

201/63



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

**OVARIO DE PEZ BOTETE
(*Sphoeroídes annulatus*)
ASPECTOS HISTOLOGICOS**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

BIOLOGO

PRESENTA:

ORIETA ISABEL GOMAR CHAVARRIA

México, D. F.

1984



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

INDICE.

1.- ANTECEDENTES.	
1.1.- Características Morfológicas de la Especie.....	1
1.2.- Clasificación.	2
1.3.- Origen Embriológico del Ovario.....	3
1.4.- Morfología del Ovario.	4
1.4.1.- Pared.....	5
1.4.1.1.-lamelas.	5
1.4.2.- Folículos en crecimiento.	5
1.4.2.1.- Teca.	5
1.4.2.2.- Lámina Basal.	6
1.4.2.3.-Granulosa.	6
1.4.2.4.- Zona pelúcida.	7
1.4.2.5.- Folículo.	8
1.4.2.5.1.- Vitelo.	9
1.4.2.5.2.- Hialoplasma.	12
1.4.2.5.3.-Clasificación según el estadio de desarrollo ..	13
1.4.2.5.4.- Clasificación de Marza Y Prabhen.	19
1.4.3.- Folículos Atrésicos	20
1.4.4.-Cuerpo Lúteo.	21
1.5.- Control Hormonal.	22.
2.- OBJETIVOS.	24.
3.- MATERIAL Y METODO.	25.

4.-RESULTADOS.	28.
5._DISCUSION	43.
6.-CONCLUSIONES.	49.
7.-BIBLIOGRAFIA	50.

1.- ANTECEDENTES.

La mayoría de los estudios realizados acerca de la histología en peces, se han limitado a las especies de tipo comercial.

En la mayoría de los organismos poiquiloterms, la actividad reproductiva es rítmica y la fase de desove está restringida a una época del año en particular, que es característica de las especies. El estudio del ovario del botete (Sphoeroides annulatus), desde el punto de vista histológico resulta útil para el conocimiento de los cambios del aparato reproductor existentes en peces y es básico para establecer el ciclo de vida de un organismo, aunado a otro tipo de estudios de poblaciones.

El pez en estudio, conocido con el nombre común de botete pertenece a la familia Tetraodontidae, representada por especies de tipo venenoso, Halstead (1967) reporta 75 que presentan una poderosa toxina llamada tetraodotoxina (TTX) en diferentes partes del cuerpo (Hoar 1969, Goe 1953), en el botete se presenta solamente en el hígado. Este organismo es consumido localmente y no se conoce su ciclo de vida, patrones de distribución o abundancia en la zona, por lo tanto no se ha establecido el potencial reproductivo de la especie para su posible explotación.

1.1. Características Morfológicas de la Especie.

Son organismos elongados de espinas suaves, capaces de inflarse considerablemente, sus nostrilos tienen dos aberturas de cada lado.

Presentan anillos concéntricos blancos que contrastan con el cuerpo obscuro, lateral y dorsalmente esta cubierto uniformemente con puntos pequeños y oscuros sobre un color café claro, sus aletas son fusiformes sin puntos.

Esta especie se distribuye desde el Golfo de California en San Diego, hasta Perú. incluyendo las Islas Galápagos.

Es de habitats arenosos ,costeros y estuarinos, la encontramos en los arrecifes a lo largo de la zona de rompientes y aguas someras cerca de la costa.

1.2. Clasificación.

Phylum	Chordata
Subphylum	Vertebrata
Superclase	Gnathostomata
Clase	Osteichthyes
Subclase	Actinopterygii
Orden	Tetraodontidae
Superfamilia	Tetraodontidae
Familia	Tetraodontidae
Género	<u>Sphoeroides</u>
Especie	<u>annulatus</u> . (Jenyns 1843).

1.3. Origen Embriológico del Ovario.

El origen embriológico del primordio gonádico en los teleosteos, se considera similar al resto de los vertebrados (Merchant-Larios 1978) esto es, surge como una cresta en el límite dorsolateral de la cavidad peritoneal.

Las conexiones urogenitales no se establecen en la misma forma que en otros grupos, y el componente gonádico de origen mesonéfrico no está presente, ya que la gónada se desarrolla directamente del epitelio peritoneal y no existe contribución del blastema interrenal (mesonéfrico) (Hoar 1969), a esta condición se le llama de tipo primitivo (D'Ancona 1952).

Pueden estar involucrados cuatro tipos de migración, según la especie y la diferente fase de migración :

- a) Movimientos ameboides activos de las células primordiales germinales (PGSc).
- b) Transporte pasivo a través de translocaciones y movimientos morfogenéticos de los tejidos embrionarios.
- c) Transporte pasivo en la circulación sanguínea.
- d) Estímulo quimiotáctico que emana del asa en que se están desarrollando las crestas genitales.

En teleosteos y lampreas, existen dos principales rutas de migración :

- En los que presentan una segmentación holoblástica, el camino es similar al de los amniotos durante las fases intraembrionarias, partiendo de una cresta del endodermo dorsal a través del mesodermo esplácnico hacia el mesenterio y finalmente hacia los sitios genitales colocados lateralmente, esto se presenta en lampreas, esturión, en Squalus acanthias y G.keta.
- En otras especies, las PGCs pasan por el mesodermo somático o por los miotomos para aproximarse al sitio genital a partir de una dirección lateral, tales diferencias se deben a la posición ocupada por las PGC, cuando el mesodermo se diferencia, o por la relación entre el tiempo de cierre de la cresta del endodermo y formación del celoma (Gamo 1961, Pala 1970, M.W.Hardisty 1978). El número de células germinales varía de acuerdo a la especie pero la gran mayoría se encuentra en el rango de 30 a 70. Esta uniformidad en número puede estar relacionada con la ausencia de división durante la migración en la que la mayoría de los autores han coincidido.

1.4. Morfología del Ovario.

Los ovarios son órganos pareados, la mayoría de las veces de tipo cystovario (los sacos peritoneales envuelven al ovario) localizados dorsalmente al intestino. Su peso, longitud, ancho y grosor, varían notablemente con el estadio de madurez, pre-

sentando un modelo de maduración que varía con las especies y su hábitat.

El ovario está constituido de fuera hacia adentro por una pared, sacos ovígeros o lamelas, en los cuales se desarrollan los ovocitos, presenta también ovocitos atrésicos y el cuerpo luteo.

Todas estas estructuras serán descritas a continuación :

1.4.1. Pared.

La pared constituye la cubierta del ovario y es derivada del epitelio peritoneal, bajo el cual se encuentra una capa de tejido conjuntivo elástico llamado tunica albugínea (Lloyd 1956, Hoar 1969, Horn 1975).

1.4.1.1. Lamelas.

En el interior del ovario encontramos numerosas lamelas o sacos ovígeros que llenan por completo su cavidad, estos pliegues son derivados de la pared y están limitados por epitelio germinal, entre las lamelas podemos encontrar tejido conjuntivo elástico y musculo liso (Horn 1975, Hoar 1969, Billard 1974, Guraya 1975, 1978, Lloyd 1956, Houillon 1972).

1.4.2. Folículos en crecimiento.

Las estructuras que se describen a continuación, son las que se encuentran rodeando al ovocito.

1.4.2.1. Teca.

El tejido conjuntivo cercano a los ovocitos forma la única

teca que está constituída por capilares sanguíneos y tejido fibroelástico (Horn 1975, Fisher 1963, Houillon 1972, Guraya 1978, Morris 1980).

Las células de la teca están unidas por adhesiones maculares (Anderson 1967) y están entre una matriz de colágena que da integridad a los folículos. Su función es la de transportar substancias a través de sus membranas (Varma 1970).

1.4.2.2. Lámina Basal.

Se encuentra entre la teca y la granulosa, constituída por carbohidratos, proteínas y está asociada a fibras colágenas (Tokarz 1978, Valentine- Lance 1978).

1.4.2.3. Granulosa.

Durante el crecimiento y maduración del ovocito, éste se rodea por células epiteliales del ovario llamadas células foliculares, las cuales proceden del epitelio germinal . (Balinsky 1965, Tokarz 1978).

Al principio del crecimiento, se observa sólo una capa de epitelio con células fusiformes paralelas a la superficie más tarde se vuelve pseudoestratificado debido a la colocación de los núcleos, esta condición es de naturaleza transitoria durante el crecimiento del ovocito, ya que el epitelio vuelve a ser fusiforme en el estadio de maduración (Balinsky 1965, Lipner 1968, Billard 1974, Horn 1975, Guraya 1978, Morris 1980).

Las células foliculares tienen como función:

- a) El depósito del vitelo durante el crecimiento, mediante la transferencia de proteínas de la sangre al ovocito (Guraya 1975).
- b) Liberar sustancias para la formación de las dos capas de la zona pelúcida (Hayashi 1972, Guraya 1975, Chinareva 1975, Morris 1980).
- c) Producción de hormonas esteroides (Lambert 1970, Horn 1975)
- d) Fagocitar o reabsorber el vitelo durante la atresia.

En la granulosa encontramos una única célula especializada cónica y grande que interviene en el proceso de fecundación, su función primaria es la de formar el micrópilo por extensión de procesos citoplasmáticos gruesos hasta el ovoplasma a través de la membrana del ovocito (Laale 1980), se observa que el ápice puntiagudo se extiende dentro del folículo ovárico, dando lugar a un canal o micrópilo en la zona radiada, ésta célula se observa en el estadio de vesícula vitelina (Hiromi 1982), con un diámetro de 3-4 μ m en el ápice puntiagudo.

Muchos estudios histoquímicos indican que las células de la granulosa son una fuente positiva de hormonas esteroides, pero no existe actividad esteroidogénica enzimática en la célula micropilar (Hiromi 1982).

1.4.2.4. Zona Pelúcida.

Se desarrolla entre las células del folículo y la superficie

del ovocito, es de naturaleza no-celular. En un principio está constituida de polisacáridos y más tarde produce proteínas a partir de los polisacáridos (Yamamoto III 1956). Se forma por liberación de sustancias de las células foliculares (Morris 1980).

Esta zona está constituida por dos partes:

De acuerdo a Balinsky 1965, Hurley and Fisher 1966, Hoar 1969, Horn 1975 & Hiromi 1982, existe una capa con numerosas prolongaciones citoplasmáticas o microvellosidades provenientes del ovocito y de la granulosa, que se entrelazan dando una apariencia radiada y otra capa constituida por un material homogéneo. La función de esta zona es la de aumentar el área de absorción de sustancias.

1.4.2.5. Folículo.

Con el crecimiento del ovocito, el núcleo entra en Profase I de la división meiótica, presentando cambios graduales y continuos, los cuales se dividen en los estadios clásicos de Leptoteno, Zygoteno, Pachyteno y Diploteno, que coinciden con la unión de células foliculares y el principio de la foliculogénesis (Tokarz 1978), las fases siguientes de la división meiotica se posponen hasta el final del período de crecimiento (Chouinard 1963, Balinsky 1965).

Durante la etapa de crecimiento, se forman cerca de 15 nucleólos presentando numerosas figuras cromáticas (Chouinard

1963), los nucleólos contienen poca cantidad de polisacáridos y un mucolípido parecido al detergente, en el nucleoplasma, encontramos mucopolisacáridos (Yamamoto III 1956).

Se han observado extrusiones nucleolares en el citoplasma encontrándolas desde el estadio de perinucleolo temprano, hasta el de vitelo secundario, donde los nucleólos asumen una estructura vesicular en esos estadios. Las observaciones están a favor de que la extrusión de nucleólos es debido a la disolución de la membrana nuclear, tal vez debido a las vacuolas producidas en los nucleólos (Yamamoto II 1956).

1.4.2.5.1. Vitelo.

Antes de la acumulación de sustancias de reserva, el crecimiento del ovocito se efectúa lentamente y se habla de una previtelogénesis, en ella existe una síntesis de protoplasma y el crecimiento del ovocito depende del aumento y evolución de los organelos citoplasmáticos, se forma muy poco vitelo (Houillon 1972).

Existen dos tipos de vitelogénesis: la endógena, que corresponde a los remanentes citoplasmáticos internos y la exógena, caracterizada por un aporte de material hepático los cuales forman gotas lipídicas ricas en proteínas (Billard 1974). Su forma de almacenamiento en el ovocito, es en gránulos de vitelo constituidos por una fosfoproteína llamada vitelina (Brachet 1975), que es sintetizada en el hígado bajo la influencia de estrógenos (Hiromi 1982),

En el bagre, la vitelogenina que es una lipofosfoproteína constituida por dos moléculas, una fosvitina y otra llamada lipovitelina, está compuesta por peptidos de alto peso molecular (Hickey and Wallace 1974).

Existen tres teorías sobre su origen:

- 1.- Los precursores del vitelo son fabricados fuera del ovocito por otro órgano y se introduce en el ovoplasma por micropinocitosis (Bellairs 1961, Anderson 1967, Hope 1964).
- 2.- Los precursores son producidos por el ovocito, debido a los esfuerzos unidos de sus organelos (Anderson y Huebner 1967, Anderson 1968).
- 3.- Los precursores tienen un origen dual que abarca las dos formas anteriores (Droller and Roth 1966, Anderson 1968).

En los teleosteos, el vitelo ocupa la mayor parte del ovocito y el citoplasma está restringido a una fina capa superficial que cubre el vitelo, engrosada en el polo animal del ovocito, donde forma un casquete citoplasmático. Las actividades sintéticas del vitelo comienzan en un área del citoplasma llamada núcleo vitelino en el que se encuentran el centrósome, los centriolos cerca del núcleo, un manto envolvente de corpúsculos de Golgi y mitocondrias (Balinsky 1965).

El vitelo agrupa a tres tipos de estructuras :

- A.- Los glóbulos vitelinos ó vitelo protéico ó vitelo extravascular :

Están representados por vacuolas irregulares (Lloyd 1956) constituidos por polisacáridos de bajo peso molecular y que más tarde son polisacáridos polimerizados con mucha proteína (Yamamoto 1956), hacen su primera aparición como pequeños granulos esféricos distribuidos en la periferia del ovocito en una sola capa (Yamamoto III 1956), después de la aparición de las gotas de grasa y las vesículas vitelinas (Hayashi 1972), posteriormente llenan por completo el ooplasma.

En algunas especies se fusionan formando una sola capa originando una masa. Los glóbulos se tienen de naranja rojizo con la técnica de Mallory (Lloyd 1956, Hayashi 1972, Guraya 1975).

B.- Vesículas vitelinas ó vitelo de carbohidratos ó vitelo intravesicular :

Se observan como pequeñas vacuolas distribuidas a veces, en un modelo polimerizado y en otras, presenta un arreglo más homogéneo en la periferia del ovocito se distribuyen hacia el citoplasma interno y finalmente en el citoplasma cortical (Hayashi 1972) , aunque en Amphipnus cuchia aparecen en el centro del ovocito y se distribuyen cetrífugamente (Rastogi 1969).

Estan constituidos de mucopolisacáridos que dan lugar a los amino-polisacáridos (Yamamoto 1956,1958), y por proteínas (Krishnamurtly 1972), que formaran más tarde los alveolos-

corticales (Yamamoto 1958, Guraya 1975). Tienen un papel importante en la formación de una barrera contra la polispermia (Guraya 1975).

Las vesículas vitelinas originan cuerpos esféricos llamados Alveolos corticales, estos están constituidos de una capa externa y de una región central (Yamamoto III 1956).

Existen tres teorías sobre su origen:

1.-En la Pre-corteza.

2.-A partir de cuerpos vacuolares ó de una substancia base del ovoplasma (Yamamoto 1965).

3.-Por el complejo de Golgi (Anderson 1968).

Al empezar la vitelogénesis, unos gránulos pequeños se acumulan debajo de la membrana vitelina, formando la capa cortical (Houillon 1972, Balinsky 1965).

Aketa en 1954, encuentra polisacáridos en los alveólos corticales de Oryzias (Yamamoto 1956) y también proteínas (Guraya 1975).

C.- Vitelo Graso.:

Está constituido por triglicéridos (grasas neutras), en algunas especies forma un anillo alrededor de la vesícula germinal, pero en otras no se presenta (Yamamoto 1958, Guraya 1975), aparece en forma de vacuolas, pero la forma de depósito aún es desconocida.

1.4.2.5.2.Hialoplasma.

constituido por mucopolisacáridos no-sulfatados.

En el estadio de vitelo primario al terciario, se acumula glicógeno y en los últimos estadios de transforma en mucopolisacáridos de nuevo (Yamamoto III 1956).

1.4.2.5.3. Clasificación según el estadio de desarrollo.

En los folicúlos encontramos diferencias de acuerdo al grado de desarrollo o maduración que presenten, Yamamoto en 1956, establece una serie de estadios de acuerdo a la conducta de la cromatina, del vitelo, de la zona pelúcida y de la granulosa. Revisando las clasificaciones de los diferentes autores, las etapas mencionadas por Yamamoto, se repiten o son base para las otras clasificaciones, tomando en cuenta que no existe separación de estadios sino una continuidad de uno a otro (Lloyd 1956). Los siguientes doce estadios, corresponden a una recopilación de las características dadas por los autores (Lloyd en 1956 con tres estadios, Yamamoto 1961 con seis estadios, Barr en 1963 con seis estadios, Yamamoto 1964 con ocho estadios, Takahashi en 1963 con ocho estadios, Guraya en 1975 con siete estadios, Jones en 1978 con cinco estadios, Caramashi en 1982 con cuatro estadios.).

1.-Ovogonias.

Pequeñas células redondas con citoplasma relativamente claro, el núcleo es grande y posee un nucléolo prominente, pueden estar solas pero generalmente se encuentran en nidos (Brackevelt

1957, Raikova 1976, Takahashi 1973, Barr 1963).

Los ovocitos se producen por mitosis de las ovogonias, descrita por Hann 1927 y Mathews 1938, se han observado grandes cantidades en profase I meiótica después de cada desove, esto sugiere que existe una renovación de los ovocitos maduros (Franchi et al. 1962, Barr 1963, Guraya 1976), existe un período limitado con un pico de división ovogónica en la mayoría de las especies con ciclos anuales, donde:

- a) Existen ondas de proliferación ovogónica, ó
- b) Existe una proliferación ovogónica continua.

Se presentan todo el año en especies que no tienen ciclo de desove estricto (Tokarz 1978).

En los ovocitos, la Profase meiótica se caracteriza por un nucleólo prominente y abarca los estadios 2,3,4, de la clasificación.

2.- Cromatina Nucleolo.

Ovocitos pequeños con poca acumulación de citoplasma, se subdivide en tres etapas de acuerdo a la conducta de la cromatina :

- a) Pre-sinápticos: Con varios nucleólos en la malla del retículo cromático, presenta un núcleo oval.
- b) Sinápticos: La cromatina aparece como hilos gruesos con un gran nucleólo.
- c) Post-sinápticos : Los hilos se dividen longitudinalmente, algunos presentan anastomosis (Yamamoto 1961).

Esta etapa presenta un núcleo oval con un nucleólo grande (Yamamoto 1964, Jones 1978), que más tarde en lugar del único nucleólo, aparecen varios muy pequeños (Yamamoto 1964), presenta un citoplasma homogéneo (Lloyd 1956, Takahashi 1973).

3.-Estadio de Perinucleolo Temprano.

Ovocitos pequeños, con un núcleo grande y alargado, poco citoplasma que al crecer se vuelve basófilo (Yamamoto 1964), la cromatina es difusa, se presentan uno o dos nucleólos verdaderos que se arreglan gradualmente en la periferia, son basófilos de diferente tamaño (Yamamoto 1964), se puede observar el núcleo de Balbiani cerca de la membrana nuclear y después en la periferia del citoplasma (Yamamoto 1964), aparece una delgada capa folicular, la zona pelúcida es delgada (Yamamoto 1964, Jones 1978).

4.-Estadio de Perinucleolo Tardío.

El núcleo es grande y redondo (Yamamoto 1964), encontramos cromosomas plumosos en Diplóteno (Yamamoto 1964, Jones 1978), los nucleólos se acomodan en la periferia del núcleo, en tamaño y número variable (Yamamoto 1964).

La parte externa del citoplasma presenta un núcleo vitelino de Balbiani (Yamamoto 1961, 1964), localizado cerca de la membrana nuclear, redondeado y denso (Jones 1978), se presenta el fenómeno de zonación del citoplasma (Yamamoto 1961). Se encuentra una capa gruesa de células foliculares cúbicas (Yamamoto 1964).

5.-Estadio de Vesícula Vitelina.

El ovocito se alarga, el núcleo en el centro es elíptico y rugoso (Yamamoto 1964), aparecen nucleólos ovales en la periferia poco teñidos (Yamamoto 1964).

En esta etapa existe una formación de pequeñas gotas de grasa en la región perinuclear (Yamamoto 1964). En el citoplasma aparecen las vesículas vitelinas como una capa restringida al área externa, el núcleo de Balbiani se observa cerca de la membrana nuclear (Jones 1978), ó en la periferia (Yamamoto 1961,1964), existe una estrecha zona radiada entre el citoplasma y la capa folicular, ésta forma una capa gruesa de aspecto pseudoestratificado (Lloyd 1956, Yamamoto 1961, Barr 1963).

6.-Estadio de Vitelo Primario.

Ovocitos ovales, presentan nucleólos esparcidos en el núcleo perdiendo su arreglo periférico, continúa formandose pequeñas gotas de grasa en la región perinuclear, el ovoplasma esta lleno de glóbulos vitelinos más grandes que las vesículas vitelinas, el núcleo de Balbiani es casi negro (Yamamoto 1964) La capa folicular y la zona radiada son más amplias (Yamamoto 1961, Barr 1963).

7.- Estadio de Vitelo Secundario.

La vesícula germinal presenta contorno irregular, los nucleólos se presentan de forma redonda, existe una zona estrecha de vitelo homogéneo alrededor de la vesícula germinal

formada por la unión de glóbulos vitelinos (Yamamoto 1964).
que están en todo el ovoplasma, la grasa se encuentra en la
periferia del citoplasma, la zona radiada presenta estriaciones
las células foliculares son más densas en el polo animal.

8.- Estadio de Vitelo Terciario.

Ovocitos grandes, en el centro se encuentra la vesícula
germinal de apariencia vacuolada, presenta cromosomas plumosos
(Yamamoto 1961, 1964). El ovoplasma está lleno de glóbulos vite-
linos como grandes cuerpos esféricos, las vesículas vitelinas
se encuentran en la periferia del ovoplasma como un anillo
rodeando la masa de vitelo, las gotas de grasa se fusionan en
una sola estructura y se encuentra entre las vesículas vitelinas
y la masa de vitelo, la zona radiada es más gruesa (Yamamoto
1964).

9.- Estadio de Nucleo Migratorio.

La vesícula germinal migra hacia el polo animal, presenta
muchos nucleólos, está rodeada por una sustancia viscosa
teñida de azul con Mallory-azan (Yamamoto 1961), entre los
glóbulos vitelinos se encuentra una red de hialoplasma y la
zona radiada está muy marcada (Yamamoto 1964).

10.- Estadio de Pre-Maduración.

El núcleo está en posición excéntrica, desaparece su
membrana, la cromatina tiene forma de cintas colocadas junto

a los nucleólos, ahora en forma de bastones que más tarde desaparecen. Los glóbulos vitelinos son más grandes y se unen para formar varios cuerpos grandes (Yamamoto 1961, 1964), el hialoplasma se encuentra en un polo y cubre el espacio entre los glóbulos vitelinos (Yamamoto 1956), se observa una capa cortical rodeando al huevo y sobre ésta los alveolos corticales. Se puede observar el micropilo (Yamamoto 1961).

11.- Estadio de Maduración

La vesícula germinal no presenta límites, desaparecen los nucleólos y aparecen cromosomas esféricos en la periferia del polo animal, se encuentra en metafase alargada en la primera división de maduración. El vitelo se presenta en la mitad del huevo, mientras que la otra mitad presenta glóbulos vitelinos sin fusionarse distribuidos en el hialoplasma, la grasa se encuentra entre la capa cortical y la masa de vitelo (Yamamoto 1964), los alveolos corticales son más visibles. La zona radiada es moderadamente gruesa (delgada, Barr 1963), con estriaciones difusas. La capa folicular es delgada.

12.- Estadio Huevo Maduro.

Los ovocitos son esféricos, transparentes y cubiertos con una membrana delgada, los alveolos corticales son claramente visibles en el protoplasma cortical. No presenta células foliculares. Se aprecia claramente el micrópilo (Yamamoto

1964).

Las siguientes clasificaciones se basan en el ritmo de maduración de los ovocitos, la primera, y la segunda en el tipo de desove:

Clasificación de Marza 1938.

- 1.- Total sincronismo.- Todos los ovocitos del ovario se desarrollan sincrónicamente.
- 2.- Sincronismo. Grupal.- Donde se pueden distinguir dos tipos
 ó Parcial. de ovocitos, indicando que se desova una vez al año en una época corta y definida.
- 3.- Asincrónismo.- Se encuentran ovocitos en diferentes estadios, indicando una época de desove larga y con varios desoves en la temporada.

Clasificación de Prabhen 1956.

- a.- Desove una vez al año, con poca duración.
- b.- Desove una vez al año, con larga duración.
- c.- Desove más de una vez al año.
- d.- Desove todo el año

4.3. Foliculos Atrésicos.

Ocurre comunmente en el predesove y desove, afecta primordialmente el crecimiento vitelogénico y a los ovocitos maduros, sucediendo muy raras veces en ovocitos previtelogénicos.

Las características generales de atresia en los ovocitos maduros son :

El núcleo se rompe y se vuelve granular, las células de la granulosa disuelven la zona radiada; la granulosa cambia de epitelio escamoso a cuboidal o columnar, la zona pelúcida se rompe e ingieren los glóbulos vitelinos. Se ha observado fagocitosis por leucocitos (Barr 1963, Rai 1966). En Cyprinus carpio, los vasos sanguíneos descansan en el tejido tecal y no invaden la masa de células luteales (Guraya 1975). Frecuentemente se han observado en los folículos atrésicos unos cuerpos ovoides y pequeños asociados a glóbulos vitelinos (Barr 1963), algunas veces se presenta secreción de gránulos amarillos (Guraya 1969).

Las causas de la atresia pueden ser :

- a) El daño hecho al ovario resultado del crecimiento de otros ovocitos (Lynges 1931).
- b) Por una alimentación no adecuada
- c) Por una vascularización deficiente
- d) Por cantidades insuficientes de gonadotropinas endógeas.

nas (Hoar 1965, Ingram 1962, Barr 1968, Jorgensen 1972, Guraya 1975).

Los folículos restantes pueden estar involucrados en la síntesis de esteroides o ser sólo un producto degenerado sin producción hormonal (Hoar 1969, Guraya 1969, Byskov 1978).

4.4. Cuerpo Luteo.

Se presentan dos tipos de cuerpos lúteos, uno formado por la atresia de un ovocito maduro o en maduración y se conoce como cuerpo lúteo de atresia o cuerpo atrésico, el segundo tipo es derivado de un folículo vacío después de la ovulación y es el cuerpo lúteo de ovulación (Hoar 1969, Guraya 1976, 1979).

Las características del cuerpo lúteo de atresia son :

- Densa acumulación de vitelo en el ovoplasma.
- Capa tecal delgada, muy vascularizada con fibroblastos.
- Epitelio folicular de una capa, células en forma de huso con un núcleo elongado o esférico.

Las características de los folículos llamados cuerpos lúteos de ovulación son :

- Abertura por el lado donde salió el ovulo.
- La teca y la granulosa, primero proliferan y más tarde se reabsorven.

El significado funcional de los folículos postovula-

torios en vertebrados no mamíferos , aún se desconoce pero se ha observado claramente que desarrollan las características ultraestructurales e histoquímicas de las bien definidas células secretoras de esteroides (Guraya 1976,1979, Marshall 1956).

Se han observado cuerpos lúteos de atresia en : Carasius auratus (Beach 1959), Sebastes paucispinus (Moser 1967) y en cuerpos lúteos de ovulación en Cottus bairdii (Hann 1927).

El cuerpo lúteo de ovulación es una masa colapsada de tejido epiteloide, el cual desaparece rapidamente en el estroma del ovario, (Lambert y Van Onndt 1965, Guraya 1969).

1.5ControlHormonal.

En todos los teleosteos, lafunción gonadal es dependiente de el hipotálamo que manda factores de liberación de gonadotropinas que actúan sobre lá hipófisis o glandula pituitaria que libera la hormona foliculo estimulante involucrada en la iniciación del folículo primordial, en la vitelogénesis y maduración del ovocito (Smith I Ecker 1970), en la conducta de apareamiento (Valentine -Lance 1978, Yaron 1971, Bara 1965, Barr 1963), y estimula las células de la teca y granulosa desencadenando su sitema enzimático y pro-

-duciendo hormonas esteroides que intervienen en la aparición de los caracteres sexuales secundarios (Hoar 1969), aunque Schertz en 1967, piensa que los esteroides pueden ser requeridos como material de construcción para el ovocito y tener un papel en la desaparición de la vesícula germinal .

Cuando los niveles de estrógenos en la sangre son altos, se estimula el Sistema Nervioso Central para la salida de factores de liberación de hormona luteinizante (LH) que incrementa el rango de crecimiento de los folículos (Jones 1978) y provoca la ovulación.

2.- OBJETIVOS..

- Contribuir al estudio histológico de peces ovíparos.

- Determinar algunas de las diferentes etapas de la ovogénesis en el botete (Sphoeroides annulatus).

- Establecer la época y frecuencia de reproducción.

3.- MATERIAL Y METODO.

Se realizó un muestreo anual estacional en la bahía de San Blas, Nayarit, que está ubicada a lo 105°15' lat N y 21°3' long Occidental, con un clima tipo AW, Cálido subhúmedo (Enriqueta Garcia de Miranda 1972).

Los muestreos se realizaron utilizando una lancha de fibra de vidrio de 15 pies de eslora con un motor fuera de borda de 40 HP.

Se usaron dos tipos de redes, una red agallera de 25 m. de largo con luz de malla de una pulgada, para tomar muestras de costa y otra red fija, una almadraba tipo DAIBO AMI con luz de malla de 3/4 de pulgada para tomar muestras en mar abierto.

Una vez obtenidas las muestras, se procedió a registrar las características morfométricas de los peces tales como : longitud total, altura máxima y peso. Posteriormente se evisceraron los organismos extrayendo las gónadas las cuales fueron medidas y pesadas, a continuación se fijaron en Formol Neutro al 10% y Bouin, utilizando el volumen necesario para el tamaño de la muestra, en frascos previamente etiquetados.

Se obtuvieron 25 ejemplares de la especie en tres épocas del año, primavera, Otoño e Invierno, de los cuales se procesaron solamente 5 que correspondieron a

individuos del sexo femenino.

Una vez en el laboratorio, se procesaron las muestras de la siguiente manera:

- 1.-Se hicieron cortes transversales en la gónada para la mejor penetración del fijador.
- 2.-Se tomaron las secciones de la gónada y se hicieron cortes radiales para facilitar el manejo.
- 3.- Se lavaron en agua corriente durante 3 horas.
- 4.-Se deshidrataron con alcoholes graduales desde el de 30° hasta alcohol absoluto durante media hora cada uno.
- 5.-Se aclararon en Xilol.
- 6.-Las muestras de Primavera se colocaron en cloroformo a 37°C.
- 7.-Se hicieron dos cambios en parafina, de media hora cada uno y se incluyeron.
- 8.-Se hicieron cortes de 9 micras en un microtomo marca Reichert.

Se aplicaron dos técnicas de Anilinas:

- Hematoxilina (Harris)- Eosina, obteniendo los mejores resultados con treinta segundos en Hematoxilina y un segundo en Eosina alcoholica.
- Tricrómica de Mallory con tiempos de:
 - 1.-Cinco minutos en tiosulfato.
 - 2.-Tres minutos en fucsina.
 - 3.-Cuatro minutos en ac.fosfomolibdico.
 - 4.-Tres minutos treinta segundos en la combinación de

naranja G y azul de Anilina.

Se aplicó también una impregnación argéntica que es una modificación del método antiguo de Cajal (1908) y de la doble impregnación de Cajal, con tiempos de cuatro días para las muestras de Primavera y Otoño y de siete días en las muestras de Invierno.

Se relizaron las observaciones y se tomaron las fotomicrografías en un fotomicroscopio marca Zeiss III, con una película marca Fujichrome 100 asa, a color.

4.- RESULTADOS.

En la tabla I, se muestran las características de los organismos procesados.

El ovario es un órgano par constituido por una pared con fibras elásticas, colágenas y paquetes de músculo liso, así como de vasos sanguíneos de gran calibre (Figura I).

Las observaciones histológicas las dividiremos por épocas :

a) Ovario en la estación de Primavera:

Se observa una concentración aproximada de 85% de ovocitos grandes en estadio de vitelo secundario, (No.7) en cantidades menores (7%) encontramos los estadios de vesícula vitelina (No.5) y también de los estadios de perinucleólo temprano (No.3) y tardío (No.4), y en menor proporción (1%) el estadio de cromatina nucleólo (No.2).

Se observaron escasos ovocitos vitelogénicos atrésicos a excepción de una muestra.

CARACTERISTICAS DE LOS OVOCITOS.

Vitelo Secundario (No.7) .

Se observa un núcleo característico de contorno irregular, que se tiñe de azul con la técnica de Mallory, siendo basófilo, está situado en el centro del ovocito y presenta numerosos nucleólos de forma redonda en la

en la periferia del núcleo, encontramos numerosos glóbulos vitelinos en todo el ooplasma, que se tiñe de naranja y las vesículas vitelinas de azul con la técnica de Mallory (Figura 4) con las otras técnicas se aprecia una diferencia en tonalidades.

Observamos gránulos (Figuras 4,5) en la periferia del citoplasma del ovocito, los cuales se tiñen nitidamente en la periferia del ovoplasma con las tres técnicas (Figura 4,5,6), la parte estriada de la zona pelúcida, se percibe claramente con la técnica de H-E y Mallory, con ésta última la parte homogénea adquiere una tonalidad lila.

Las células foliculares de la granulosa (Figuras 4,5,6) son largas y aplanadas con un núcleo alargado, unidas a la zona pelúcida. Las encontramos constituyendo una sola capa, observándose claramente con la impregnación argéntica.

Por fuera de esta capa de células, encontramos la teca con células glandulares que presentan abundante citoplasma y núcleo redondo, así como vasos sanguíneos, se observan con la técnica de impregnación argéntica en este estadio. (Figura 5).

Estadio de Vesícula Vitelina. (No.5).

Los ovocitos en este estadio, los encontramos colocados

en el exterior de las lamelas; su núcleo de contorno irregular, está ubicado en el centro del ovocito, presenta varios nucleólos ovoides periféricos, los cuales se observan claramente con las tres técnicas (Figuras 7,8,9).

El citoplasma es basófilo, homogéneo y en su periferia se encuentra un anillo de vacuolas que representan el inicio de la vitelogénesis las cuales pudimos observar con las tres técnicas. Encontramos una delgada capa de células foliculares claramente visibles con las anilinas en este estadio.

Estadio de Perinucleólo tardío. (No.4).

Ovocitos con citoplasma basófilo, núcleo grande muy claro, con varios nucleólos en la periferia, se encuentran fácilmente los cromosomas plumosos que corresponden al diplóteno, estas estructuras se observan con las tres técnicas utilizadas, pero más claramente con la impregnación argéntica (Figura 11). Observamos una delgada zona pelúcida que se aprecia con las anilinas (Figura 7,9).

Estadio de Cromatina Nucleolo. (No.2)

Ovocitos pequeños con poco citoplasma basófilo, en el núcleo encontramos un gran nucleólo y algunos elementos de cromatina que resaltan con las tres técnicas, aunque H-E nos da una mejor imagen. (Figura 10)

Oocitos Atrésicos.

Se presentan escasos ovocitos previtelogénicos atrésicos que presentaban una total desorganización del citoplasma no se apreciaron estructuras tales como: núcleo, zona pelúcida células foliculares etc. se tiñeron claramente con H-E. (Figura 13).

En la única muestra que contenía ovocitos vitelogénicos atrésicos, presentaban desorganización del ovoplasma, con numerosas vacuolas en el interior, una zona pelúcida rota, no se observaron núcleos y su membrana no estaba delimitada (Figura 15).

En algunos ovocitos vitelogénicos atrésicos, se aprecia una zona de apariencia granulosa en un sector y en otros ovocitos, ocupando todo el citoplasma, que se tiñe claramente con Mallory. (Figura 14).

Entre los ovocitos atrésicos encontramos escaso tejido conjuntivo y una sustancia amorfa (Figura 17) muy similar a la que se encuentra dentro de los mismos, esta similitud estriba en la consistencia granulosa y en la afinidad a los colorantes en todas las técnicas, entre ésta sustancia encontramos numerosos bacilos. (Fig.17,19)

La zona de ovocitos atrésicos esta muy vascularizada.

Vasos Sanguíneos.

Los encontramos dispersos entre la pared del ovario y

algunos vasos de menor calibre en las lamelas (Figura 9), pudimos observar claramente los eritrocitos nucleados y diferentes tipos de leucocitos.

Tejido Conjuntivo.

Observamos escasas fibras elásticas y colágenas en las lamelas ó pliegues ovígeros. (Figura 7).

b) Ovario en la Estación de Otoño.

Se encuentran ovocitos en estadio de cromatina nucleólo (No.2) (Figura 10), en la misma proporción (50%) que los ovocitos en estadio de Perinucleólo temprano (No.3), encontramos escasos nidos de ovogonias (No.1) no se observan los límites de los pliegues ovígeros, encontrando una gran vascularización en la pared del ovario y menor en las lamelas, se observaron escasos ovocitos en estadio de vesícula vitelina (No.5) con una delgada capa de células foliculares.

CARACTERISTICAS DE LOS OVOCITOS.

Estadio de Perinucleólo Temprano. (No.3)

Son ovocitos pequeños con poco citoplasma basófilo, presenta un nucleólo prominente que se tiñe nitidamente con las anilinas y la técnica de plata, observamos una delgada zona pelúcida con las tres técnicas. (Figura 16).

Ovogonias. (No.1).

Células muy pequeñas, generalmente en nidos, presentan

citoplasma claro con un núcleo grande y su nucleólo prominente, se pueden observar con las tres técnicas pero con Mallory se tiñen de color rosa pálido y se observan perfectamente. (Figuras 7,9).

c) Ovario en la Estación de Invierno.

En ésta época observamos una clara formación de los sacos ovíferos, distribuidos a partir de la pared del ovario hacia el interior del mismo, formando lamelas homogéneas delineadas por fibras elásticas y con gran vascularización. (Figuras 1,2,3).

Encontramos epitelio germinal evidente en la parte basal de las lamelas (Figura 9), nidos de ovogonias (Figura 7) en un 20%, muy claras e inmersas en tejido conjuntivo.

Observamos además , ovocitos en estadio de Cromatina Nucleólo en un 20%, ovocitos en estadio de Vesícula vitelina(No.5) en un 30%, en la misma proporción (30%) que los oocitos en estadio de Perinucleólo Tardío (No4).

Se aprecian claramente los nucleólos perifericos con las anilinas, el estadio de Vesícula Vitelina, el ovoplasma de las ovogonias, los ovocitos en estadio de Cromatina Nucleólo y los nucleólos se aprecian con la técnica de impregnación argéntica. (Figura 8).

Encontramos escasos ovocitos atrésicos previtelogénicos

(Figura 13).

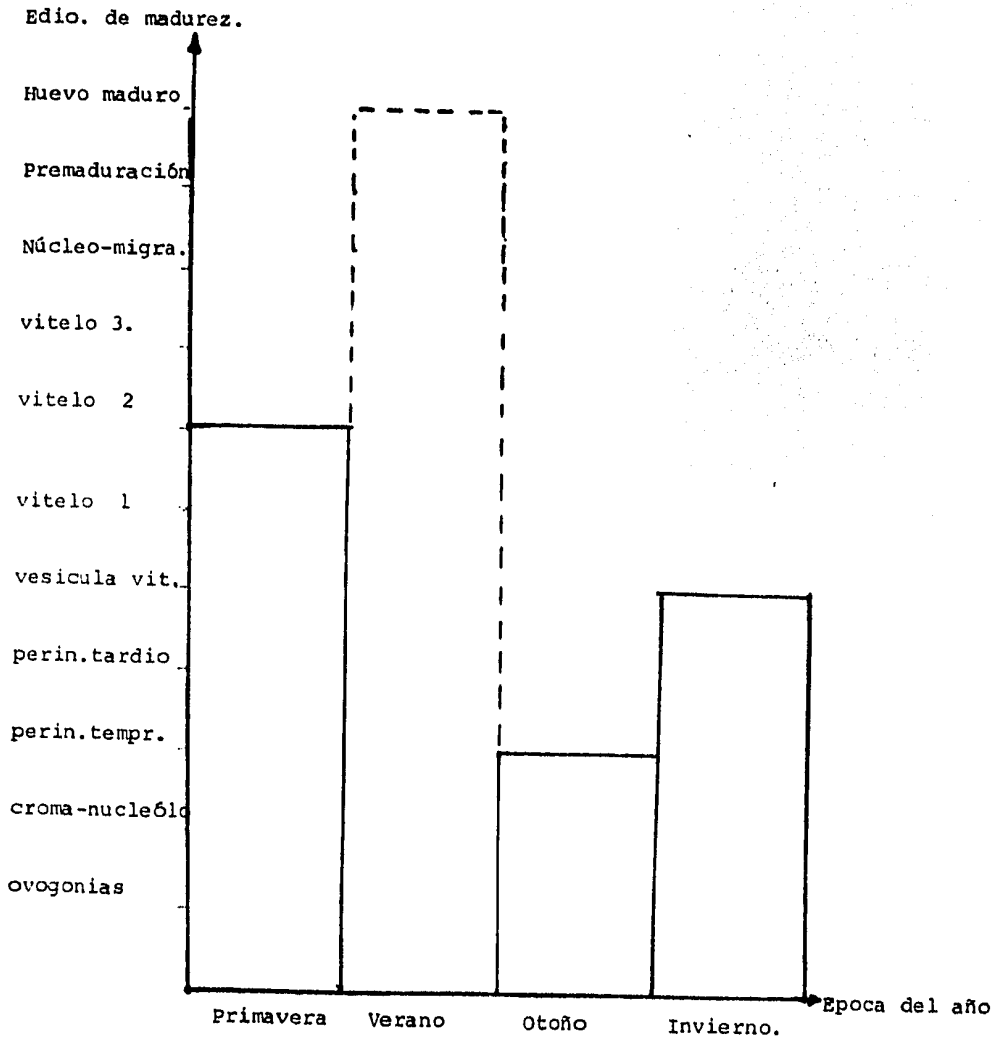
Epitelio Germinal.

Lo encontramos en la pared del ovario y pegado a las lamelas, de apariencia cuboidal, sus núcleos se observan claramente con la técnica de H-E, que nos da una imagen en tono rosa pálido. (Figura 9).

TABLA I. CARACTERISTICAS MORFOMETRICAS.

EPOCA	Long. total (cm)	Peso organ. (gr)	Peso gonada (gr)	Long gonada (cm)	Altura (cm)	Indice Gonado Somático
Primavera.	25	240	30	4.5	8	12.5
Primavera.	27	450	100	9	10	22.22
Otoño	28.7	489	3.2	2.8	5.6	0.65
Invierno.	16	126	0.4	---	3	0.31
Invierno.	17.5	82	0.15	----	3.5	0.18

GRAFICA I.



Figuras 1,2,3. Ovario en época de Invierno, se observa la pared del ovario con tejido conjuntivo (t.c), vasos sanguíneos (v.s), lamelas (l), una cavidad central (c) y los ovocitos en los primeros estadios de desarrollo.

Técnicas de Mallory, H-E e Impregnación Argéntica.

30 X.

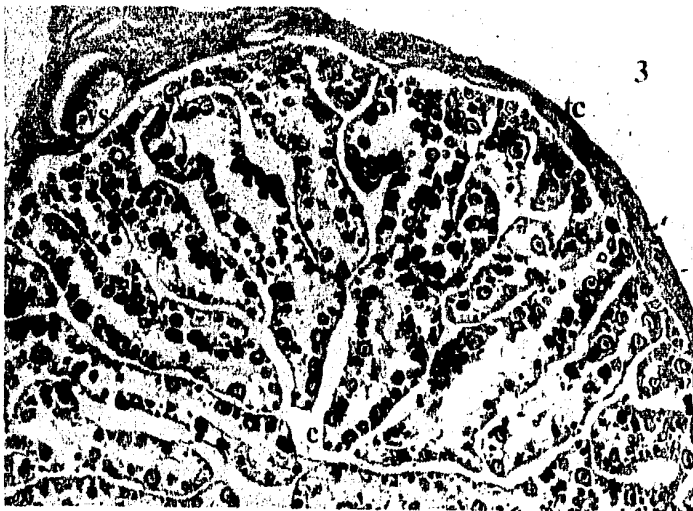
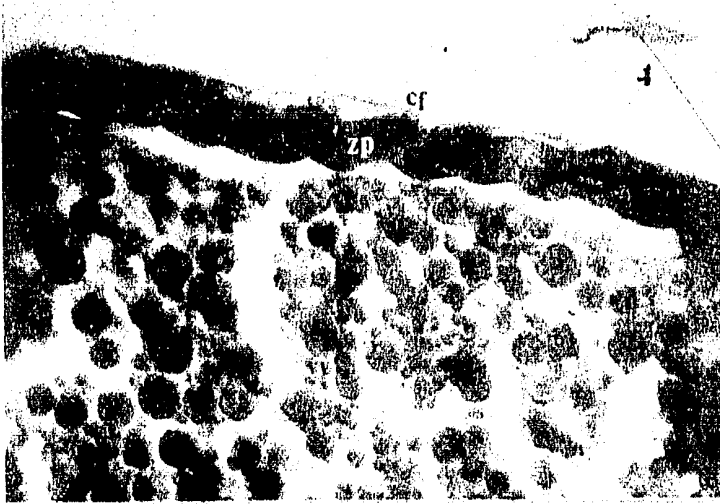


Fig.4.5.6.-Estadio de Vitelo Secundario que se presenta en la época de Primavera, donde podemos apreciar, la teca con vasos sanguíneos, Las células foliculares (c.f), la zona Pelúcida (z.p).gránulos - en la periferia del citoplasma (gr), los glóbulos vitelinos (g.v) y las vesículas vitelinas (v.v).
Técnicas de Mallory, Impregnación Argéntica y H-E
500 X.



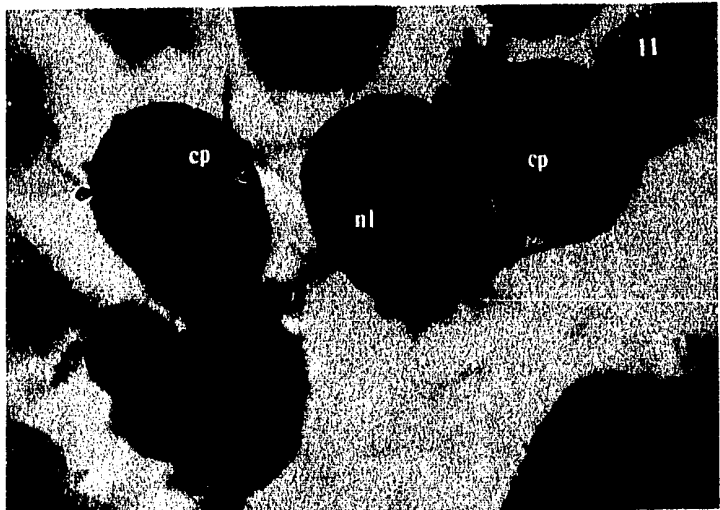
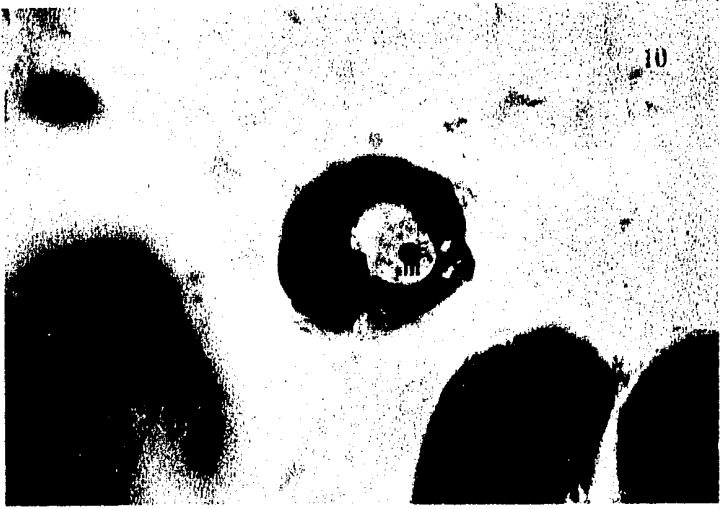
Figuras 7,8,9. Estadios que se encuentran en la época de Invierno, Estadio de Vesícula Vitelina, Estadio de Perinucleólo tardío, Estadio de Cromatina Nucleólo y nidos de ovogonias, en donde se aprecian, tejido conjuntivo en las lamelas (t.c), vasos sanguíneos (v.s), zona pelúcida (Z,p), anillo de vacuolas (a.v) nucleólos (n.l) y epitelio germinal (e.g).
Técnicas de Mallory, Impregnación argéntica y HE.
100 x.



Figuras 10,11,12.-Los Estadios que se observan durante el Otoño son : Estadio de Cromatina Nucleólo, estadio de Perinucleólo temprano, en donde se aprecian claramente las células foliculares (c.f) cromosomas plumosos (c.p) y los nucleólos (n.l).

Técnicas de Mallory, Impregnación argéntica Y H²E.

-500 X.



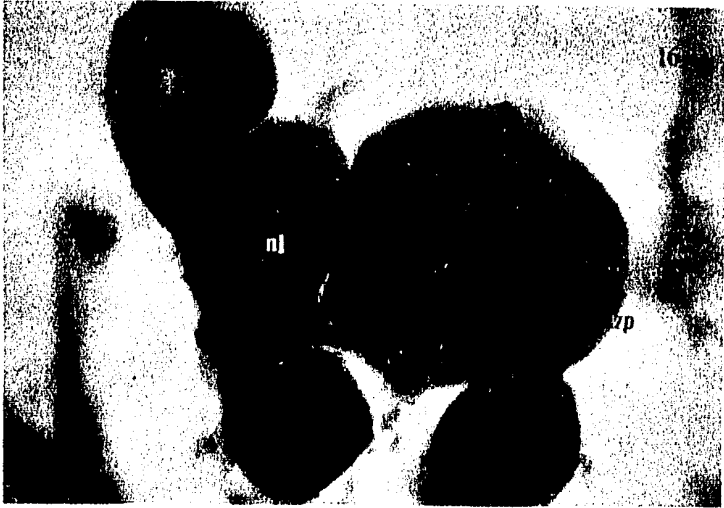
Figuras 13,14,15. Encontramos folículos atrésicos pre-vitelogénicos (Figura 13) y folículos vitelogenicos en donde podemos apreciar las vacuolas (v), granulaciones en la periferia del citoplasma (g.r), la zona pelúcida ondulada y difusa (z.p), células foliculares (c.f) y algunos glóbulos vitelinos (g.v).

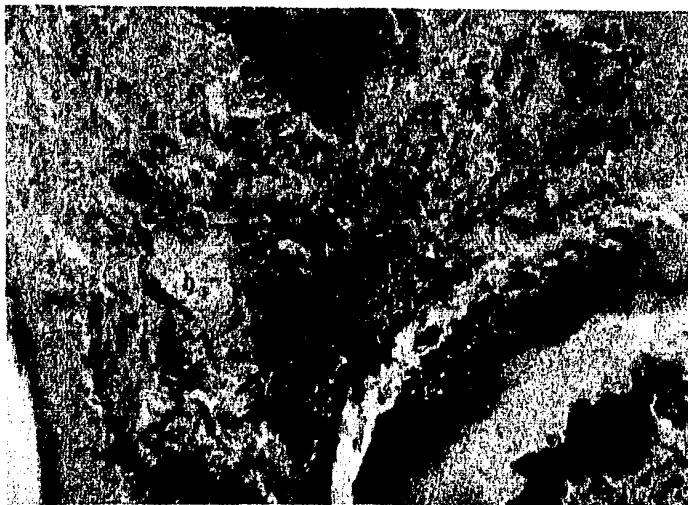
Técnicas de Mallory, H-E.

Fig 13.-800 X. Fig 14,15 .-500X



Figuras 16.17.18.19. Ovario en épocas de Invierno la primera y Primavera las segundas, donde encontramos el estadio de Perinucleolo temprano y Cromatina nucleólo, en los que se aprecia la zona pelúcida (z.p) los nucleólos (n.1). El estadio de Vitelo secundario con células glandulares (Cg) bacilos (b) y la substancia amorfa. (s.a).
Técnicas de Impregnación Argéntica y H-E.
500 x.





5.- DISCUSION.

El número de muestras utilizado no es representativo estadísticamente, sin embargo nos da una idea general del ciclo de madurez gonádica de ésta especie. Este número reducido de muestras se debio quiza a que no se muestreo en el sitio adecuado ó que no se utilizó un mejor método de captura y a los problemas en cuanto a la identificación externa de los sexos, ya que de los 25 ejemplares capturados, solo se obtuvieron 5 muestras femeninas.

En la tabla I, se encuentran las características de los organismos colectados y procesados, en la que se observa que los máximos pesos de las gónadas se encuentran en Primavera y los mínimos en Invierno, de la misma manera encontramos que el Índice Gonado Somático (IGS) disminuye encontrando el mínimo en Invierno. Por el contrario, los estudios histológicos (grafica 1), demuestran que la época de Otoño, es una etapa de crecimiento menor a la de Invierno lo que nos sugiere que el IGS, por el escaso número de muestras, no es representativo en éste trabajo.

Los elementos que constituyen la pared del ovario coinciden con los descritos por Guraya 1975, Horn 1975, Jones 1978, la mayor vascularización de la pared corresponde a las épocas de Otoño e Invierno, que coincide con el crecimiento gradual de los ovocitos . El ovario del botete

presenta una serie de lamelas bien definidas y completas en Invierno, en Primavera no se observaron bien ya que los ovocitos estaban muy desarrollados y las enmascaran, en Otoño no se presentó un ovario organizado, quizá debido a su estadio de desarrollo o por el manejo de las técnicas.

Podemos resumir el desarrollo de los ovocitos durante las etapas estudiadas de la siguiente manera :

Los ovocitos se encuentran adheridos a la pared externa de las lamelas, forman folículos cuyos componentes presentan los siguientes cambios durante su desarrollo :

1.-El núcleo de los ovocitos presentó numerosas figuras cromáticas en el estadio de Cromatina Nucleólo, como los observó Chouinard 1963, y en estadio de Perinucleólo encontramos cromosomas plumosos muy evidentes, ambos estadios corresponden a la profase I de la división meiótica. Sobre las extrusiones nucleolares encontradas en el citoplasma de ovocitos de varias especies estudiadas por Chouinard 1963 y Yamamoto 1956, en el botete no se presentaron en ninguna etapa de crecimiento.

2.-Vitelo.

El inicio de la vitelogénesis en el estadio de Vesícula Vitelina, coincide con lo expuesto por Yamamoto 1956, 1961, 1964, Hayashi 1972, Guraya 1975 y Jones 1978, más tarde en el estadio de Vitelo Primerio, se observó el vitelo constituido por dos tipos de estructuras aprecia-

bles son la técnica de Mallory ; los glóbulos vitelinos que se tiñen de naranja rojizo como lo describe Lloyd en 1956, y las vesículas vitelinas o plaquetas que se tiñen de azul con ésta técnica.

El vitelo homogéneo descrito por Yamamoto 1964; no se presentó en ninguno de los estadios encontrados, como es el caso de la carpa dorada (Carasius auratus) de la misma manera, el vitelo graso no se presentó en ninguna etapa, quizá debido al uso de disolventes en el proceso histológico, ya que según Yamamoto 1956, 1961, 1964, Guraya 1975 y Jones 1978, se debe presentar al mismo tiempo que los glóbulos vitelinos y vesículas vitelinas.

3.-Cubiertas del Folículo.

La zona pelúcida presenta variaciones progresivas en su grosor de acuerdo al estadio de madurez en el que se encuentre como lo describe Yamamoto 1956, 1962, 1964, Guraya 1975 y Jones 1978.

En cuanto a la capa granulosa, no se observaron variaciones en el número y forma de la células foliculares, a diferencia de lo descrito por autores como Balinsky 1965, Lipner 1968, Jones 1978 y Morris 1980. Los elementos que constituyen la teca, corresponden a los descritos por autores como Hoar 1969 y Jones 1978.

Observamos células glandulares alojadas en la teca de

ovocitos de vitelo secundario, aunque de acuerdo a Guraya 1975, se presentan en todos los estadios.

Por lo que respecta al tipo de folículos encontrados en los diferentes especímenes colectados durante las tres estaciones mencionadas, observamos que las ovogonias son evidentes en la época de Otoño e Invierno que corresponde a la proliferación y principio del crecimiento de los ovocitos en estadio de cromatina nucleólo y perinucleólo temprano, los que se encuentran en abundancia por ser los ovocitos que serán ovulados en la siguiente época de desove, de acuerdo a lo expuesto por Barr 1963 y Guraya 1975.

El Invierno se caracterizó por la presencia de ovogonias y ovocitos en estadios de Cromatina nucleólo y Perinucleólo tardío y Vesícula vitelina principalmente, que representa un estadio de madurez más avanzado que el encontrado en Otoño.

La Primavera presentó los ovocitos con el mayor grado de madurez encontrado en las muestras, es decir el de Vitelo Secundario, por lo que respecta al Verano, no se obtuvieron muestras en esta etapa, por no encontrar organismos en el sitio de colecta, sin embargo, observando que en la épocas muestreadas se presenta un desarrollo gradual de los ovocitos a partir del Otoño, hasta el estadio 7 en Primavera, podemos

suponer que los estadios 8,9,10 y 11 incluyendo el desove podrían corresponder al Verano.

Los ovocitos atrésicos encontrados en las tres etapas colectadas corresponden a ovocitos en estadio previtelogénico con las características descritas por Jones 1978 y Guraya 1979. En el caso de la única muestra de Primavera que presenta una zona amplia de ovocitos vitelogénicos atrésicos, inferimos que la atresia se debe a una infección provocada por bacilos que observamos en el tejido conjuntivo invadido por una sustancia amorfa entre los ovocitos afectados.

Los bacilos están restringidos a la sustancia interfolicular y nunca dentro de los ovocitos, tal vez debido al grosor de la zona pelúcida en este estadio que puede representar una barrera a la penetración bacteriana.

De acuerdo a lo expuesto por Barr 1963, Hoar 1965, Jones 1978 y Billard 1979, creemos que los ovocitos en crecimiento están bajo la influencia de las hormonas folículo estimulante (FSH) y de esteroides secretados por las células foliculares, como lo menciona Lambert 1970 y Horn 1975.

Según la clasificación de Marza 1938, y habiendo observado que en una sola etapa se encuentran ovocitos en distinto estadio de desarrollo, esta especie podría corresponder a un organismo de tipo asincrónico y con base a la clasificación

de Prabhen 1956, corresponderia a un tipo de desove anual aunque no se pudo definir la duración de la época de desove.

El problema de fijación que se presentó en las muestras de Primavera, por la gran cantidad de vitelo, se resolvió a base de un tratamiento especial de cloroformo.

En cuanto a las técnicas utilizadas. las tres fueron complementarias, ya que con hematoxilina _eosina se observaron características generales, con la técnica de Mallory, se pudo apreciar la diferencia en el vitelo, y con la técnica Argéntica resaltan nucleólos y cromosomas.

6.- CONCLUSIONES.

- Según el ritmo de maduración de los ovocitos, se trata de una especie de tipo asincrónico.
- La especie presenta un desove anual, pero no se pudo definir su duración.
- La época de desove de esta especie corresponde muy probablemente al Verano.
- - Entre las características reportadas por los autores respecto a los folículos de peces, nosotros encontramos: que no se presenta vitelo homogéneo, extrusiones nucleolares, ni cambios en la estructura de las células foliculares.

6.-BIBLIOGRAFIA.

- 1.- Anderson, E. y E. Huebner. 1967. Cytodifferentiation of oocyte and its associated nurse cells of the Polychaete Biopara curpria (Bosc). Anat. Rec. 156:205, citado en Guraya 1975.
- 2.- Anderson, E. 1967. The formation of the primary envelope during oocyte differentiation in teleost, J. Cell. Biol. 35:193-212 citado en Guraya 1978.
- 3.- _____, 1968. Cortical alveoli formation and vitellogenesis during oocyte differentiation in the pipefish Sygnathus fusais, and the killifish Fundulus heteroclitus J. Morphol. 125 :23-60. citado en Wallace 1978.
- 4.- Balinsky, B. I. 1965. Introduccion a la Embriologia. Ed Omega S.A. 631 pp. Barcelona.
- 5.- Bara, G. 1965. Histochemical localization of $\Delta^5-3\beta$ hydroxysteroid dehydrogenase in ovaries of a teleost fish Scomber scomber. L. Gen. Comp. Endocrinol. 5:638-640. citado en Valentine-Lance. 1978.
- 6.- Barr, W. A. 1963. The Endocrine Control of the sexual cycle in the plaice Pleuronectes platessa (L). I. Cyclical changes in the normal ovary. Gen. Comp. Endocrinol. 3: 197-204.
- 7.- _____, 1963, b. The Endocrine Control of the sexual cycle in the plaice, Pleuronectes platessa (L). II. The Endocrine control of oogenesis, Gen. Comp. Endocrinol.

3:205-215.

- 8.- _____, 1968. Patterns of ovarian activity in : (S.J. W. Barrington and C.B. Jorgensen ED). Perspectives in Endocrinology (Acad. Press, London.) 164-232.
- 9.- Beach, A.W. 1959. Seasonal changes in the cytology of the ovary and the pituitary gland of the gold fish Canada, J. Zool. 37:615-625. citado en, Guraya 1975.
- 10.- Bellairs, R. 1961. The structure of yolk of hens as studied by electron microscopy. J. Biophys. Cytol. 11:207-225. citado en, Guraya 1975.
- 11.- Billard, R. 1974. La Gametogenese, Le Cycle Sexuel et le control de la Reproduction chez les poissons Teleosteans Bulletin Francais de Pisciculture. (273):117-135.
- 12.- _____, 1981. The Reproductive Cycle in teleost fish. Riv. It. Pisc. Ittiop. A. 16 (3): 79-80.
- 13.- Brachet, J. 1975. Introduccion a la Embriologia Molecular. Ed. Blume. pp.
- 14.- Brackevelt, C.R. 1967. Cyclic changes in the ovary of the brook stickleback Eucalia inconstans (Kirtland) J. Morphol 123:373-396. , citado en Tokarz 1978.
- 15.- Byskov, A.G. 1978. Follicular Atresia, In : (Jones, R.E. Ed) The Vertebrate Ovary, Comparative Biology and Evolution. PLENUM. New York, 533-554.

- 16.-Caramashi, E.P., H.M.Godinha, M.Forcti. 1982. Reproduction of Hoplias malabaricus (Bloch 1974) (Teleostei, Erythrinidae) Na Represa Do Pardi (Botucatu Sp.) I. Histologia E Escala di Maturacao Do Ovario Rev.Bras.Biol. 42 (3) 635-648.
- 17.-Chinareva, I.D. 1975. Electron microscopic study of formation of eggs membranes of oocyte of the last year development in pelled. Arch.Anat.Gistol.Embriol. 68(5):94-99. citado en Guraya 1978.
- 18.-Chouinard, L.A. 1963. Sites of formation of the extranucleoli during Early Oocyte growth in the fresh water Teleost Salvelinus fontinalis (Mitchill) Can.J.Zool. (41):997-1010
- 19.-D'Ancona, U. 1952. Territorial sexualization in the gonads of teleosteans. Anat.Rec. 114 :666-667. citado en Merchant 1978.
- 20.-Droller, M.S. and T.F.Roth. 1966. An electron microscopic study of yolk formation during oogenesis in guppy Lebistes reticulatus J.Cell.Biol. 28: 209-232. citado en Guraya 1978
- 21.-Duke, K.L. 1978. Nonfollicular Ovarian Components. In :(Jones R.E Ed). The Vertebrate Ovary. Comparative Biology and Evolution. PLENUM. New York. 563-580.
- 22.-Espey, L.L. 1978. Ovulation Ibid, 503-526.
- 23.-Estrada, F.E, L.Peralta, P.Rivas, M. 1982. Manual de Técnicas Histológicas. Act. Ed.S.A. México. pp.

- 24.- Fisher, K.C. 1963. The Formation and properties of the external membrane of the trout egg. Trans. Roy. Soc. Can. 1:323-332., citado en Guraya 1978.
- 25.- Franchi, L.L., A.M. Mandl and S. Zuckerman. 1962. The development of the ovary and the process of oogenesis in: The Ovary. (s. Zuckerman Ed.) 1:1-88 Academic Press New York citado en Tokarz 1978.
- 26.- Gamo, H. 1961. On the origin of germ cells and the formation of gonad primordia in the medaka, Oryzias latipes .Jap. J. Zool. 13:101-105. citado en Hardisty 1978.
- 27.- Goe, D.R. and B.W. Halstead. 1953. A Preliminary report of the toxicity of the gulf puffer, Sphoeroides annulatus California Fish and Game. 229-232.
- 28.- Gondos, B. 1978. Oogonia and oocytes in Mammals. In : (Jones, R.E. Ed). The Vertebrate Ovary, comparative Biology and Evolution. PLENUM. New York. 83-113.
- 29.- Guraya, S.S. 1965. A comparative histochemical study of fish (Channa marulues) and amphibian (Bufo stomaticus) oogenesis. Z. Zeellforsch. Mikrosk. Anat. 65:662-700, citado en Guraya 1978.
- 30.- _____, 1969. a. Histochemical study of follicular atresia in amphibian ovary. Acta. Biol. Acad. Sci. Hung. 20 : 43, citado en Guraya et. al. 1975.
- 31.- _____, 1969, b. Histochemical observations on the corpora

- atretica of amphibian ovary.Gen.Comp.Endocr. 12:165-180
citado en Guraya et.al,1975.
- 32.-Guraya,S,K.Rajinder and K.S.Prabhat,1975.Morphology of the
fish Mystus tengara (Ham),Acta.Anat. 91:220-260.
- 33.-Guraya,S.1976. Recent advances in the morphology,histo-
chemistry and biochemistry of steroid synthetizing
cellular sites in the nonmammalian vertebrate ovary.
Int.Rev.Cytol. 44:365-409,citado en,Espey 1978.
- 34.- _____,1978.Maturation of follicular wall of Non-
mammalian vertebrates. In:(Jones R.E Ed).The Vertebrate
Ovary,Comparative Biology and Evolution. PLENUM.New York.
242-320.
- 35.-Guraya,S and K.Seurinderpal.1979.Morphology of the Post-
ovulatory follicle (corpus luteum) of teleost(Cyprinus
carpio) ovary.Zoolgische.Beitrage. 25 (1) :381-390.
- 36.-Halstead,B.W.1967.Poisonous and Venomous..,Marine Animals
of the World. Vol 2 .U.S.Govt,Printing office.Washington.
D.C.
- 37.-Hamm,A.H.1969.Tratado de Histología.Sexta ed.Ed Intera-
americana. México. 356 pp.
- 38.-Hann,H.W.1927.The history of the germ cells of Cottus
baridii. J. Morphol. 43:427-498,citado en Tokarz 1978.
- 39.-Hardisty,M.W.1978.Primordial Germ Cells and the vertebrate
Germ Line. In:(Jones,R.E Ed). The Vertebrate Ovary,Comparative

Biology and Evolution PLENUM. New York 1-37.

- 40.-Hayashi,I.1972.On the Ovarian maturation of the Japanese Sea Bass, Lateobrax japonicus. Jap.Jour.Ichthyology. 19(4): 243-254.
- 41.-Hickey,S.P.and R.A.Wallace. 1974. A study of the vitellogenic protein in serum of strogen treated Ictalurus nebulosus Biol.Bull. 147 :481.,citado en Wallace 1978.
- 42.-Hiromi,O and T.Teranishi.1982.Ultrastructure and Histochemistry of granulosa cells in the Loach,Misgurnus anguillicaudatus (Cantor).Bull.Fac.Fish.Hokkaido.Univ. 33(1):1-18
- 43.-Hoar,S.W.1969.Reproduction, IN:(Hoar and Randall Ed).Fish Physiology.Academic Press.London 3:1-59.
- 44.-Houillon,Ch.1972.Sexualidad.Ed.Omega,Barcelona. 197 pp.
- 45.-Hurley,D and K.C.Ficher.1966.The structure and development of the brook trout, Salvelinus fontinalis ,external membrane in young eggs.Can.J.Zool. 44:173-190.
- 46.-Ingram,D.L.1962.Atresia.In (S.Zuckermans). The Ovary. Academic Press, New York. 1: 247-273.citado en Guraya 1975.
- 47.-Jones,R.E. 1978.a.Ovarian Cycles in Nonmmalian vertebrates In:(Jones.R.E.Ed).The Vertebrate Ovary.Comparative Biology and Evolution.PLENUM. New york.731-756.
- 48.-_____,1978.b.Control of follicular selection. Ibid. 763-782.
- 49.-Jorgensen,G.B.1972.Mechanisms regulating ovarian function in amphibians (Toads) in Proc.Workshops.Copenhagen.citado

en Guraya 1975.

- 50.-Krishnamurtly,C.G.,M.R.Rajoseharasetty and N.H.Copal.1972.
Oocytes of *Rasbora daniconicus* (Hän) chemical composition
and fate of yolk vesicles. Indian.J.Exp.Biol. 10 :29-33
citado en Guraya 1975.
- 51.-Laale,H.W.1980.The viteline space and egg envelopes of bony
fishes :A review, Copeia . 210-226,citado en Hiromi 1982.
- 52.-Lagler,K.F.and J.E.Bardach and Ryther,1962.Ichthyology.
2nd.ed. Ed.John Willey I Sons. Inc. 506 pp.
- 53.-Lambert,J.G.D.1970.The Ovary of the guppy, Poecilia reticulata
The granulosa cells as sites of steroid synthesis, Gen.Comp
Endocrinol. 15:464-476,citado en Valentine 1978.
- 54.-Lambert,J.G.D. and P.G.W.Van Oordt.1965.Preovulatory corpora
lutea or corpora atertica in the guppy, Poecilia reticulata
A Histochemical and histological study. Gen.Comp.Endocrinol
5:693-694,citado en Valentine 1978.
- 55.-Liley,N.R.1969.Hormones and Reproductive Behavior in
Fishes. In:(Hoar and Randall Ed). Fish Phisiology. 3:73-110
- 56.-Lesson,S.Th,P.C.Lesson.1970.Histologia.Ed. Interamericana
México, 549 pp.
- 57.-Lloyd,J.C.1956.A histological study of the Reproductive
organs or crapies (Pomoxis Miqro-Maculatus and P.annularis)
Trans.Am.Micros.Soc. 393.
- 58.-Lynges,R.1937.Uber atretische und hypertrophische Gebilde
in Ovarian dae Myxine glutinosa,L.Vortaufige Mitteilung

Biol.Zbl. 51:437.

- 59.-Mallard,C.L.A.Yañez-Arancibia,J.F.Amezcuca.1982.Taxonomia biologia y Ecologia de los Tetraodontidos de la Laguna de Términos .Sur del Golfo de México.(Pisces:Tetraodontidae) An. Inst.Cienc.del Mar.y Limnol.Univ.Nal.Autom.México.
- 60.-Marshall,F.H.S.1956.Physiology of Reproduction.Part One. Longmass.Green and Co. National Institute for Medical Research, London 687 pp.
- 61.- Marza,V.D.1938.Histophisiologie de l'ovogenese 81 pp.(Herman Paris),citado en Guraya 1975.
- 62.-Mathews,S.A.1938.The Seasonal Cycle in the gonads of Fundulus .Biol.Bull.75:66-74,citado en Tokarz 1978.
- 63.-Merchant,H.L.1978.Ovarian Differentiation .In (Jones,R,E Ed). The Vertebrate Ovary,Comparative Biology and Evolution. PLENUM. New York. 47-77.
- 64.-Morris,D.O.,Ph.D.1980.Vertebrate Endocrinology. LEA. Feibiger.Philadelphia,524 pp.
- 65.-Moser,H.G.1967.Seasonal histological changes in the gonads of Sebastes paucispinus. Ayres an ovoviviparous teleost. (family Scorpaenidae) J.Morphol. 123:329-354.citado en Tokarz 1978.
- 66.-Pickford,G.E.,J.W.Atz.1957,The Phisiology of the Pituitary Gland of Fishes.New York Zoological Society 613 pp,citado en Valentine 1978.

- 67.-Pala,M.1970.The embryonic history of the primordial germ cells in Gambusia holbrookii (Grd).Boll.Zool.37:49-62 citado en Hardisty 1978.
- 68.-Prabhen,M.S.1956.Maturation of intra ovarian eggs and spawning periodicities in some fishes. Indian J.Fish. 3:59-90,citado en Guraya et al.1975.
- 69.-Rai,B.P.1966.The corpora atretica and the so-called corpora lutea in the ovary of Tor (barbus) tor (Ham) Anat.Anz. 119:459-465,citado en Byskov 1978.
- 70.-Raikova,E.V.1976.Evolution of the nucleolar apparatus during oogenesis in Actipenseridae J.Embryol.Exp.Morphol 35:667-687.citado en Tokarz 1978.
- 71.-Rastogi,S.J.and Midgley,R.A.1976.Protein hormone action A key to understanding ovarian follicular and luteal development. Biol.Reprod. 14:82_94,citado en Merchant 1978.
- 72.-Russel,F.E.1969.Poisons and Venoms. In:(Hosr and Randall E⁴) Fish Phisiology. 3:401-440
- 73.-Smith,L.P.amd R.E.Ecker.1970.Regulatory processes in the maturation and early cleavage of amphibian eggs.Am.Ton. Dev.Biol.5:1-38,citado en Smith 1978.
- 74.-Schurtz,A.W.1967.Action oh hormones on germinal breakdown in frog (Rana pipiens) oocytes. J.Exp.Zool. 166:347-354 citado en Wassrman 1978.
- 75.-Takahashi,N.amd Takeiro Yahata.1973.Histological studies on the maturation of the Ovary in the Todarodes pacificus

- Freshwater Fish. Culture. Hokkaido Univ. 24(2):63-68.
- 76.-Thompson, C.T., A.M. Findley. 1979. Reef Fisheries of the Sea of Cortez. Ed. John Wiley I Sons. Inc. 303 pp.
- 77.-Tokarz, R.R. 1978. Oogonial Proliferation, Oogenesis and Folliculogenesis in Nonmammalian vertebrates. In: (Jones R.E Ed) . The Vertebrate Ovary, Comparative Biology and Evolution PLENUM. New York 145-173.
- 78.-Varma, S?K?l 1970. A Comparative Histochemical study of alkaline phosphatase in the vertebrate ovary Acta. Morph. Scand. Neerl. 7:281-291 citado en Guraya 1978.
- 79.-Valentine Lance and I.P. Callard. 1978. Hormonal Control of Ovarian Steroidogenesis in Nonmammalian vertebrates In: (Jones. R.E. Ed). The Vertebrate Ovary, Comparative Biology and Evolution . PLENUM. New York 361-396.
- 80.-de Vlaming, V. 1974. Environmental and endocrine control of teleost reproduction, In: Control of Sex in Fishes. (C.B. Sreck Ed.) Extension Division Virginia Polytechnic. Institute and State University Blacksburg, citado en Jones 1978.
- 81.-Wasserman, W.J. and L.D. Smith. 1978. Oocyte Maturation in Nonmammalian vertebrates In (Jones. R.E. Ed) The Vertebrate Ovary, Comparative Biology and Evolution PLENUM. New York 443-463.
- 82.-Wallace, R.A. 1978. Oocyte Growth in Nonmammalian vertebrates IBID. 469-495.

- 83.- Yamamoto, K. 1955. Studies on the formation of fish eggs. The chemical nature and the origin of the vesicle yolk in the oocyte of the smelt, Hypomesus japonicus, Anat. Zool. Japon. 38:233-citado en Guraya 1975.
- 84.- _____, 1956. Studies on the formation of fish eggs. I. Annual Cycle in the development of Ovarian Eggs. in the Flounder, Liopsetta obscura. J. Fac. Sci. Hokkaido Univ. (12) serie 6:362-373.
- 85.- _____, 1956, b. Studies on the formation of fish eggs. II. Changes in the nucleus on the oocyte of Liopsetta obscura, with special reference to the activity of the nucleolus. J. Fac. Sci. Hokkaido Univ. Ser 6:375-389.
- 86.- _____, 1956, c. Studies on the formation of fish eggs III. Localization of polysaccharides in oocytes of Ibid Ser 1.
- 87.- _____, 1958. Vitellinogenesis in fish eggs. Symp. Cell. Chem 8: 119-134
- 88.- Yamamoto, K. and F. Yamazaki. 1961. Rhythm of development in the oocyte of gold fish Carasius auratus. Fac. Fish. Hokkaido Univ. 93-110
- 89.- Yamamoto, K. 1964. Rhythm of development in the oocytes of the medaka, Oryzias latipes. Bull. Fac. Fish. Hokkaido Univ. 15(1):5-19.

- 90.-Yamamoto, Toki-o. 1969. Sex Differentiation. In: (Hoar and Randall Ed) Fish Physiology. 3:117-142.
- 91.-Yaron, Z, 1971. Observations on the granulosa cells of Acanthobrama terraesanctae and Tilapia nilotica (teleostei) Gen. Comp. Endocrinol. 17:247-252, citado en Valentine 1978.