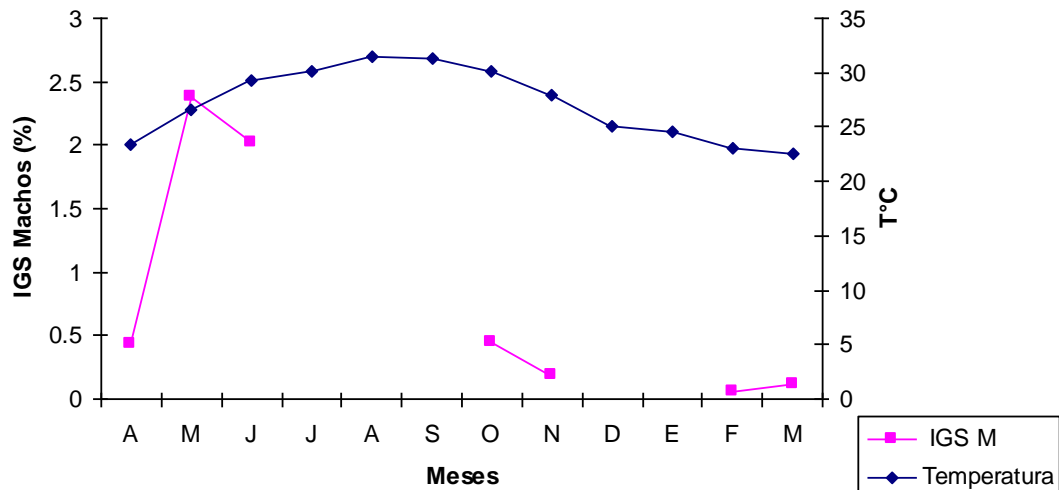


Fig. 39- Relación del IGS de machos de *Cynoscion reticulatus* con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán.

Micropogonias ectenes.

Hembras.

Se puede apreciar que en marzo se inicia el crecimiento ovocitario a una temperatura media aproximada de 21°C llegando a la etapa de máxima madurez gonadal y subsiguiente desove en abril cuando la temperatura media se encontraba aproximadamente a 23°C (Fig. 40). Según la variación del índice gonadosomático durante el mes de mayo aún se encontrarían hembras desovando pero sería una fracción menor de la población. En el mes de noviembre se registra un nuevo incremento del IGS, con un valor de 1.46%, por lo tanto menor al registrado en abril, en éste último caso no podemos aseverar que se trata de un nuevo desove por tratarse de un solo ejemplar

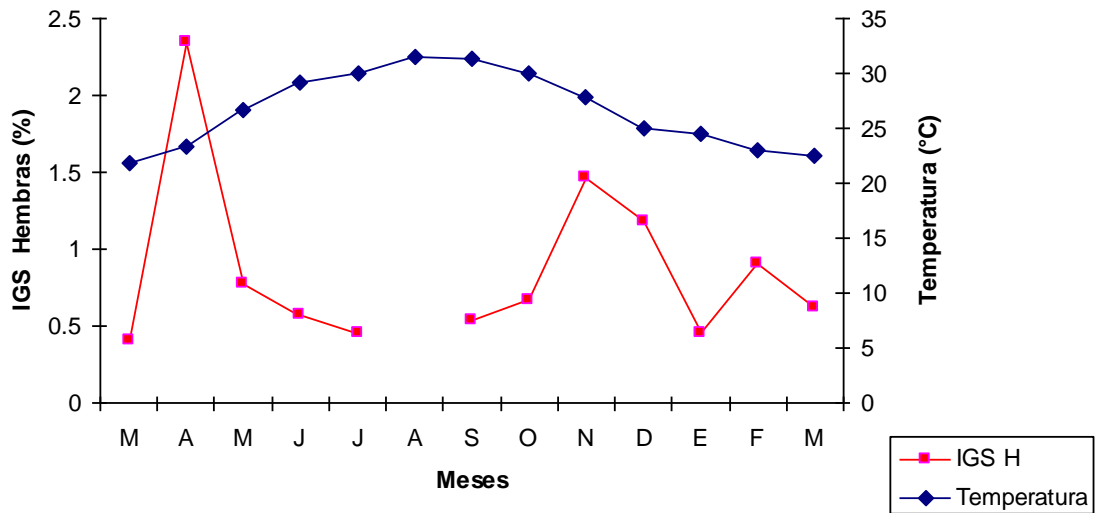


Fig. 40- Relación del IGS de hembras de *Micropogonias ectenes* con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán.

Machos.

Para machos se encontró un comportamiento diferente del índice gonadosomático respecto a las hembras para el primer incremento de valores de dicho índice, presentándose este incremento en el mes de mayo cuando la temperatura media del agua fue de 26.7°C, posteriormente ocurre otro incremento en noviembre y finalmente en febrero (Fig. 41).

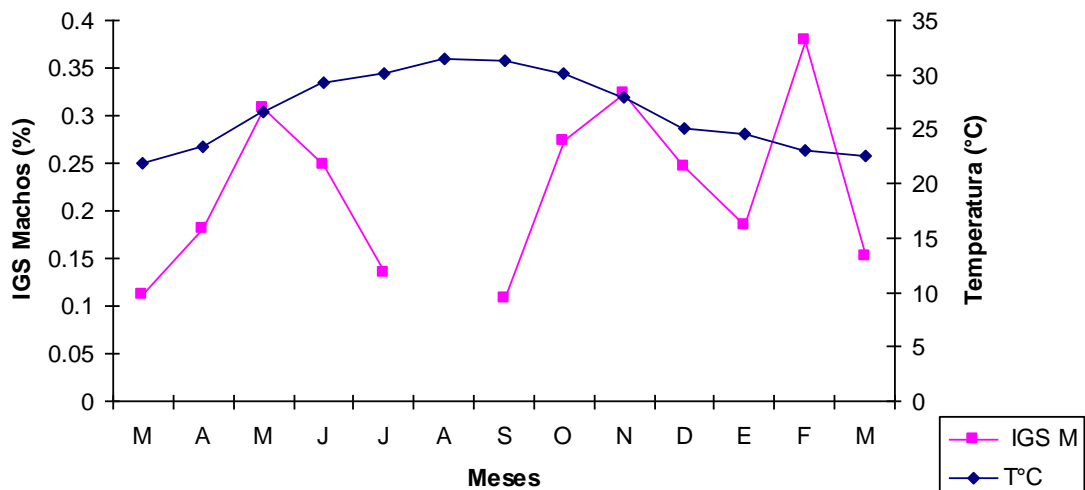


Fig. 41- Relación del IGS de machos de *Micropogonias ectenes* con la temperatura del agua en la Bahía de Mazatlán.

7- DISCUSIÓN

Los estudios sobre la biología reproductiva de las corvinas del Golfo de California son escasos, para *Cynoscion reticulatus* específicamente existe un trabajo de Sánchez et al. (1986), el cual describe de manera general su biología reproductiva así como el porcentaje de machos y hembras durante el mismo ciclo. En el caso de la berrugata *Micropogonias ectenes*, estudios sobre su biología reproductiva son nulos, por lo que éste trabajo puede ser considerado como el primer estudio de reproducción para ésta especie en la región y específicamente para la Bahía de Mazatlán, Sinaloa.

Proporción sexual.

Para *C. reticulatus* se determinó que durante período de estudio la proporción sexual mensual de machos y hembras fue de 1:1 aún cuando se detectó una diferencia significativa, con tendencia de mayor porcentaje de hembras sobre machos durante el mes de febrero, lo cual puede deberse al bajo número de individuos recolectados. El resultado del presente trabajo difiere de lo hallado por Sánchez et al. (1986), quienes determinaron que en esta especie la proporción sexual mensual fue de 1.8 hembras por macho. Nikolsky (1963) señala que la proporción sexual de machos y hembras puede variar entre las especies de manera considerable y diferir de una población a otra, incluso puede variar de un año a otro dentro de una misma población. Sin embargo en la mayoría de ellas dicha proporción tiende a ser de 1:1.

Con respecto a la proporción sexual por clase de tallas, las hembras predominaron en las tallas superiores a 40 cm, tallas principalmente presentes durante los meses de actividad gonádica. Esto coincide con lo reportado por Santos (1968) para la especie *C. jamaicensis* donde indica que las hembras maduras y de tallas mayores se acercan a desovar a la costa, lo cual las hace susceptibles de ser capturadas por la flota artesanal.

En el caso de *M. ectenes* se encontraron diferencias significativas en la proporción sexual mensual, con predominio de hembras sobre machos durante los meses de mayo, julio y enero; período en el cual la actividad reproductiva se ve disminuida, pero aún así la proporción sexual en general tiende a ser 1M: 1H. Este comportamiento también fue reportado por Román (2000) para el Chano norteño (*M. megalops*) del Alto Golfo de California, donde indica que la tendencia es que existan más hembras que machos principalmente en los meses donde la actividad reproductiva se ve disminuida.

Vazzoler y Braga (1983), determinaron para *C. jamaicensis* de Brasil, que la diferencia en la proporción de sexos era debido a que la explotación realizada por la flota pesquera que actuaba en cierta época del año en áreas específicas donde el predominio de uno de los sexos era evidente. Por otra parte esto puede deberse al comportamiento de la especie, indicando que la misma presenta una segregación entre sexos, congregándose únicamente durante el periodo reproductivo.

La diferencia encontrada pudiera ser atribuible a algunos de las causas señaladas anteriormente o también guarda una relación con situaciones del muestreo durante el periodo de estudio, o simplemente a que como sucede con *C. jamaicensis* las hembras buscan áreas de protección y/o alimentación en esos períodos, por lo que se vuelven mas susceptibles a ser capturadas por la flota artesanal que opera cerca de la costa Marcano & Alió, 2001).

Morfología de las gónadas.

De acuerdo a las observaciones macroscópicas y microscópicas realizadas, ambas especies al igual que la mayoría de los teleósteos son gonocóricas y ovíparas, siendo los gametos liberados al exterior y por lo tanto la fecundación es externa y sin cuidado parental (Wotton, 1990). Se determinó que los ovarios de *C. reticulatus* y *M. ectenes* se corresponden con el tipo cistovario, por presentar continuidad con el oviducto de acuerdo con la clasificación de Hoar (1969), como ocurre en la mayoría de peces teleósteos (Nagahama, 1983; Selman & Wallace, 1986).

Los testículos de peces teleósteos presentan grandes variaciones estructurales entre las diferentes especies. En *C. reticulatus* y *M. ectenes* los dos testículos presentan tamaño similar de sección triangular y comparten un conducto deferente que desemboca en la papila genital, lo que coincide con lo reportado por Berois (1998) para *M. furnieri*, sciánido de la costa Atlántica sudamericana. Las características histológicas de los testículos de *C. reticulatus* y *M. ectenes* son similares a las observadas en la mayoría de peces teleósteos, presentando túbulos seminíferos con células espermatogénicas organizadas en cistos (Grier, 1981).

Conforme a la clasificación propuesta por Grier (1981), los testículos de *C. reticulatus* y *M. ectenes* son del tipo espermatogonial irrestricto al observar espermatogonias distribuidas en toda la extensión de los túbulos seminíferos, siendo estas características reportadas también para *M. furnieri* por Arezo (1998).

Células germinales.

Las células germinales femeninas y masculinas presentes en ovarios y testículos de *C. reticulatus* y *M. ectenes* son similares a las descritas para la mayoría de los teleósteos (Grier, 1981, Selman & Wallace, 1989, Vazzoler, 1996).

La atresia folicular es el proceso por el cual los ovocitos en diferentes estadios de desarrollo son reabsorbidos en el ovario y se sabe que ocurren de forma similar en todas las especies de peces (Guraya, 1986). No todos los folículos ováricos que inician el desarrollo serán desovados, muchos detienen su desarrollo y posteriormente degeneran (Vazzoler, 1996; Favaro & Chaves, 1999). A pesar que la atresia ocurre en cualquier fase del desarrollo ovocitario, es rara la ocurrencia de folículos atrésicos en el período pre- desove (Guraya, 1986). En *C. reticulatus* además de los tipos de atresias reportadas por Vizziano & Berois (1990a) para *M. ancylodon* también se encontraron atresias en ovocitos previtelogénicos. Estas últimas también fueron reportadas por Miranda *et al* (1999) en *Astyanax bimaculatus* por Lamar (2002) para

Pimelodus maculatus y Uribe et al (2006) para *Goodea atripinnis* e *Ilyodon whitei*.

El significado de la atresia en ovocitos residuales en el período post-desova parece estar claro. Su función sería la de remover el material no utilizado y de esta forma recuperar parte de la energía invertida durante la vitelogénesis (Vizziano & Berois, 1990a). Lo que no se logró esclarecer es el significado de la misma previo al desove, aunque Guraya (1986), considera que es un mecanismo importante en varias especies para regular el número de huevos que serán liberados. Por este mecanismo de disminución de la cantidad de huevos se recupera la energía acumulada en el ovocito.

Fases del desarrollo gonadal.

La presencia de ovocitos en diferentes grados de desarrollo, permite inferir que *C. reticulatus* y *M. ectenes* presentan un desarrollo ovárico asincrónico indicando un desove parcial o fraccionado. Dentro de la familia Sciaenidae la mayoría de las especies presentan este tipo de patrón, tal es el caso de *Cynoscion nebulosus* (Overstreet, 1983), *Macrodon ancylodon* (Vizziano & Berois, 1990b), *M. furnieri* (Macchi & Christiansen, 1992^a; Lasta & Acha, 1996), *Cynoscion striatus* (Macchi, 1998), *Pogonias cromi* (Macchi et al., 2002), *Cynoscion jamaicensis* (Marcano & Alió, 2002).

Esto además se apoya en la presencia de folículos post- ovulatorios en diferentes grados de reabsorción, como se observó principalmente en *C. reticulatus* lo cual sugiere que los ovocitos fueron liberados en diferentes momentos del periodo reproductivo, así como ovarios desovados con presencia de ovocitos maduros y en maduración observados en ambas especies.

Para las hembras de ambas especies y de acuerdo a la frecuencia de ovocitos en diferentes estadios dentro de la gónada se determinó que las mismas presentan seis fases de desarrollo gonadal, lo que coincide con Vizziano & Berois (1990b) para *M. ancylodon*.

En el caso de los machos, los mismos también presentan un desove fraccionado, al encontrarse testículos parcialmente eyaculados y en recuperación lo que estaría indicando otro inminente desove.

En ambas especies se determinaron seis estadios de desarrollo gonadal, aunque los mismos difieren parcialmente de la clasificación reportada por Grier (1981). En nuestro caso no se visualizaron organismos inmaduros (virginales), debido posiblemente a que las artes de pesca utilizadas en los muestreos no permitió capturar organismos juveniles. También se encontraron testículos eyaculados parciales y testículos regresivos, lo cual coincide con lo reportado por Berois et al. (2004) para *M. furnieri*.

Ciclo reproductivo.

Con base a los resultados obtenidos respecto a la frecuencia de los diferentes estadios de desarrollo de *C. reticulatus* durante el período de estudio podemos sugerir que esta especie presenta un período reproductivo extenso, que inicia en abril y se extiende hasta octubre con dos picos de desove, uno en mayo-junio y otro en octubre. Asimismo se debe considerar el vacío de información durante el período julio-setiembre producto de la ausencia de organismos.

Este trabajo no coincide con lo reportado por Sánchez et al. (1986) para esta misma especie donde señalan que el desove en la Bahía de Mazatlán se lleva a cabo en los meses de abril-mayo ya que en nuestro caso el primer desove se estableció para los meses de mayo- junio. Las fluctuaciones en el período reproductivo de *C. reticulatus*, podrían estar justificadas por lo que según Nikolsky (1963) las variaciones en el tipo y temporada de desove son determinadas por diferentes condiciones ecológicas durante el proceso de reproducción de los peces. Las especies que presentan desoves parciales poseen capacidad de adaptación más elevada, asegurando la perpetuidad de la especie. Basile-Martins et al. (1975) afirman que la época de desove depende de factores físicos y químicos del agua, además de las condiciones propias del organismo.

Por su parte *M. ectenes* también mostró un período reproductivo extenso con por lo menos dos picos desove. Los ovarios maduros se presentaron en los meses abril-mayo y posteriormente desde octubre a diciembre. Dada la presencia de un organismo hidratado en febrero, no se puede descartar un

tercer desove en este mes. En el estudio realizado por Isaac & Vazzoler (1983) reportaron que *M. furnieri* presentó tres períodos de desove en las costas de Brasil, el primero durante los meses de abril a junio, luego un segundo desove en agosto- septiembre y por último desde el mes de noviembre hasta febrero. En base a lo observado en este trabajo y con lo reportado por estos autores para *M. furnieri*, especie perteneciente al mismo género, podríamos inferir la presencia de un tercer desove en *M. ectenes*.

Los machos de *M. ectenes* presentaron actividad gametogénica prácticamente durante todo el ciclo reproductivo, presentándose en reposo en setiembre y marzo de 2010.

La actividad reproductiva prolongada en Sciaenidos ha sido reportada por varios investigadores. Para el Atlántico sur, los miembros de esta familia como *C. guatucupa* (Cassia, 1986), *M. ancylodon* (Vizziano & Berois, 1990b; Juras & Yamaguti, 1989); *M. furnieri* (Macchi & Christensen, 1996), presentan actividad reproductiva en los meses de primavera y verano, con dos picos de desove, uno en primavera y otro de menor magnitud en verano.

Merriner (1976), menciona para *Cynoscion regalis* en Carolina del Norte, un principal periodo reproductivo en mayo junio y otro de menor magnitud en julio o agosto. Asimismo, *C. nothus* en el Golfo de México, también presenta un periodo reproductivo en mayo-junio y otro en octubre-diciembre (Tapia García et al. 1988b). Este patrón reproductivo es característico de otras especies de sciaénidos los cuales tienden a presentar largos periodos reproductivos (Thomas, 1971; Merriner, 1976; Warlen, 1980; Ross, 1984). Por su parte Vizziano & Berois, (1990b), señalan que existe una relación entre la temporada, tipo de desove y la latitud. El desove fraccionado y períodos prolongados de desove son características principales de peces tropicales, adoptado como un mecanismo de estrategia que garantiza el potencial reproductivo de las especies (Nikolsky, 1963).

Índices corporales indicadores de la reproducción.

El índice gonadosomático es un buen indicador del momento del desove, dado que los valores del mismo se incrementan en la época de maduración gonadal y disminuyen cuando ocurre el desove (Mendo & Samamei, 1988).

En ambas especies el índice gonadosomático presentó un comportamiento similar lo cual refleja que la maduración y el desove en hembras y machos es simultánea.

En *C. reticulatus* el mayor valor medio mensual del IGS en ambos sexos se presentó en mayo. En este mismo mes se presentó el mayor porcentaje de individuos con gónadas maduras. En octubre se observa un nuevo incremento del IGS aunque de menor magnitud. La falta de organismos durante los meses de agosto y septiembre conjuntamente con el bajo número de organismos colectados en octubre no permitiría concluir en base al IGS que efectivamente en este último mes haya otro desove de *C. reticulatus*. Sin embargo los ovarios desovados y regresivos encontrados en los organismos colectados en el mes de octubre podrían estar indicando que *C. reticulatus* regresa a la zona de freza en el mes de octubre para realizar un segundo desove. Santos (1968), en un estudio poblacional de *C. jamaicensis*, encontró en el sur de Brasil, que la especie migra hacia la costa cuando está próxima al desove y que una vez realizado este, los ejemplares retornaban mar afuera para alimentarse y reiniciar el proceso de madurez.

En hembras de *M. ectenes* el mayor valor medio de IGS se presentó en el mes de abril con un valor de 2.31. Posteriormente en noviembre, diciembre y febrero nuevamente ocurre un incremento de menor magnitud. Estos incrementos en los valores medios mensuales del IGS coinciden con los meses de mayor frecuencia de ejemplares maduros, por lo que se podría inferir que existe una relación directa entre los períodos de máxima reproducción y este índice.

En peces iteróparos el costo de la reproducción puede ser considerable y a menudo existe una alternancia entre el llenado de las reservas del soma y el desarrollo de las gónadas (Jobling, 1995). Esta alternancia de energía provoca que el pez muestre diferentes modelos de almacenamiento y agotamiento de la energía en relación a los ciclos reproductivos, por lo que muchos animales de

zonas templadas y tropicales estacionalmente acumulan energía de reserva (Schultz & Conover, 1999). La variación en el peso del hígado refleja procesos de almacenamiento y transferencia de proteínas y lípidos asociados con el esfuerzo reproductivo (Santos et al., 1996), y por lo tanto el posible papel de sustancias hepáticas en la maduración gonadal, principalmente en el período de formación de glóbulos de vitelo. Esto es sugerido debido a la reducción brusca del IHS de hembras en maduración avanzada que comprueba la transferencia de sustancias hepáticas (vitelogenina) hacia el ovario (Selman & Wallace, 1989), por lo que el índice hepatosomático suele asociarse de manera inversa con el índice gonadosomático, (Maddock & Burton, 1998).

En el caso de *C. reticulatus* y *M. ectenes* los valores medios mensuales del IHS se mantuvieron bajos, prácticamente no presentaron variaciones a lo largo del período de estudio, siguieron las mismas tendencias en ambos sexos y no mostraron como se esperaba una relación inversa con el IGS, excepto en el caso de los machos de *M. ectenes*. Esta tendencia o comportamiento del índice podría indicar probablemente que estas especies no utilizan sus reservas energéticas almacenadas en el hígado para llevar a cabo la reproducción, debido a la existencia constante de alimento en el medio, el cual les permite mantener condiciones fisiológicas favorables durante el período reproductivo. Gómez (2010) reporta que estas especies presentan variaciones en la intensidad alimenticia, pero la misma no se interrumpe a lo largo del año, por lo que en base a esto último podríamos inferir que debido a su comportamiento trófico existe un aporte constante de energía para el proceso reproductivo.

Como se pudo observar en la tendencia media mensual del IGS de ambas especies, el lapso de tiempo transcurrido entre el crecimiento ovocitario y la etapa de máxima madurez gonadal fue de un mes aproximadamente. Por otra parte no se observó la disminución del IHS antes de la ovulación, pero si luego de la misma por lo que la tendencia del IHS y el IGS son similares y no mostraron una relación inversa como ya se mencionó.

Estacionalidad.

La estacionalidad en la reproducción para varias especies de la familia Scianenidae que habitan zonas tropicales y subtropicales ha sido reportada por diferentes autores.

Acosta (2008) señala que la curvina golfinia desova los primeros días del mes de marzo en el Delta del Río Colorado cuando las aguas del Alto Golfo de California se tornan más calidas indicando el principio de la primavera. Similar comportamiento se reporta en otros miembros de la familia Sciaenidae de zonas subtropicales y tropicales del Atlántico sur como *M. furnieri* en Laguna de Rocha (Vizziano et al, 2002); *M. ancylodon* (Juras & Yamaguti, 1989; Vizziano & Berois, (1990b), *C. guatucupa* (Cassia, 1986). *Pogonias cromi* (Macchi et al., 2002), *Umbrina canosai* (Haimovici, 1982 citado en Militelli, 2007), donde se reporta que el ciclo reproductivo se lleva a cabo en los meses correspondientes a primavera y verano, coincidiendo por lo tanto con el incremento de temperatura del agua. .

En este trabajo no podemos concluir que la temperatura del agua sea el único factor determinante del inicio del ciclo reproductivo. Asimismo, se considera que los resultados observados así como los estudios reportados por los diferentes autores para otros miembros de la misma familia, estarían apoyando nuestra hipótesis de que *C. reticulatus* principalmente y *M. ectenes* presentan una estacionalidad en su ciclo reproductivo.

8- CONSIDERACIONES FINALES

Los análisis histológicos de los estadios ováricos, así como la tendencia del índice gonadosomático, reveló que en este trabajo, *C. reticulatus* presenta seis fases de desarrollo gonadal, con desarrollo asincrónico de sus ovocitos lo que indica un desove fraccionado, un ciclo reproductivo extenso (desde abril hasta octubre) con un desove principal en el mes de mayo y un segundo desove de menor magnitud en octubre.

En el caso de *M. ectenes* los resultados mostraron que también esta especie presenta seis estadios de desarrollo gonadal, con desarrollo asincrónico de sus ovocitos indicando un desove fraccionado con un período reproductivo extenso y sugiriendo tres desoves durante el mismo.

Cabe señalar que el bajo número de individuos de *C. reticulatus* y *M. ectenes* capturados durante el periodo marzo 2009- 2010, así como la ausencia de los mismos durante algunos meses no permitió realizar análisis estadísticos de los datos. Por otra parte problemas de manipulación así como fijación de las muestras generó aún más la disminución de las mismas en determinados meses, sobre todo en el caso de *M. ectenes*, la cual resultó más afectada. Igualmente consideramos que este trabajo realiza un aporte al conocimiento del ciclo reproductivo de ambas especies.

8- RECOMENDACIONES

- Realizar muestreos específicos para *C. reticulatus* y *M. ectenes* en el litoral de Mazatlán, Sinaloa, con el fin obtener un número mensual de muestras significativas.

- Utilizar artes de pesca que permitan capturar ejemplares de tallas inferiores a las obtenidas para este trabajo para así determinar talla mínima a la cual estas especies se encuentran sexualmente maduras.

- Estudiar abundancia y distribución de larvas y juveniles en un período anual en áreas de distribución de las especies para determinar si los mismos comparten las mismas áreas que los adultos.

9-LITERATURA CITADA

Acosta Valenzuela Y., 2008. Aspectos de la biología reproductiva de la curvina golfina (*Cynoscion othonopterus*) en el Alto Golfo de California. Tesis para obtener el grado de Licenciado en Biología. Instituto Tecnológico del Valle del Yaqui. 78 pp. Disponible en Internet:

<http://www.geo.arizona.edu/rcncrd/documents/Tesis%20Lic%20Yahaira%20Acosta%20ITVY%202008.pdf>

Acuña A., Verocai J. & Marquez S., 1992. Aspectos biológicos de *Micropogonias furnieri* (Desmarest 1823) durante dos zafras en una pesquería artesanal al oeste de Montevideo. Rev. Biol. Mar., Valparaíso, 27 (1): 113-132.

Alonso R., 1998. Ocurrencia de mareas rojas y calidad del agua en la zona sur de la Bahía de Mazatlán, Sinaloa, México., p. 165, Unidad Académica de los ciclos Profesional y de Posgrado Colegio de Ciencias y Humanidades.

Universidad Nacional Autónoma de México, Mazatlán.

Álvarez- Cadena J., Aquino M., Alonzo F., Millán J. y Torres F., 1983. Composición y abundancia de las larvas de peces en el sistema lagunar Huizache- Caimanero. Parte I Agua dulce 1978. An. Inst Cienc, del Mar y Limnol. Univ. Nal. México. 1984. 163- 180. 11(1).

Alvarez Cadena J., Cortés R., 1987. Composición y abundancia de las larvas de peces en el sistema lagunar Huizache- Caimanero. Parte II. Tapo Botadero. An. Centro Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. México 1- 312.

Álvarez R & Pomares O., 1997. Aspectos biológicos el roncador *Micropogonias furnieri* en el golfo de Venezuela. Zootecnia Tropical, 15(2): 191-208.

Amezcu Linares, F., 1972. Aportación al conocimiento de los peces del sistema de Agua Brava, Nayarit. Tesis profesional, Fac. Ciencias, Univ. Nal. Autón. México. 209 pp.

Amezcuca Linares F., 1976. Generalidades ictiológicas del sistema lagunar costero de Huizache-Caimanero, Sinaloa, México. Universidad Nacional Autónoma de México, Centro de Ciencias del Mar y Limnología, Laboratorio de Ictiología y Ecología Estuarina. Contribución 59 del Centro de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM.

Amezcuca Linares, F., 1977. Generalidades ictiológicas del sistema lagunar costero de Huizache-Caimanero, Sinaloa, México. México. An. Inst Cienc, del Mar y Limnol. Univ. Nal. México 1-25. (1): 1.

Amezcuca Linares, F., 1996. Peces demersales de la plataforma continental del Pacífico central de México. México: UNAM- ICMYL/ Conabio.

Amezcuca Linares F., 2009. Peces demersales del Pacífico de México. Primera edición. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. 281 pp.

Arezo Maria J., 1998. Técnicas de biología celular aplicadas a estudio de biología reproductiva en peces. Informe de pasantía, Licenciatura de Ciencias Biológicas, profundización en Biología celular. Facultad de Ciencias, UDELAR. 107 pp.

Baggerman B., 1985. The role of biological rhythms in the photoperiodic regulation of seasonal breeding in the stickleback *Gasterosteus aculeatus* L. Netherlands J. Zool. 35, 14–31.

Barbieri L.R., Chittedern M.E. and Lowerre- Barbieri S.K., 1994. Maturity, spawning and ovarian cycle of Atlantic croacker, *Micropogonias undulates*, in the Chesapeake Bay and adjacent coastal waters. Fish. Bull. 92: 671- 685.

Bassile Martins M., Godinho H., Fenerich N. y Branley J. M., 1975. Influencia de factores abióticos sobre a maturacao dos ovarios de *Pimelodus maculatus* (Lac 1803). Bol. Inst. Pesca, Sao Paulo, 4(1): 1-28.

Berois N., 1998. Interacciones gaméticas en la corvina blanca, *Micropogonias furnieri*. Características celulares, ultraestructurales y funcionales de los gametos. Gametogénesis y fecundación. Tesis de Doctorado. Programa de Desarrollo de Ciencias Básicas. Area Biología. Sub-Area Biología Celular y Molecular. Universidad de la República, Facultad de Ciencias. 173 pp.

Berois N.; Bolatto C.; Brauer M. and Barros C., 2004. Gametogenesis, histological gonadal cycle *in vitro* fertilization in the whitemouth croaker (*Micropogonias furnieri*, Desmarest, 1823). J. Appl. Ichthyol. 20: 169- 175.

Billard R & Breton B., 1985. Control of reproduction and fish farming. Current Trends in Comparative Endocrinology. B. Lofts & W.N. Holmes (Eds.). Hong Kong University Press, pp. 1221- 1229 En: Guirao R., Socorro J., Reyes T., Roo J., Fernández-Palacios H. e Izquierdo M.S., 2005. Estudio del desarrollo gonadal del jurel dentón *Pseudocaranx dentex* (Bloch & Schneider, 1801) en aguas costeras de las islas Canarias. Bol. Inst. Esp. Oceanogr. 21 (1-4). 2005: 253-264.

Blaxter JHS & Hunter JR, 1982. The biology of the clupeid fishes. Advances I Marine Biology 20: 1-223.

Bromage N., Porter M., Randall C., 2001. The environmental regulation of maturation in farm finfish with especial reference to the role of photoperiod and melatonin. Aquaculture 53: 287- 293.

Bye V., 1984. The role of environmental factors in the timing of reproductive cycles. En: Fish Reproduction: Strategies and tactics (Potts, GW & Wotton RJ, Eds). Academic Press, London. p. 187-205.

Calvo J. & Dadone L.A., 1972. Fenómenos reproductivos en el pejerrey (*Basilichtys bonariensis*). Escala y tabla de madurez sexual. Rev. Mus. La Plata XI (102): 153- 163.

Carranza J & Amezcua Linares F., 1971a. 2da. Parte Informe Secretaría de Recursos Hidráulicos e Instituto de Biología. Univ. Nal. Autón. México. Contrato de Estudios No. NAY-EST-7:58-80, Plan Nayarit, S. R. H. Informe de avance de trabajo, incluyendo información ecológica básica, datos de distribución de postlarvas e informe preliminar sobre fauna ictiológica en el sistema Teacapán-Agua Brava.

Carranza J & Amezcua Linares F., 1971b. 2da. Parte Informe Final Secretaría de Recursos Hidráulicos e Instituto de Biología. Univ. Nal. Autón. México. Contrato de Estudios No. NAY-EST-7:88-115. 1969. Plan Nayarit, S. R. H. Resultados finales de hidrología, plancton y fauna ictiológica en el sistema Teacapán-Agua Brava. 177-199.

Carrillo M., y Zanuy S., 1993. Fisiología de la reproducción: Fisiología de la reproducción de los Teleósteos. En "Acuicultura marina: fundamentos biológicos y tecnología de la producción" pp:125-142. Coord. F. Castelló Orvay. Ed. Universitat de Barcelona.

Carta Nacional Pesquera, 2006. Secretaria de Agricultura, Ganaderia, Desarrollo rural, Pesca y Alimentación. 1ª Sección. p. 21.

Cassia M.C., 1986. Reproducción y fecundidad de la pescadilla de red (*Cynoscion striatus*). Publicación de la Comisión Técnica Mixta del Frente Marítimo, 1 (1): 191-203.

Chao L. N., 1995. Sciaenidae. Corvinas, barbiches, bombaches, corvinatas, corvinetas, corvinillas, lambes, pescadillas, roncachos, verrugatos. p. 1427-1518. In W. Fischer, F. Krupp, W. Schneider, C. Sommer, K.E. Carpenter and V. Niem (eds.) Guia FAO para identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico Centro-oriental. 3 volumes. 1813 pp.

Chavance P., Flores Hernandez D., Yañez Arancibia A., y Amezcua Linares F., 1978. Ecología, biología y dinámica de las poblaciones de *Bairdiella chrysoura*

en la laguna de Termino, sur del Golfo de México. (Pises: Sciaenidae). An. Inst. Cinc. Del Mar y Limnol. Univ. Nal. Auton. México. 11(1): 123-162.

Crim L. & Glebe B., 1990. Reproduction. En: Methods for fish biology (Schreck CB & Moyle PB, eds.) American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. p. 529-553.

De Vlaming V.L., 1972. Environmental control of teleosts reproductive cycles: a brief review. Journal of Fish Biology. 4: 131-140.

Encinas Y.M., 2008. Análisis del contenido estomacal de *C. othonopterus* (Jordan y Gilbert) en el Alto Golfo de California y Delta del Río Colorado. Tesis para obtener el título de Licenciado. 64 pp.

Fávaro L. & Chaves C. P., 1999. Aspectos morfológicos e citoquímicos da ovogênese de *Hypostomus* cf. *Tietensis* (Loricariidae) do Lago Igapó I (Londrina, PR, Brasil). Acta Biol. Par., Curitiba, 28 (1,2,3,4): 125-139 pp.

Fischer W., Bauchot M. L. y Schneider M., 1987. *Fiches FAO identification des espèces pour les besoins de la pêche. Méditerranée et mer Noire*. Zone de Pêche 37. Volume II. Vertébrés. FAO. Roma: 761-1530. En M. T. Jiménez 1, E. Pastor 2, A. Grau 2, J. I. Alconchel, R. Sánchez y S. Cárdenas 2005. "Revisión del cultivo de esciénidos en el mundo, con especial atención a la corvina *Argyrosomus regius* (Asso, 1801) "Bol. Inst. Esp. Oceanogr. 21 (1-4). 169-175.

García M., Mendivil T.F.J., Franco O. E., Vega A.E.E., 1985. Contribución al conocimiento de la ictiofauna comercial capturada por la comunidad pesquera "Playa Norte" con un estudio de las relaciones biométricas de *Hoplopagrus guntheri* Gill. Univ. Autón. De Sinaloa. Mazatlán, Sin., p. 127.

Gómez Juárez N., 2010. "Hábitos alimenticios de la curvina rayada, *Cynoscion reticulatus* (Günther, 1864) y la berrugata *Micropogonias ectenes* (Jordan & Gilbert, 1882), en la Bahía de Mazatlán, Sinaloa, México. p. 58.

Gonzalez A., De La Cruz G., De Lacruz J. y Ruiz G., 2005. Seasonal pattern of the fish assemblage of El Conchalito. Mangrove. Swamp, La Paz Bay, Baja California Sur, México. Hidrobiológica, Vol. 15. Número 002. Univ. Autón. Metropolitana- Iztapalapa. Distrito Federal, México. p. 205- 214.

Grier H. H., 1981. Celular organization of the testis and spermatogenesis in fishes. Amer. Zool 21: 345- 357.

Guraya S.S., 1986. The cell and molecular biology of fish oogenesis. Monograph undevelopment biology. 18: 1- 223 p. En Saborido & Junquera 2001.

Harvey B. & Hoar W., 1980. Teoría y practica en la reproducción inducida en los peces. Ottawa, Ont.; CIID, IDRC-TS 21s. 48 p: il.

Hoar W. S., 1969. Reproduction. Chapter 1. En Fish Physiology. Vol. III. Eds. Hoar W. & Randall D. J. p. 1-72

Houillon C., 1978. Sexualidad. Tercera edición. Ediciones Omega S.A. Barcelona. 202 pp.

Hunter, I. R. & Macewicz, B.J., 1985. Rates of atresia in the ovary of captive and wild northern anchovy, *Engraulis mordax*. Fish. Bull., U.S., 83 (2): 119-136.

INEGI., 2002. Anuario estadístico del Estado de Sinaloa, México, D.F. p. 3-26.

Isaac Nahum V.J. & Vazzoler A., 1983. Biología reproductiva de *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823) (Teleostei, Scianidae). 1. Factor de condição como indicador do período e desova. Bolm. Inst. Oceanogr. S. Paulo, 32(1):63-69.

Isaac Nahum V.J. & Vazzoler A., 1987. Biología reproductiva de *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823) (Teleostei, Scianidae). 2. Relação gonadossomática,

comprimento e peso dos ovários como indicadores do período de desova. Bol. Inst. Oceanograf., Sao Paulo, 35(2): 123- 134.

Jobling M., 1995. Environmental Biology of Fishes. Chapman & Hall. 455 pp.

Juras A.A. & Yamaguti N., 1989. Sexual maturity, spawning and fecundity of king weakfish *Macrodon ancylodon*, caught off Rio Grande do Sul State (southern coast of Brazil). Publicação do Instituto Oceanográfico da USP, 37(1): 51-58.

Lam T.J., 1983. Environmental influences on gonadal activity in fish. In: Fish Physiology Reproduction. W.S. Hoar & D.J. Randall (eds). New York. Academic Press , p. 65–116.

Lamar R., 2002. Análise comparativa da reprodução do Mandi- amarelo *Pimelodus maculatus* Lacèpède, 1803 (Pisces, Pimelodidae), em dois trechos do Rio São Francisco, M. G. Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais Teses de Mestre em Biologia celular. 43 pp.

(Extraído de: <http://www.sfrancisco.bio.br/html/arquivos/OliveiraR001.pdf>)

Lasta C. A. & Acha E.M., 1996. Cabo San Antonio: su importância em El patrón reproductivo de peces marinos. Frente Marítimo 16: 39- 45.

Legendre M. and Jalabert B., 1986. Physiologie de la reproduction.. Chapitre 8. In: C. Lévêque, M.N. Bruton and M. Hyder (Editors), Biologie et Ithologie des Poissons d'Eau Douce Africains ,p 153-175.

Lender T., Delavault R. y Le Moigne A., 1982. Diccionario de biología. Ediciones Grijalbo, S.A. México. 203 pp.

Macchi G. J. & Christiansen H. E., 1992a. Estudio histológico del ciclo reproductivo en hembras de la corvine rubia (*Micropogonias furnieri*). Análisis de la estructura madurativa en distintas localidades del área bonaerense. Frente Marítimo 11: 47-56.

Macchi G. J. & Christiansen H. E., 1996. Análisis temporal del proceso de maduración y determinación de la incidencia de atresias de corvina rubia (*Micropogonias furnieri*). Frente Marítimo 16, 93-101.

Macchi G.J., 1998. Preliminary estimate of spawning frequency and batch fecundity of striped weakfish, *Cynoscion striatus*, in coastal waters of Buenos Aires province. Fishery Bulletin, 96,375- 381.

Macchi G.J., Acha E.M., y Lasta C. A., 2002. Reproduction of Black drum (*Pogonias cromis*) in the Rio de la Plata estuary, Argentina. Fisheries Research 59: 83- 92.

Maddock D.M & M.P. Burton., 1998. Gross and histological of ovarian development and related condition changes in American pleica. Journal of Fish Biology 53: 928- 944.

Madrid Vera J., 1990. Ecología de algunas especies de peces de importancia comercial. Tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias. Facultad de Ciencias. UNAM. p. 179.

Madrid Vera J., Ruiz Luna A., Rosado Bravo I., 1998. Peces de la plataforma continental de Michoacán y sus relaciones regionales en el Pacífico mexicano. Rev. biol. trop v.46 n.2 San José.

Marcano L. & Alió J., 2001. Aspectos reproductivos de la tonquicha (*Cynoscion jamaicensis*) en la costa norte de la Península de Paria, estado Sucre, Venezuela. Zootecnia Trop., 19(3): 371-392.

Marcano L., Alió J. y Altuve D., 2002. Biometría y talla de primera madurez de la tonquicha, *Cynoscion jamaicensis*, de la costa norte de la península de Paria, estado Sucre, Venezuela. Zootecnia Tropical, Vol. 20, No. 1, pp. 89-103.

Matsuyama M., Nagahama Y., Matsura M., 1991. Observations on ovarian follicle ultrastructure in the marine teleost, *Pagrus major*, during vitellogenesis and oocyte maturation. *Aquaculture* 92: 67- 82.

Mendo J. & M. Samamei., 1988. Análisis biológico-pesquero y poblacional de la cachema (*Cynoscion analis*) del área de Paita, Perú. *Bol. Inst. Mar Perú* 12(2):27-57.

Merriner J., 1976. Aspects of the reproductive biology of the Weak Fish, *Cynoscion regalis* (Sciaenidae), in North Carolina. *Fish. Bull.*, 74 (1): 46-58.

Militelli M. I. & Macchi G. J., 2004. Spawning and fecundity of king weakfish *Macrodon ancylodon* in the Rio de la Plata estuary, Argentina- Uruguay. *J. Mar. Biol. Ass. U.K.* 84: 443- 447.

Militelli M. I., 2007. "Biología reproductiva comparada de especies de la familia Sciaenidae en aguas del Río de la Plata y Costa Bonaerense". Tesis doctoral. Univ. Nal, de Mar del Plata. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. 151 pp.

Miranda A.; Bazzoli N.; Rizzo E.; Sato Y., 1999. Ovarian follicular atresia in two teleost species: a histological and ultrastructural study. *Tissue & cell*, 31 (5) 480-488. Harcourt Publishers Ltd. Article no. Tice 19990045.

Moncayo R. Castro J. y De La Cruz, J., 2006. Lista sistemática de la ictiofauna de Bahía Banderas, México. *Rev. Mex. De Biodiversidad*, Vol. 77, Número 001. UNAM, Distrito Federal, México. p 67-80.

Nagahama Y., 1983. The functional morphology of the teleost gonad. En: *Fish Physiology*, Vol IX, Capítulo 6. Hoar WS, Randall DJ, Donaldson EM (Eds.), *Reproduction, part A: Endocrine tissues and hormones*. Academic Press; pp: 223-275.

Nagahama Y, Yoshikuni M, Yamashita M, Tokumoto T, Katsu Y., 1995. Regulation of Oocyte growth and Maturation in Fish. En "Current Topics in

Developmental Biology". Pedersen RA, Schatten GP (Eds.), Academic Press Inc, Vol 30, p. 103-145.

Nelson J. S., 1994. *Fishes of the World. 3rd edition.* John Wiley and Sons Inc. Nueva York: p. 600.

Nikolsky G., 1963. The ecology of fishes. Academic, Londres, 352 pp.

Overstreet R., 1983. Aspects of the biology of the spotted seatrout, *Cynoscion nebulosus*, in Mississippi. Gulf. Res. Rep. Supp., 1:1-43.

Patiño R. & Sullivan C., 2002. Ovarian follicle growth, maturation, and ovulation in teleost fish. Fish Physiol. and Biochem., 26: 57- 70.

Román Rodríguez M. J., 2000. Estudio poblacional del chano norteño, *M. megalops* y la curvina Golfina *C. othonopterus* (Gilbert) (Pisces: Sciaenidae), especies endémicas del Alto Golfo de California, México. Informe final SNIB-CONABIO proyecto N° L298. México D.F. 137 pp.

Ross, S.W., 1984. Reproduction of the banded drum, *Larimus fasciatus*, in North Carolina. U.S. National Marine Fisheries Service Fishery Bulletin 82: 227-235.

Rottman R., Shireman J.; Chapman F., 1991. Hormonal control of reproduction in fish for induced spawning. SRAC. Publication N° 424. USA. 4 pp.

Ruiz D.M., Orijel A. y Rodríguez M.J., 1970. Líneas de crecimiento de algunos peces de escama de México. Instituto Nacional de Investigaciones Biológicas Pesqueras. Comisión Nacional consultativa de México.

Saborido Rey J. 1994. El género *Sebastes* Cuvier, 1829 (Pisces, *Scorpaenidae*) en el Atlántico Norte: Identificación de especies y poblaciones mediante métodos morfométricos; Crecimiento y Reproducción de las

poblaciones en Flemish cap. Tesis Doctoral. Universidad Autónoma de Madrid. Facultad de Biología. Departamento de Zoología. 277 pp.

(Extraído de: <http://www.iim.csic.es/pesquerias/ficheros/tesis.pdf>)

Saborido S & Junquera S., 2001 Ecología de la reproducción y potencial reproductivo en las poblaciones de peces marinos. Curso doutoramento do bienio 2001-2003. CSIC. Universidade de Vigo. 72 pp.

(Extraído de: <http://www.iim.csic.es/pesquerías/ficheros/tesis.pdf>)

Sánchez R., Castro J., Machado A., 1986. Determinación del crecimiento y algunas características biológicas de la Corvina *Cynoscion reticulatus* (Gunther, 1884) en Playa Norte, Mazatlán, Sinaloa. (1983) (1984). Servicio Social Universitario. Esc. Cienc. Del Mar. Univ, Autón, de Sinaloa. 50 pp.

Santos E., 1968. Estudo populacional do goete, *Cynoscion petranus* (Ribeiro, 1915). Bol. Inst. Oceanogr. Sao Paulo, 17(1):17-31.

Santos R.S.; Hawkinis S. J. & Nash R. D., 1996. Reproductive phenology of the Azorean rock pool blenny a fish alternative mating tactics. J. Fish Biol. 48: 842-858.

Schultz E.T & Conover D.O., 1999. The allometry of energy reserve depletion: test of a mechanism for size-dependent winter mortality. Oecologia 119: 474-483.

Schultz R. & Miura T., 2002. Spermatogemesis and its endocrine regulation. Fish Physiol. and Biochem., 26: 43- 56.

Secretaria de Marina, 1974. Estudio geográfico de la región de Mazatlán. Sinaloa. Dir. Gral. de Ocean. y Señ. Marítimo. 353 pp.

Selman K. and Wallace R., 1986. Gametogenesis in *Fundulus heteroclitus*. Am. Zool. 26: 173-192.

Selman K. and Wallace R., 1989. Cellular Aspects of Oocyte Growth in Teleosts. Review. Zoological Science. Zoological Society of Japan. 6: 211-231.

Schultz E.T & Conover D.O., 1999. The allometry of energy reserve depletion: test of a mechanism for size-dependent winter mortality. *Oecologia* 119: 474-483.

Stacey N.E., 1984. Control of the timing of ovulation by exogenous and endogenous factors. En: POTTS, G.W. & WOOTTON, R.J. Fish reproduction: strategies and tactics. Cap. 12.

Stevenson M. R., 1983. On the physical and biological oceanographic near the entrance of the Gulf of California. October 1966- August 1967. Interamerican Tropical Tuna Commission Bulletin, 14(3): 389- 504.

Tapia G., A. Yañez-Arancibia, P. Sánchez-Gil y M. García-Abad., 1988 b. Biología y ecología de *Cynoscion nothus* (Holbrook), en las comunidades demersales de la plataforma continental del sur del golfo de México (Pisces: Sciaenidae). *Rev. Biol. Trop.*, 36(1):29-54.

Thomas, D.L., 1971. The early life history and ecology of six species of drum (Sciaenidae) in the lower Delaware River, a brackish tidal estuary. *Ichthyol. Assoc. Bull.* 3, 247 pp.

Tyler C. & Sumpter J., 1996. Oocyte growth and development in teleosts. *Rev. Fish Biol. Fisher.*, 6: 287- 318.

Uribe M.C., De Rosa G., García A., Guerrero- Estevez S., Aguilar M., 2006. Características histológicas de los estádios de atresia de folículos ováricos en dos especies de teleósteos vivíparos: *Ilyodon whitei* (Meek, 1904) y *Godea atripinnis* (Jordan, 1880) (Goodeidae). *Hidrobiológica*, 16 (1): 67-73.

Van der Heiden A. & Findley Lloyd T., 1988. Lista de los peces marinos del sur de Sinaloa, México. *An. Centro Cienc, del Mar y Limnol. Univ. Nal. México.*

Vazzoler A.E.A. de M., 1965. Relative spawning power of *Macrodon ancylodon* (Bloch) population in the southern coast of Brazil. Publicacao do Instituto Oceanografico de Sao Paulo, 37, Supplement, 365- 370.

Vazzoler G., 1975. Distribucao da fauna de peixes demersais e ecologia dos Sciaenidae da plataforma continental brasileira, entre as latitudes 29° 21'S (Torres) e 33° 44'S (Chuí). Bolm. Inst. Oceanogr. S. Paulo, 24, 85- 169.

Vazzoler A. de M. e Braga F., 1983. Contribucao para o conhecimento da biologia de *Cynoscion jamaicensis* (Vaillant y Bocourt, 1883), na area entre cabo de Sao Tomé (22° 04' S) e Torres (29° 21' S), Brasil. Bol. Inst. Oceanogr. Sao Paulo, 32 (2):105-107.

Vazzoler AEA., 1996. Biologia da reproducao de peixes Teleosteos: teoria e pratica. EDUEM, Sao Paulo. 169 pp.

Vizziano D. & Berois N., 1990a. Histologia del ovario de *Macrodon ancylodon* (Bloch y Schneider, 1801) Teleostei: Sciaenidae. Ovogenesis. Folículos post-ovulatorios. Atresia. Revista Brasileira de Biología, 50, 523- 536.

Vizziano D.; Berois N.; 1990b. Ciclo histológico del ovario de *Macrodon ancylodon* (Bloch & Schneider, 1801) (Teleostei: Sciaenidae). Biologia Pesquera 19: 39-47.

Vizziano D., Forni F., Saona G., Norbis W., 2002. Reproduction of *Micropogonias furnieri* in a shallow temperate coastal lagoon in the southern Atlantic. Journal of Fish Biology. Volume 61, pages 196–206.

Wallace R.A. & Selman K., 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. Amer. Zool., U.S., 21: 325- 343.

Warburton K., 1978. Community structure, abundance and diversity of fish in a Mexican coastal lagoon System. Estuar. Coast. Mar. Sci. 497- 519.

Warlen, S.M., 1980. Age and growth of larvae and spawning time of Atlantic croaker in North Carolina. Proc. Annu. Conf. Southeast. Assoc. Fish Wildl. Agencies 34: 204-214..

West G., 1990. Methods of Assessing Ovarian Development in Fishes: a Review Aust. J. Mar. Freshwater Res.41: 199-222.

Wotton R. J., 1990. Ecology of Teleost fishes. Chapman & Hall (Eds). London. 404 pp.

Yañez Arancibia A., 1977. Patrones ecológicos variación cíclica de la estructura trófica de las comunidades nectónicas en lagunas costeras del Pacífico de México. Trabajo presentado en el Simposio "Marine Sciences in the Americas" Interciencia Association, en Panel II "Ecology and Environmental Protection", San José, Costa Rica, 2 al 7 de julio, 1977. Laboratorio de Ictiología y Ecología Estuarina. Contribución 82 del Centro Cienc. del Mar y Limnol, Univ. Nal. Autón. México.

ANEXOS

ANEXO I- Se presentan cinco de los seis estadios de la clasificación macroscópica del estadio gonadal según NiKolsky (1963)

Estadio	Descripción	Ovario
I	Inmaduro	Ovarios pequeños, filiformes, sin formación de oocitos No es posible determinar el sexo
II	En reposo	Comienza a observarse la tonalidad rosada, es posible Determinar el sexo. Oocitos aún no son visibles
III	Madurando	Ovarios redondos y rosados, con pequeños oocitos.
IV	Maduro	Color rojizo, pared delgada, muy vascularizado, oocitos de color amarillento y visibles
V	Desovados	Ovarios flácidos y translúcidos, presencia de vasos san- guíneos rotos. Se pueden observar algunos ovocitos.

ANEXO II- Clasificación de Vazzoler (1996)

Estadio	Descripción	Testículo
I	Inmaduro	Testículos reducidos, filiformes, translúcidos. No es posible determinar el sexo
II	En reposo	Tamaño reducido pero mayor a los inmaduros, Ocupando cerca de 1/3 de la cavidad abdominal.
III	En maduración	Se presentan desarrollados con forma lobulada, su membrana se rompe al ejercer cierta presión.
IV	Maduro	Se presentan turgidos blanquecinos ocupando gran parte de la cavidad abdominal. Al ejercer presión la membrana se rompe fluyendo el esperma.
V	Desovado	Los testículos se presentan flácidos con aspecto hemorrágico y la membrana no se rompe al ejercer presión.

ANEXO III



Histokinet equipo utilizado para deshidratar y transparentar.

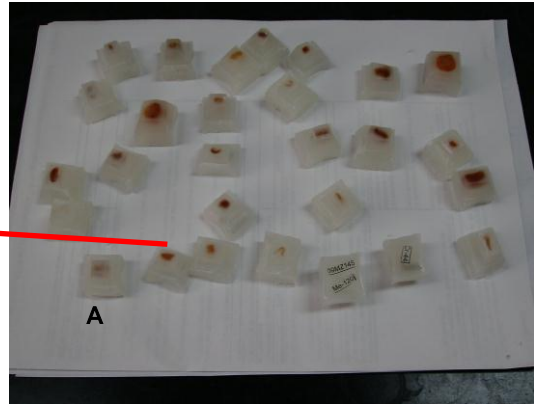
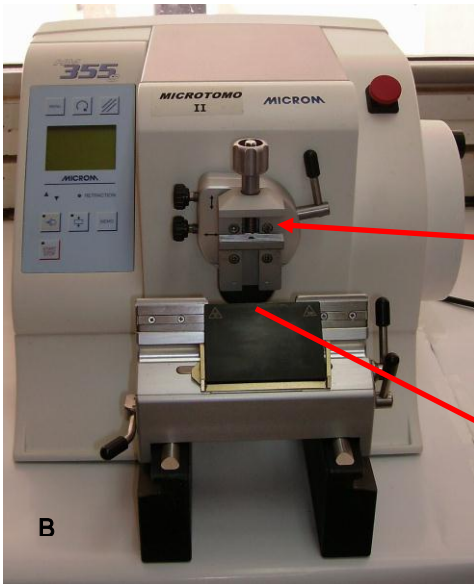
Cuenta con 12 recipientes de los cuales 7 de ellos contienen alcoholes de diferente graduación (80%, 96% y alcohol absoluto).

Los 5 recipientes restantes son para el proceso de transparentación e inclusión en parafina.

Para medir los tiempos de cada paso se utilizó un timer.



Centro de inclusión. Para generar los bloques se utilizó parafina líquida en cajas de cartón. Posteriormente se colocaron en la zona de enfriamiento.



A- Bloques de parafina, los cuales serán cortados en el micrótomó (**B**) y los cortes se colocan en el baño (**C**) con agua y gelatina a 40°C.

ANEXO IV

El siguiente paso implica la deshidratación de las muestras utilizando para ello alcohol etílico de diferente graduación. Para piezas pequeñas los tiempos fueron de 30 minutos y para piezas grandes el tiempo utilizado fue de 1 hora.

DESHIDRATACIÓN

CONCENTRACION	TIEMPO
ALCOHOL 80%	30 min.- 1 h
ALCOHOL 96%	30 min.- 1 h
ALCOHOL 96%	30 min.- 1 h
ALCOHOL 96%	30 min.- 1 h
ALCOHOL 100%	30 min.- 1 h

ALCOHOL 100%30 min.- 1 h

ALCOHOL 100%30 min.- 1 h

TRANSPARENTACIÓN

Consiste en eliminar del tejido, por sustitución, los restos del alcohol utilizado para deshidratar. Dado que el alcohol no es miscible en parafina se debe utilizar un líquido intermedio, que por lo general es aclarante y este paso se realiza de la siguiente manera. Los tiempos variaron también según el tamaño de la pieza.

ALCOHOL-CLOROFORMO 1:1..... 15- 30 min.

CLOROFORMO..... 5- 10 min.

PARAFINA CLOROFORMO..... 30 min.

PARAFINA I 1 h

PARAFINA II 1-2 h

DEPARAFINACIÓN

- AMERICLEAR I, II, Y III SE REALIZAN 3 CAMBIOS DE 5 MIN. CADA UNO.

- ALCOHOL 96% (1)- 3 MIN.

- ALCOHOL 96% (2)- 3 MIN.

- ALCOHOL 70%- 3 MIN.

ANEXO V

TECNICA DE HEMATOXILINA-EOSINA.

Una vez desparafinados los cortes se colocan en los siguientes reactivos:

- HIDRATAR LOS CORTES EN BAÑOS DE CONCENTRACIÓN DECRECIENTE DE ALCOHOL ETILICO (100, 96, 80) HASTA AGUA DESTILADA.
- PASAR LOS CORTES A HEMATOXILINA DE HARRIS DURANTE 14 MIN.
- LAVAR EN AGUA CORRIENTE (HASTA QUE SE DESPRENDA EL EXCESO DE COLORANTE).
- DIFERENCIAR EN ALCOHOL ACIDO HASTA QUE LOS CORTES TENGAN COLOR ROSA (10 SEG).
- LAVAR CON AGUA CORRIENTE
- VIRAR EN AGUA AMONIACAL 1 MIN 30 SEG
- LAVAR EN AGUA CORRIENTE DOS VECES.
- LAVAR EN AGUA DESTILADA UNA VEZ.
- TEÑIR EN EOSINA ACUOSA AL 1% DURANTE 5 MINUTOS.
- LAVAR CON ALCOHOL 96° DOS VECES.
- DESHIDRATAR EN ALCOHOL ABSOLUTO DOS CAMBIOS DE 1 MIN.
- TRANSPARENTAR CON ACETONA 2 MIN.
- ACETONA AMERICLEAR 2 MIN.
- AMERICLEAR I Y AMERICLEAR II 2 MINUTOS CADA UNO
- XILOL 2- 5 MIN.
- MONTAR CON CITOSEAL, EVITANDO QUE LA PREPARACION SE HIDRATE.

ANEXO VI

TÉCNICA TRICRÓMICA DE MALLORY

Este tipo de técnica utiliza mordentes o diferenciación y se utilizan para evidenciar diferentes estructuras celulares.

- LAVADO EN AGUA DESTILADA.
- TINCION CON FUCSINA ACIDA AL 0.1% DURANTE 5- 10 SEG..
- LAVADO EN AGUA CORRIENTE
- FIJACION EN ACIDO FOSFOMOLIBDICO AL 10% DURANTE 2 MIN.

- LAVADO EN AGUA DE LA LLAVE.
- TINCION CON MEZCLA MALLORY 15- 20 MIN.
- LAVADO EN AGUA DESTILADA
- MONTAR CON CITOSEAL, EVITANDO QUE LA PREPARACION SE HIDRATE.

- DESHIDRATAACION:
 - ALCOHOL 96° 2 MIN.
 - ALCOHOL ABSOLUTO 2 MIN.
 - ALCOHOL-ACETONA 1 MIN.
 - ACETONA 2 MIN.
 - . - ACETONA AMERICLEAR 2 MIN.
- AMERICLEAR I Y AMERICLEAR II 2 MINUTOS CADA UNO
- XILOL 2- 5 MIN.
- MONTAR CON CETOSEAL, EVITANDO QUE LA PREPARACION SE HIDRATE

ANEXO VII

Clasificación realizada por Vizziano & Berois (1990 a) para *M. ancylodon*.

1- Atresia no hipertrófica (ANH). Ocurre en ovocitos vitelogénicos, el núcleo y el citoplasma se desintegran, el corion se fragmenta y ocurre un aumento en la vascularización de la teca. El vitelo lipídico puede polarizarse ocupando la mitad del ovocito y la otra mitad estar ocupada por citoplasma basófilo granular.

2- Atresia hipertrófica (AH). Ocurre en ovocitos vitelogénicos totales y la misma fue dividida en tres etapas:

a- Atresia hipertrófica inicial (AHI), membrana coriónica se fragmenta, capa de células de la granulosa se hipertrofian y vitelo cromóforo y lipídico se desorganiza.

b- Atresia hipertrófica media (AHM), Hay mayor desorganización del vitelo, del corion solo quedan restos, células de la granulosa son difíciles de observar y se encuentran entre los gránulos de vitelo y el núcleo aparece como una mancha y no se diferencia su límite.

c- Atresia hipertrófica final (AHF), El vitelo y el corion fueron totalmente reabsorbidos, la capa tecal se encuentra altamente vascularizada se observan grandes espacios cromófobos y el folículo no se diferencia debido al grado de desintegración.

ANEXO VIII

Estadíos de desarrollo gonadal; clasificación de Vazzoler (1996) modificada por Vizziano & Berois (1990 a) para *M. ancylodon*.

Estadio 1-Inmaduro: se caracteriza por la presencia de ovogonias (O0), ovocitos jóvenes (O1) y previtelogénicos (OPV).

Estadio 2- A- En maduración inicial, presencia de ovocitos previtelogénicos (OPV), con alvéolos corticales (AC) y en Vitelogénesis lipídica (OVL). B- en maduración final, donde además de los ovocitos mencionados en A,

encontramos ovocitos en Vitelogénesis proteica (OVP) y ovocitos maduros (OM). Ocurre la presencia de atresias.

Estadio 3- Maduro. Se encuentra alta frecuencia de ovocitos maduros (OM) con mayor volumen que el estadio anterior, ovocitos de estadios anteriores siguen presentes pero en menor frecuencia.

Estadio 4- Hidratado; se encuentran ovocitos maduros (OM), en hidratación e hidratados (OH).

Estadio 5- Desovados parcial, se caracteriza por su aspecto desordenado, presencia de folículos post- ovulatorios (FPO), ovocitos previtelogénicos (OPV), ovocitos maduros (OM) y restos hemorrágicos.

Estadio 6- Ovario regresivo, presencia de ovocitos previtelogénicos (OPV), ovocitos maduros (OM) con signos de atresia hipertrófica y en diferentes zonas se observan nidos de ovogonias (OO).

ANEXO IX

Clasificación de Grier (1981) para desarrollo testicular

Estadio I.- Inmaduro, proliferación espermatogonial.

Estadio II- En reposo; Presencia de espermatogonias (G) y espermatocitos primarios (C1)

Estadio III- En desarrollo- Se encuentran todos los estadios celulares presentes, esos incluyen; espermatogonias (G), espermatocitos primarios (C1) y secundarios (C2) y espermátides (T).

Estadio IV- Desarrollados, túbulo llenos de esperma y el número de cistos en desarrollo disminuye.

Estadio V- Maduro, tubulos se encuentran llenos de esperma y este comienza a acumularse en el tubo deferente.

Estadio VI- Eyaculado: Lumen de túbulo abiertos y presencia de espermatozoides residuales.