

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS



**" Análisis microscópico gonadal y fecundidad del chano
Micropogonias megalops, en el litoral del Alto Golfo de
California, para el periodo 1993 - 1995 "**

TESIS PROFESIONAL

Que para obtener el título de:

BIÓLOGO

Presenta:

Ma. del Carmen Alvarez Tinajero

Ensenada, B. C.

agosto de 1997

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS

**" Análisis microscópico gonadal y Fecundidad del chano
Micropogonias megalops, en el litoral del Alto Golfo de
California, para el periodo 1993 - 1995 "**

TESIS PROFESIONAL
Que para obtener el título de:
BIÓLOGO
Presenta:

Ma. del Carmen Alvarez Tinajero.

Aprobado por:



Biól. Pesq. José Julian Castro González
Presidente



Biól. Elias Torres Balcazar
Secretario



M.C. Olivia M. Tapia Vázquez
1^{er} vocal

*A mi madre Antonia con amor, por haberme
enseñado el camino. IN MEMORIA.*

*A Susi por su apoyo a la n potencia en todos
los aspectos... por fin.*

AGRADECIMIENTOS

- A mi padre Andrés y hermanos Rosa, Angel, Juan, Antonio, Eduardo, Andrés, por su apoyo en mi formación personal y profesional.
- A Julian por haber dirigido mi tesis, aconsejándome y apoyándome.
- A la profe Olivia por corregir mi redacción y aconsejarme.
- A el Biól. Elias Torres por aceptar ser mi asesor interno.
- A Héctor por hacerme reír... ¿ te debo tortas ?.
- A el Centro Regional de Investigación Pesquera de el Sauzal de Rodríguez, por las facilidades otorgadas para la realización de este estudio.
- A el proyecto " Escama de B. C." del CRIP, que realizaron los muestreos de chano.
- A el Ocean. Oscar Pedrin director del CRIP, por estar al pendiente del desarrollo del presente trabajo
- A la M.D.R. Lilia Alemán investigadora del CRIP, por sus aportaciones a la presente tesis.
- A el Dr. Gorgonio Ruíz Campos profesor e investigador de la Facultad de Ciencias de la UABC, por la identificación de la especie.
- A el Dr. José Luis Castro Aguirre, investigador del CICIMAR en la Paz B.C.S., por la clasificación de la especie y comentarios sobre su distribución.
- A todas las personas que de una forma u otra han contribuido en mi formación personal y profesional.

RESUMEN

Se realizó un análisis microscópico gonadal de 336 ejemplares del chano *Micropogonias megalops* capturados en parte norte del Golfo de California, correspondientes al periodo 1993-1995; se describen las estructuras gonadales como los tipos de ovocitos, atresias y folículos postovulatorios; se encontró que el chano presenta una maduración de tipo asincrónica, con múltiples desoves a lo largo del año, siendo el verano la época de máxima expulsión de gametos; la talla de primera madurez se encontró en la clase de 326 - 330 mm., se presentan ejemplares con gónadas maduras desde los 159 mm; la fecundidad promedio fue de $79,805 \pm 3,990$ ovocitos, para un rango de talla de 400 a 449 mm.

ÍNDICE

1.- Introducción	1
2.- Antecedentes	6
3.- Objetivos	13
4.- Metodología	14
4.1.- Técnicas histológicas	15
4.2.- Análisis microscópico gonadal	16
4.3.- Madurez gonadal	17
4.4.- Fecundidad	18
5.- Resultados	23
5.1.- Anatomía macroscópica del aparato reproductor	24
5.2.- Anatomía microscópico de las gónadas	25
5.2.1.- Ovarios	25
5.2.1.1.- Tipos de ovocitos	26
5.2.1.2.- Folículos postovulatorios	28
5.2.1.3.- Estados atrésicos	29
5.2.2.- Testículos	36
5.3.- Madurez gonadal	38
5.3.1 Hembras	38
5.3.2.- Machos	39
5.3.3.- Variaciones de la madurez gonadal	45
5.3.3.1.- Mensual	45

5.3.3.2.- Estacional	46
5.3.4.- Análisis de los estadios atrésicos	59
5.3.5.- Índice gonádico	60
5.3.6.- Talla de primera madurez	61
5.3.7.- Proporción de sexos	62
5.4.- Fecundidad	64
6.- Discusión	67
6.1.- Análisis microscópico gonadal	67
6.2.- Madurez gonadal	68
6.3.- Fecundidad	71
6.4.- Recomendaciones	73
7.- Conclusión	75
8.- Bibliografía	76
9.- Anexos	83
Anexo 1.- Técnica de deshidratación de Theilacker	83
Anexo 2.- Técnica Hematoxilina - Eosina (H-E)	84

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. 1.- Fotografía del chano <i>Micropogonias megalops</i> .	4
Fig. 2.- Área de pesca de donde provienen las muestras del chano <i>Micropogonias megalops</i> .	5
Fig. 3.- Esquema de las gónadas del chano.	21
Fig. 4.- Ovocitos hidratados fijados en formol al 10%.	21
Fig. 5.- Tejido capsular del ovario.	31
Fig. 6.- Tejido capsular, trabécula y ovocitos.	31
Fig. 7.- Ovocitos no vitelados.	32
Fig. 8.- Ovocitos parcialmente vitelados.	32
Fig. 9.- Ovocitos vitelados.	32
Fig. 10.- Ovocitos hidratados.	32
Fig. 11.- Folículo postovulatorio joven.	33
Fig. 12.- Folículo postovulatorio viejo.	33
Fig. 13.- Alfa atresia en ovocitos no vitelados.	34
Fig. 14.- Alfa atresia en ovocitos vitelados.	34
Fig. 15.- Beta atresia.	34
Fig. 16.- Gamma atresia.	35
Fig. 17.- Delta atresia.	35
Fig. 18.- Testículo.	37
Fig. 19.- Acercamiento al testículo.	37
Fig. 20.- Tubo seminífero.	37

Fig. 21.- Acercamiento a los gametos masculinos.	37
Fig. 22.- Ovario en etapa gametogénica.	42
Fig. 23.- Ovario en etapa de maduración.	42
Fig. 24.- Ovario en etapa madura.	42
Fig. 25.- Ovario en etapa de desove.	42
Fig. 26.- Testículo en etapa indiferenciada.	43
Fig. 27.- Acercamiento al testículo en etapa indiferenciada.	43
Fig. 28.- Testículo en etapa gametogénica.	43
Fig. 29.- Testículo en etapa de maduración.	44
Fig. 30.- Testículo en etapa madura.	44
Fig. 31.- Testículo en etapa de liberación de gametos.	44
Fig. 32.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para 1993.	50
Fig. 33.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para 1994.	50
Fig. 34.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para 1995.	51
Fig. 35.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para el periodo 1993 - 1995.	51
Fig. 36.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para 1993.	52
Fig. 37.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para 1994.	53
Fig. 38.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para 1995.	54

Fig. 39.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , para el periodo 1993 - 1995.	55
Fig. 40.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , sin distinción sexual; para los años de 1993 y 1994.	56
Fig. 41.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano <i>M. megalops</i> , sin distinción sexual; para el año de 1995 y el periodo 1993 - 1995.	57
Fig. 42.- Comportamiento mensual de la etapa de expulsión de gametos del chano <i>M. megalops</i> , en comparación con la temperatura del agua en la costa Noroccidental del Golfo de California.	58
Fig. 43.- Variación mensual de los estadios atrésicos del chano <i>M. megalops</i> , para el periodo 1993 - 1995.	60
Fig. 44.- Clase de talla de primera madurez del chano <i>M. megalops</i> , para el periodo comprendido de 1993 a 1995.	63

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla I.- Desembarco de chano <i>Micropogonias sp.</i> de 1984 a 1996 en el puerto de San Felipe.	5
Tabla II.- Hoja de registro de datos.	22
Tabla III.- Desembarco mensual de chano <i>Micropogonias sp.</i> en el puerto de San Felipe, durante en periodo 1993 - 1995.	49
Tabla IV.- Índice gonádico para el periodo 1993 - 1995.	61
Tabla V.- Talla de primera madurez para el chano <i>M. megalops</i> .	62
Tabla VI.- Proporción sexual del chano <i>M. megalops</i> .	62
Tabla VII.- Análisis de varianza múltiple entre las regiones ant-med-post, y las gónadas derecha-izquierda.	65
Tabla VIII.- Análisis de varianza múltiple entre las regiones ant-med-post, para la gónada izquierda.	65
Tabla IX.- Análisis de varianza múltiple entre las regiones ant-med-post, para la gónada derecha.	66
Tabla X.- sumario estadísticas descriptivas.	66

1.- INTRODUCCIÓN

El análisis del proceso reproductivo es de gran importancia para el manejo adecuado de los recursos pesqueros; procesos como la madurez gonadal (grado de madurez o desarrollo de los gametos), talla de la maduración, fecundidad (número de huevos liberados en cada puesta), proporción sexual, tipo y ritmo del proceso de desove, así como la dinámica poblacional; proporcionan en su conjunto conocimientos sobre la reproducción de la población, que a su vez permitirá establecer tallas de primera madurez, lugar y momento de reproducción, duración del ciclo reproductivo y potencial reproductivo. Esta información es indispensable para la administración de la pesquería, siendo utilizada para evaluar la talla mínima de captura, organizar la pesca en lugares y momentos apropiados, limitar la pesquería de poblaciones sobreexplotadas (vedas), regular las pesquerías en las que se explotan dos o más poblaciones de distinta fecundidad, entre otros aspectos (Holden y Raitt 1975; Hoyos 1988; Castro *et al.* 1994).

Un recurso que ha sido subutilizado e incluso regresado al mar como basura es la fauna de acompañamiento que se obtiene de la captura del camarón, fundamentalmente por la falta de conocimiento sobre las especies de las capturas,

además del bajo valor comercial y los altos costos de comercialización (Amezcuca, 1985); si bien es cierto que en nuestro país es un recurso subutilizado, también es cierto que se realizan esfuerzos para que esta sea aprovechada, ya que representa una alternativa para proporcionar los requerimientos proteicos que necesita el pueblo mexicano (Morrissey, 1985; Allsopp, 1985).

El chano es una especie acompañante de la pesca del camarón en el alto golfo y que en el pasado era poco valorado; actualmente la pesquería del chano es una alternativa a la sensible crisis camaronera en el alto Golfo de California (Roman, 1996); la pesquería del camarón representa la principal derrama económica de la zona del alto golfo y debido a la fuerte presión pesquera, los volúmenes de captura han disminuido drásticamente en los últimos 5 años lo que ha ocasionado una fuerte crisis económica en esta zona. (Morales-Abril, 1993).

El chano o berrugato *Micropogonias megalops** es una especie que se distribuye del Golfo de California hasta Acapulco, Gro. México, que pertenece a la familia Sciaenidae; posee un cuerpo moderadamente elongado y comprimido lateralmente de color gris plateado con tonos naranjas en las aletas, presenta alrededor de 10 líneas oblicuas de color café-olivo oscuro a ambos lados del cuerpo, la segunda espina anal es fuerte y ancha; presenta además, varias barbas

* Clasificado por: Dr. Gorgonio Rufz Campos, Facultad de Ciencias, U.A.B.C.
Dr. Jose Luis Castro Aguirre, CICIMAR, La Paz, B.C.S.

pequeñas abajo del maxilar inferior sin formar penacho y su talla máxima es de por lo menos 40 cm (Thomson y McKibbin, 1978; Fischer *et al.* 1995). Fig. 1. Por su peso y talla individual *M. megalops* puede ser aprovechado directamente para consumo humano y se le encuentra de vez en cuando en el mercado nacional (Pérez-Mellado y Findley, 1985), pero en su mayoría es exportado como materia prima a los Estados Unidos donde es procesado y comercializado, en 1995 el 93% del chano fue exportado y el 7% restante fue comercializado en la localidad (SEMARNAP). A pesar de que la pesquería del chano va en aumento (tabla I), la información generada sobre la especie es muy escasa, por lo tanto, es de gran importancia generar información de su biología para su conservación y uso sustentable.

Los organismos que son utilizados en el presente trabajo fueron colectados por el proyecto Escama de Baja California del Centro Regional de Investigación Pesquera de El Sauzal de Rodríguez, Ensenada. B.C. durante el periodo de 1993 a 1995 en la parte norte del Golfo de California. Fig. 2. El alto Golfo de California comprende la parte noreste de Baja California y noroeste de Sonora; la fauna del golfo es representativa de tres regiones zoogeográficas: la región del Pacífico Este, la región Caribeña y la Provincia Californiana (región del Pacífico Noreste); presenta un número significativo de especies cosmopolitas, pantropicales y

especies que se encuentran únicamente en el golfo de California (Brusca, 1980). La ictiofauna del alto Golfo de California está caracterizada por un gran número de especies que se encuentran tanto en el golfo como en áreas más norteñas de la costa del Pacífico, así como por endemismos en la zona de entre 5 y 100 m de profundidad; se han registrado 259 especies de las cuales 22 son endémicas (Walker, 1960).

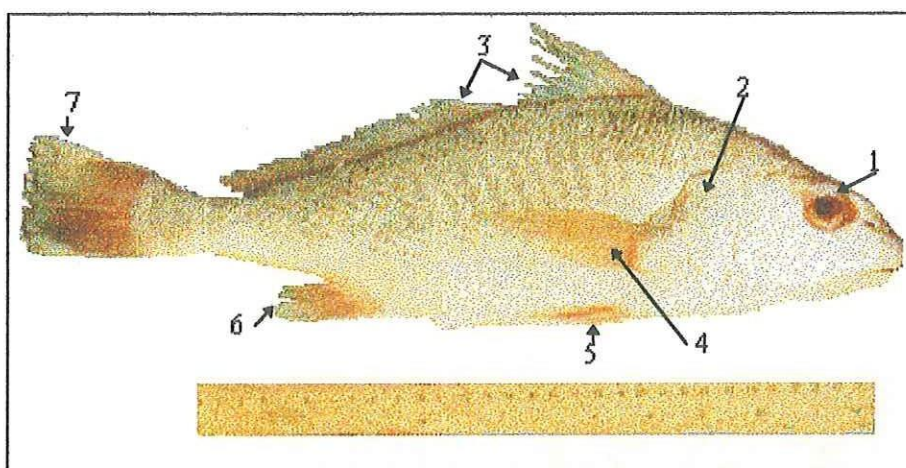


Fig. 1.- Fotografía del chano *Micropogonias megalops*. 1.- ojo; 2.- opérculo; 3.- aleta dorsal; 4.- aleta pectoral; 5.- aleta pélvica; 6.- aleta anal; 7.- aleta caudal.

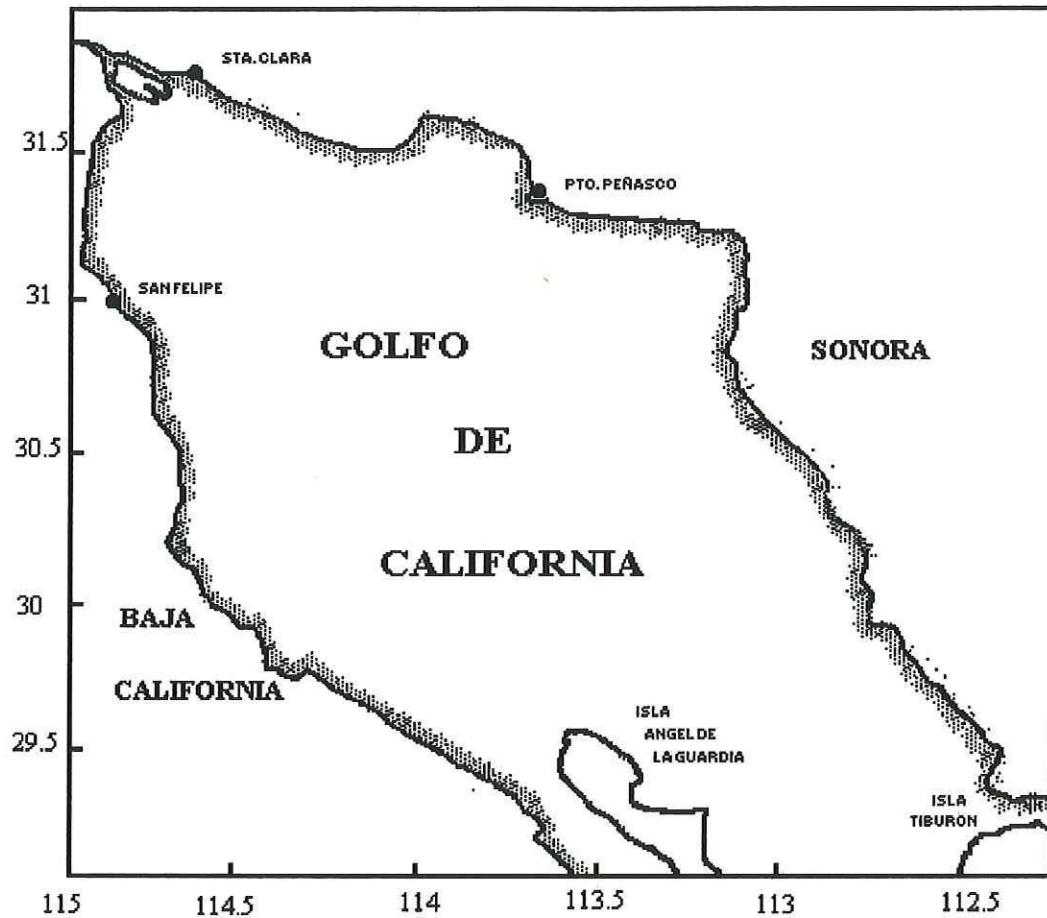


Fig. 2.- Área de pesca de donde provienen los muestreos del chano *Micropogonias megalops*.

Tabla I.- Desembarco de chano *Micropogonias sp.* de 1984 a 1997 en el puerto de San Felipe.

AÑO	kg.	AÑO	kg.
1984	251,809	1991	422,284
1985	105,770	1992	426,187
1986	105,658	1993	602,913
1987	118,171	1994	317,155
1988	99,990	1995	382,934
1989	157,032	1996	1'127,343
1990	172,687	1997*	7,935

* Valor hasta el mes de febrero

2.- ANTECEDENTES

En el estudio de la biología reproductiva de una especie primeramente se determina el tipo de reproducción que presenta, la reproducción puede ser total o parcial, en los reproductores totales los gametos se desarrollan sincrónicamente y son desovados en un solo periodo reproductivo claramente definido, este tipo de reproducción es común en las especies de aguas boreales; en los reproductores parciales la maduración de sus gametos es asincrónica, esto es presenta gametos en diferentes fases de desarrollo antes y durante el desove, generalmente son especies de aguas tropicales y subtropicales (García-Cagide *et al.* 1982; Holden y Raitt 1975).

La madurez gonadal se refiere al grado de madurez de las células gaméticas en los ovarios y testículos de los peces y no si, el pez esta sexualmente maduro, para esto último se utiliza el término de primera madurez para indicar que un pez se reproduce por primera vez (Holden y Raitt 1975); la forma más sencilla para determinar la madurez gonadal es utilizando las características anatómicas del pez, la utilización de este criterio anatómico da resultados subjetivos; la otra forma, es obtener resultados más exactos, con la utilización de

métodos histológicos, que, además de indicar el grado de madurez gonadal, proporciona información sobre la anatomía microscópica de los componentes gonadales, como tipos de ovocitos, ovocitos atrésicos y folículos postovulatorios; estructuras que permiten identificar con mayor posibilidad de acierto el grado de madurez de los ovarios (Hunter y Macewicz 1985a; Hunter y Macewicz 1985b; Karlou-Riga y Economidis 1996); Hunter y Macewicz en 1985a utilizan los estadios atrésicos de los ovarios de la anchoveta norteña *Engraulis mordax* para caracterizar su biología reproductiva, en donde se definen tres estados atrésicos: 1) indica que la población está en desove, 2) pronostica el fin del desove, 3) indica cuando fue el desove; este tipo de análisis respalda la información de madurez gonadal.

La fecundidad se refiere a el número de ovocitos que son liberados en cada puesta (batch fecundity), la estimación de la fecundidad depende de varios factores, del número absoluto de huevos puestos, además, si es reproductor parcial o total y del grado de diferenciación de los ovocitos (Holden y Raitt 1975).

En los reproductores totales la manera más exacta es contar todos los ovocitos, se puede realizar con una maquina contadora, pero es muy lento el disgregado del tejido y hacerlo a mano es casi imposible, por lo cual se estiman los números por submuestras, lo cual hay dos maneras de hacerlo, por

gravimétrica o volumétrica, ambos métodos son laboriosos y tardados (Tangler 1978; Holden y Raitt 1975; Lo *et al.* 1986).

En los reproductores parciales es difícil la determinación de la fecundidad ya que los ovocitos pueden no estar diferenciados o bien algunos que ya se desarrollaron fueron desovados, algunas formas tradicionales para determinar la fecundidad en los desovadores parciales son: contar todos los ovocitos de mayor tamaño, contar los ovocitos con vitelo o bien establecer un diagrama de tamaño-frecuencia de diámetro de los ovocitos para separar la moda mas avanzada bajo el supuesto que serán desovados, estos métodos además de ser tardados son poco precisos. Un método que se aplica correctamente a los desovadores parciales fue desarrollado por Hunter y Golberg en 1980 utilizando los ovocitos hidratados, este método se basa en la descripción de Fulton 1898 el cual indica que los ovocitos que van a ser desovados se hidratan antes del desove, lo cual hace a los ovocitos aumentar su volumen y se vuelven transparentes o translúcidos; este método permite determinar la fecundidad parcial contando los ovocitos hidratados de submuestras de las gónadas y tiene la ventaja de que se realiza en poco tiempo y con alta precisión en comparación con los métodos tradicionales, la desventaja es que la hidratación se da en un corto periodo de tiempo antes del desove.

Los estudios sobre fecundidad y madurez gonadal están enfocados a especies de interés comercial como el abulón rojo *Haliotis rufescens* (Molina,

1982), el mejillón *Mytilus californianus* (Hoyos, 1988), anchovetas *Engraulis sp.* (Tapia *et al.* 1988 y Cotero, 1988), sardinas *Sardinops sp* y *Opisthonema sp.* (Lo *et al.* 1986, Alegre y Alheit, 1986; Castro *et al.* 1994) y macarelas *Scomber japonicus* (Gluyas-Millan, 1994); entre otras especies.

Entre los estudios sobre fecundidad y madurez gonadal resaltan los realizados sobre las sardinas y anchoveta, por ser unas de las pesquerías más importante a nivel mundial; entre estos encontramos los de: Lo, *et al.* en 1986, en el cual determinan la fecundidad parcial de la sardina peruana *Sardinops sagax*; Alegre y Alheit en 1986 describen un nuevo método para la determinación de la fecundidad de la sardina peruana *Sardinops sagax*; Tapia, *et al.* en 1988 determinan la madurez gonadal y fecundidad en la anchoveta *Engraulis mordax mordax* de la subpoblación central; Cotero en 1988 que realiza un análisis comparativo del ciclo reproductivo, madurez y fecundidad de la anchoveta *Engraulis mordax mordax* en el período 1981-1983; Castro *et al.* en 1994 determinan la fecundidad de la sardina crinuda *Opisthonema bulleri* en las costas de Sinaloa, Nayarit y Jalisco, México.

La explotación del género *Micropogonias* se realiza principalmente en el Atlántico y en algunos países su pesquería es relevante; entre los estudios que resaltan sobre este género se encuentra el de Castello 1985 en el estuario de la Laguna dos Patos, Brasil; Couseeau 1985 en el Río de la Plata; Musick y

Coluocoresses 1985 en la Sonda de Chesapeake; Alvarez y Blanco 1985 en complejos lagunares y estuarinos en el caribe colombiano; Ross y Epperly 1985 en la sonda Pamlico y tributarios adyacentes en Carolina del Norte, todos ellos sobre distribución y abundancia principalmente en larvas y juveniles. Entre los estudios sobre madurez sexual y fecundidad de género se encuentran los trabajos de: Manickchand-Heileman y Kenny 1990 sobre la reproducción, edad y crecimiento de *M. furnieri* en Trinidad, en este trabajo menciona que la reproducción ocurre durante todo el año con un pico de febrero a agosto, con una relación sexual de 1:1.3 y un rango de fecundidad de 17×10^3 a 37×10^3 huevos por pez de 27.6-57.2 cm de longitud total; Morse 1980 estudia la madurez, desove y fecundidad del *M. undulatus* en el norte de Cabo Hatteras en Carolina del Norte, en su trabajo indica que la longitud en que el 50% de la especie madura, presenta diferencias significativas en ambos sexos, en 1975 de 22.35 cm en machos y 23.27 cm en hembras y durante 1976 de 18.71 y 18.52 cm para machos y hembras respectivamente, además que presenta desoves parciales que inician en septiembre con un pico en octubre y termina en diciembre y que presenta un rango de fecundidad de 100,800 a 1,742,000 para peces de 196 a 390 mm de longitud total; Nahum y Vazzoler 1987 en su estudio sobre la biología reproductiva de *M. furnieri*, mencionan que el desove se presenta durante todo el año; y el de Castello 1986 sobre distribución, crecimiento y maduración sexual en

juveniles de la corvina *M. furnieri*, indica en su trabajo que la maduración sexual en ambos sexos inicia en septiembre-octubre y termina en abril-mayo.

En el Pacífico mexicano la pesquería de este género es reciente y comprende tres especies, *M. atipinnis* Gunther, con una distribución del Golfo de California hasta Panamá, *M. ectenes* Jordan y Gilbert, que se distribuye al sur del Golfo de California hasta Guerrero, México. y *M. megalops* Gilbert, que se le encuentra desde la parte norte del Golfo de California hasta Acapulco, México. (Arvizu, 1971; Thomson y McKibbin, 1978; Fischer *et al.*, 1995).

La pesquería del chano *Micropogonias sp.* en el Pacífico mexicano es reciente y va en aumento al ser una alternativa a la crisis que presenta la pesquería del camarón, esto se observa claramente en el volumen de chano desembarcado en el puerto de San Felipe (tabla I) cifras que muestran el aumento que tiene la pesquería del chano (SEMARNAP). A pesar del aumento en las capturas del chano los estudios sobre las especies son escasos; Arvizu 1971, realiza un estudio sobre la edad y crecimiento del chano *M. altipinnis* en la parte norte del Golfo de California, indica que esta especie se incorpora a la fauna de acompañamiento del camarón a los 180 mm de longitud, que presenta una talla máxima de 315 mm y un peso máximo de 654.54 g., para una hembra de 200 mm de longitud patrón estimó 200,000 huevecillos en sus ovarios y que los ejemplares más pequeños con gónadas maduras presentan una talla de 100 mm; Barajas y González 1977,

realizan observaciones sobre el crecimiento y edad de *M. ectenes* en Bahía Magdalena, B.C.S., en este estudio indican una talla de maduración de 37 cm para los machos y de 42 cm para las hembras y un periodo de desove que va de noviembre a febrero. En los estudios sobre la especie *M. megalops* Estrada y Villanueva 1992, indican su abundancia en el Delta del Río Colorado; Villanueva en 1992, determinó la composición de la dieta en juveniles del chano en el estuario del Río Colorado; Zayas y Roman en 1988, describen los estadios post-larva y juvenil; y Mearns *et al.* en 1977, realizan estudios sobre un melanoma en chano; en 1993 el Centro Regional de Investigación Pesquera de El Sauzal de Rodríguez, Ensenada, inician estudios sobre esta especie y recientemente en junio de 1996 se inició un estudio poblacional del chano *M. megalops* por parte del Centro de Investigación y Desarrollo de los Recursos Naturales del Estado de Sonora, coordinado por Martha Roman.

3.- OBJETIVOS

I.- Describir las características histológicas de la gónada de *Micropogonias megalops*.

i .- Determinar los tipos de ovocitos y folículos postovulatorios.

ii.- Determinar el grado de madurez gonadal de las muestras.

II.- Determinar la talla de primera madurez para el chano *Micropogonias megalops*.

III.- Estimar la fecundidad del chano *Micropogonias megalops*

4.- METODOLOGÍA

Los organismos que se utilizaron, en el presente estudio provienen de la flota camaronera del Golfo de California y capturas por redes agalleras de pesca libre (pangas), con base en el Puerto de San Felipe, mismos que fueron colectados por el Proyecto Escama del C.R.I.P. de El Sauzal de Rodríguez, Ensenada, B.C. durante el periodo 1993 a 1995.

En el laboratorio de histología del Centro Regional de Investigación Pesquera se recibieron las gónadas de 336 individuos. Para su estudio primeramente se aplican las técnicas histológicas de deshidratación, inclusión en parafina, cortes histológicos y tinción de los cortes, para obtener preparaciones fijas, las cuales son el material sobre las que se realizan los análisis microscópicos, de este modo se obtienen las características morfológicas de las gónadas y se tienen los elementos para la determinación del grado de madurez de las gónadas, así mismo se obtiene la información para identificar las muestras con las características apropiadas para la estimación de la fecundidad; a continuación se describe cada punto.

4.1.- TÉCNICAS HISTOLÓGICAS

Las gónadas se recibieron conservadas en formol al 10%, se sacan del formol y se escurren para tomar el peso mediante una balanza analítica Ohaus GT 210. De la parte central de la gónada se toma una muestra transversal de aprox. 3 mm de espesor, se etiquetan las muestras y se procedió a su procesamiento histológico, el cual consistió en deshidratarlas con la utilización de alcoholes mediante la técnica de Theilacker (anexo 1) esto se realizó en un procesador de tejidos American Optical, para posteriormente incluirlas en parafina con un incluidor Thermolyne, con las muestras en cubos de parafina se realizan los cortes histológicos de 5 a 7 micras de grosor en un microtomo American Optical, los cortes se colocan en porta objetos con su clave correspondiente y se procede a la tinción de los cortes histológicos aplicando la técnica topográfica de Hematoxilina de Harris y Eosina (anexo 2), por ultimo se cubren los cortes teñidos con resina sintética o bálsamo de Canadá para su conservación.

4.2.- ANÁLISIS MICROSCÓPICO GONADAL

El análisis microscópico se realizó en un microscopio compuesto Nova, identificando las características estructurales de las gónadas; para la descripción de los tipos de ovocitos, atresias y folículos postovulatorios, se utilizaron como base la clasificaciones realizada por Hunter y Macewicz 1985a y 1985b. que son sencillas y apropiadas para el propósito de este trabajo; en el caso de los folículos postovulatorios se modificó para indicar cuales son más viejos sin indicar tiempos con respecto al desove, ya que para determinar tiempos se necesitan realizar muestreos especiales en la época de desove o bien mantener organismos en cautiverio para realizar análisis histológicos de sus gónadas a intervalos de tiempo y clasificar los folículos postovulatorios por su deterioro en el tiempo con respecto al desove.

Las mediciones de los diferentes estadios de los ovocitos en las hembras se realizó con ovocito fijados en formol, en cambio en los machos se realizó en las preparaciones fijas ya que para tener una identificación correcta de los diferentes estadios de los gametos masculinos se necesita su tinción, para la medición se utilizó un micrómetro ocular calibrado adaptado al microscopio compuesto Nova.

De las diferentes estructuras identificadas se tomó fotografías, para lo cual se utilizó una película fotográfica en una cámara de 35 mm automática, equipada con un expositor y adaptada a un microscopio compuesto American Optical.

4.3.- MADUREZ GONADAL

La determinación de la madurez gonadal se realizó con base a las características morfológicas de la cápsula, tipos de ovocitos, folículos postovulatorios y vasos sanguíneos, que se presentan durante el desarrollo gonadal. La clasificación utilizada se tomó de Tapia *et al.* la cual es sencilla y apropiada para el propósito del trabajo.

Los datos obtenidos (tabla II) se registran en una base de datos dBase IV para realizar análisis mensuales y estacionales en los tres años, además se determinó la proporción de sexos durante los periodos anuales de 1993 a 1995.

Los datos se agrupan por clases de talla y se determinó la talla de la primera madurez, considerada al tener el 50% + 1 de organismos maduros, ésta se analizó para las hembras y machos anualmente, así como para el periodo 1993-1995.

El análisis de la madurez gonadal se respaldó con un análisis de los estadios atrésicos, el cual consiste en la clasificación de los estadios por el tipo y cantidad de ovocitos atrésicos, esta clasificación proporciona información del estado reproductivo de la población (Hunter y Macewicz 1985a); así como del índice gonadosomático IGL, el cual es un indicador del desarrollo gonadal, al exponer los cambios durante las etapas de madurez gonadal con el peso relativo de las gónadas, esto es al aumentar el peso de las gónadas conforme avanza el desarrollo de los gametos, se considera también la talla y el peso de los organismos; el peso en la gran mayoría de los peces es casi proporcional al cubo de la talla, esto da un índice que es aproximadamente proporcional al peso relativo de las gónadas. (Holden and Raitt, 1975; Tangler, 1978).

Para determinar el IGL se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{IGL} = \frac{\text{Peso gónadas}}{\text{Longitud total}} 3 \times 10^8$$

4.4.- FECUNDIDAD

La fecundidad del chano se determinó por el método de Hunter y Golberg 1980, ya que al utilizar ovocitos hidratados se tiene un menor riesgo de error al tener la seguridad de que estos serán desovados, además que son fácilmente distinguibles.

Una vez realizado el procesamiento histológico se identificaron las gónadas que por sus características (presencia de ovocitos hidratados y ausencia de folículos postovulatorios) se utilizaron para estimar la fecundidad.

De las muestras seleccionadas, se tomaron tres submuestras de 20 ± 1 mg, una de la región anterior, otra de la región media y la última de la región posterior, las muestras se toman de ambas gónadas derecha e izquierda (fig. 3); las submuestras se colocan en frascos con formol para separarlos por agitación con una pipeta, la agitación debe ser suave para no dañar los ovocitos, una vez disgregados se toman los ovocitos, se colocan en un porta objetos para el conteo de los ovocitos hidratados los cuales son fácilmente identificables por su gran tamaño y transparencia. (Fig. 4)

Para determinar la fecundidad se aplicó la siguiente formula:

$$F = \frac{1}{n} \sum_{i=1}^N \frac{Hi}{WSi} WO$$

Donde:

F = fecundidad parcial

Hi = número de ovocitos hidratados en la submuestra i

WSi = peso de la submuestra i en gramos

WO = peso del ovario en gramos

n = número de submuestras.

Los datos obtenidos se procesan estadísticamente con el paquete Statgraf, aplicando análisis de varianza múltiple para determinar si existen o no diferencias entre la posición de las submuestras y entre las gónadas derecha-izquierda.

La medición de los ovocitos hidratados se realizó con los ovocitos que se disgregaron en el recipiente en que se recibieron las gónadas ya que su diámetro no presenta alteraciones por manipulación, los ovocitos se toman con una pipeta del fondo de los recipientes, se colocan en un porta objetos y se les tomó la talla mediante un micrómetro ocular calibrado adaptado al microscopio compuesto Nova.

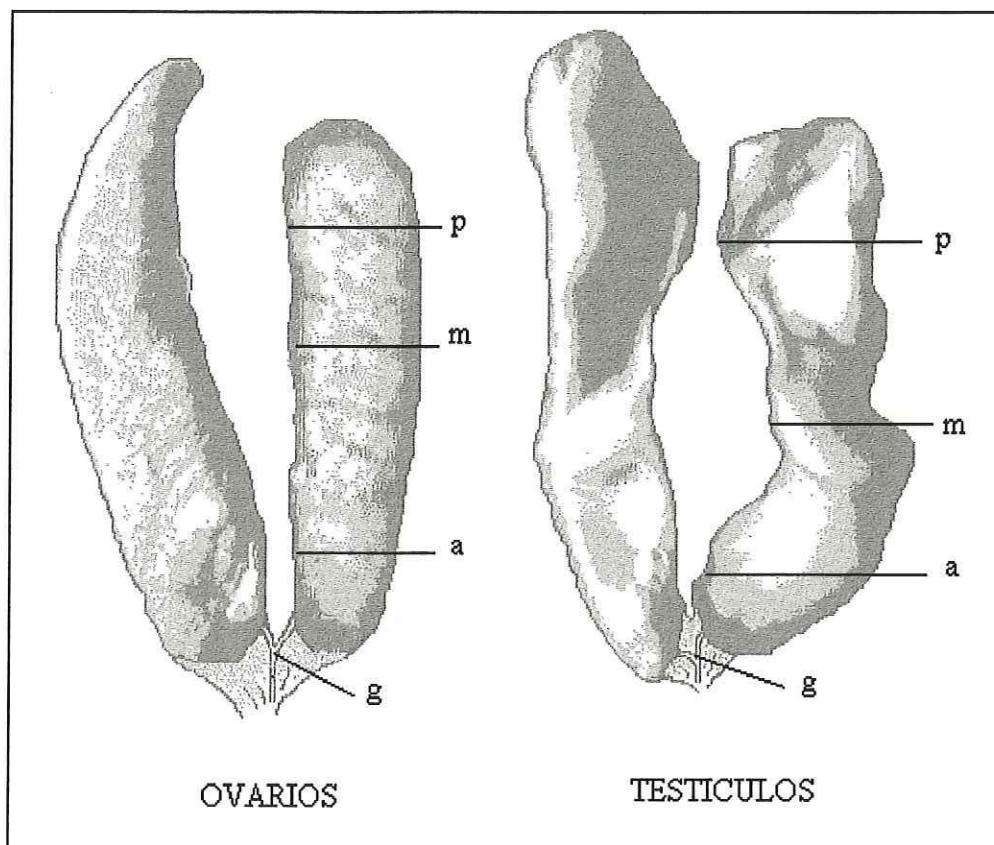


Fig. 3.- Esquema de las gónadas del chano *M. Megalops*, indica la posición del gonoducto y de las submuestras anterior (a), media (m) y posterior (p), utilizadas en la estimación de la fecundidad.

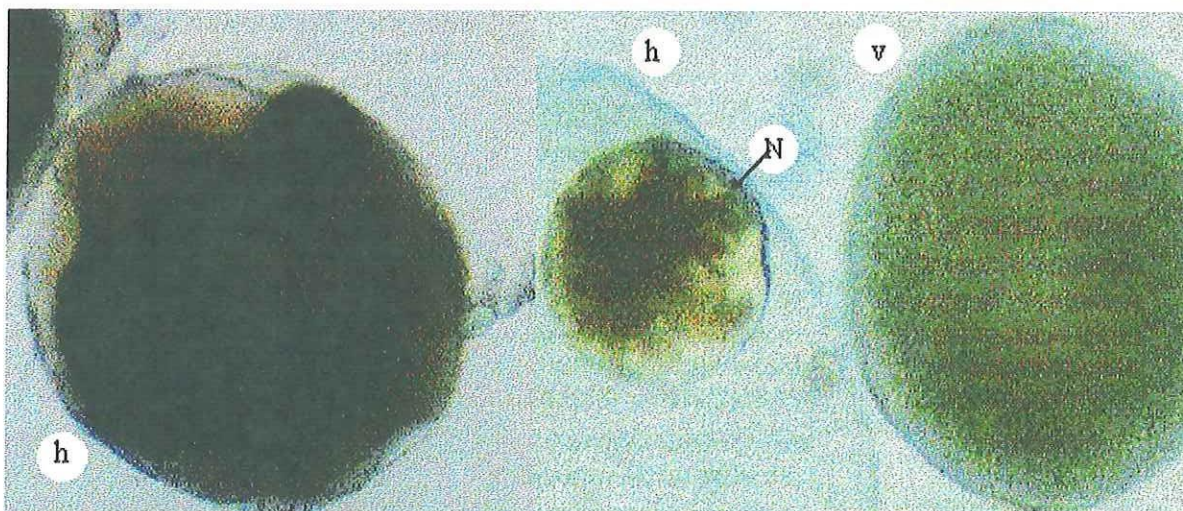


Fig. 4.- Ovocitos hidratados (h) fijados en formol al 10%, se observan claramente las diferencias que presentan con respecto a los ovocitos de modas menos avanzadas, en este caso un ovocito vitelado (v). N.- núcleo. (28X).

5.- RESULTADOS

Para conocer aspectos sobre la reproducción de un recurso pesquero, en este caso del chano *Micropogonias megalops*, es necesario conocer las características anatómicas del aparato reproductor de la especie, tanto macroscópica como microscópica, para obtener los elementos con los que se realiza la determinación de parámetros como la madurez gonadal, talla de primera madurez y fecundidad, entre otros aspectos; en el presente trabajo los resultados se presentan en el siguiente orden, primeramente se indican las características macroscópicas del aparato reproductor de ambos sexos, en seguida se presentan las características microscópicas de los ovarios y testículos, para continuar con la determinación de la madurez gonadal, las variaciones que presenta durante el periodo de 1993 a 1995 y los factores que influyen en estos resultados, así como su validación mediante la utilización de los estadios atrésicos e índices gonádicos, posteriormente se presentan los datos obtenidos sobre la talla de primera madurez, proporción sexual y por último se presentan resultados de la estimación de la fecundidad.

5.1.- ANATOMÍA MACROSCÓPICA DEL APARATO REPRODUCTOR

El aparato reproductor del chano *M. megalops* esta situado en la cavidad celómica en posición cefalo-caudal sostenido por el mesenterio, intercalado entre el plano urinario y el sistema digestivo.

El aparato reproductor de la hembra esta formado por un par de ovarios cilíndricos, con extremos redondeados; el oviducto se encuentra en posición dorsal unido a la región caudal para constituir el gonoducto; el ovario izquierdo generalmente es un poco más largo y voluminoso. Fig. 3.

El aparato reproductor del macho consta de un par de testículos alargados, planos bilobulados con pliegues en la parte ventral, con el extremos caudal agudo y el cefálico redondeado; el conducto espermático es central y se unen en la región caudal por medio de conductos espermáticos cortos para constituir el gonoducto; por lo general, el testículo izquierdo es también más largo y voluminoso. Fig. 3.

5.2.- ANATOMÍA MICROSCÓPICA DE LAS GÓNADAS

5.2.1.- OVARIOS

Están delimitados externamente por una gruesa cápsula de tejido conjuntivo denso regular rodeado externamente por un epitelio de revestimiento simple que va de plano a cúbico, con inserción de fibras musculares lisas formando dos capas, una en sentido longitudinal y la otra en sentido transversal, presenta abundantes fibras colágenas y vasos sanguíneos (fig. 5); internamente los ovarios están formados por el mismo tejido que la cápsula en forma de trabéculas que delimitan las cavidades foliculares, estas cavidades están revestidas en su interior por epitelio germinativo compuesto de una capa de células planas o cúbicas (fig. 6); en las cavidades foliculares se alojan los ovocitos, encontrando cuatro tipos fundamentales, los ovocitos no vitelados, parcialmente vitelados, vitelados e hidratados; cada ovocito esta rodeado por varias capas de células granulosa o foliculares planas a cúbicas y por una capa de células teca. En la ovulación los ovocitos hidratados salen a la luz de la cavidad folicular y al liberarse el ovocito de las células foliculares y teca, estas se colapsan y permanece en el ovario como un folículo evacuado o folículo postovulatorio; inicialmente estas estructuras son evidentes pero son rápidamente deteriorados y reabsorbidos, y se clasifican asignado una edad con respecto al desove, en este trabajo no se puede indicar el tiempo con respecto al desove por el tipo de muestreo, simplemente se indicó cuales fueron nuevos o viejos; también se encuentran en los ovarios ovocitos que no son viables, que en conjunto con el

folículo que les rodea sufren un proceso degenerativo y de reabsorción (atresia) formando estructuras atrésicas fácilmente reconocibles que han sido divididos en cuatro estadios: alfa, beta, gamma y delta, la abundancia de estas estructuras atrésicas varía dependiendo del estado reproductivo de la gónada.

Durante el proceso de maduración sexual los componentes del ovario presentan cambios morfológicos importantes que en conjunto permiten determinar el grado de madurez sexual de los organismos, en este caso se presentan cuatro etapas: gametogenica, maduración, reproductiva y desove.

5.2.1.1.- TIPOS DE OVOCITOS

OVOCITOS NO VITELADOS: Se presentan dos clases de ovocitos; el primero corresponde a ovocitos pequeños esféricos con núcleo central grande y basófilo, que se encuentra asociado al epitelio germinativo; y el otro tipo de ovocitos son más grandes también esféricos y un citoplasma basófilo y núcleo central acidófilo, el cual presenta un promedio de 9 nucléolos basófilos de tamaño variable y casi siempre adheridos a la membrana nuclear, las células de la granulosa son delgadas y alargadas, poco evidentes. El tamaño de los ovocitos no vitelados oscila entre 15.6 a 109.2 μ y un promedio de 50.26 μ . Fig. 7.

OVOCITOS PARCIALMENTE VITELADOS: Estos ovocitos tienen una forma esférica con citoplasma basófilo y núcleo acidófilo; este presenta un promedio de 15 pequeños nucléolos. Los ovocitos se caracterizan por presentar gránulos de vitelo en su citoplasma, la síntesis de los gránulos inicia en la zona

cercana a la membrana nuclear. Las células de la granulosa se hacen un poco más evidentes. Se presenta la zona radiata la cual es acidófila con las estriaciones características de la misma. Este tipo de ovocito se considera parcialmente vitelado desde el inicio de la vitelogénesis hasta que los gránulos de vitelo ocupan tres cuartos de su citoplasma. Su talla oscila entre 130 a 348.4 μ con un promedio de 215.34 μ . Fig. 8.

OVOCITOS VITELADOS: Se consideran ovocitos vitelados aquellos que presentan más de tres cuartos de su citoplasma lleno con gránulos de vitelo acidófilos. La membrana nuclear es poco evidente, el núcleo es menos acidófilo y contiene un promedio de 10 nucléolos. La zona radiata es claramente evidente y las células de la granulosa son muy delgadas. El tamaño de estos ovocitos comprende entre 369.2 a 594 μ con un promedio de 476.56 μ . Fig. 9.

OVOCITOS HIDRATADOS: En este tipo de ovocitos son considerados aquellos que han completado la migración nuclear al polo animal; presentan un citoplasma acidófilo homogéneo al fusionarse todos los gránulos de vitelo. La zona radiata es evidente; las células de la granulosa son muy delgadas y están muy unidas a las células tecaes. El tamaño de los ovocitos hidratados oscila entre 686.4 a 1069.2 μ con un promedio de 845.805 μ . Fig. 10.

5.2.1.2.- FOLÍCULOS POSTOVULATORIOS

Los folículos postovulatorios son el conjunto de células que rodean a los ovocitos y al ser estos liberados, los folículos se colapsan y quedan en la gónada como indicador del desove; inicialmente los folículos postovulatorios son una estructura evidente pero son rápidamente deteriorados y reabsorbidos, por lo que se clasifican con una edad asignada (tiempo de desove). La clasificación de los folículos postovulatorios se basa en la descripción de Hunter y Macewicz, 1985b; en el presente trabajo no se indica la edad del folículo con respecto al desove, el tiempo con respecto al desove es cualitativo, folículos jóvenes y folículos viejos.

FOLÍCULO JOVEN.- Estructura formada por células de la granulosa esféricas ordenadas en cadena, con núcleo picnótico en posición central, el folículo se observa colapsado con luz muy irregular, esta rodeado por células tecaes muy delgadas, en ocasiones se le encuentra en ovarios con presencia de ovocitos hidratados lo que indica que el desove tiene poco tiempo de haber iniciado; conforme se va reabsorbiendo la estructura pierde el ordenamiento celular y disminuye su tamaño. Fig. 11.

FOLÍCULO VIEJO.- Las células de la granulosa pierden el arreglo en cadena y se observan desorganizadas, siguen presentando forma redondeada; el folículo es compacto presentando una luz muy pequeña, esta rodeado por células tecaes poco evidentes; esta estructura puede confundirse con el estadio de beta atresia, la presencia de folículos viejos indica que ha pasado más tiempo con relación al desove. Fig. 12.

5.2.1.3.- ESTADIOS ATRÉSICOS

La atresia es el proceso de degeneración y reabsorción de los ovocitos y de su capa folicular que les rodea, los ovocitos atrésicos son utilizados para la identificación de ovarios en regresión, ya que a diferente grado de madurez del ovocito y abundancia de las atresias, hay diferencias con respecto al desove (Hunter y Macewicz 1985a).

ALFA.- Se considera que la alfa atresia presenta diferentes grados de atresia: ovocitos no vitelados, parcialmente vitelados y ovocitos vitelados, estos últimos se dividen en dos niveles por la cantidad de atresias, menos o más del 50%; la alfa atresia consiste en reabsorción de la mayor parte del ovocito y la capa folicular, la atresia inicia en la periferia de la estructura, el núcleo del ovocito se pierde y se forman gránulos basófilos en todo el ovocito, las células de la granulosa son poco evidentes; en los ovocitos vitelados la diferencia es la presencia de la zona radiata la que se engrosa, pierde su forma y es menos acidófila. Fig. 13 y 14.

BETA.- Es una estructura de forma irregular constituida por células de la granulosa de citoplasma incoloro con núcleo redondo y basófilo, se pueden presentar pequeñas vacuolas intracelulares basófilas, también se observan cavidades en su estructura que le dan un parecido a los folículos de 48 horas observados en la anchoveta noroesteña (Hunter y Macewicz 1985b), lo que se debe tomar en cuenta para evitar confusiones con folículos viejos del chano. Fig. 15.

GAMMA.- Este estadio presenta una estructura compacta de células de la granulosa con núcleos picnóticos basófilos, la gamma atresia esta muy bien delimitada y es de menor tamaño que los anteriores estadios atrésicos. Fig. 16.

DELTA.- La delta atresia esta formada por células de la granulosa que presentan una coloración café - amarillento (tinción H-E), esta asociada al tejido conjuntivo, puede o no estar rodeada por él o bien estar embebida en el tejido capsular, consta de dos o más células. Fig. 17.

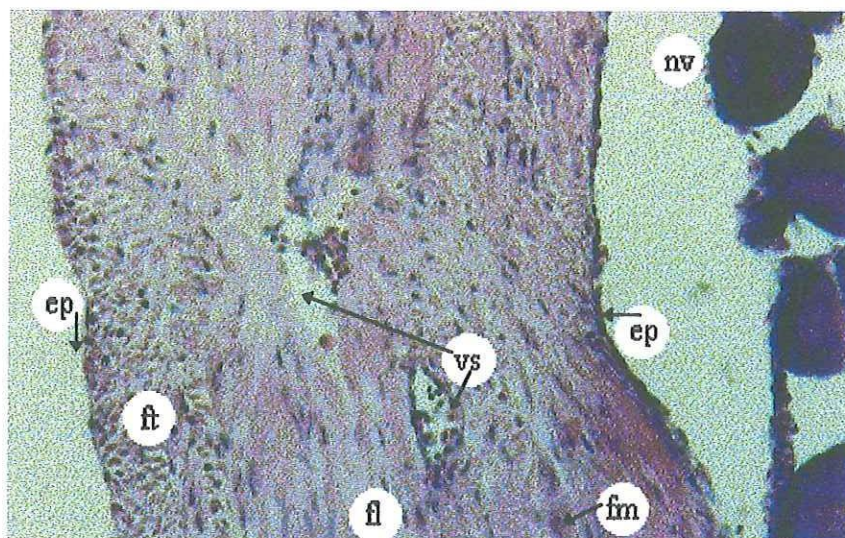


Fig. 5.- Tejido capsular del ovario delimitado por un epitelio de revestimiento (ep), la cápsula está formada por tejido conjuntivo denso con fibras musculares (fm), en dos direcciones transversal (ft) y longitudinal (fl), se observan vasos sanguíneos (vs) con presencia de elementos formes principalmente eritrocitos. nv: ovocito no vitelado. Téc. H-E (112x).

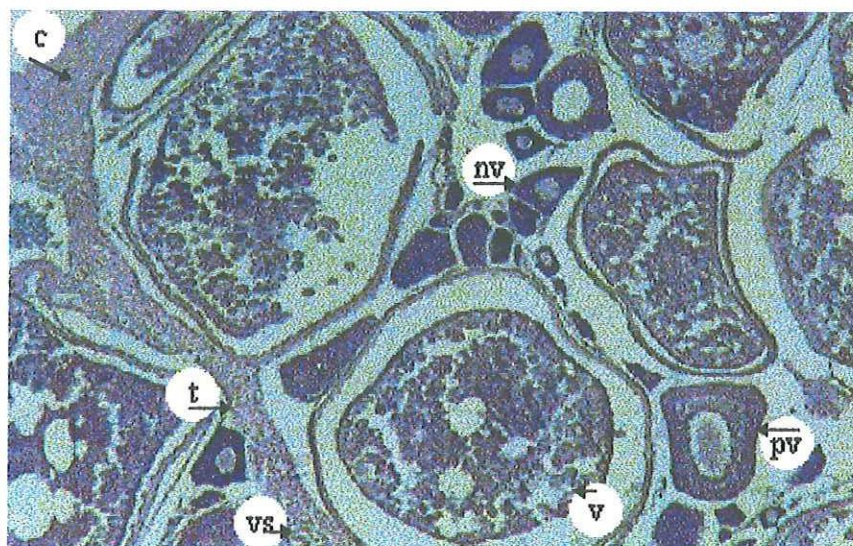


Fig. 6.- El tejido de la cápsula (c) penetra al interior de la gónada formando las trabéculas (t) hasta delimitar las cavidades foliculares, hay presencia de vasos sanguíneos (vs) y ovocitos en diferentes grados de maduración. nv: ovocito no vitelado; pv: ovocito parcialmente vitelado; v: ovocito vitelado. Téc. H-E. (28x).

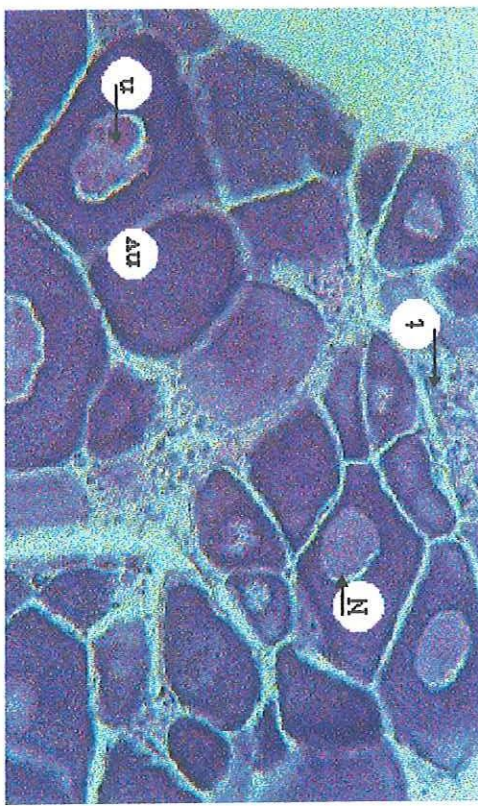


Fig. 7.- Ovocitos no vitelados (nv), con un gran cantidad de gránulos de vitelo (gv) en parte del citoplasma, núcleo (N) central con varios nucleolos (n), presenta la zona radiata (zr) y está rodeado por células de la granulosa (cg). Téc. H-E. (112x).

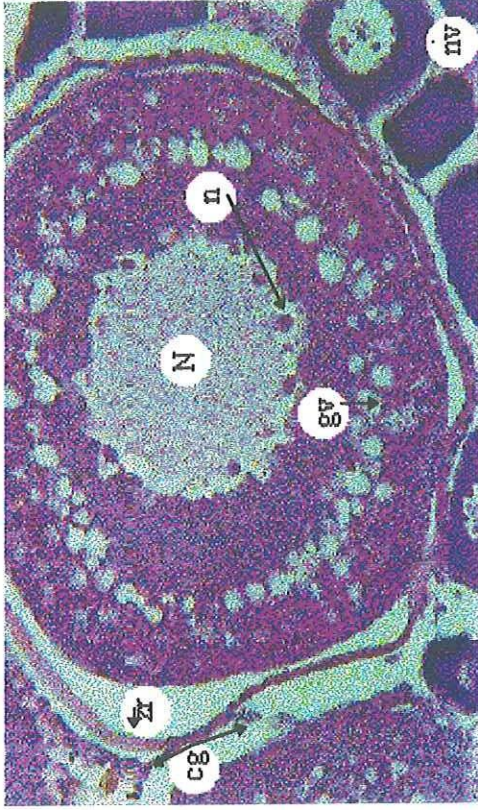


Fig. 8.- Ovocito parcialmente vitelado (pv), con gránulos de vitelo (gv) en parte del citoplasma, núcleo (N) central con varios nucleolos (n), presenta la zona radiata (zr) y está rodeado por células de la granulosa (cg). Téc. H-E. (112x).

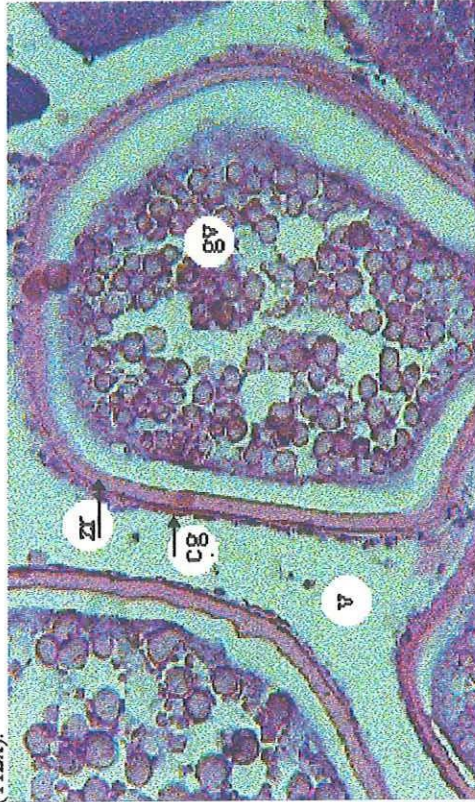


Fig. 9.- Ovocito vitelado (v) con un gran cantidad de gránulos de vitelo (gv) en su citoplasma, la zona radiata (zr) es muy evidente y las células de la granulosa son delgadas. Téc. H-E. (112x).

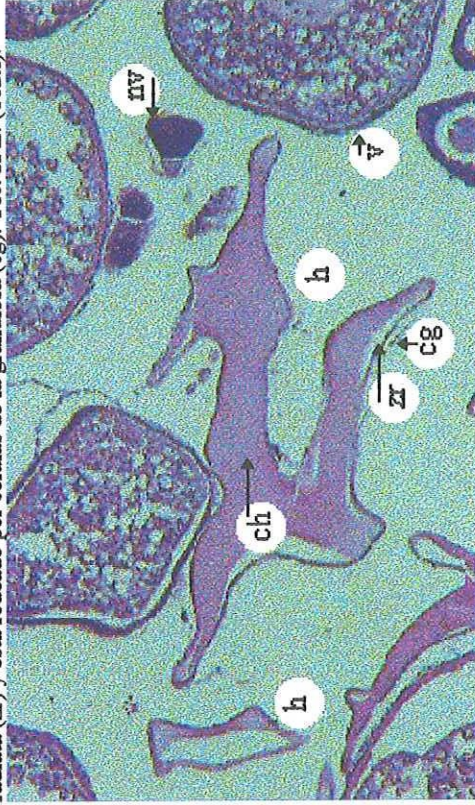


Fig. 10.- Ovocito hidratado (h) presenta un citoplasma homogéneo (ch), zona radiata (zr) y células de la granulosa (cg) poco evidentes; además se observan ovocitos no vitelados (nv) y vitelados (v). Téc. H-E. (28x).

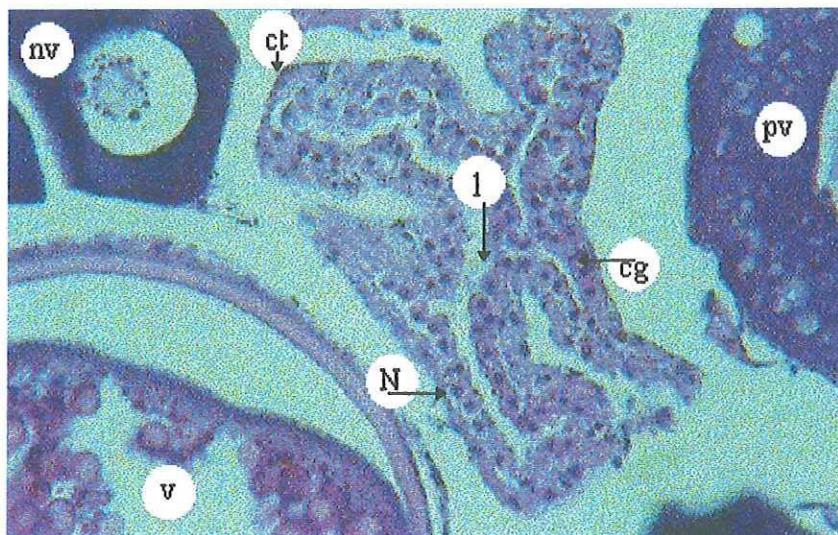


Fig. 11.- Folículo postovulatorio joven, estructura colapsada que presenta células de la granulosa (cg) redondeadas, con núcleo (N) picnótico, dispuestas en forma de cadena, la luz del folículo (l) es irregular, esta estructura está rodeada por células tecales (ct) poco evidentes. Téc. H-E. (112x).

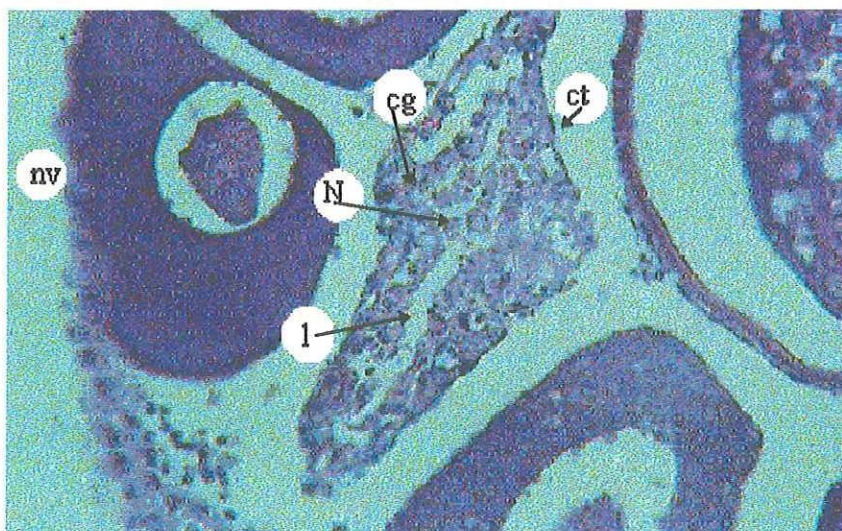


Fig. 12.- Folículo postovulatorio viejo, estructura compacta formada por células de la granulosa (cg) redondeadas con núcleos (N) picnóticos, rodeadas por células tecales (ct) poco evidentes, la luz del folículo (l) es muy reducida. Téc. H-E. (112x).

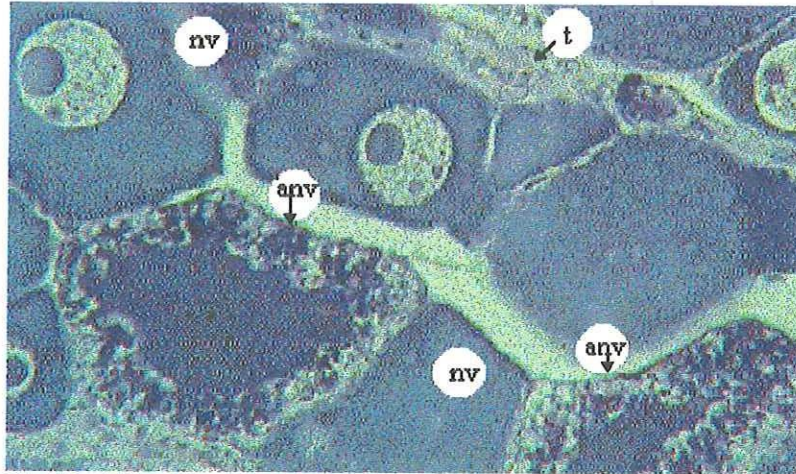


Fig. 13.- Alfa atresia en ovo. no vitelado (anv), al reabsorberse el ovocito forma vesículas basófilas en su citoplasma. Téc. H-E. (112x). (t) trabécula.

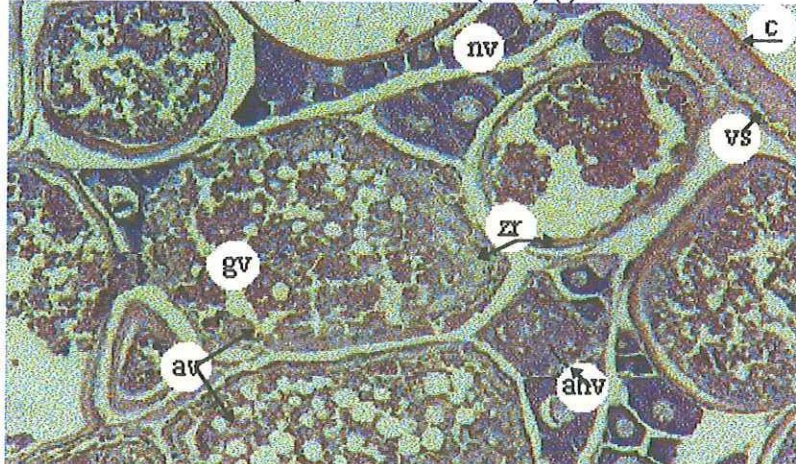


Fig. 14.- Alfa atrs. en ovo.vit. (av), la zona radiata (zr) deforme, gránulos de vitelo (gv) en reabs. Téc. H-E. (28x). c: cáp.; vc: vaso sang.; anv: atrs.ovo.no vit.

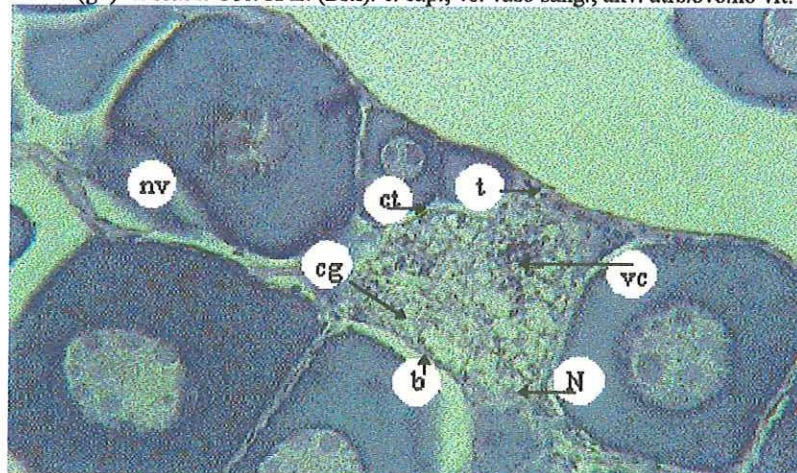


Fig. 15.- Beta atresia (b), formada por cél. granulosas (cg) de citoplasma inoloro y núcleo (N) picnótico; rodeada por cél. tecaes (ct); con vacuolas basófilas intracelulares Téc. H-E. (112x) t: trabécula; nv: ovo. no vitelado.

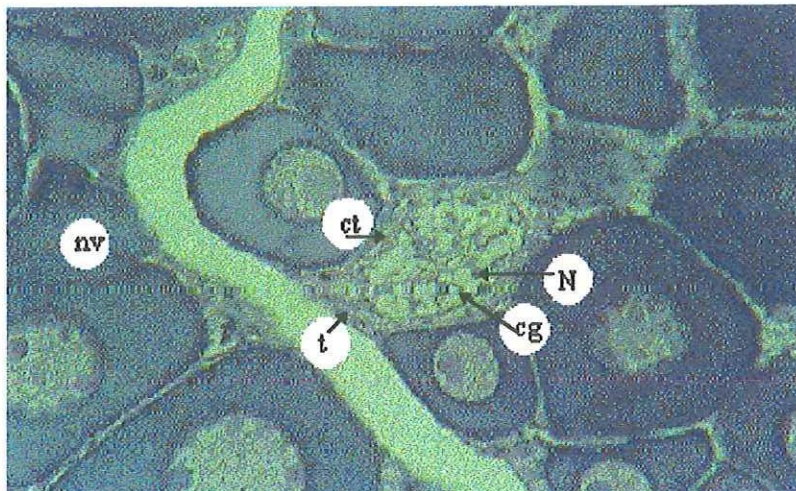


Fig. 16.- Gamma atresia, estructura compacta delimitada por capas de células tecales (ct), formada por células de la granulosa (cg) de citoplasma incoloro y núcleo picnótico (N). Téc. H-E. (112x). t: trabécula; nv: ovocito no vitelado.

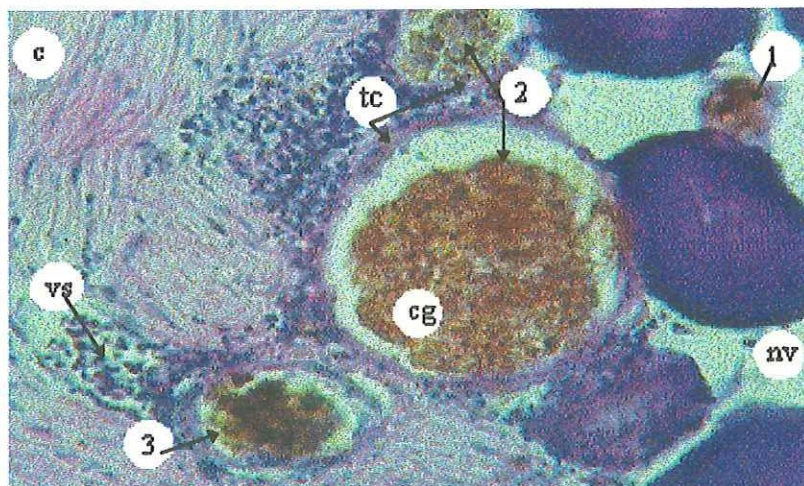


Fig. 17.- Delta atresia, estructura desorganizada de células de la granulosa (cg) de color café-amarillento, en la microfotografía se observan varias delta atresia; 1.- delta cercana a la cápsula (c); 2.- atresias rodeadas por tejido conjuntivo (tc); 3.- delta embebida en el tejido cápsular. Téc. H-E. (112x). vs: vaso sanguíneo.

5.2.2.- TESTÍCULOS

Al igual que los ovarios están delimitados por una cápsula de tejido conjuntivo denso regular que en este caso no es tan evidente, con fibras musculares lisas intercaladas con fibras colágenas y vasos sanguíneos, que penetran al testículo formando trabéculas constituyendo las cavidades espermáticas o tubos seminíferos (fig. 18 y 19), delimitadas internamente por un epitelio germinativo de células planas o cúbicas; en los tubos seminíferos se encuentran agrupados los diferentes tipos de células reproductivas clasificadas en cuatro tipos celulares: espermatogonias, espermátides, espermatocitos y espermatozoides, separados entre ellos por una delgada capa de tejido conjuntivo, y en la luz del folículo se observan espermatozoides maduros (fig. 20 y 21). Los conductos espermáticos presentan un epitelio de revestimiento de células planas a cuboides y se unen en la parte central del testículo formando la rete testis.

Los componentes del testículo presentan cambios conforme avanza la madurez de la gónada, encontrando en este caso, cinco diferentes etapas de madurez: indiferenciada, gametogénica, maduración, reproductiva y expulsión o liberación de gametos.

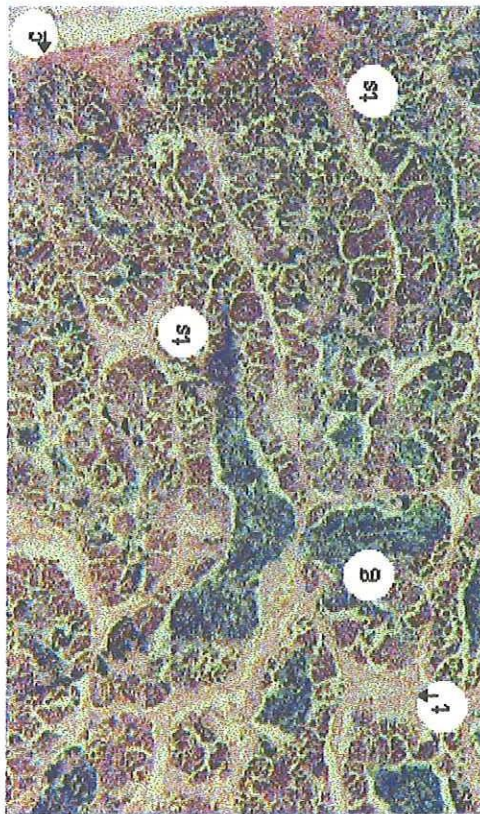


Fig. 18.- Testículo, se observa una delgada cápsula (c), trabéculas (t) que delimitan los tubos seminíferos (ts), los que contiene los gametos. Téc. H-E. (28x).

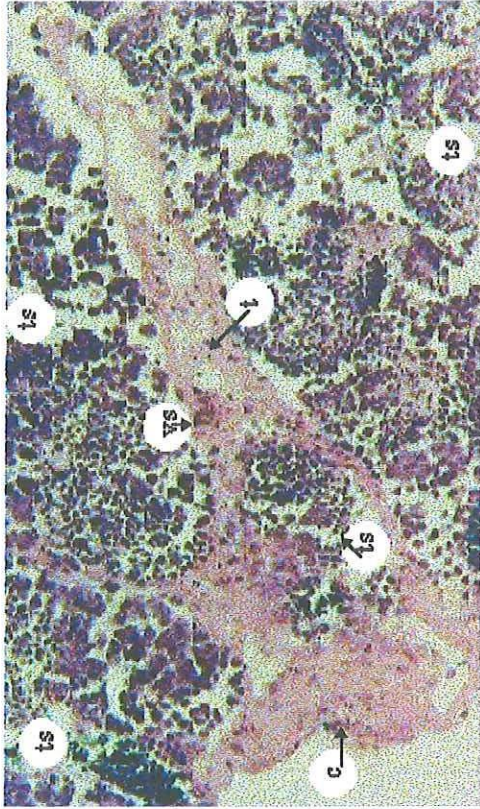


Fig. 19.- Acercamiento al testículo, se observa el escaso tejido capsular (c), además un vaso sanguíneo (vs) en la trabécula (t) que rodea el tubo seminífero (ts). Téc. H-E. (112x).

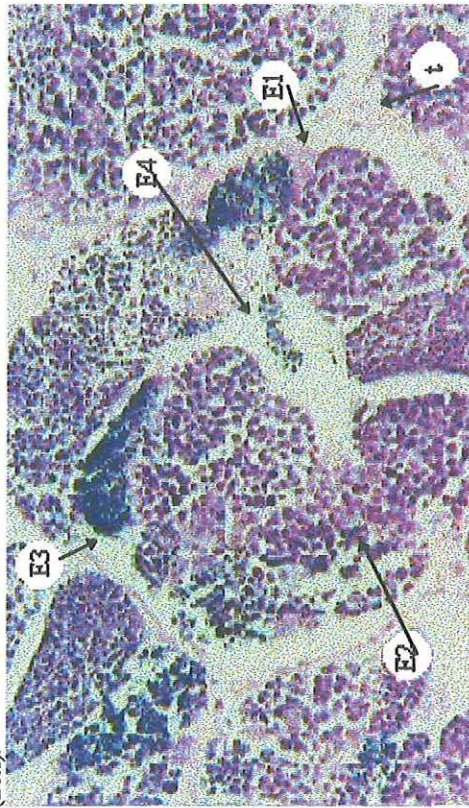


Fig. 20.- Los tubos seminíferos contienen gametos agrupados por grado de madurez, espermatogonias (E1), espermátocitos (E2), espermátides (E3) y espermatozooides (E4), t trabécula. Téc. H-E. (112x).

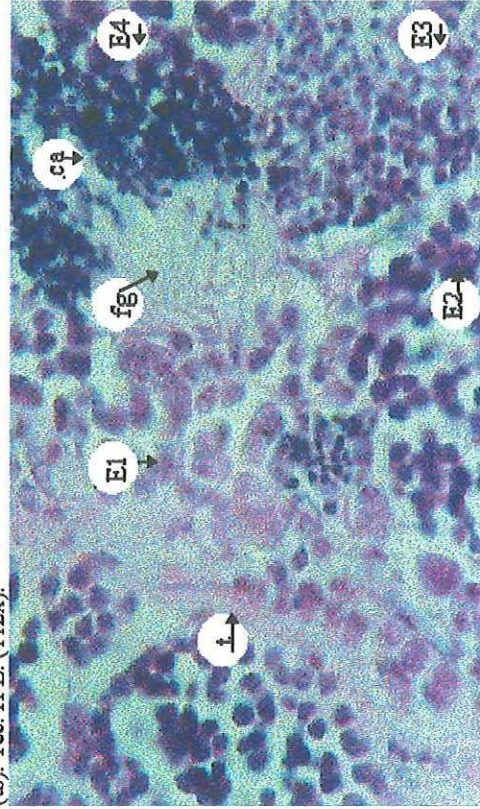


Fig. 21.- Acercamiento a gametos masculinos, espermatogonias (E1), espermátocitos (E2), espermátides (E3) y espermatozooides (E4), a estos últimos se les observa la cabeza (ca) y el flagelo (f), t trabécula. Téc. H-E. (280x).

5.3.- MADUREZ GONADAL

La madurez gonadal es el grado de madurez de los gametos en el pez, la clasificación se realiza dependiendo del grado de desarrollo y cantidad de los gametos, así como de los cambios que presentan el resto de los componentes de las gónadas (cápsula, trabéculas, vasos sanguíneos, atresias).

Se determinó cinco etapas de madurez gonadal en los machos: indiferenciada o inactivo, gametogénica, maduración, reproductiva o madura y expulsión o liberación de gametos (fig. 26-31); en las hembras se describen cuatro, al no encontrar organismos indiferenciadas (fig. 22-25), ésta clasificación es sencilla e indica claramente el comportamiento de la maduración asincrónica de los gametos del chano; Tapia *et al.* en 1988 establecen cinco escalas de madurez gonadal en la anchoveta *Engraulis mordax mordax*, basados en la descripción histológica de los tipos de ovocitos, de las estructuras atrésicas y de los cambios morfológicos de las gónadas.

5.3.1.- HEMBRAS

II ETAPA GAMETOGÉNICA.- Presenta una cápsula de tejido conjuntivo gruesa acidófila con trabéculas finas, con vasos sanguíneos evidentes dentro del tejido capsular y poco evidentes en la parte interna de la gónada. Las cavidades foliculares son pequeñas y el epitelio germinativo presenta abundantes ovocitos no vitelados. Fig. 22.

III ETAPA DE CRECIMIENTO O MADURACIÓN.- Es una etapa en que el tejido conjuntivo es más acidófilo y abundante. Los vasos sanguíneos presentan muchos elementos formes tanto en la cápsula como en las trabéculas. Las cavidades foliculares aumentan su tamaño conforme van madurando los ovocitos; predominan los ovocitos parcialmente vitelados, aunque es posible observar ovocitos no vitelados y pocos ovocitos vitelados. Fig. 23.

IV ETAPA REPRODUCTIVA O MADURA.- El tejido conjuntivo es denso y presenta un mayor número de vasos sanguíneos con abundantes elementos formes. Las cavidades foliculares son muy amplias y pueden observarse todos los tipos de ovocitos; sin embargo su característica es la abundancia de ovocitos vitelados, en los organismos próximos a desovar abundan los ovocitos hidratados. Fig. 24.

V ETAPA DE DESOVE.- Se incluyen en ésta etapa los organismos con presencia de folículos postovulatorios, hay presencia de diferentes tipos de ovocitos, los vasos sanguíneos son de gran tamaño con muchos elementos formes, el tejido de las trabéculas y de la cápsula es laxo. Fig. 25.

5.3.2.- MACHOS

I ETAPA INDIFERENCIADA O INACTIVA.- La cápsula de tejido conjuntivo es laxa y acidófila; su abundancia es variable, presenta vasos sanguíneos evidentes, los tubos seminíferos son pequeños y numerosos, están

compuestos de células epiteliales indiferenciadas cúbicas de gran tamaño, que presentan un citoplasma con poca afinidad a los colorantes y núcleo basófilo. Individuos que ya han expulsado su gametos pueden presentar espermatozoides en la luz de algunos tubos seminíferos y en la rete testis, pero estos serán reabsorbidos. El tamaño de las células indiferenciadas oscila entre 8.73 y 15.52 μ con un promedio de 11.29 μ . Fig. 26 y 27.

II ETAPA GAMETOGÉNICA.- En esta etapa, el tejido conjuntivo capsular es más abundante y acidófilo, las trabéculas son finas y los vasos sanguíneos poco evidentes; los folículos aumentan de tamaño conforme avanza la maduración de los gametos, el tipo celular dominante son los espermatocitos, las espermatogonias son numerosas y se observan también espermátides y espermatozoides pero en menor cantidad. El tamaño de las espermatogonias oscila entre 3.88 a 11.64 con un promedio de 7.03 μ y el de los espermatocitos entre 1.94 a 4.85 con un promedio de 3.15 μ . Fig. 28.

III ETAPA DE CRECIMIENTO O MADURACIÓN.- El tejido conjuntivo es más evidente, las trabéculas son más densas y aumenta la cantidad de vasos sanguíneos; el tipo celular dominante son las espermátides, los espermatozoides aumentan su número en la luz de la cavidad folicular, se presentan también espermatogonias y espermatocitos en una cantidad menor. Los diferentes tipos de gametos se disponen en grupos en la cavidad folicular. El tamaño de las espermátides oscila entre 0.97 a 1.94 presentando un promedio de 1.44 μ . Fig. 29.

IV ETAPA REPRODUCTIVA O MADURA.- En esta etapa se presenta un tejido conjuntivo denso muy acidófilo, con vasos sanguíneos muy evidentes y cavidades foliculares completamente llenas de espermatozoides y pueden observarse incluso en la rete testis; el epitelio germinativo tiene muy poca o nula actividad, pueden presentar espermatogonias, espermatoцитos y espermátides en un número muy reducido. El tamaño de los espermatozoides oscila entre 26.19 a 46.56 con un promedio de 35.39 μ . Fig. 30.

V ETAPA DE EXPULSIÓN O LIBERACIÓN DE GAMETOS.- El tejido conjuntivo se observa flácido y menos acidófilo, presenta vasos sanguíneos evidentes con muchos elementos formes; esta etapa se caracteriza por presentar folículos vacíos al desplazarse los espermatozoides de la periferia hacia el centro del testículo donde los folículos están llenos (liberación parcial), dando aspecto de una corriente de espermatozoides, la rete testis presenta una gran cantidad de espermatozoides; el epitelio germinativo es indiferenciado y en algunos casos puede presentar espermatogonias y espermatoцитos en un número reducido. Fig. 31.

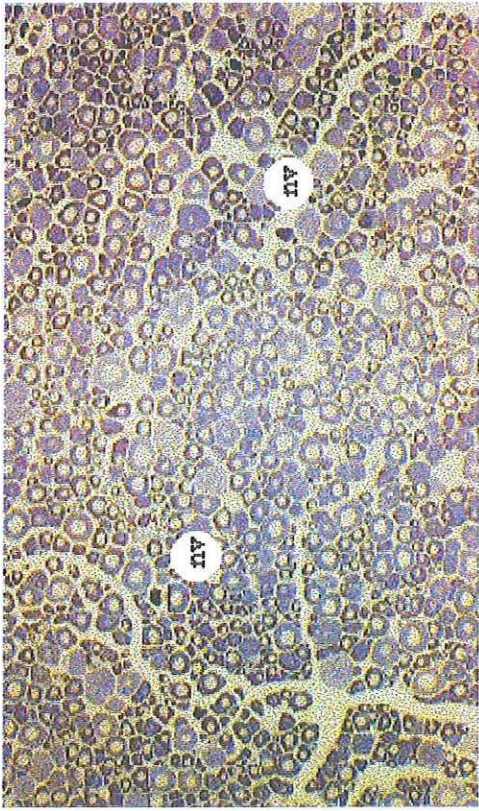


Fig. 22.- Ovario en etapa gametogénica, abundante presencia de ovocitos no vitelados (nv). Téc. H-E. (28x).

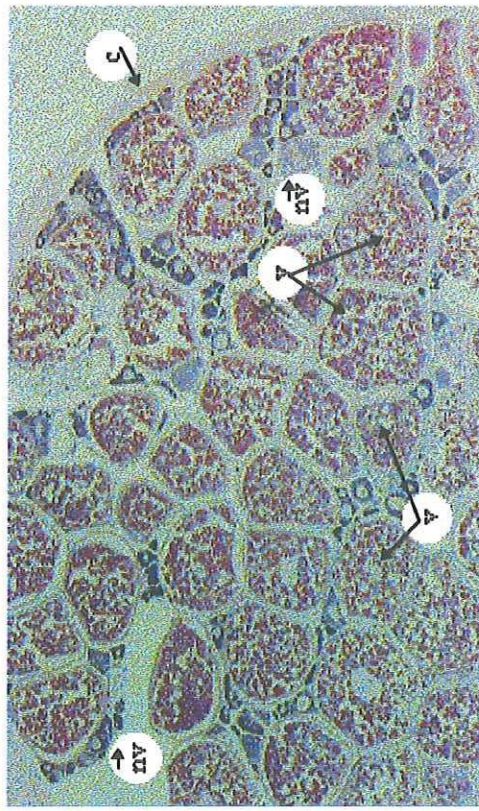


Fig. 24.- Ovario en etapa reproductiva o madura, se observan numerosos ovocitos vitelados (v), además ovocitos no vitelados (nv) y la cápsula (c) del ovario. Téc. H-E. (11.2x).

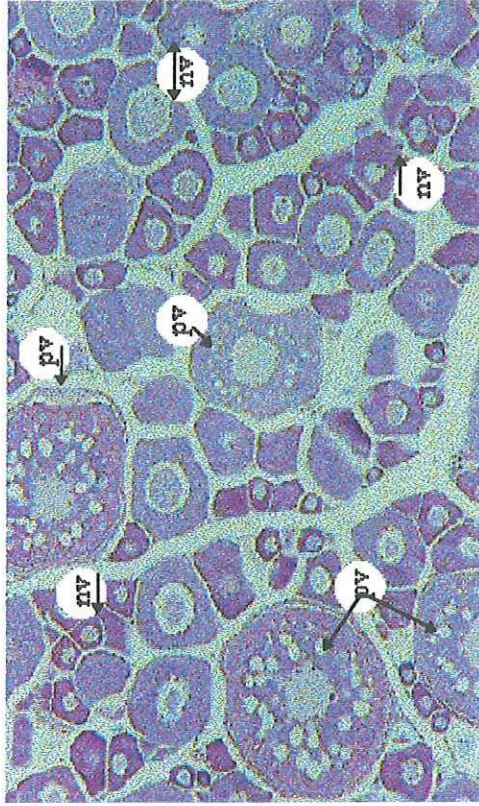


Fig. 23.- Gónada de hembra en etapa de crecimiento o maduración, presenta ovocitos parcialmente vitelados (pv) y ovocitos no vitelados (nv). Téc. H-E. (28x).

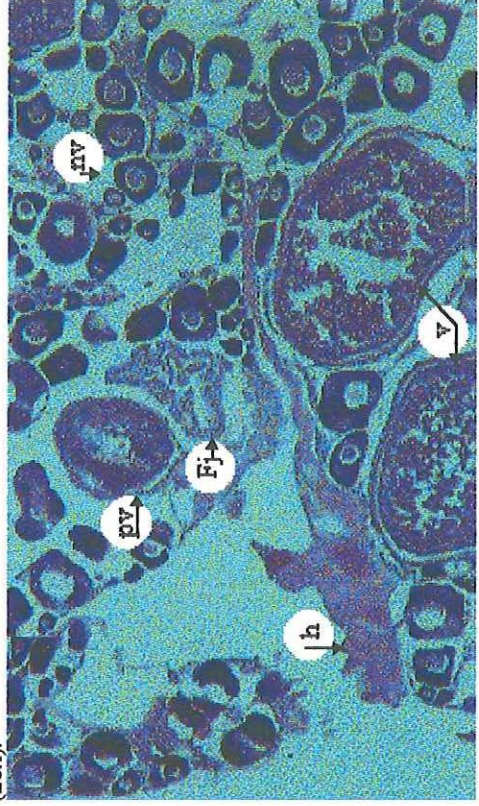


Fig. 25.- Ovario en etapa de desove, se observa un folículo postovulatorio joven (fj), un ovocito hidratado (h), además de ovocitos no vitelados (nv), parcialmente vitelados (pv) y vitelados (v). Téc. H-E. (11.2x).

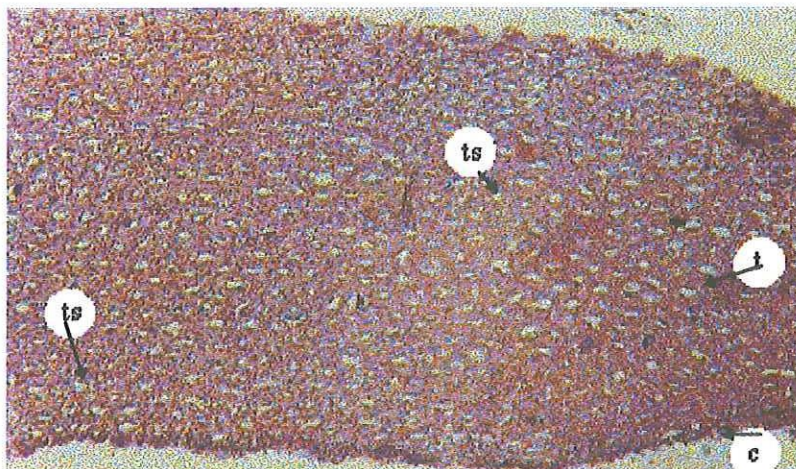


Fig. 26.- Testículo en etapa indiferenciada, presenta tubos seminíferos (ts) pequeños, cápsula (c) poco evidente y trabéculas (t) evidentes. Téc. H-E. (11.2x).

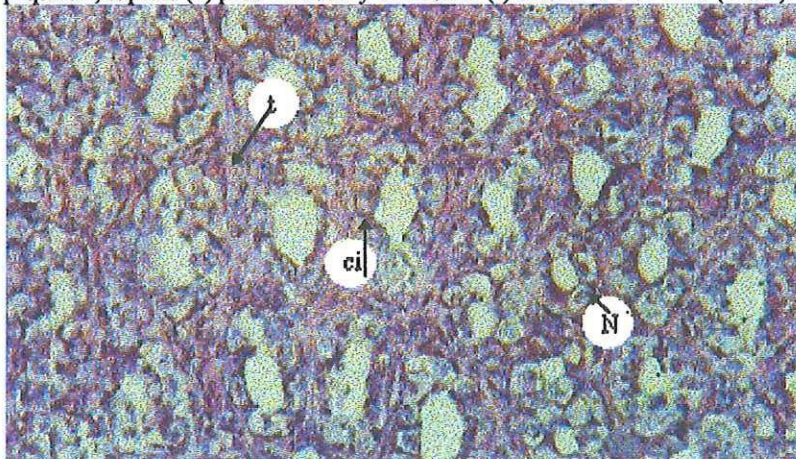


Fig. 27.- Acercamiento a testículo en etapa indiferenciada, tubos seminíferos (ts) con células indiferenciadas (ci) de citoplasma incoloro y núcleo (N) basófilo. t: trabécula. Téc. H-E (280x).

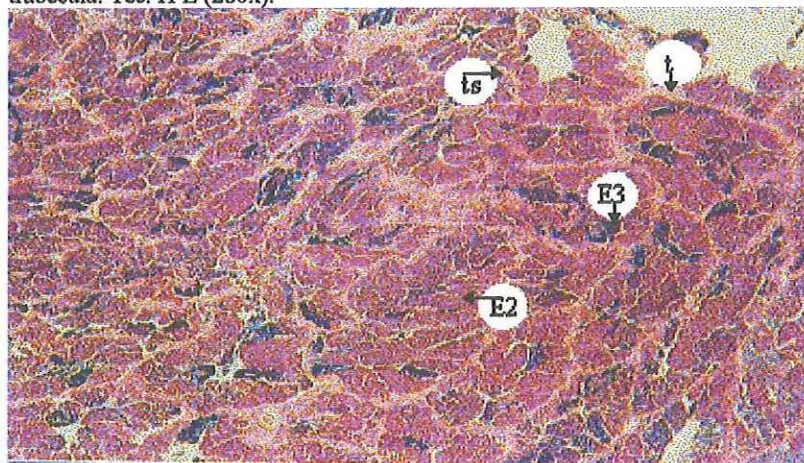


Fig. 28.- Testículo en etapa gametogénica, se observan las trabéculas (t) delimitando los tubos seminíferos (ts), los que presentan principalmente espermatocitos (E2) y pocos espermátides (E3). Téc. H-E. (28x).

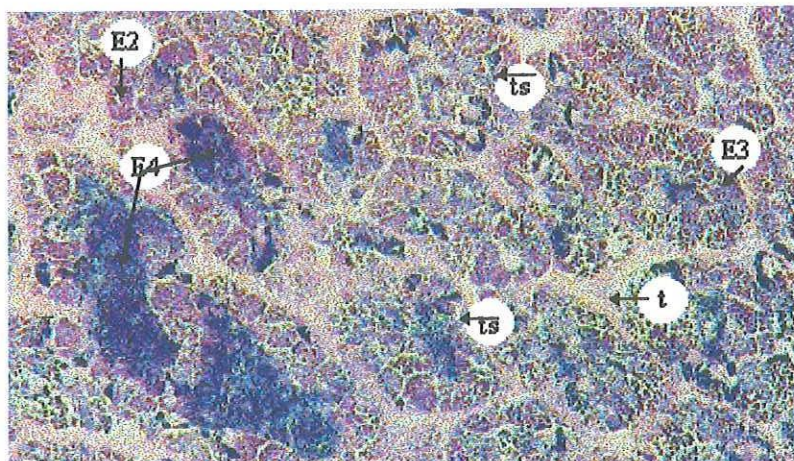


Fig. 29.- Testículo en etapa de maduración, los tubos seminíferos (ts) presentan principalmente espermátides (E3) y espermatozoides (E4), además de espermatoцитos (E2). t: trabécula. Téc. H-E. (112x).

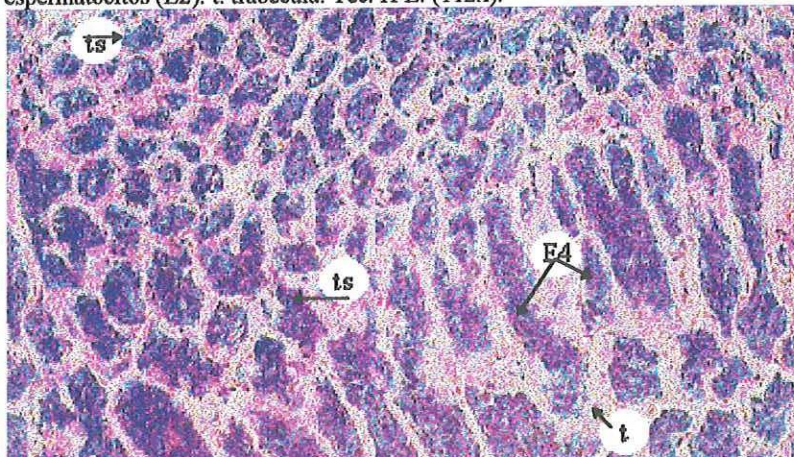


Fig. 30.- Testículo en etapa madura, los tubos seminíferos presentan abundantes espermatozoides (E4) en sus cavidades. t: trabécula. Téc. H-E. (11.2x).

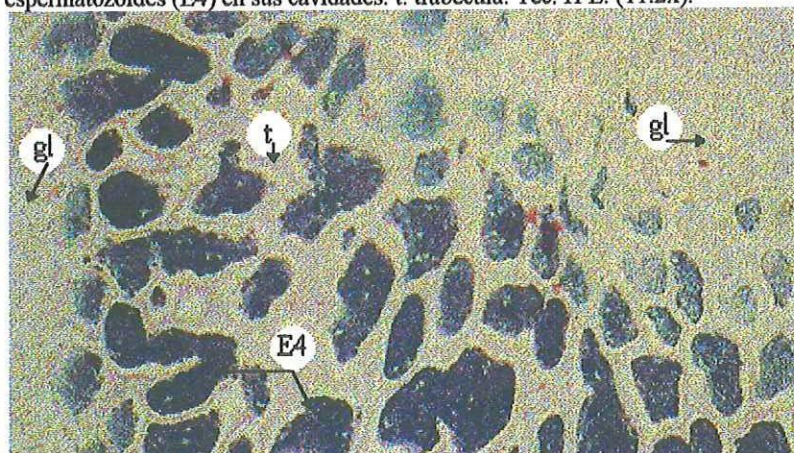


Fig. 31.- Testículo en etapa de liberación de gametos, trabéculas (t) laxas y decoloradas, algunas cavidades de los tubos seminíferos contienen espermatozoides (E4) y otras están vacías (gl). Téc. H-E. (11.2x).

5.3.3.- VARIACIONES DE LA MADUREZ GONADAL

Las variaciones que presenta la madurez gonadal durante un año, nos indica si la especie presenta una o varias épocas bien definidas de reproducción o si continuamente se esta reproduciendo. En seguida se presentan el comportamiento de la madurez gonadal de forma mensual y estacional, así como un análisis de factores que influyen en estos resultados.

5.3.3.1.- MENSUAL

En 1993 se recibió muestreos de marzo, abril, julio, agosto y noviembre, en las hembras los desoves se presentan durante marzo, abril, agosto y noviembre, y en los machos la expulsión de gametos en julio, agosto y noviembre; las etapas con un mayor número de individuos son la de crecimiento o maduración en los machos durante agosto y en las hembras la etapa reproductiva durante el mes de julio, esta última solo es un poco mayor al resto de las etapas en las hembras. Fig. 32.

En 1994 se recibió muestreos de mayo, julio, octubre y noviembre; en las hembras los desoves se presentan en mayo, julio y noviembre, con mayor abundancia en mayo, en tanto en los machos la liberación de gametos se presentó en mayo, octubre y muy abundante en julio; la etapa con mayor abundancia en las hembras es la gametogénica en noviembre y en los machos la de expulsión de gametos durante julio, en este año se registran machos inmaduros en el mes de noviembre. Fig. 33.

Para 1995 se recibió muestreos de mayo a noviembre, excepto en agosto; los desoves en las hembras se presentan en los meses de julio, septiembre y noviembre, en los machos la liberación de gametos se presenta en julio, septiembre, octubre y noviembre; la etapa dominante para las hembras fue la gametogénica en junio, y en los machos no se registra una etapa dominante; en los meses de mayo, junio, julio y noviembre se presentan machos inmaduros. Fig. 34.

Uniendo la información de los tres años se tienen datos de los meses de abril a noviembre, en las hembras la etapa de madurez gonadal dominante es la gametogénica con máximos en junio, la etapa de desove se presenta en casi todos los meses excepto en junio y octubre, con una máxima durante mayo; en los machos la etapa dominante es la expulsión de gametos con un pico máximo en julio, también se presentan liberaciones de gametos pero en menor abundancia durante mayo, agosto, septiembre, octubre y noviembre . Fig. 35.

5.3.3.2.- ESTACIONAL

Para 1993 se tienen muestreos en primavera verano y otoño, en las tres estaciones se determinó la etapa de desove en las hembras con máximas en primavera y otoño; en tanto los machos no se presentan ejemplares durante la primavera, la expulsión de gametos se presentó durante verano y otoño, con máxima en verano; para los machos la etapa de madurez gonadal predominante es la de crecimiento y para las hembras la etapa reproductiva, en ambos sexos durante el verano. Fig. 36.

En 1994 se tienen muestreos de primavera a otoño, en las tres estaciones hay expulsión de gametos para ambos sexos, siendo en los machos esta etapa la

más abundante durante el verano y en las hembras la etapa gametogénica durante el otoño; en este año se presentan machos inmaduros en otoño. Fig. 37.

Para 1995 se tienen muestreos de las mismas tres estaciones, las hembras presentan desove solamente en verano y los machos presentan liberación de gametos durante el verano y el otoño, en los machos esta etapa es dominante en el otoño y en las hembras la gametogénica es muy abundante en primavera; se presentan machos inmaduros en las tres estaciones. Fig. 38.

Para el periodo de 1993 a 1995 el comportamiento reproductivo del chano se observa mejor estacionalmente, durante los tres años se recibieron muestras de las estaciones de primavera, verano y otoño, en todas éstas, se presenta liberación de gametos para ambos sexos, con un desfase en la época de máxima liberación de gametos entre las hembras y machos, las hembras registran un máximo en primavera disminuyendo en verano y aun más en invierno, los machos no presentan una expulsión considerable en primavera, pero si muy abundante en verano y en menor grado en otoño, en cuanto a las etapas de madurez gonadal dominantes, para las hembras fue la gametogénica durante la primavera y el otoño, y para los machos fue la de expulsión de gametos en el verano. Fig. 39.

Ocasionalmente en el análisis pesquero de una especie, los datos se analizan sin distinción sexual, por lo que los resultados no muestran las variaciones en el comportamiento reproductivo entre los machos y hembras; a continuación se presenta la variación estacional de esta forma.

Durante 1993 la liberación de gametos se da en igual magnitud en las tres estaciones, donde la etapa de crecimiento es la más abundante durante en el verano; para 1994 la etapa dominante es la gametogénica durante el otoño, los

desoves se presentan principalmente en verano, luego en primavera y escasamente en otoño Fig. 40; para 1995 la etapa dominante es la gametogénica durante la primavera y los desoves se presentan principalmente en otoño y poco abundantes en verano, sin registrarse en primavera; para el periodo de 1993 a 1995 la etapa dominante es la gametogénica en primavera y otoño, la expulsión de gametos presenta su máximo en verano, le sigue el otoño y casi en igual abundancia la primavera. Fig. 41. Con relación a el efecto de la temperatura, se observa en los datos sin distinción sexual, que los picos de la etapa de expulsión de gametos se dan en la época de las temperaturas más altas, si se observa los datos en cada sexo, esto no es tan claro. Fig. 42.

En los resultados sin distinción sexual se puede enmascarar un comportamiento reproductivo diferente entre las hembras y machos, en el presente trabajo se observa una reproducción continua y un desfase entre la época de máxima expulsión de gametos entre las hembras y machos, este comportamiento puede ser debido a las condiciones físicas (temperatura) del ambiente, ser un efecto de la pesquería o bien deberse al número de muestras.

En relación a estos factores se encontró que no hay una correlación significativa entre ellos y la expulsión de gametos; y el principal factor que está influyendo en los resultados es el número de muestras, en cuanto a efecto de la pesquería este no se debe ignorar ya que la maduración y liberación de gametos presenta un comportamiento muy diferente entre los años estudiados; al no contar con estudios poblacionales del chano, no se puede medir con mayor exactitud el efecto la pesquería en su reproducción; además se observa que las capturas más

abundantes se dan al finalizar la temporada de pesca del camarón y principio de la época de veda (tabla III).

Sin embargo información obtenida es muy importante ya que nos muestra que el chano *Micropogonias megalops* es un desovador múltiple, que en cuanto se dan condiciones ambientales favorables (físicas, químicas y biológicas) para la expulsión de gametos lo realiza, observándose una mayor disposición de los machos.

TABLA III.- Desembarco mensual en kg. de chano *Micropogonias sp.* en el puerto de San Felipe.

MES	1993	1994	1995
MARZO	114,317	15,911	53,675
ABRIL	252,577	183,71	100,706
MAYO	113,264	55,881	1,626
JUNIO	32,225	1,380	139,693
JULIO	1,273	2,568	24,396
AGOSTO	8,273	1,824	14,989
SEPTIEMBRE	0	0	1,822
OCTUBRE	2,489	2,500	0
NOVIEMBRE	2,897	11,560	4,572

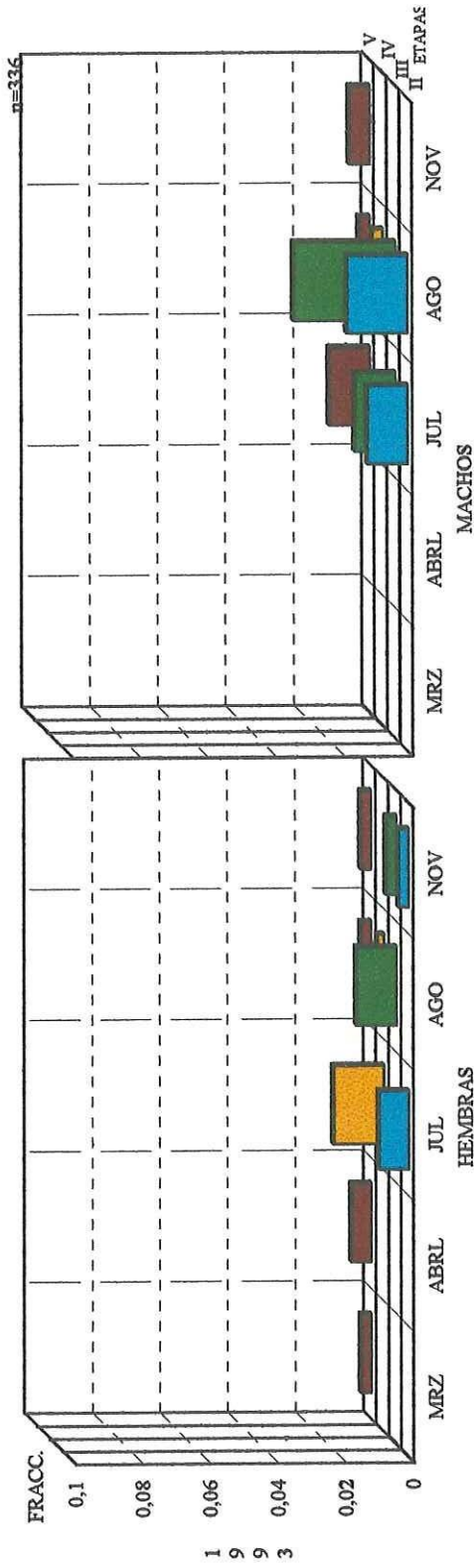


Fig. 32.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*.

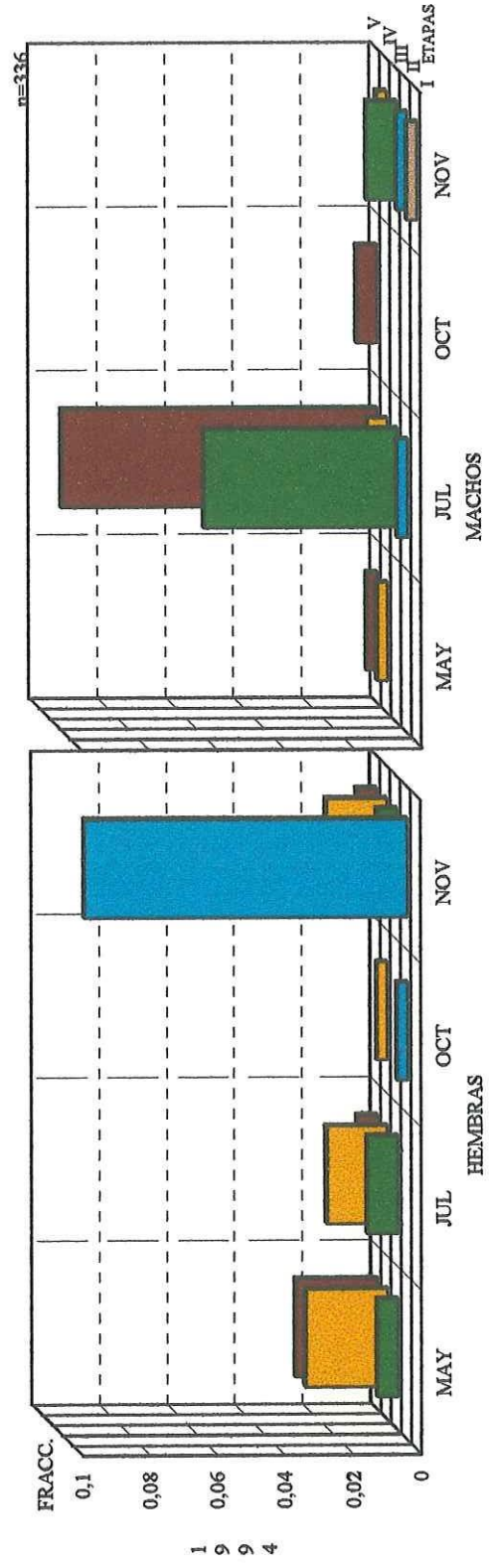


Fig. 33.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*.

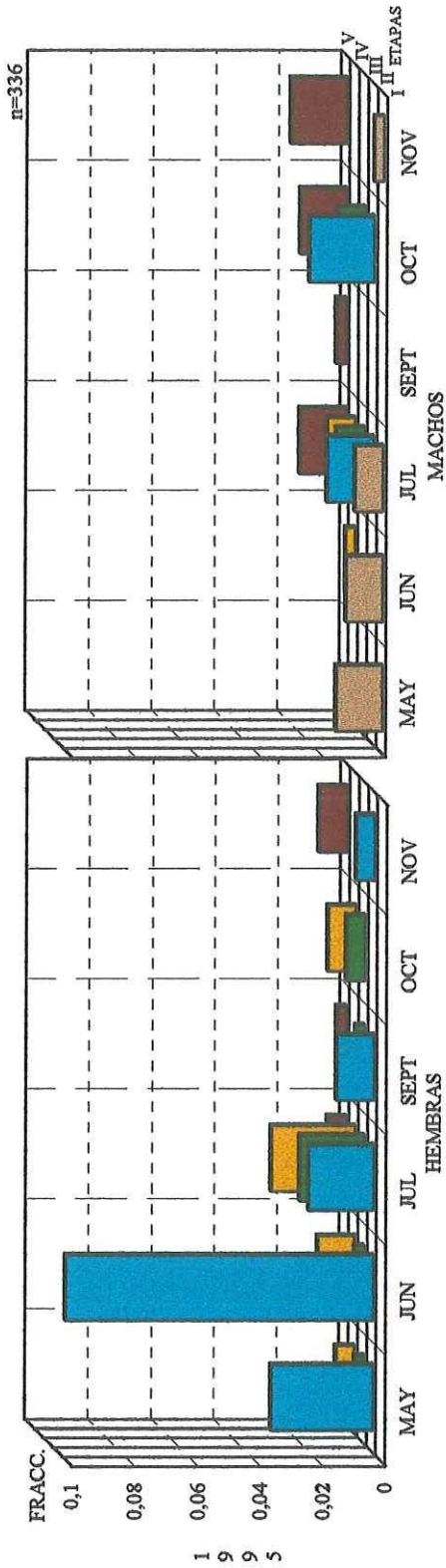


Fig. 34.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*.

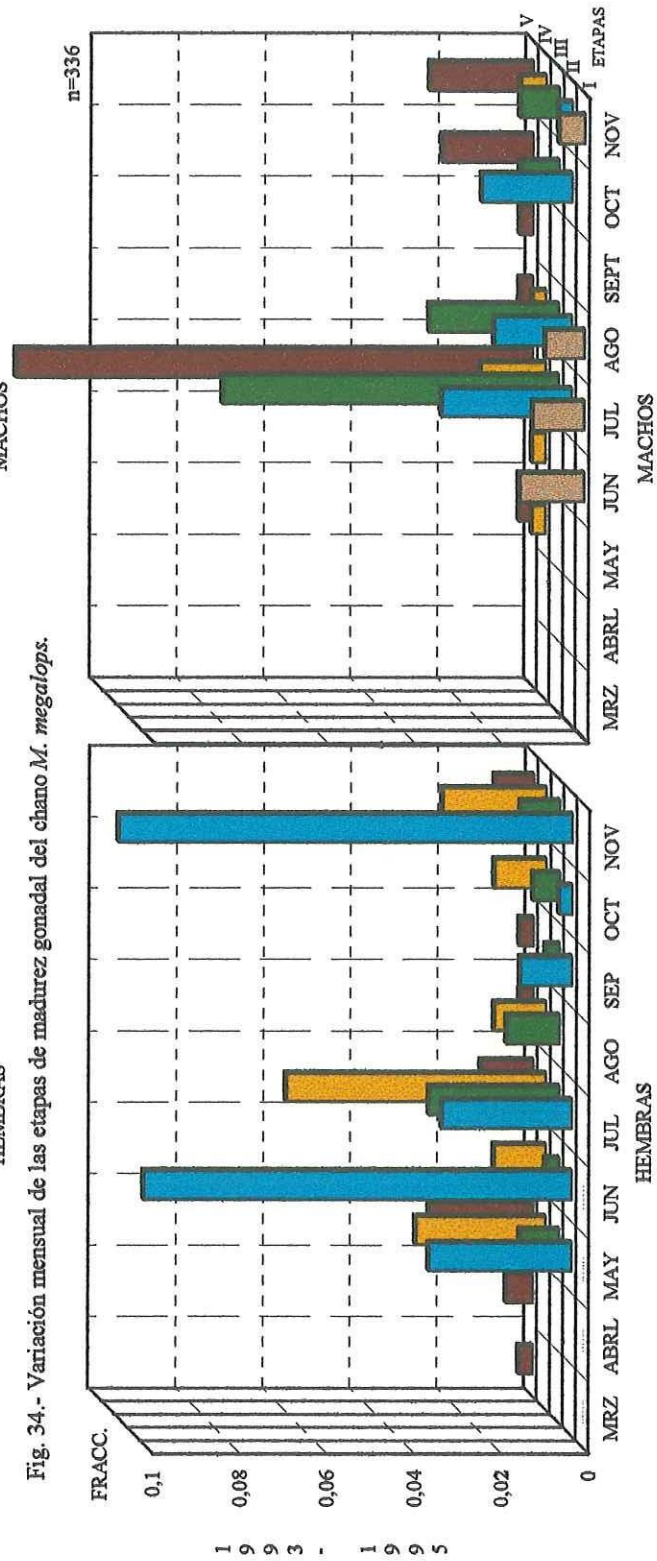


Fig. 35.- Variación mensual de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*.

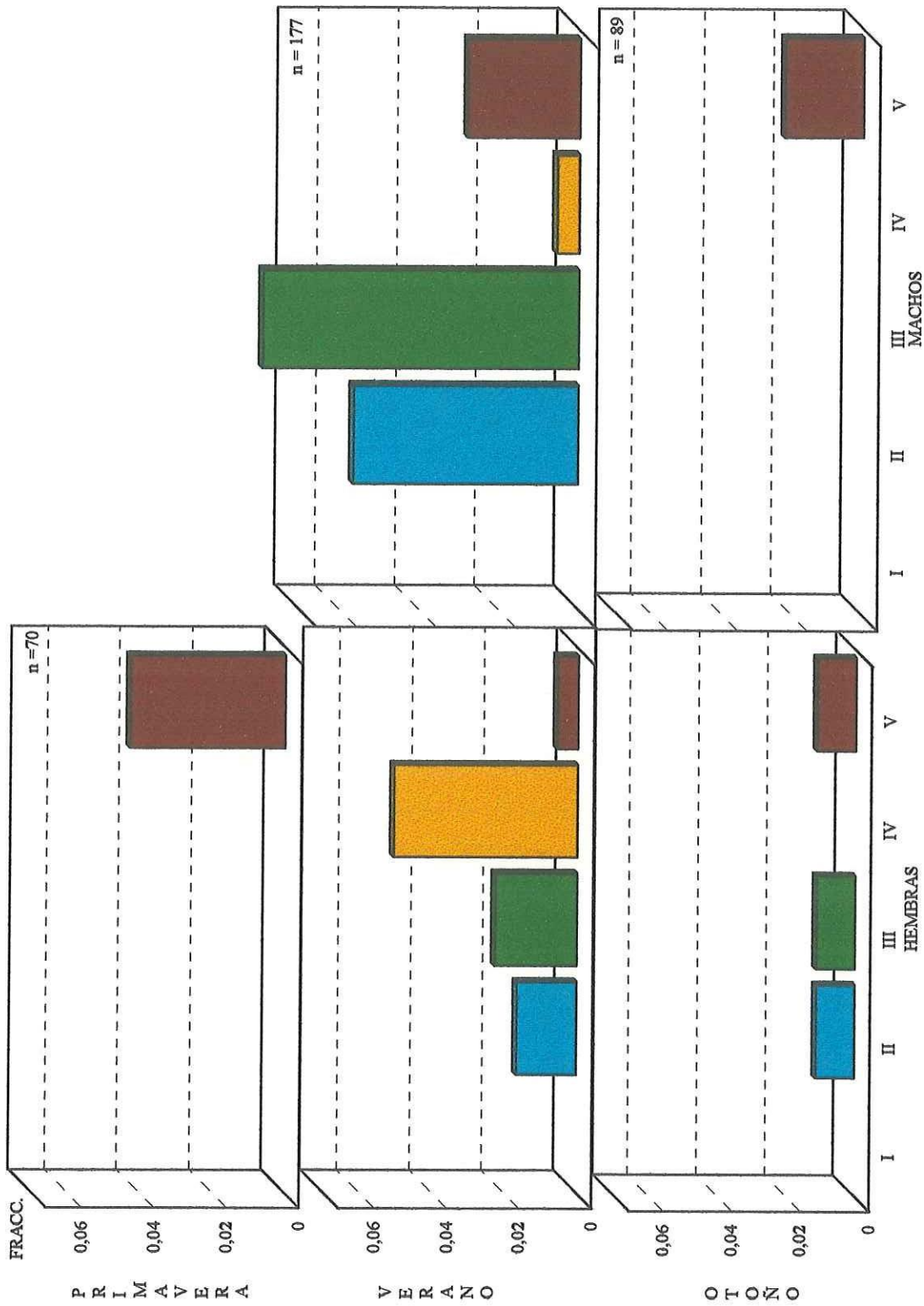


Fig. 36.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*, durante 1993.

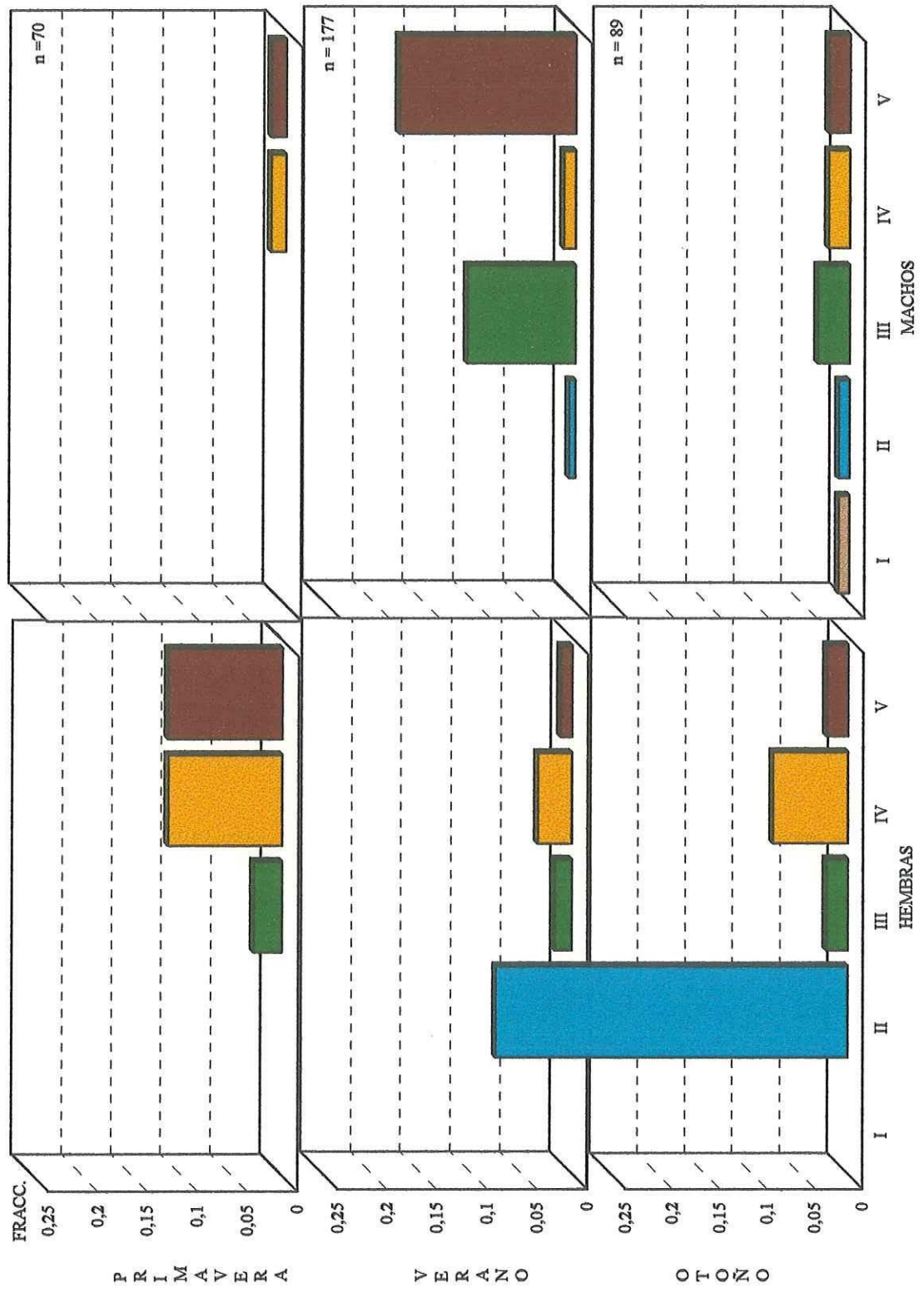


Fig. 37.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*, durante 1994.

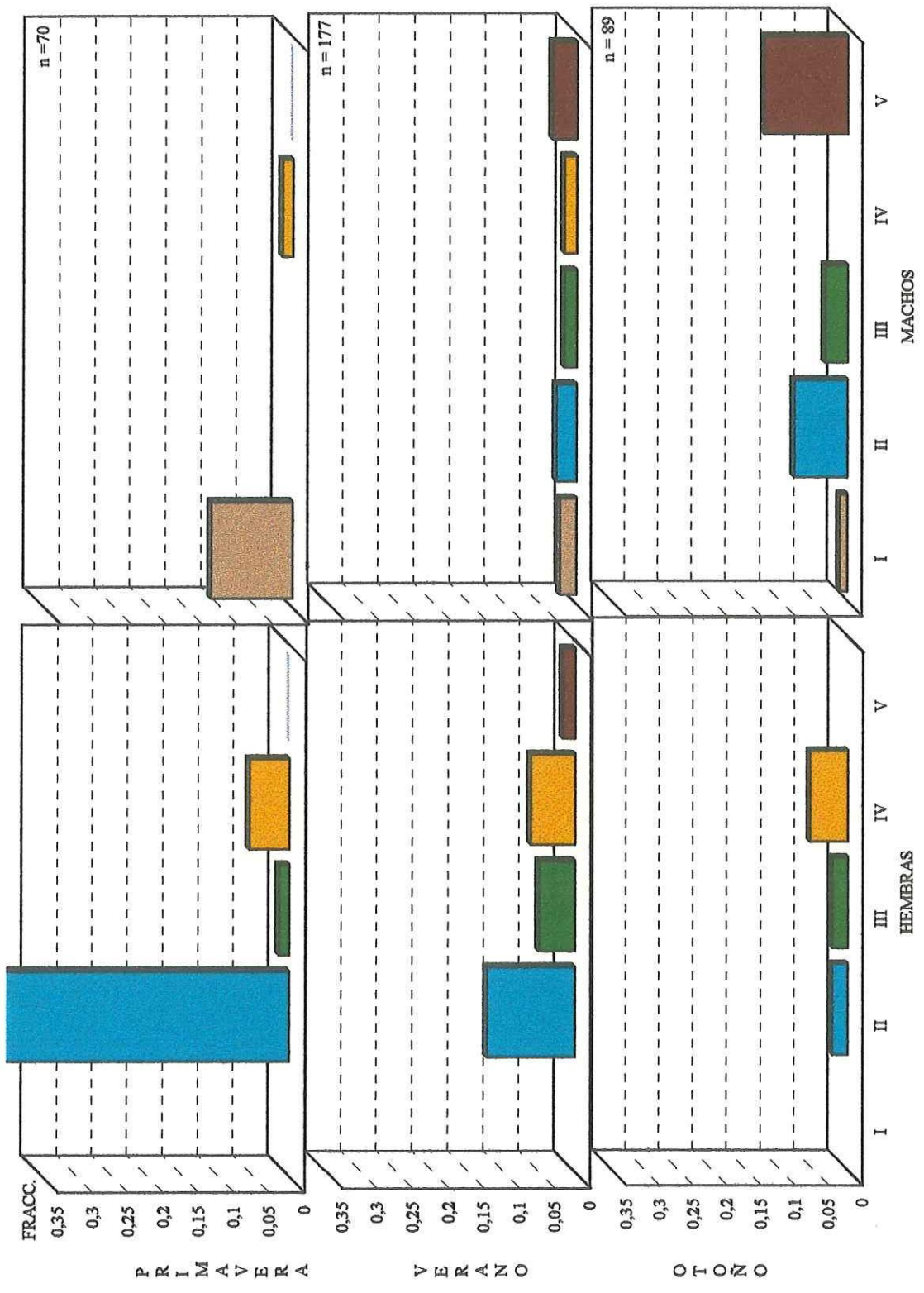


Fig. 38.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del ciano *M. megalops*, durante 1995.

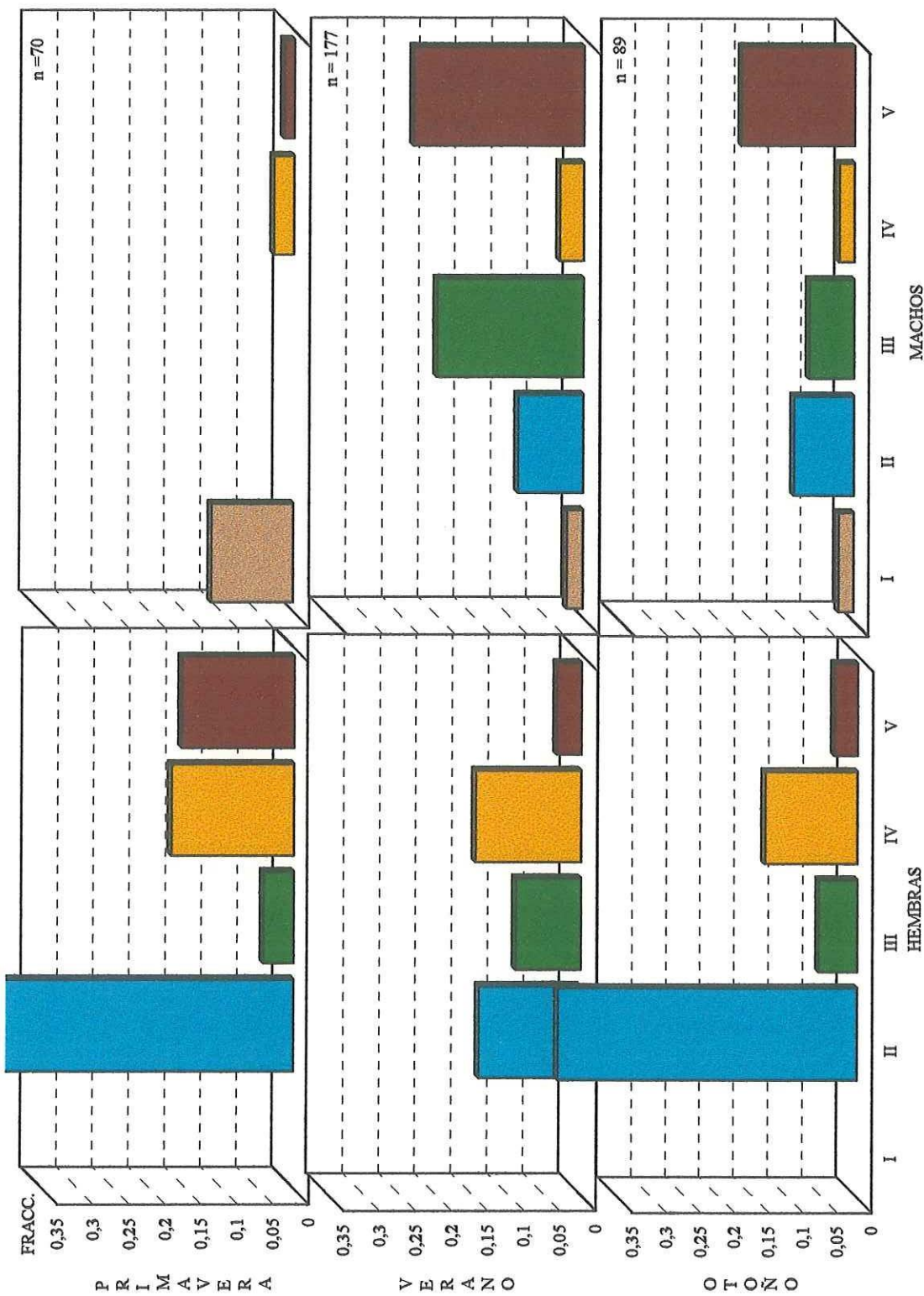


Fig. 39.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*, para el periodo 1993 - 1995.



Fig. 40.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*, sin distinción sexual, para los años de 1993 y 1994.

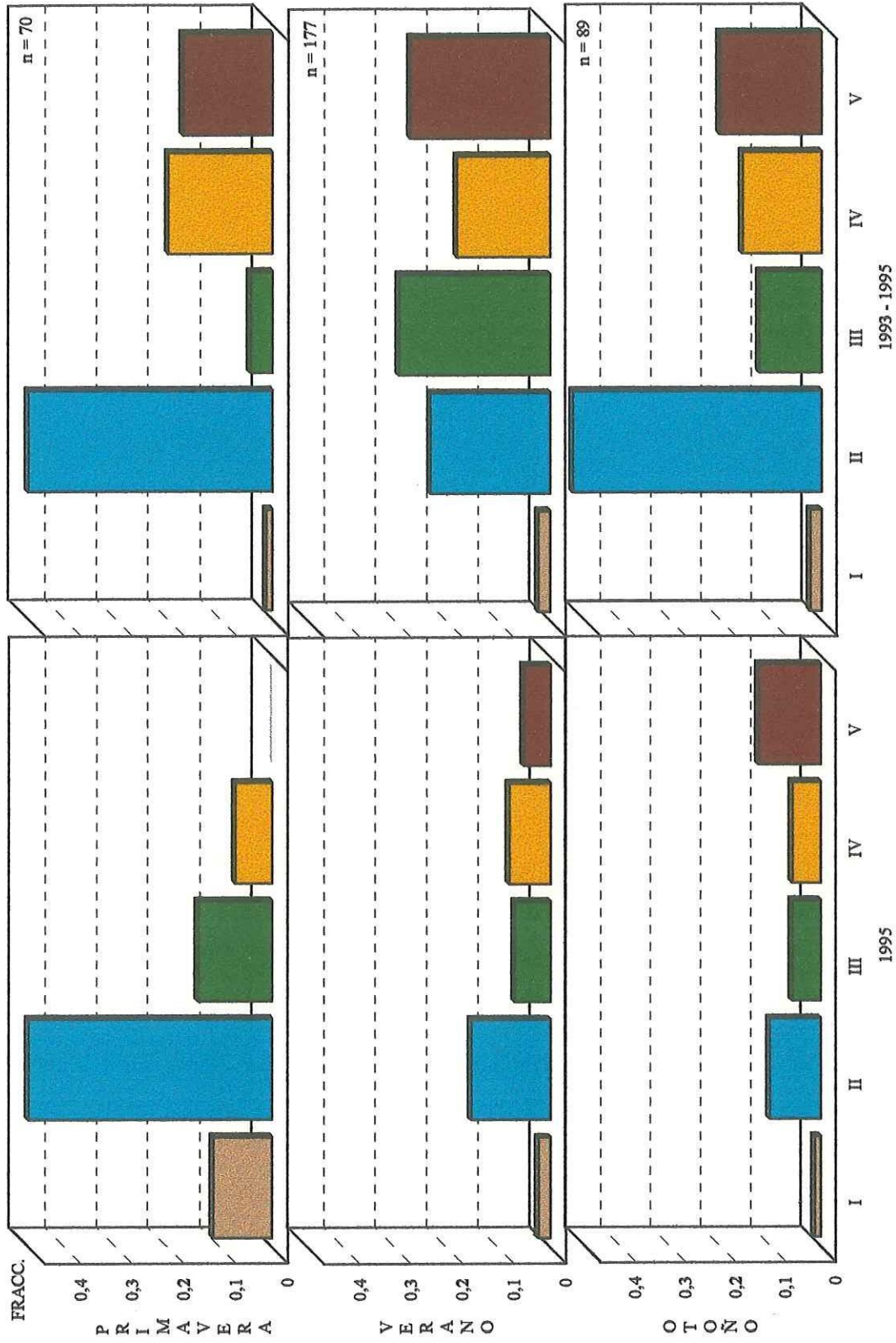


Fig. 41.- Variación estacional de las etapas de madurez gonadal del chano *M. megalops*, sin distinción sexual, para el año de 1995 y el periodo de 1993-1995.

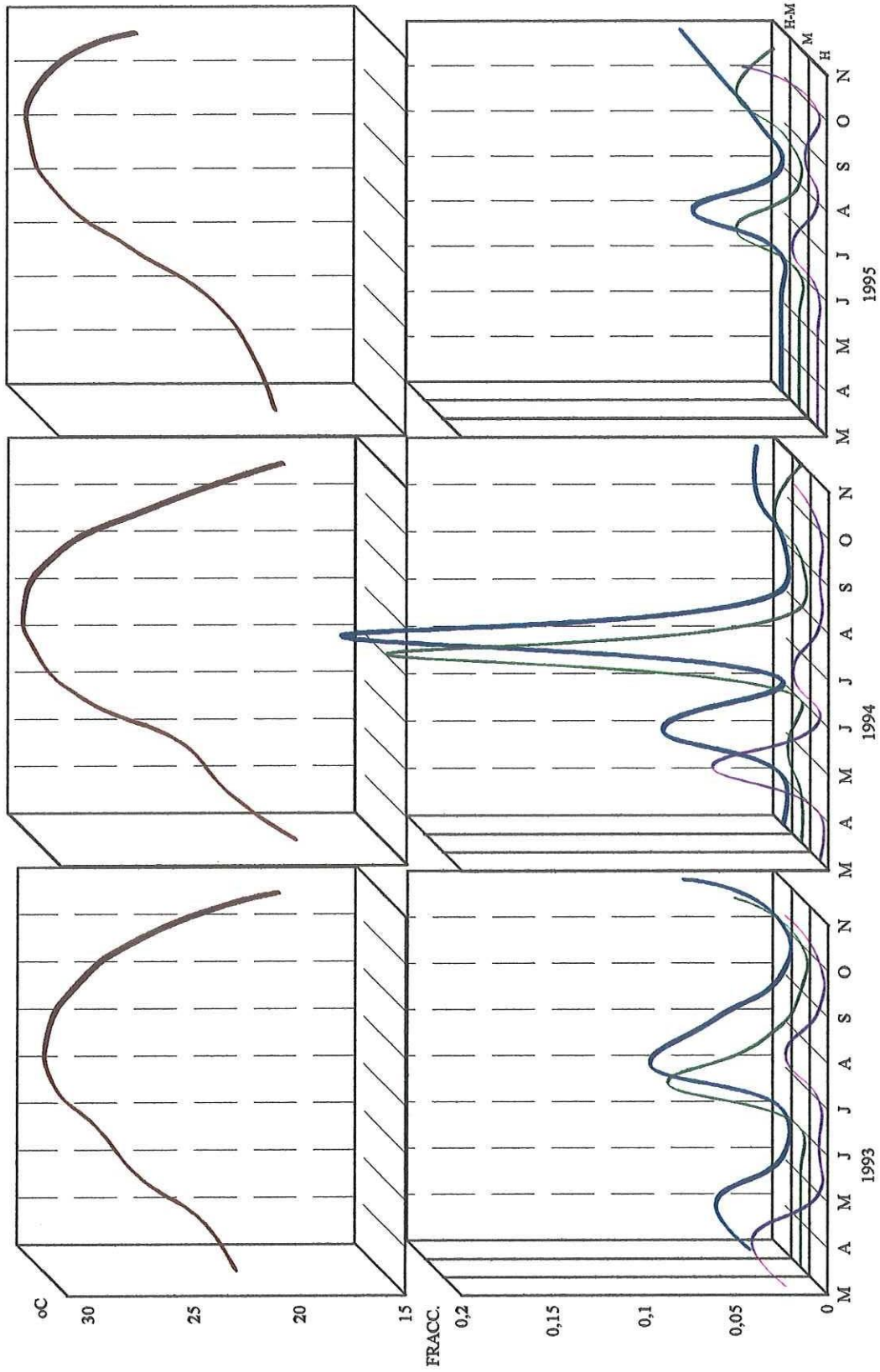


Fig. 42. - Comportamiento mensual de la etapa de expulsión de gametos del ciano *M. megalops*, en comparación con la temperatura promedio del agua. H: hembras; M: machos; H-M: ambos sexos. Datos de temperatura en Granados-Gúzman *et al.* 1996.

5.3.4.- ANÁLISIS DE LOS ESTADIOS ATRÉSICOS

El criterio histológico usado para identificar ovarios en regresión, es la presencia de ovocitos en reabsorción, con el uso de los estadios atrésicos se puede conocer las características reproductivas de la población, mediante la utilización de varios niveles de atresias. La clasificación utilizada se tomó de Hunter y Macewicz 1985a.

Estado 1.- Compuesto de ovocitos vitelados en alfa atresia, con una abundancia menor al 50% de los ovocitos vitelados del ovario.

Estado 2.- Formado por ovocitos vitelados en alfa atresia, con una abundancia mayor al 50% de los ovocitos vitelados del ovario.

Estado 3.- Compuesto por alfa atresia de ovocitos no vitelados, gamma atresia y delta atresia.

La figura 43 indica que el estado 1 se presenta en todos los meses de mayo a noviembre, con máxima en el último mes; el estado 2 se presenta en mayo, junio, octubre y noviembre, con mayor abundancia en noviembre y un pico menor en junio; el estado 3 se presenta en mayo, junio, julio, agosto, septiembre y noviembre, con máximas en julio y noviembre. En general el comportamiento es irregular, observando un mayor número de atresias en los meses de mayo, junio y noviembre.

El análisis de los estadios atrésicos presenta un comportamiento irregular, esto es debido a que el chano presenta una maduración asincrónica de sus gametos, esto en conjunto con la expulsión de gametos en forma parcial durante todos los meses analizados, indica que la reabsorción de sus estructuras es rápida

y por lo tanto hace que la presencia y abundancia de los estados atrésicos presente un comportamiento irregular.

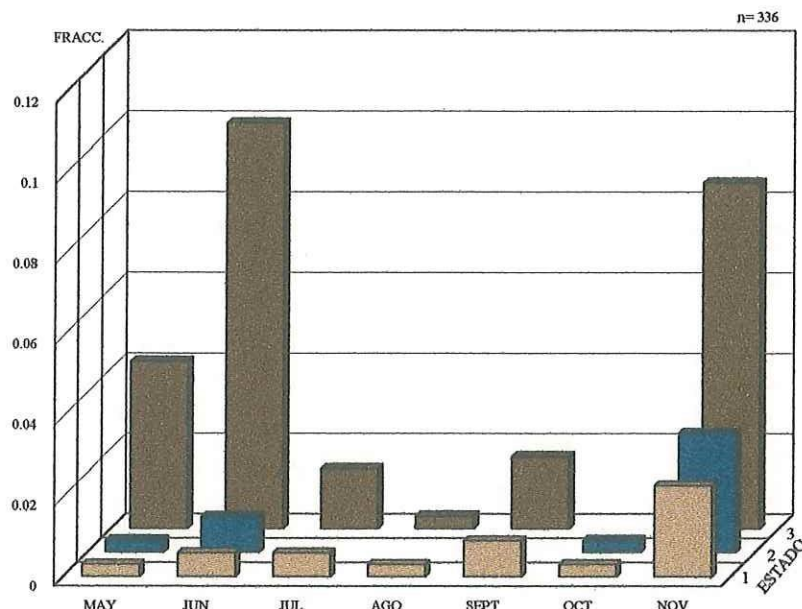


Fig. 43.- Variación mensual de los estados atrésicos del chano *M. megalops*, para el periodo 1993 - 1995.

5.3.5.- ÍNDICE GONÁDICO

Para estimar el índice gonádico IGL, las etapas de madurez gonadal se agruparon la siguiente manera: las etapas indiferenciada y gametogénica en el grupo ig1, las etapas de crecimiento y madurez en el grupo ig2, y la etapa de expulsión de gametos en el grupo ig3; de esta forma los resultados se observan más claramente que si se analiza las etapas por separado.

El índice gonádico IGL (tabla IV) presentó un comportamiento esperado, esto es, que los máximos valores se presentaron en los organismos de las etapas de

crecimiento y madurez (ig2), seguidos por la etapa de expulsión de gametos (ig3), y por último las etapas indiferenciada y gametogénica (ig1); el grupo ig3 presentó los índices intermedios, excepto durante la el otoño; esto es debido a que dentro de ésta etapa hay organismos que inician la liberación de gametos por lo que el peso de sus gónadas presentó un cambio mínimo en relación a los organismos de los otros grupos y por lo tanto el IGL no es tan pequeño como había de esperarse de un organismo que ha liberado sus gametos.

TABLA IV.- Índice gonádico para el periodo 1993-1995.

GRUPO	PRIMAVERA	VERANO	OTOÑO
ig1	0.4763	1.2744	1.5377
ig2	7.3513	3.1659	2.5083
ig3	5.7523	1.9281	1.2832

5.3.6.- TALLA DE PRIMERA MADUREZ

Se consideró la talla de primera madurez cuando se tiene al 50% +1 de los individuos del chano maduros sexualmente; para 1993 la talla de primera madurez en las hembras fue de 315-355 mm. y en los machos de 266-270 mm., en 1994 fue de 396-400 mm para las hembras y de 326-330 mm para los machos y en 1995 fue de 276-280 mm y 321-325 mm para las hembras y machos respectivamente; en el periodo de éstos tres años la talla de primera madurez para las hembras del chano fue de 356-360 mm y para los machos de 316-320 mm;

independientemente del sexo la talla de primera madurez para el chano en el periodo de 1993 a 1995 es de 326-330 mm. (tabla V; fig. 44).

El año de 1993 presentó un organismos de 220 mm y con un peso de 228 g. con gonadas maduras; en 1994 el ejemplar de menor talla con gonadas maduras registró 159 mm y 65 g. y en 1995 presentó una talla de 168mm con un peso de 60 g.

TABLA V.- Talla de primera madurez para el chano *M. megalops*.

SEXO	1993 (mm)	1994 (mm)	1995 (mm)	1993-1995 (mm)
HEMBRAS	351-355	396-400	276-280	356-360
MACHOS	266-270	326-330	321-325	316-320
HEMBRAS Y MACHOS				326-330

5.3.7.- PROPORCIÓN DE SEXOS

De 1993 a 1995 se recibió un total de 338 individuos del chano de los cuales 190 son hembras y 148 son machos; en 1993 se recibió 23 hembras y 32 machos; en 1994 se procesaron 73 hembras y 64 machos y en 1995 se recibió 94 y 52 hembras y machos respectivamente. (tabla VI).

TABLA VI.- Proporción sexual del chano *M. megalops*.

PERIODO	PROPORCIÓN
1993-1995	1 : 0.8
1993	1 : 1.4
1994	1 : 0.9
1995	1 : 0.6

n=202

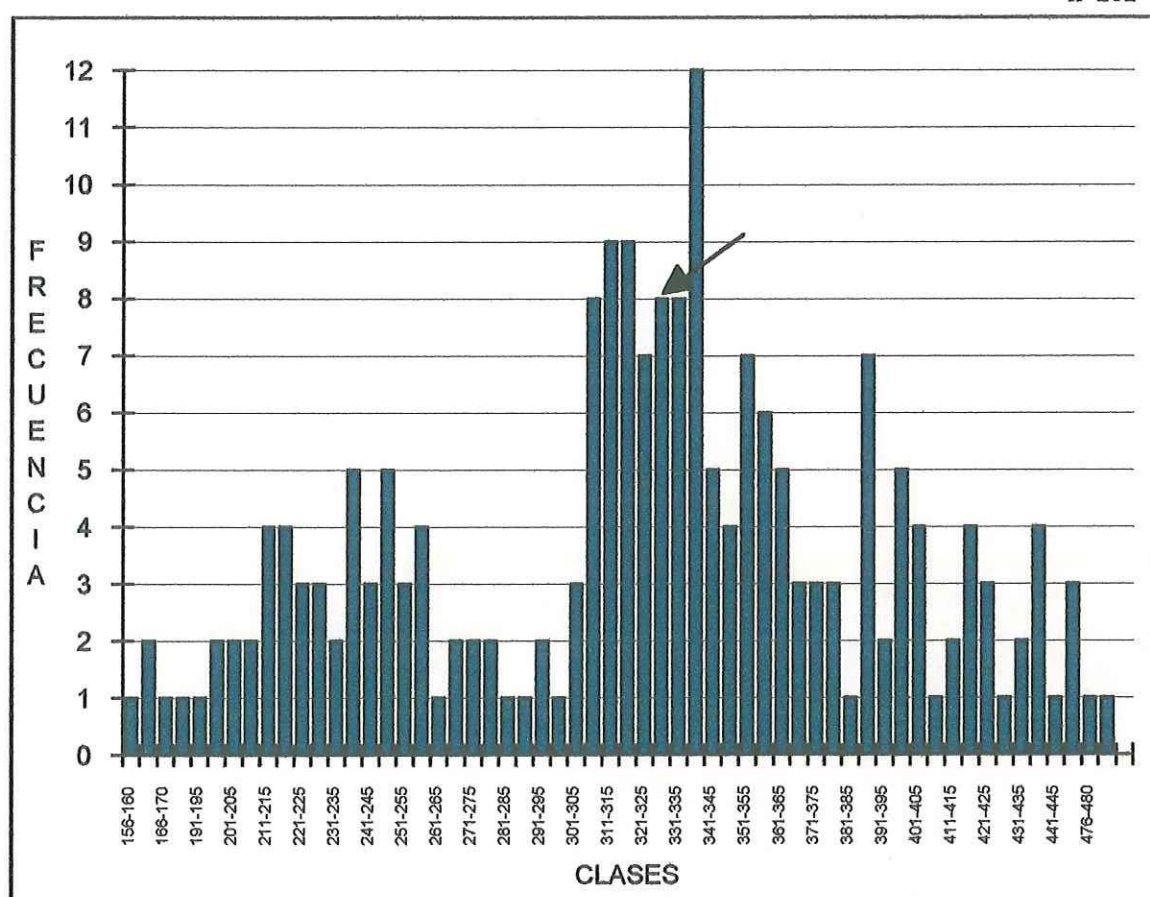


FIG. 44.- Clase de talla de primera madurez para el periodo comprendido de 1993 a 1995.

6.- DISCUSIÓN

6.1.- ANÁLISIS MICROSCÓPICO GONADAL

El análisis microscópico gonadal reveló una asincronía en la madurez de los gametos femeninos y masculinos, esto indica que el chano *Micropogonias megalops* es un reproductor parcial, en este aspecto *M. undulatus* (Morse 1980) y *M. Furnieri* (Manickchand-Heileman y Kenny 1990) presentan las mismas características.

No se tiene antecedentes de la especie al respecto de la morfología y estructuras gonadales, por lo que se consideró importante tomar en cuenta las descripciones de Hunter y Macewicz 1985b realizadas en peces con desoves múltiples, basadas principalmente en la anchoveta *Engraulis mordax*, al encontrar muchas similitudes en las características estructurales como atresias, folículos postovulatorios y tipos de ovocitos, evidentemente las dimensiones y detalles estructurales varían, pero en general presentan similitudes.

La principal característica de las gónadas de las hembras, es la gruesa cápsula de tejido conjuntivo y la evidente presencia de vasos y capilares sanguíneos durante las diferentes etapas de madurez gonadal, se indican cuatro tipos de ovocitos: no vitelados, parcialmente vitelados, vitelados e hidratados; además las estructuras atrésicas se agruparon dependiendo del grado de reabsorción conformando cuatro grupos atresicos: alfa, beta, gamma y delta; en la

clasificación de los folículos postovulatorios no se da tiempo de desove ya que el tipo de muestreo no lo permite, las descripciones realizadas indican cualitativamente el tiempo de los folículos postovulatorios con respecto al desove; sin embargo dado el proceso gametogénico, conocido para desovadores parciales (Hunter y Macewicz 1985b), se estima que los folículos jóvenes tienen un tiempo entre 0 a 24 hrs. y los folículos viejos de 24 a 48 hrs. En los machos la principal característica es el escaso tejido capsular, el arreglo por grado de madurez que presentan los gametos dentro de la circunferencia interna de los tubos seminíferos y la posición central de la rete testis, observando en el centro de estos solamente espermatozoides maduros.

6.2.- MADUREZ GONADAL

La madurez gonadal se refiere a el grado de madurez de los gametos, para su clasificación se toman en cuenta los tipos de gametos dominantes, las características del tejido capsular, de las trabéculas, la abundancia de los vasos sanguíneos y la presencia o ausencia de folículos postovulatorios; con estas características y con base en la bibliografía referente a desovadores parciales, se determino que la clasificación histológica establecida por Tapia *et al.* 1988, es la que explica con claridad el comportamiento de la madurez asincrónica de los gametos del chano, esta clasificación fue establecida en la anchoveta *Engraulis mordax mordax*; los estudios sobre la anchoveta son la base al no contar con

antecedentes sobre la madurez gonadal del chano. Con relación a la variación de la madurez gonadal, se encontró un desfase entre la época del pico reproductivo entre las hembras y los machos, siendo en primavera para las hembras y en verano para los machos, esto puede ser debido a el efecto de los abundantes volúmenes capturados de chano en su principal época de madurez y liberación de gametos (abril-julio) o bien a el número de muestras a lo largo de los años analizados, ya que no son representativos todos los meses; además se observó que el pico de máximo desove (sin distinción sexual) fue durante las temperaturas más altas en junio, julio y agosto. Los resultados proporcionan información importante sobre algunos aspectos reproductivos del chano *M. megalops*, como la maduración asincrónica de los gametos lo que implica múltiples desoves a lo largo del año, esto es una ventaja reproductiva al asegurar la presencia de gametos maduros para su liberación en cuanto se den las condiciones ambientales apropiadas; sin embargo en el chano se observa irregularidad en la maduración así como en la liberación de gametos a lo largo de los años estudiados, lo que puede deberse a que la población esta siendo afectada por condiciones ambientales o bien por la pesquería y por lo tanto los múltiples desoves sean una forma de mantener la población; en el presente trabajo no se puede decir que el chano libera gametos durante todo el año, ya que no se cuentan con muestras de diciembre a febrero, sin embargo el análisis microscópico permite inferir que podría ser así. En otras especies de *Micropogonias* como *M. furnieri* que es una especie de la zona tropical Atlántico, es considerado un desovador múltiple, que presenta su máximo desove en el periodo de febrero-agosto (Manickchand y Kenny, 1990), por otro lado *M. undulatus* es también una especie del Atlántico, pero de aguas más al norte, es un desovador anual de

septiembre a diciembre y su desove máximo es en octubre (Morse, 1980); en los pelágicos menores como la anchoveta *Engraulis sp.* y la macarela *Scomber japonicus* el desove es durante todo el año y su pico máximo varía dependiendo de la especie y su localización (Alheit *et al.* 1983; Tapia *et al.* 1988; Gluyas-Millán, 1994); aquí cabe mencionar que el chano no es un pelágico menor y que presenta muchas similitudes con ellos, desde características microscópicas hasta los múltiples desoves.

Acerca del análisis de los estados atrésicos, se encontró que presenta un comportamiento irregular, esto es debido a los múltiples desoves del chano, lo que indica que la reabsorción de estructuras debe ser de forma rápida por lo que estos se presentan en abundancia variada a lo largo de los años, con una mayor frecuencia durante la primavera y el otoño. Con relación al índice gonádico IGL (tabla VI), este presentó un comportamiento esperado, esto es, que las máximas se presentan en los organismos en proceso de maduración y maduros (ig2); de esta forma el IGL corrobora la clasificación realizada de las etapas de madurez gonadal.

Los resultados de la madurez gonadal con los máximos desoves en la temporada de altas temperaturas; así como del índice gonádico resaltando el grupo ig2 en primavera, que en comparación con la mayor abundancia de estados atrésicos en los meses previos y posterior al desove; indican en su conjunto que la época de máxima reproducción del chano fue en el verano, considerando que los estados atrésicos son indicadores del inicio y fin de la principal temporada de desove (Hunter y Macewicz 1985a).

Referente a la talla de primera madurez, esta se consideró cuando se obtuvo el 50% + 1 de organismos maduros; para el chano la talla se encontró en la

clase de 326 a 330 mm; se presentan organismos con gónadas maduras desde los 159 mm. En relación al total de las capturas del chano durante el periodo 1993-1995, el 57.74% son ejemplares menores a la talla de primera madurez, además de que esta se localiza por encima de la longitud promedio 314 mm, por lo que es importante considerar que existen factores bióticos o abióticos que están influenciando la población lo que repercute en los presentes resultados. Arvizu 1971, indica para *M. altipinnis* una talla mínima de organismos con gónadas maduras de 100 mm. Huitron y González 1977, mencionan para *M. ectenes* una talla de maduración para las hembras de 42 cm y para los machos de 37 cm; estas diferencias en las tallas de maduración se debe a las características propias de cada especie influenciadas por los factores ambientales de las zonas de estudio.

La proporción sexual del chano para el periodo 1993-1995 fue de 1:0.8, si vemos la proporción por años de 1993 a 1995 la proporción baja de 1:1.4 a 1:0.6, había de esperarse la proporción de hembras fuera igual o mayor a los machos; esta disminución en el número de hembras puede ser un indicador anómalo en la población del chano.

6.3.- FECUNDIDAD

Con base en los datos obtenidos y los análisis de varianza múltiples (tablas VII-IX), los resultados señalan que no hay diferencias significativas en cuanto a la posición de las submuestras y entre las gónadas derecha-izquierda, más

detalladamente nos muestran que existe una mayor variabilidad entre los datos de cada organismo que entre los datos de las submuestras o de las gónadas, y además que la gónada izquierda presenta mayor variabilidad que la derecha, pero como se menciono anteriormente estas diferencias no son significativas, por lo tanto para estimar la fecundidad del chano es suficiente el análisis por submuestras en la región media de la gónada derecha (menor variación).

La fecundidad individual del chano *M. megalops* fue de $79,805 \pm 3,999$ ovocitos, se determinó con 8 ejemplares con un rango de talla de 400 a 449 mm, el número de organismos es reducido debido a que la hidratación se presenta en un corto periodo de tiempo antes del desove, por lo que la captura de ejemplares con presencia de ovocitos hidratados y ausencia de folículos postovulatorios, características necesarias para la determinación de la fecundidad, es pobre si no se conoce el comportamiento reproductivo del chano para realizar muestreos en las horas adecuadas, esto aunado a la escasa variación en la talla de los organismos, no permite el análisis de la fecundidad en relación a la talla y peso de los ejemplares, ya que los resultados pueden no indicar claramente el comportamiento de la fecundidad.

Comparando el valor de la fecundidad del chano con la de otras especie de pelágicos menores, encontramos que el valor es alto, teniendo en cuenta que el chano presenta ovocitos hidratados de mayor talla, así como un mayor peso y logitud gonadal.

6.4.- RECOMENDACIONES.-

- Al ser el chano *M. megalops* una especie acompañante en la pesquería del camarón, es necesario relacionar las épocas reproductivas del chano con la temporada de captura del camarón, el chano presenta su máxima liberación de gametos en verano, y la pesca del camarón es de septiembre a abril, de modo que aunque el chano se reproduce en la mayor parte de año, la pesquería del camarón no tiene gran efecto sobre la época de máxima reproducción del chano.
- Por otra parte de 1984 a 1995 los mayores volúmenes de capturas de chano se registran al final de la temporada de pesca del camarón, es decir de febrero a mayo, con un volumen máximo de 602 t. en 1993, durante 1996 las capturas de chano aumentan 294% con respecto a 1995, principalmente en los meses de febrero a agosto; estas capturas se realizan en la principal época de madurez y expulsión de gametos del chano (abril - julio), lo que disminuye la población de reproductores, principalmente durante el mes de mayo, que es cuando se registran las hembras hidratadas, proximas a desovar.
- Las capturas del chano presentan un alto porcentaje (57.74%) de organismos menores a la talla de primera madurez por lo que a pesar de tener una alta fecundidad, la población del chano esta siendo afectada, lo que se demuestra al observar un comportamiento irregular en las etapas de madurez gonadal a traves del tiempo, una talla de primera madurez por encima de la longitud promedio observada (314 mm); así como una disminución en la proporción de hembras; por lo anterior es necesario regular la pesquería del chano.

- Con base en los resultados obtenidos en el presente estudio, al aumento en los volúmenes de captura del chano y considerando que no hay antecedentes sobre la población del chano, se recomienda regular su pesquería con la aplicación de una talla de mínima captura de 330 mm. y una veda durante los meses de abril a julio, estas recomendaciones pueden variar al tener una mayor información sobre las condiciones poblacionales del chano.
- Por otra parte es también necesario delimitar un área de conservación donde se prohíba la pesca durante un lapso de tiempo, esta medida no solo beneficia al chano si no a otras especies del Golfo de California, la zona de amortiguamiento del Alto Golfo de California es indicada para la conservación, pero se necesita tener una mayor vigilancia en esta área, ya que se registran muchas capturas en esta zona.
- Para conocer de manera más completa el efecto de la pesquería del chano en su población, es indispensable continuar los estudios sobre aspectos reproductivos, con muestreos en todos los meses del año, para obtener mayor información e integrarlos con estudios sobre parámetros poblacionales, como edad, crecimiento, reclutamiento, mortalidad, distribución, entre otros.
- De esta manera determinar las regulaciones necesarias y mantener una población estable, en condiciones de seguir siendo utilizada, ya que como se observa en las estadísticas de la SEMARNAP en Alemán y Gutiérrez, 1997, el chano es la especie de escama que de 1994 a 1996 presenta las mayores capturas en el litoral del Golfo de California, con un promedio del 37% del total, con un notorio mercado internacional y que a pesar de tener una baja cotización, la pesquería del chano es una importante alternativa en la pesquería del Golfo de California.

7.- CONCLUSIÓN

- Los gametos masculinos se dividieron en cuatro clases: espermatogonias, espermatoцитos, espermátides y espermatozoides; los gametos están agrupados dentro del tubo seminífero por grado de madurez. Los ovocitos se clasificaron en cuatro clases; no vitelados, parcialmente vitelados, vitelados e hidratados.
- En los ovarios se observan folículos desovados o postovulatorios, los que se dividieron en dos grupos: folículos jóvenes y folículos viejos.
- Se determinaron cinco etapas de madurez gonadal para los machos del chano: indiferenciada o inactiva, gametogénica, crecimiento o maduración, reproductiva o madura y expulsión o liberación de gametos; en las hembras se determinaron cuatro etapas al no encontrar ejemplares inmaduros.
- La maduración de los gametos tanto masculinos como femeninos del chano *Micropogonias megalops* es asincrónica, con una reproducción parcial; se considera un desovador múltiple, principalmente durante el verano.
- La talla de primera madurez para ambos sexos en el periodo de 1993 a 1995 corresponde a la clase de 326-330 mm; para los machos la clase de talla de primera madurez es de 316-320 mm y para las hembras corresponde a la clase de 356-360 mm.
- La fecundidad individual del chano fue de $79,805 \pm 3,990$ ovocitos, con una mínima de 48,012 y una máxima de 138,824 ovocitos, para un rango de talla de 440 mm a 449 mm.

8.- BIBLIOGRAFÍA

- Alegre, B. y J. Alheit. 1986. Un nuevo método para la determinación de la fecundidad de la sardina peruana (*Sardinops sagax*). Bol. Inst. Mar del Perú, Callao, 10 (3).
- Alemán, L. R. y Gutiérrez, I. V. 1997. Diagnóstico técnico sobre las pesquerías de escama y tiburón en B. C. Avance Preliminar. Instituto Nacional de la Pesca. CRIP Ensenada. Proyecto Escama de B.C. Documento Interno.
- Alheit, J. B. Alegre., V. H. Alarcón y B. J. Macewicz. 1983. Batch fecundity and spawning frequency of various anchovy (Genus: *Engraulis*) population from upwelling areas and their use for spawning biomass estimates. Fish. Rep. Vol. 291, No. 3. pp 977-985.
- Alvarez, R. L. and J. Blanco. 1985. Composición de las comunidades ictiofaunísticas de los complejos lagunares y estuarinos de la Bahía de Cartagena, Ciénega de Tesca y Ciénega Grande de Santa Marta, Caribe Colombiano. In: Yáñez-Arancibia A.(Ed.). Fish Community Ecology in Estuaries and Coastal Lagoons: Toward an Ecosystem Integration. UNAM, Programa Universitario de Alimentos, Inst. de Ciencia del Mar y Limnología. México D.F. pp 535-656.
- Allsopp, W. H. L. 1985. La Fauna Acompañante del Camarón: Perspectivas y Manejo. En: Yáñez-Arancibia, A.(Ed). Recursos pesqueros potenciales de México: La pesca acompañante del camarón. U.N.A.M., Programa Universitario de Alimentos, Instituto Nacional de Pesca. México D.F. pp 635-643.

- Amezcuca, F. 1985. Recursos potenciales de peces capturados con redes camaroneras en las costas del Pacífico mexicano. En: Yáñez-Arancibia, A.(Ed). Recursos pesqueros potenciales de México: La pesca acompañante del camarón. U.N.A.M., Programa Universitario de Alimentos, Instituto Nacional de Pesca. México D.F. pp 39-94.
- Arvizu, J. M. 1971. Edad y crecimiento del chano (*Micropogon altipinnis* Gunther) en la parte norte del Golfo de California. Tesis Profesional. Instituto Politécnico Nacional. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. México.
- Barajas, H.V. y González, S. N. 1977. Observaciones preliminares sobre el crecimiento y edad de la berrugata, *Micropogon ectenes*, en Bahía Magdalena, B.C.S. Tesis Profesional. Universidad Autónoma de Baja California. Unidad de Ciencias Marinas. Ensenada, B. C. México.
- Brusca, C. R. 1980. Common intertidal invertebrates of the Gulf of California. 2da. edición. The University of Arizona Press. U.S.A.
- Castello, J. P. 1985. La ecología de los consumidores del estuario de la Laguna dos Patos, Brasil. In: Yáñez-Arancibia A.(Ed.) Fish Community Ecology in Estuaries and Coastal Lagoons: Toward an Ecosystem Integration. UNAM, Programa Universitario de Alimentos, Inst. de Ciencia del Mar y Limnología. México D.F. pp 383-406.
- Castello, J. P. 1986. Distribution, growth and sexual maturation of the juvenile white croaker (*Micropogonias furnieri*) in the estuary of the Patos Lagoon, Brazil. *PHYSIS-A*. Vol. 44, No. 106. pp 21-36. (resumen ASFA).
- Castro, G. J. J.; H. M. Lizárraga y O. Chapa. 1997. Fecundidad de la sardina crinuda *Opisthonema bulleri* (Regan, 1904), de las costas de Sinaloa, Nayarit y Jalisco, México. *Rev. Biol. Trop.*, 44(3)/45(1). pp 659-661.

- Cotero, C. 1988. Ciclo reproductivo, madurez y fecundidad de la anchoveta *Engraulis mordax mordax*: análisis comparativo en el periodo 1981-1983. Tesis Maestría. Centro de Investigación Científica y Educación Superior de Ensenada. Ensenada, B.C., México. 59 pp.
- Cousseau, M. B. 1985. Los peces del Río de la Plata y su frente marítimo. In: Yáñez-Arancibia A.(Ed.) Fish Community Ecology in Estuaries and Coastal Lagoons: Toward an Ecosystem Integration. UNAM, Programa Universitario de Alimentos, Inst. de Ciencia del Mar y Limnología. México D.F. 1985. pp 515-534.
- Estrada, A. y J. Villanueva. 1992. "Estudio del chano *Micropogonias megalops* en el Delta del Río Colorado. Junio de 1989-octubre de 1990". Resumen en: IV Congreso de la Asociación de Investigadores del Mar de Cortes, Sept. 2-3-4, 1992, Ensenada, Baja California, México. UABC, Asoc. de Investigadores del Mar de Cortes, CONACyT, Gob. del Edo. de Baja California. México.
- Fischer, W.; F. Krupp; W. Scheneider; C. Sommer; K. E. Carpenter; y V. H. Niem. 1995. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico Centro-Oriental. Vol. III. Vertebrados- parte 2. Pp. 1201-1813.
- García-Cagide, A., R. Claro, y V. B. Koshelev. 1982. Peculiaridades de los ciclos reproductivos de los peces de diferentes latitudes. Rep. Invest. Inst. Oceanol.
- Gluyas-Millan, M.G. 1994. Reproducción, edad y talla de primera madurez de la macarela *Scomber japonicus* (Houttuyn, 1872) en Bahía Vizcaíno. Ciencias Marinas, 20(3). pp 409-419. México.
- Granados-Gúzman, A., A. L. Calderón, R. H. Hidalgo, y S. Alvarez. 1996. Variación estacional e interanual de la temperatura en la costa

noroccidental del Golfo de California de mayo de 1993 a marzo de 1996. Informe Técnico, Com. Academ. C.I.C.E.S.E. CTECT9602. 23pp.

- Hoyos, F. 1988. Fecundidad y Esfuerzo reproductivo del mejillón *Mytilus californianus* (Conrad, 1837), en Erendira, Baja California, México. Tesis Maestría. Centro de investigación Científica y Educación Superior de Ensenada. Ensenada, B.C., México. 127 pp.
- Holden. M.J. y D.F.S. Raitt. 1975. Manual de ciencia pesquera. Parte 2 - Métodos para investigar los recursos y su aplicación. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia.
- Hunter, J. R. y S. R. Golber. 1980. Spawning incidence and batch fecundity in northern anchovy, *Engraulis mordax*. Fishery Bulletin. Vol 77, No. 3. U.S. pp 641-652.
- Hunter, J.R. y B.J. Macewicz. 1985a. Measurement of spawning frequency in multiple spawning fishes. En: Lasker,R. (ed.), An egg production method for estimating spawning biomass of pelagic fish: Application to the northern anchovy, *Engraulis mordax*. NOAA Tech. Rep. NMFS 36. U. S. Dep. Commer., Wash., D.C. pp 79-94.
- Hunter, J.R. y B.J. Macewicz. 1985b. Rates of atresia in the ovary of captive and wild northern anchovy, *Engraulis mordax*. Fishery Bulletin Vol. 83, No. 2. pp 119-136.
- Karlou-Riga, C. y P.S. Economidis. 1996. Ovarian atretic rates and sexual maturity of european horse mackerel, *Trachurus trachurus* (L.) in the Saronikos Gulf (Greece). Fishery Bulletin 94, pp 66-76.
- Lo, N.C.M., J. Alheit y B. Alegre. 1986. Fecundidad parcial de la sardina peruana (*Sardinops sagax*). Bol. Inst, Mar del Perú, Callao, 10 (2).

- Manickchand-Heileman, S. y J. Kenny, 1990. Reproduction, Age, and Growth of the Withemount Croaker *Micropogonias furnieri* (Desmarest 1823) in Trinidad Waters. Fishery Bulletin, U.S. 88:523-529.
- Mearns, Findley, J. C. Harshbarger y Sherwood. 1977. Melanona - like disease in *Micropogon megalops* from the northern Gulf of California. CalCOFI-Abstracts.
- Molina, J. 1982. Estimación de Fecundidad en *Haliotis rufescens*, "Abulón Rojo". Tesis Profesional. Escuela Superior de Ciencias Marinas, UABC. Ensenada, B.C. , México. 52 pp.
- Morales-Abril, G. 1993. Reserva de la Biosfera Alto Golfo de California. Estudio de caso. En: Proyecto de evaluación de áreas naturales de México. SEDESOL. México.
- Morrissey, M. T. 1985. Utilización de la Fauna de Acompañamiento del Camarón para Alimentos Humanos. En: Yáñez-Arancibia, A.(Ed). Recursos pesqueros potenciales de México: La pesca acompañante del camarón. U.N.A.M., Programa Universitario de Alimentos, Instituto Nacional de Pesca. México D.F. 1985. pp 645-676.
- Morse, W. W. 1980. Maturity, Spawning, and fecundity of Atlantic croaker, *Micropogonias undulatus*, occurring north of Cape Hatteras, North Carolina. Fishery Bulletin Vol. 78, No. 1. pp 190-195.
- Musick, J. A., J. A. Coluocoreses and E. J. Foell. 1985. Seasonality and the distribution, availability and composition of fish assemblages in Chesapeake Bight. In: Yáñez-Arancibia A.(Ed.) Fish Community Ecology in Estuaries and Coastal Lagoons: Toward an Ecosystem Integration. UNAM, Programa Universitario de Alimentos, Inst. de Ciencia del Mar y Limnología. México D.F. pp 451-474.

- Nahum, I. V. J. y A.E.A.M. Vazzoler. 1987. Reproductive biology of *Micropogonias furnieri* (Desmarest, 1823) (Teleostei, Sciaenidae), Gonadosomatic index, length and weight of ovaries as indicators of spawning season. Bol. Inst. Oceanogr. Sao-Paulo, Vol. 35, No. 2. pp 123-134.
- Pérez-Mellado, J. y L. T. Findley 1985. Evaluación de la Ictiofauna Acompañante del Camarón Comercial Capturado en las Costas Sonora y Norte de Sinaloa. En: Yáñez-Arancibia, A.(Ed). Recursos pesqueros potenciales de México: La pesca acompañante del camarón. U.N.A.M., Programa Universitario de Alimentos, Instituto Nacional de Pesca. México D.F. pp 201-253.
- Román, M. J. (coord.) 1996. Estudio poblacional del chano (*M. megalops*) (Pisces:Scianediae), especie endémica del alto Golfo de California. INTERNET. <http://www.cideson.mx/monitor/chano.html>
- Ross, S. W. y S. P. Epperly. 1985. Utilization of shallow estuarine nursery areas by fishes in Pamlico Sound and adjacent tributaries, North Carolina. In: Yáñez-Arancibia A.(Ed.) Fish Community Ecology in Estuaries and Coastal Lagoons: Toward an Ecosystem Integration. UNAM, Programa Universitario de Alimentos, Inst. de Ciencia del Mar y Limnología. México D.F. 1985. pp 207-232.
- SEMARNAP. Producción pesquera por centros productores, enero 1984 - diciembre 1996. Dto. de informática y registro pesquero. Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca. Delegación Federal en el Estado de Baja California.
- Tangler, K. F. 1978. Freshwater fishery biology. W.M.C. Brown Co. Publisher. Dubuque, Iowa.

- Tapia, O.V., C. E. Coteró y C. M. García. 1988. Determinación de madurez gonadal y fecundidad en anchoveta (*Engraulis mordax mordax*) de la subpoblación central. Ciencia Pesquera. Instituto Nacional de la Pesca. Sría. de Pesca. No. 6. pp 69-101. México.
- Theilacker, G. H. 1985. Notas " Standar histological procedure used for the larvae and ovaries at the Southwest Fisheries Center, La Jolla, California."
- Thomson, D. A., y N. McKibbin. 1978. Peces del Golfo de California. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas. Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México.
- Villanueva, J. 1992. Composición de la dieta en juveniles del chano *Micropogonias megalops* (Bonaparte, 1831) en el estuario del Río Colorado. Tesis Profesional. Fac. de Ciencias Marinas. Universidad Autónoma de Baja California. Ensenada, B.C., México. 45 pp.
- Walker, B. W. 1960. The distribution and affinities of the marine fish fauna of the Gulf of California. En symposium: The biogeography of Baja California and adjacent seas. Parte II, Marine Biotas. Systematic Zoology. 9(3), pp 123-133.
- Zayas y Roman. 1988. Descripción de los estadios post-larva y juvenil del chano *Micropogonias megalops* de la parte norte del Alto Golfo de California. En: Resúmenes del I Congreso, Asociación de Investigadores del Mar de Cortés, A.C. Hermosillo, Son. México.

ANEXO 2.- TÉCNICA HEMATOXILINA - HEOSINA (H-E)

Para realizar la tinción de los cortes histológicos, primeramente se deben desparafinar; esto consiste en :

- Colocar las laminillas en la estufa a 60°C durante aprox. 8 hrs. o más.
- Colocar las preparaciones en un recipiente con xileno durante 5 minutos. Este paso se repite 3 veces.
- Pasar los cortes a una solución de alcohol absoluto-xileno, durante 5 minutos.
- Colocar las laminillas en alcohol 96%, durante 5 minutos. Tres veces.
- Pasarlos a alcohol 70% durante 5 minutos. Tres veces.
- Lavar los cortes en agua de la llave, hasta eliminar el exceso de reactivos.

La tinción consiste en:

- Colocar las laminillas desparafinadas en hematoxilina de 1 a 3 minutos.
- Lavar en agua de la llave.
- Diferenciar en alcohol ácido.
- Lavar en agua de la llave.
- Virar coloración en agua amoniacal.
- lavar en agua de la llave.
- Lavar en agua destilada dos veces, 2-3 minutos cada una.
- Teñir con eosina, 30 segundos-1 minuto.
- Deshidratar en alcohol 96%, tres cambios de 1 minuto cada uno.
- Deshidratar en alcohol absoluto, tres cambios rápidos.
- Deshidratar en alcoholabsoluto-xileno, tres cambios rápidos.
- Transparentación en xileno, 3 - 5 cambios de 5 minutos cada uno.
- Montar en resina sintética o bálsamo de Canadá.

9.- ANEXOS

ANEXO 1.- TÉCNICA DE DESHIDRATACIÓN DE THEILACKER

Para la deshidratación de las gónadas, éstas se colocan en los siguientes reactivos:

REACTIVO	PREPARACION	TIEMPO (Hrs.)
Etanol 70%	etanol 70 % + agua destilada 30%	1
Etanol-butanol 70%	etanol 50% + butanol 20% + agua destilada 30%	3
Etanol-butanol 83%	etanol 50% + butanol 33% + agua destilada 17%	3
Etanol-butanol 95%	etanol 45% + butanol 55%	1.5
Etanol-butanol 95%	etanol 45% + butanol 55%	1.5
Etanol-butanol 100%	etanol 25% + butanol 75 %	1
Etanol-butanol 100%	etanol 25% + butanol 75 %	1
Butanol 100%		1
Butanol 100%		1
Ameraffin de 55-57°C		1
Ameraffin de 55-57°C		2.5 - 8