

22/144



Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Ciencias
BIOLOGIA

TESIS PROFESIONAL

"ASPECTOS HISTOLOGICOS SOBRE EL DESARROLLO
GONADAL DE HEMBRAS DE

Cichlasoma synspilum

HUBBS, 1935 DE LA LAGUNA HORIZONTE
TABASCO, MEXICO"

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

Ma. Magdalena Mendoza Escalante

CIUDAD DE MEXICO
1989



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.

I N D I C E.

I. INTRODUCCION	
A) Clasificación taxonómica	1
B) Características morfológicas	1
C) Distribución geográfica de la especie	2
D) Importancia de la especie	4
II. ANTECEDENTES	
A) Descripción anatómica del aparato reproductor femenino de los peces	4
B) Aspectos histológicos del ovario en algunas especies de peces	5
1. Pared y lamelas ovigeras	5
2. Estadios de desarrollo folicular	6
3. Membranas que rodean al folículo	13
4. Ovogénesis y Vitelogénesis	20
5. Atrésia folicular	24
C) Aspectos endócrinos del ciclo reproductor	26
III. OBJETIVOS	30
IV. AREA DE ESTUDIO	31
V. MATERIAL Y METODO	32
VI. RESULTADOS	34
VII. DISCUSION	40
VIII. CONCLUSION	48
IX. BIBLIOGRAFIA	49

I. INTRODUCCION.

A. Clasificación taxonómica.

Phylum	Chordata
Subphylum	Vertebrata
Superclase	Gnathostomata
Clase	Teleostomi
Subclase	Actinopterygii
Infraclase	Neopterygii
Orden	Perciformes
Suborden	Percoidei
Familia	Cichlidae
Género	<u>Cichlasoma</u>
Especie	<u>C. synspilum</u> (Hubbs, 1935)

El Dr. R. R. Miller hizo la corrección de esta especie que en trabajos previos (Toral y Reséndez, 1973) se registró erróneamente como C. fenestratum.

B. Características morfológicas de C. synspilum.

Su cuerpo es alargado y comprimido, cubierto de escamas de tipo ctenoide. Se distingue por una cabeza relativamente corta. La boca es protáctil y de tamaño variable, con un par de aberturas nasales a cada lado, la línea lateral es

interrumpida, una porción se inicia en la parte lateral superior del dorso por detras del opérculo de la aleta dorsal y la otra porción por debajo de la primera, hacia la parte lateral media del cuerpo terminando en el extremo del pedúnculo caudal. Comúnmente se continúan por dos o tres escamas con poros sobre las membranas interradales de la aleta caudal entre los radios principales siete, ocho, doce y trece. Presenta una aleta dorsal que es continua formada de una porción espinosa y otra suave, la aleta anal es semejante a la dorsal pero más corta, las aletas pélvicas en posición torácica y la caudal normalmente redondeada.

La coloración del cuerpo de esta especie va de una tonalidad amarillo rojizo a pardo rojizo, con cinco o seis manchas oscuras que forman una línea horizontal partiendo del pedúnculo caudal, localizadas a los lados del cuerpo marcándose más en la parte posterior. Mientras que el color de las aletas es oscuro o verde rojizo con pequeñas manchas rojas entre las membranas interradales (Torales, 1971; Reséndez, 1980; Chávez, 1983 y Vargas, 1985); es conveniente señalar que, dependiendo del ambiente en que se desarrolla, esta especie puede presentar fuertes variaciones en la coloración, llegando incluso a una condición amarillo muy claro o alvina y con ausencia de manchas (Páramo; com. pers.).

C. Distribución geográfica de la especie.

El centro de origen y dispersión de la familia

dulceacuicola de los ciclidos americanos se encuentra en la cuenca del río Amazonas (Reséndez, 1980).

Miller (1966), considera que el género *Cichasoma* tiene como el centro de especiación al sistema fluvial que forman los ríos Grijalva-Usumacinta localizados en el sureste de México y norte de Guatemala.

C. synspilum se distribuye en el sureste de México, desde la cuenca del río Tonalá hasta Guatemala considerando al sistema fluvial Grijalva-Usumacinta en la vertiente Atlántica.

Algunos reportes hacen referencia a *C. fenestratum* en la Laguna de Términos, Campeche (Torral y Reséndez, 1973) y Tabasco (Vargas, 1985), sin embargo un reporte posterior hace una corrección ubicando a esta especie como *C. synspilum* (Reséndez, 1981).

Se le localiza en la parte sur del estado de Veracruz, así como al sur de Oaxaca, en los ríos de Chiapas, Tabasco, Campeche, Cenotes de Yucatán, Quintana Roo, Belice y Guatemala hasta el límite con Honduras.

Se le encuentra en aguas continentales, a una profundidad que varía entre 0.5 m a 1.75 m (Torral, 1971 y Reséndez, 1980), entre las raíces de manglares así como en las desembocaduras de los ríos. Su distribución vertical puede alcanzar profundidades de 20 cm en los ríos y hasta de 4 m o más en las lagunas. También se le puede encontrar en aguas estancadas de pantanos de poca profundidad (Vargas 1985).

D. Importancia de la especie C. synspilum.

Esta especie se consume como alimento en los lugares en donde se captura, entero en fresco y, en menor proporción, fileteado.

Dentro de la cadena trófica juega un papel importante ya que presenta hábitos omnívoros alimentándose de pequeños peces, larvas de insectos, gusanos, escarabajos acuáticos, algas, etc.

Se captura en el estado de Tabasco durante todo el año, siendo la temporada de mayor abundancia de febrero a julio, presentando la máxima producción de marzo a mayo y la mínima de septiembre a diciembre, sin embargo no se conoce adecuadamente su ciclo biológico (Reséndez, 1980 y 1981, Páramo 1985, Vargas, 1985).

II. ANTECEDENTES.

A. Descripción anatómica del aparato reproductor femenino de los peces.

La mayoría de los peces teleosteos presentan dos ovarios de tipo sacular, aunque en algunas especies solo se presenta uno, debido a que ambos se fusionan (Hoar, 1969; Weichert, 1981).

Los ovarios se encuentran en la parte postero-dorsal de la cavidad abdominal, en posición ventrolateral con respecto a la vejiga natatoria y suspendidos por el mesovario (Hoar, 1969; Barbieri, 1981).

Los ovarios en la región anterior son libres y en la región posterior se fusionan formando un oviducto corto que se abre en la papila urogenital atrás de la abertura anal. Generalmente son del mismo tamaño y en algunos casos el ovario izquierdo es ligeramente mayor (Barbieri, 1981). El color de los ovarios varía de acuerdo al grado de madurez sexual; los ovarios jóvenes e inmaduros son pequeños, translúcidos y ligeramente amarillentos, cuando se inicia la maduración presenta un color rosa-anaranjado de aspecto hialino y forma redondeada con gran cantidad de vasos sanguíneos, a medida que la maduración prosigue adquieren una coloración amarillenta intensa con un aumento de vasos sanguíneos, en el posdesove se tornan flácidos y de color rojizo (Rish Henry, 1973).

B. Aspectos histológicos del ovario en algunas especies de peces.

El ovario se encuentra formado por las siguientes estructuras.

1. Pared y lamelas ovigeras.

La pared ovarica es la cubierta externa o túnica ovárica derivada del epitelio peritoneal constituida por tejidos conjuntivo elástico, músculo liso y vasos sanguíneos (Yamamoto, 1961; Hoar, 1969; Barbieri, 1981, Weichert, 1981, Gomar, 1984, Zanuy).

Las lamelas ovigeras son estructuras de naturaleza laminiforme, derivadas de la pared ovárica que se invagina, se encuentran revestidas por una capa de tejido epitelial donde

se encuentran empotrados los ovocitos en sus diferentes etapas de desarrollo. Entre estas estructuras se encuentra el tejido conjuntivo elástico donde corren infinidad de vasos sanguíneos (Yamamoto, 1961, Hoar, 1969, Barbieri, 1981, Gomar, 1984).

2. Estadios de desarrollo folicular.

En el ovario encontramos folículos en diferentes grados de desarrollo o maduración; para determinar el grado de desarrollo de los ovocitos, diversos autores establecen una serie de estadios de acuerdo a la conducta que presenta la cromatina, el vitelo, las alteraciones del núcleo y el desarrollo de las membranas envoltorias -zona radiada, granulosa, teca- (Barbieri, 1981; Gomar, 1984).

Al revisar las clasificaciones establecidas cualitativamente por diversos autores, se encontró que estas son las mismas y difieren en el número de etapas mencionadas, tomando en cuenta que no existe separación de estadios sino una continuidad de uno a otro (Gomar, 1984).

Los siguientes autores mencionan un número de estadios determinados para un ciclo reproductor.

Barbieri (1981) establece cuatro estadios para Geophagus brasiliensis: Estadio I.- Inmaduro o Virgen, Estadio II.- En Maduración, Estadio III.- Maduro, Estadio IV.- Desove.

Wallace (1981) establece cuatro estadios en Gobius paganellus, Brachydanio rerio, Scomber scomber, Tinca tinca; dentro de la Fase Crecimiento Primario incluye el estadio de

cromatina nucleolar y Estadio perinuclear; Estadio II.- Formación de vesículas vitelinas, Estadio III.- Verdadera vitelogénesis, Estadio IV.- Maduración.

Erickson (1984) cita seis estadios para Lopholatilus chamaeleonticeps; Estadio I.- Perinuclear, Estadio II.- Alveólos Corticales, Estadio III.- Vitelogénesis, Estadio IV.- Unión o Fusión del Vitelo, Estadio V.- Hidratación, Estadio VI.- Atresia Folicular.

Yamamoto (1961) cita diez estadios para Carassius auratus. Etapa I.- Cromatina nucleolo, Etapa II.- Perinucleolo temprano, Etapa III.- Perinucleolo tardío, Etapa IV.- Vesículas vitelinas, Etapa V- Vitelo primario, Etapa VI.- Vitelo secundario, Etapa VII.- Vitelo terciario, Etapa VIII.- Migratoria del núcleo, Etapa IX.- Premaduración, Etapa X.- ovocitos maduros.

Las características que presentan estos estadios son los siguientes de acuerdo a Yamamoto (1961). Partiendo desde las ovogonias que son las células que originan al óvulo.

Ovogonia

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.

a) Etapa cromatina nucléolo.

Ovocitos muy pequeños con poca acumulación de citoplasma, se subdividen en tres etapas de acuerdo a la conducta de la

cromatina: Presinápticos, Sinápticos y Postsinápticos.

b) Etapa Perinucleolo temprano.

Ovocitos pequeños, el citoplasma se tiñe intensamente con la hematoxilina, núcleo relativamente grande con hilos de cromatina y muchos nucléolos en la periferia del núcleo, núcleo vitelino poco aparente. En la fase temprana el núcleo vitelino se encuentra cerca de la membrana nuclear y luego se mueve a la periferia del citoplasma con el crecimiento del ovocito, estos ovocitos se rodean por una capa folicular muy delgada.

c) Etapa Perinucleolo tardío.

El citoplasma pierde la afinidad por la hematoxilina, se tiñe ligeramente. El núcleo vitelino se encuentra en la periferia del citoplasma. Algunos ovocitos presentan el fenómeno de citoplasma dividido (teñido débilmente en la periferia e intensamente hacia el centro del citoplasma). La capa folicular es clara, los nucléolos están en la periferia del núcleo y muestran forma y tamaño variable.

Los autores ya mencionados reconocen estas características en su clasificación agrupando estos tres estadios de la forma siguiente: Barbieri (1981) los agrupa en un solo estadio Inmaduro o Virgen, Wallace (1981) dentro de Crecimiento Primario con las fases Cromatina Nucleolar y Perinuclear y Erickson (1984) en etapa Perinuclear.

d) Etapa de Vesículas vitelinas.

Se forman las vesículas vitelinas en el citoplasma éstas aparecen en la periferia como pequeños cuerpos, se acomodan centripetamente con un aumento de tamaño.

Aparece la zona radiada como una capa muy estrecha entre el citoplasma y la capa folicular, luego va aumentando en grosor al crecer el ovocito. Al principio el núcleo es esférico con muchos nucléolos en la periferia. En la fase tardía el núcleo se vuelve elíptico, de barra o ameboidal.

Estas mismas características Barbieri (1981) las cita en la etapa en maduración, Wallace (1981) las señala con el mismo nombre propuesto por Yamamoto (1961) y Erickson (1984) las cita en su etapa de alveolos corticales.

e) Etapa de Vitelo primario.

Las vesículas vitelinas ocupan la mitad del citoplasma, aparecen los glóbulos vitelinos entre las vesículas. La formación de los glóbulos vitelinos continua en la parte interior del citoplasma. Los glóbulos son pequeños y esféricos, las vesículas vitelinas aumentan su tamaño ocupando los dos tercios del citoplasma, mostrando una débil afinidad a la hematoxilina. La capa folicular aumenta su grosor. El núcleo pierde su forma y toma una forma poliédrica, los nucléolos se distribuyen de una forma desordenada en el núcleo.

A esta etapa Barbieri (1981) sigue siendo en maduración, Wallace (1981) la sigue incluyendo en la etapa vesícula vitelinas y Erickson (1984) la cita como vitelogénesis.

f) Etapa de Vitelo secundario.

Los ovocitos presentan gran cantidad de glóbulos de vitelo, las vesículas vitelinas son trasladadas al exterior del citoplasma acomodándose en hileras en la periferia. El núcleo recupera su forma redonda. Los nucléolos están en la misma forma y tamaño. Algunas veces se logra observar el micrópilo.

g) Etapa de Vitelo terciario.

Los glóbulos vitelinos aumentan su tamaño, el ovocito es relativamente grande en comparación con los primeros estadios. Las vesículas vitelinas forman una o dos hileras. El núcleo es esférico de contorno liso. Solo nucléolos son aparentes en el núcleo y libres de membrana. El micrópilo es aparente en el polo animal donde las vesículas vitelinas se encuentran dispersas o han desaparecido.

Estas dos etapas, de vitelo secundario y terciario Barbieri (1981) las sigue considerando como etapas de maduración, Wallace (1981) las incluye en vesículas vitelinas y Erickson (1984) las incluye en fusión de vitelo.

h) Etapa migratoria del núcleo.

Los ovocitos son del mismo tamaño que en la etapa

anterior. El núcleo se mueve hacia el polo animal del ovocito; alrededor de él, presenta una sustancia viscosa, se observan pocos nucléolos de forma esférica. Los glóbulos vitelinos aumentan en tamaño. La zona radiada se hace aparente midiendo de 7 a 8 micras de grosor observándose claramente estriaciones radiales.

Esta etapa Barbieri (1981) la toma en la etapa en maduración, Wallace (1981) la nombra como verdadera vitelogénesis y Erickson (1984) la incluye en su etapa Fusión de Vitelo.

i) Etapa de Premaduración.

Núcleo en el polo animal, la membrana nuclear desaparece, no se observa límite en el nucleoplasma y el citoplasma. Los nucléolos toman formas complicadas y terminan por desaparecer, la cromatina se agrupa y se localiza en la masa citonucleoplasmática del polo animal. En el polo animal se localiza el micrópilo.

j) Etapa de ovocitos maduros.

Los ovocitos alcanzan su máximo tamaño siendo casi de un milímetro. Los glóbulos de vitelo son muy grandes, acumulándose en mayor concentración en el polo animal. Los alveolos corticales se hacen visibles. El límite de la vesícula germinal no es definido. La zona radiada es muy evidente alcanzando un espesor hasta de trece micras. El micrópilo puede ser evidente en el polo animal. Estas últimas

etapas son designadas por Barbieri (1981) como estadio maduro, Wallace (1981) los determina como etapa de maduración y Erickson las designa como etapas de hidratación. Cabe mencionar que Erickson (1984) caracteriza otra etapa, Atresia folicular, de igual modo, Barbieri (1981) menciona la etapa de desove, misma que no es mencionada por los otros autores.

La etapa de Atresia folicular se caracteriza porque los ovocitos que no son ovulados experimentan esta etapa y reabsorción. El vitelo presenta una apariencia granular, las células foliculares invaden y reabsorven el contenido del ovocito.

La etapa de Desove, se caracteriza por presentar folículos vacíos, ovocitos maduros en reabsorción, ovocitos inmaduros y gran cantidad de ovocitos en maduración.

Marza (1938) elabora una clasificación basada en el ritmo de desarrollo de los ovocitos en general y el tipo de desove; cita tres tipos principales de desarrollo de los ovocitos que se encuentran en el mismo ovario, siendo estos los siguientes:

a) Sincronismo total. Todos los ovocitos de un ovario se desarrollan sincrónicamente, crecen y son ovulados simultáneamente. Estos organismos presentan una conducta reproductiva característica desovando una sola vez al año, este es el caso de los ciclóstomos, Petromyzon planeri y del salmenido Oncorhynchus mesou.

b) Sincronismo de grupos. Se pueden distinguir dos grupos de ovocitos, uno compuesto por ovocitos grandes y maduros, el otro grupo consiste de ovocitos muy pequeños e inmaduros. Este tipo de desarrollo es el más común en el grupo de los peces, desovan una vez al año, su estación de desove es muy corta y definida. Tenemos a los arenques, truchas manchadas y pez platija como ejemplos .

c) Asincronismo. Se encuentran ovocitos en diferentes estadios de desarrollo. Los peces pertenecientes a este tipo también son numerosos. Sus poblaciones presentan una estación de desove comparativamente larga, desovando varias veces dentro de una estación, un ejemplo es el pez dorado (Yamamoto, 1961; Wallace, 1981; Gomar, 1984).

3. Membranas que rodean al folículo.

Durante el desarrollo del folículo, el ovocito se rodea de una serie de membranas, que son la teca, la lámina basal, el epitelio folicular (granulosa) y la zona radiada.

Teca.

Es una capa que rodea al epitelio folicular (Guraya, 1978; Morales, 1983), que se deriva del epitelio peritoneal que envuelve al ovario (Houillon, 1978).

La teca presenta dos partes, una externa formada por fibras de colágena orientadas al azar, pero unidas en paquetes, tienen como función dar estabilidad a la pared folicular, la parte interna compuesta de vasos sanguíneos y

células glandulares (Hoar, 1969; Houillon, 1978; Morales, 1983).

La teca, en los folículos de los peces, presenta una actividad a la fosfatasa alcalina, se considera que esta enzima está relacionada con el transporte de sustancias a través de sus membranas. Algunas de estas células tecaes presentan una actividad enzimática muy grande. Esta actividad es intensa al inicio de la vitelogenénesis y empieza a decrecer en los folículos maduros.

Por estudios histoquímicos y ultraestructurales se a considerado que las células de la teca realizan una función biosintética con la secreción de esteroides, ha sido observado en el pez cebra Brachydonio rerio, así como en Acanthobrama terraesanctae y Sarotherodon niloticus (Guraya, 1978).

Lámina basal.

Se localiza entre la teca y la granulosa, está constituida por carbohidratos y proteínas asociadas a fibras de colágena (Guraya, 1978; Gomar, 1984).

Epitelio folicular.

Al principio del desarrollo los folículos jóvenes se encuentran rodeados por algunas células foliculares (Guraya, 1978), las cuales proceden del epitelio germinal (Balinsky, 1984; Gomar, 1984).

Cuando el ovocito crece, las células foliculares incrementan en tamaño y número por divisiones mitóticas,

formando una capa única (monoestratificada) que persiste durante el desarrollo del ovocito (Guraya, 1978).

En algunas especies de peces, Tilapia tholloni y Arius thalassinus, el epitelio folicular irá adquiriendo una estructura pseudoestratificada en algunos estadios del crecimiento del ovocito por la colocación de los núcleos en tres o cuatro capas, pero esta pseudoestratificación es transitoria, adquiriendo nuevamente la monoestratificación con el crecimiento del ovocito (Guraya, 1978).

Al principio las células forman un eje y son achatadas paralelamente a la superficie del ovocito, gradualmente se vuelven cúbicas y en seguida de forma columnar. La cantidad de citoplasma en las células foliculares es escasa. La forma de los núcleos de éstas células cambia de oblongos y elipsoides a redondos durante el crecimiento del ovocito. Con el crecimiento del ovocito previtelogénico, los organelos de las células foliculares aumentan en cantidad.

Se ha observado en el pez Coregonus peled, que el epitelio folicular presenta una síntesis y acumulación de ciertas sustancias que serán liberadas al exterior.

Existen evidencias de que las células foliculares presentan síntesis de proteínas que son requeridas en parte para procesos de crecimiento y maduración del mismo epitelio folicular y por otro lado, para su transporte dentro del ovocito, así como para la formación de la zona radiada.

Las células foliculares desarrollan procesos citoplasmáticos que penetran a la zona pelucida. Estos procesos citoplasmáticos frecuentemente interdigitan con las microvelocidades del ovocito y otras se ponen en contacto directo con la membrana del ovocito, llevando a cabo el transporte de sustancias elaboradas en el epitelio folicular durante el crecimiento del ovocito. Es muy probable que el transporte de materiales sea mediado por difusión o pinocitosis (Guraya, 1978).

Los descubrimientos han comprobado la presencia de 3 α -3 β -17 β -HSDH (hidroxiesteroides), así como de G6PDH, presentando una actividad intensa durante el desarrollo del ovocito.

La G6PDH y la 17 β -HSDH son necesarias para llevar a cabo la síntesis de hormonas esteroides.

Se ha reportado también que puede estar involucrada en la síntesis de esteroides la 3 α -HSDH, pues ha sido identificada tanto en las células foliculares de ovocitos en crecimiento como en los de folículos ya ovulados (Guraya, 1978).

Es probable que estas enzimas estén involucradas en el metabolismo de esteroides secretados por el epitelio folicular, su localización en las células foliculares confirma su actividad sintetizadora de esteroides en el pez guppy Poecilia reticulata.

Es muy probable que los esteroides sean requeridos como

material de construcción para el ovocito jugando un papel importante en la desaparición de la vesícula germinal (núcleo) como se ha visto en la Rana pipiens (Guraya, 1978).

La granulosa está reconocida como responsable para el depósito de vitelo en el desarrollo del folículo y para removerlo cuando el ovocito degenera antes de la ovulación.

Se pueden resumir las funciones de la granulosa en tres aspectos: Función fagocítica, adición de nutrientes y elaboración de hormonas ováricas (Hoar, 1969).

Zona radiada.

Esta zona se forma entre el ovocito y el epitelio folicular durante el crecimiento del folículo.

La membrana plasmática del ovocito se encuentra en asociación estrecha a la membrana plasmática de las células foliculares estando separadas por un espacio delgado.

Con el crecimiento del folículo, la membrana desarrolla la formación de largas microvelocidades que cubren completamente la superficie del ovocito.

Se ha indicado la posibilidad de que exista una continuidad protoplasmática entre las células foliculares y el ovocito. Las microvelocidades de ovocitos grandes y maduros son delgadas y pequeñas y poseen una zona interna más densa que aquellos ovocitos jóvenes (Guraya, 1978).

A esta zona se le divide en dos partes, una adyacente al

ovocito, que a sido designada como zona radiada y el exterior relativamente más homogéneo como zona pelúcida.

En estadios tempranos del crecimiento del ovocito, las microvellocidades no presentan substancia intermicrovellosa, esta aparecerá en estadios posteriores para formar la zona pelúcida. Los componentes de este material son carbohidratos y proteínas. Su origen se desconoce, pero se piensa que puede ser sintetizado por el ovocito o por el epitelio folicular o quizás por ambos.

En el pez Coregonus peled se ha observado que las substancias que forman las dos capas de la zona radiada son formadas por el epitelio folicular.

La ruta del material de la zona radiada muestra muchas variaciones en su desarrollo y estructura en los ovocitos que están creciendo en las diferentes especies de teleósteos (Guraya, 1978).

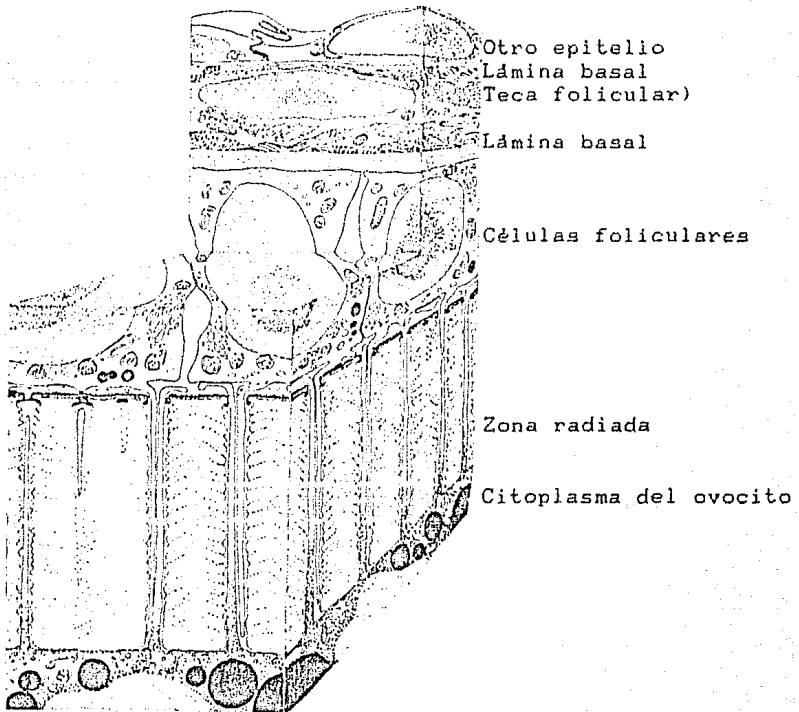
Se sabe que la apariencia radiada que presenta esta zona se debe al entrelazamiento de las microvellocidades del ovocito y de la granulosa (Hoar, 1969; Balinsky, 1984).

Se ha observado también que estas estructuras aparecen como canales íntimamente asociados al epitelio folicular (Barbieri, 1981).

La función que se le atribuye a la zona radiada es el transporte de nutrientes al ovocito que está creciendo

(Guraya, 1978) y el aumento de la superficie de absorción de
 substancia (Gomar, 1984).

Salvelinus fontinalis



Tomada de Guraya (1978) según After Flügel (1967).

4. Ovogénesis y Vitelogénesis.

El ovocito adquiere su potencial de desarrollo durante el proceso de la ovogénesis, con el periodo de crecimiento y maduración (Grant, 1978).

La ovogénesis es el desarrollo de una ovogónia en un folículo primario hasta formar un ovocito maduro (Morales, 1983)

El proceso de la ovogénesis se inicia con la meiosis, la cual se ha dividido en fase premeiotica o proliferativa y fase meiotica.

La fase meiotica a la vez se ha dividido en eventos meioticos tempranos, representada por una fase vegetativa de crecimiento del ovocito, síntesis de vitelo y maduración.

Durante la fase premeiotica se presenta la proliferación de ovogonias en el ovario. Esta fase se manifiesta de manera diferente en los distintos grupos, así en los peces la fase proliferativa es de tipo estacional, son remplazadas las células germinales durante cada estación.

Las ovogonias que maduran y llegan a ser funcionales son las que inician la meiosis durante el estado larvario o fetal, convirtiéndose en ovocitos primarios. Este estadio marca el fin de la fase premeiotica (Grant, 1978).

La fase meiotica se caracteriza porque el DNA se duplica de 2N a 4N tetraploide, iniciando con la fase de la primera

división meiotica, donde los cromosomas se condensan. En algunos grupos ésta fase puede durar meses o años, debido que al llegar al estadio de diploteno queda bloqueada la meiosis hasta la maduración (Houillon, 1978; Rutz, 1982; Morales, 1983). Durante la profase los ovocitos crecen y adquieren la información necesaria para proseguir su desarrollo.

En el ovario de los peces los ovocitos se desarrollan y maduran en asociación directa con las células foliculares, que se originaron a partir de las células somáticas de la gónada.

En la fase vegetativa el ovocito crece y almacena productos génicos en su citoplasma. Estos productos son codificados en el genoma del ovocito y el genoma de las células foliculares que lo rodean (Grant, 1978).

Durante este periodo el ovocito experimenta cambios celulares principalmente a nivel del núcleo.

El núcleo aumenta de tamaño debido a la actividad metabólica que presenta por la síntesis de grandes cantidades de jugo nuclear (Ruiz, 1982). Los cromosomas se extienden tomando el aspecto plumoso, estos cromosomas han sido observados fácilmente en los elasmobranquios, teleosteos (Scomber scomber), anfibios y sauropcidos (Houillon, 1978; Wallace, 1981; Morales, 1983). Al mismo tiempo el nucleolo experimenta cambios, se fragmenta y da origen a los micronucleolos los que se sitúan en la periferia del núcleo (Houillon, 1978; Balinsky, 1984).

Durante el crecimiento del ovocito primario, el citoplasma aumenta tanto en cantidad como en calidad, mediante la elaboración de vitelo, sustancia nutritiva para el desarrollo del embrión. El vitelo aumenta el volumen del ovocito y aparece en la última fase del crecimiento (Grant, 1978; Ruiz, 1982).

Este proceso se presenta en dos fases: a) la fase previtelogénica que se caracteriza por un crecimiento lento, una síntesis de protoplasma, multiplicación de organelos y formación de precursores de ácidos nucleicos. Durante esta fase se puede llegar a formar vitelo en mínima cantidad o no formarse. Los nucleolos juegan un papel muy importante en el fenómeno de síntesis a nivel de núcleo. La sustancia nucleolar pasa al citoplasma a través de la envoltura nuclear, incorporándose y dando origen al vitelo proteico (Houillon, 1978; Morales, 1983).

b) La fase vitelogénica es el proceso mediante el cual las sustancias nutritivas se acumulan en el citoplasma del ovocito constituyendo la materia prima a partir de la cual se alimentara el organismo (Houillon, 1978; Ruiz, 1982).

Durante la vitelogénesis el aparato de Golgi y las mitocondrias se dispersan en el citoplasma, el retículo endoplásmico granuloso aumenta en tamaño y se multiplica los ribosomas.

La síntesis se lleva a cabo en el ovocito por acción de enzimas mitocondriales o en las células foliculares. Algunos lípidos y proteínas son elaborados en el hígado y posteriormente transportados al ovocito (Houillon, 1978; Morales, 1983).

El vitelo puede estar formado por glucógeno y mucopolisacaridos, estos últimos constituyen la parte esencial del vitelo en peces teleosteos, se le encuentra encerrado en pequeños granulos, el vitelo protéico formado por vitelogenina en la que la porción fosfoprotéica se acumula en forma de plaquetas vitelinas, y el vitelo lipídico se forma cerca de mitocondrias y aparato de Golgi.

La acumulación de vitelo en los peces presenta dos vías: una exógena y otra endógena.

La vitelogénesis exógena se refiere a la proliferación de vesículas vitelinas (mucopolisacaridos) por parte de la granulosa y la vitelogénesis endógena se refiere a la incorporación de vitelogenina al ovocito induciendo la formación de granulos de vitelo que son fosfolipoproteínas (Zanuy ; Houillon, 1978; Ruiz, 1982).

Completandose estos procesos el ovocito se prepara para la fecundación, la meiosis interumpida se continua, la vesícula germinal se rompe, los cromosomas plumosos se condensan preparandose para la primera metafase y la formación

del primer corpúsculo polar lo que marca el evento final de la maduración del ovocito (Grant, 1978).

5. Atresia folicular.

Existe una notable variación en la problemática que este fenómeno implica.

Su histogénesis es todavía enigmática entre estos vertebrados, los ovocitos atrésicos han sido observados en algunos grupos de peces como Salvelinus fontinalis, Clarias batrachus, Gobius giuris, Geophagus brasiliensis, Myxine glutinosa (Grete, 1978; Barbieri, 1981; Erickson, 1985).

El término de "atresia folicular" se refiere al proceso durante el cual los folículos ováricos pierden la integridad y el ovocito es reabsorbido en el ovario (Grete, 1978).

Este proceso se puede presentar, en ovocitos inmaduros o maduros, como una selección de folículos cuando la célula es deficiente, morfológica y fisiológicamente para continuar su desarrollo.

Los folículos atrésicos son importante, probablemente como una fuente de tejido esteroideogénico.

Los mecanismos de control intraovárico pueden ser considerados en cuatro procesos, y son: la iniciación del crecimiento folicular, la selección de folículos por crecimiento y por ovulación y la actividad esteroideogénica. Los tres primeros pueden estar controlados por sustancias

(inhibidor del crecimiento) liberadas para la desintegración del folículo, estas sustancias en los folículos atrésicos, inhiben la iniciación del crecimiento folicular. Así también pueden influir en el medio que rodea a los ovocitos y a los folículos ovulados. Estos mecanismos de regulación intraovárica pueden estar controlados por el eje hipotálamo-hipófisis-ovario (Grete, 1978).

Los cambios que se presentan en el ovocito atrésico incluye la desaparición del núcleo, la hipertrófia de las células de la granulosa y la teca, el vitelo se vuelve líquido y los residuos son reabsorbidos (Grete, 1978; Barbieri, 1981).

Es importante notar que comunmente se encuentra un mayor porcentaje de ovocitos atrésicos en estadios avanzados de maduración que en ovocitos inmaduros donde no se ha formado el vitelo.

Sin embargo, existen confusiones en el número de ovocitos que son aptos para seguir el desarrollo y el número de folículos que se convierten en atrésicos, en la trucha Salvelinus fontinalis, Vlaglhor (1956) estima que casi el 40% de ovocitos desarrollados degeneran, mientras Henderson (1963) menciona que solamente el 3.5% sufren atrésia (Grete, 1978).

En el progreso de la atresia folicular, las células de la granulosa almacenan lípidos y muchas veces colesterol, sin embargo la actividad funcional de la esteroidogénesis en la atresia folicular se ha visto que varía entre las especies.

La granulosa es la responsable del depósito de vitelo y para removerlo en el ovocito en atresia antes de la ovulación, por medio de fagocitosis.

Se considera que el cuerpo atrésico que se forma a partir de la granulosa puede tener una función endócrina similar al cuerpo lúteo de los mamíferos.

Los folículos atrésicos, como producto degenerativo, pueden estar involucrados en la síntesis de esteroides al mismo tiempo que los folículos postovulatorios (Grete, 1978).

Los ovocitos postovulatorios o cuerpos lúteos, se presentan en ovocitos que ya han sido ovulados donde las células de granulosa remueven los fragmentos de tejido y células sanguíneas. El significado funcional de los folículos postovulatorios aún se desconoce, pero se le atribuye una función endócrina (Hoar, 1969; Grete, 1978).

C. Aspectos endócrinos del ciclo reproductor.

La percepción de los estímulos ambientales (fotoperíodo, temperatura, salinidad, etc.) son recibidos por los receptores sensoriales (ojos, piel, glándula pineal) que mandan sus señales al cerebro. Posteriormente esta información al llegar al hipotálamo induce la secreción de hormonas hipotalámicas (factores liberadores de gonadotropinas GTH-RH) que estimulan a la hipófisis (células liberadas de gonadotropas localizadas en la región par distal proximal) para que libere al torrente sanguíneo las gonadotropinas hipofisarias (GTH), las cuales

van actuar sobre las gónadas, en especial las células de la teca y de la granulosa, que producen estrógenos, mismos que provocarán la maduración de los ovocitos (Zanuy).

El hipotálamo se encuentra formado por dos tipos de núcleos bien definidos que controlan la actividad reproductora, los cuales son: El núcleo lateral tuberal (NLT) y el núcleo preóptico (NPO).

El NLT contiene un grupo de neuronas que llegan hasta las células gonadotropas de la hipófisis para estimular la liberación de hormona gonadotrópica, o sea que el NLT estimula la síntesis y secreción de hormona gonadotrópica (GTH).

Mientras que el NPO, formado por un grupo de células neuronales, que promueven la producción del factor inhibidor de gonadotropina (GRIF) (Peter, 1982).

Se ha visto que si se producen lesiones (descargas eléctricas, etc.) a nivel NLT, la concentración de GTH disminuye y por lo tanto la maduración y ovulación no se realiza (Hontela, 1978; Castagnolli, 1980; Peter, 1982).

La hipófisis localizada en la parte ventral del cráneo y por debajo del diencéfalo, esta formada por dos partes: la neural o neurohipófisis, constituida por fibras axónicas de neuronas, cuyo cuerpo se sitúa en el hipotálamo, la segunda parte epitelial o adenohipófisis (Zanuy ; Peter, 1982), formadas de 7 a 8 tipos de células secretoras distribuidas en tres partes:

Pars distal rostral - En ella se encuentran las células productoras de prolactina (P), tiroxina (TSH) y corticotropina (ACTH).

La corticotropina estimula a la corteza suprarrenal para producir corticoesteroide, la prolactina controla los cambios de regulación de agua, y modifica la permeabilidad de las branquias (para pasar de un medio de agua dulce a agua marina).

Pars distal proximal - Por otro lado contiene células productoras de somatotropina (STH), esta última que está relacionada con los procesos del crecimiento y de gonadotropina (GSH) que pueden ser de dos tipos; una rica en carbohidratos (AII GTH) y otra baja en carbohidratos (AI GTH), las cuales son activas en la época de maduración sexual.

Pars intermedia - Contiene las células productoras de melanocitos (MJH) y células osmoregadoras de calcio y otros iones (Zanuy ; Hontella, 1978).

Existen evidencias de que los peces teleosteos elaboran dos tipos de gonadotropinas: La AII GTH rica en carbohidratos estimula la esteroidogénesis, la maduración de ovocitos, la ovulación y en el macho la espermiación; la AII GTH pobre en carbohidratos, estimula la captación de vitelogenina.

La gonadotropina AII-GTH actúa sobre las células especiales de la teca interna para producir estrógenos, mismos

que, al ser liberados al torrente sanguíneo estimula al hígado para producir vitelogenina.

También actúa sobre las células de la granulosa cuyas secreciones, conjuntamente con los estrógenos estimulan la proliferación de vesículas de vitelo (mucopolisacaridos) en el interior del ovocito, este es el proceso llamado vitelogénesis endógena.

La gonadotropina AI-GTH incorpora la vitelogenina formada en el hígado y que es transportada al ovario a través del torrente sanguíneo para inducir la formación de gránulos de vitelo (fosfolipoproteínas), a este proceso se le denomina vitelogénesis exógena (Zanuy ; Peter, 1982).

La liberación de gonadotropinas está controlada por una retroalimentación negativa, de tal manera que el hipotálamo y la hipófisis responden a los niveles plasmáticos de esteroides, cuanto más alto es el nivel de esteroides, más bajo es la producción de gonadotropinas y viceversa (Hontella, 1978; Castagnolli, 1980; Peter, 1982).

III. OBJETIVOS.

1. Contribuir al conocimiento histológico del aparato reproductor en una especie de los peces mexicanos.

2. Apoyar el conocimiento de la biología de una especie importante en la pesquería regional para definir la(s) época(s) reproductiva(s) para un mejor aprovechamiento y administración de este recurso.

3. Contribuir a definir la posibilidad de veda de la especie en el (los) periodo(s) de reproducción.

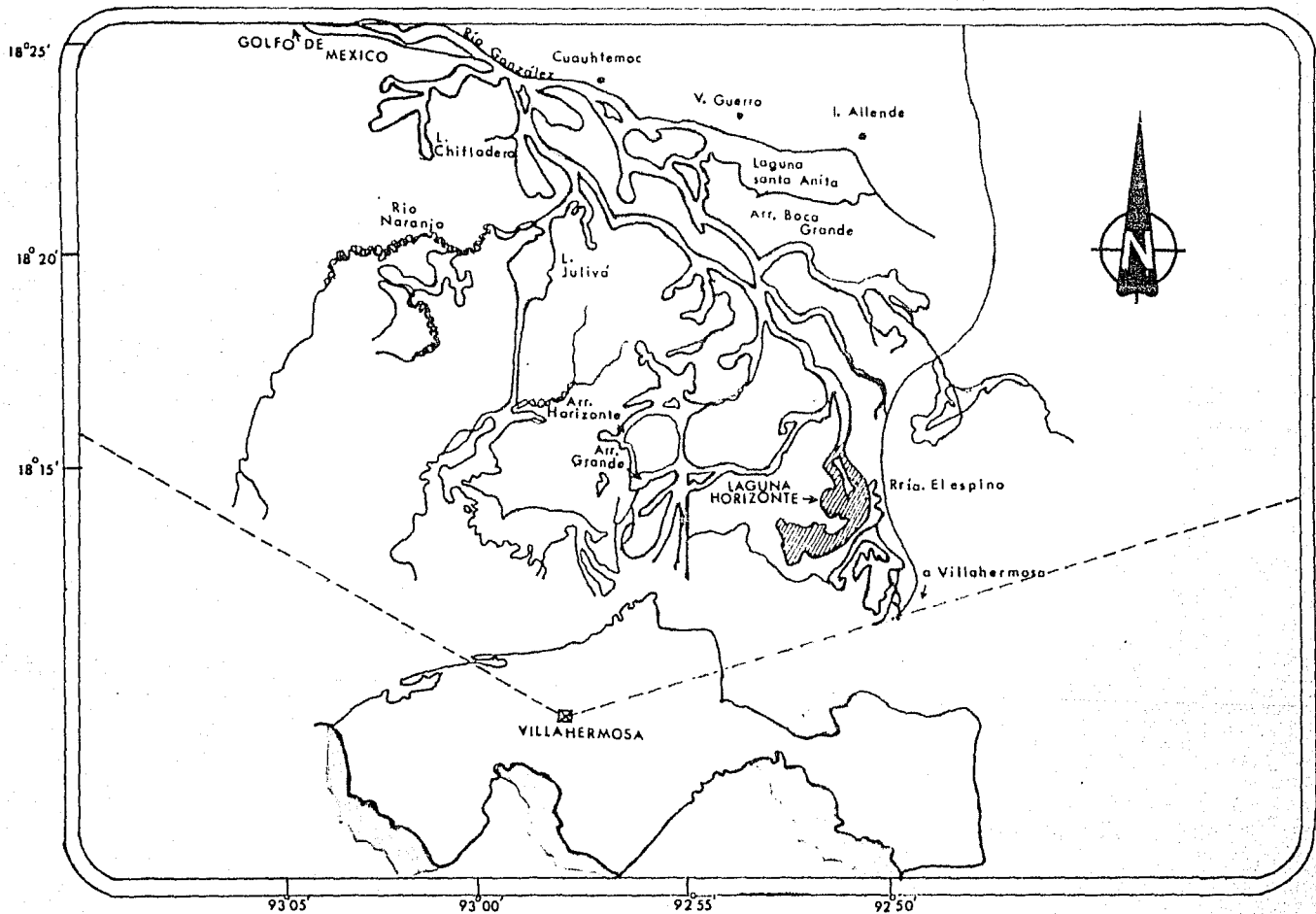
IV. AREA DE ESTUDIO.

La laguna El Horizonte se encuentra situada al oeste de la rancharía El Espino (Km 35 carretera Villa Hermosa-Frontera), entre las coordenadas 92° 51' longitud oeste y 18° 15' longitud norte, municipio del centro, Tabasco.

Esta laguna cuenta con una Área aproximada de 4.5 Km² aunque es variable. Descarga sus aguas al río González (mapa 1).

El tipo de fondo que presenta está compuesto por sustrato areno-limo-arcilloso, variando las proporciones durante el transcurso de un año. La profundidad de esta laguna varía entre 0.6 m a 1.9 m.

El clima que presenta el área de estudio de acuerdo con el sistema Köppen modificado por García (1973), y con base a los datos aportados por la estación meteorológica Macultepec corresponde a la fórmula Am(f)w^{''}(i')g, con las siguientes características: cálido húmedo con régimen de lluvias en verano, el porcentaje de lluvias invernales mayor de 10.2 y precipitación del mes más seco menor de 60 mm con dos máximos de lluvias separados por dos épocas secas.



MAPA 1.
AREA DE COLECTA.

V. MATERIAL Y METODO.

El material biológico utilizado se obtuvo a partir de capturas realizadas en la laguna El Horizonte. Para su captura se empleó una atarraya de 3.5 m de altura y 0.05 m de luz de malla. Se realizaron colectas mensuales durante un ciclo anual que comprendió de agosto de 1986 a julio de 1987.

Los organismos se trasladaron en hielo hasta el laboratorio. La colecta total fué de 100 ejemplares, a cada uno de ellos se les determinaron sus datos morfométricos.

Se practicaron disecciones en el abdomen a fin de extraer la gónada, inmediatamente se fijaron dichos órganos en Bouin durante 24 hrs y posteriormente se cambiaron a formol al 10%.

Se determinó el índice gonadosomático de acuerdo a la fórmula siguiente:

$$\text{I.G.S.} = (D / P) * 100 \text{ donde}$$

D = peso de la gónada

P = peso total del pez

Se calculó el I.G.S. promedio de las gónadas para obtener la de valor medio, y observar su estructura histológica.

Posteriormente se lavaron dichos órganos en agua corriente para quitar el exceso de fijador, se deshidrataron en soluciones de etanol graduales de 30°, 50°, 60°, 70°, 80°, 96° y alcohol del 100%, con un tiempo promedio de 2 Hrs. en

cada cambio, posteriormente se colocaron en xilol y aceite de cedro.

Se incluyeron en parafina para realizar los cortes y las posteriores lastinciones de anilinas de la siguiente manera:

Se realizaron regularmente dos cambios en parafina pura por una hora cada uno, las gónadas maduras se incluyeron primeramente en una mezcla de xilol-parafina por una hora y luego parafina pura otra hora. Los cortes se hicieron con un microtomo Leitz 1512 de parafina a 7 micras de espesor, se aplicaron dos tinciones: hematoxilina-eosina y tricrónica de Masson.

Una vez teñidos y montados los cortes se procedió a la observación en microscopio óptico Zeiss, concluyendo con la toma de fotografías en un fotomicroscopio Zeiss, utilizando película para negativo y papel Fujichome ASA 100. Para las fotografías se utilizó el campo claro y el contraste de fases, así como filtros: azul 80A (Toshiba) con adición de filtros grises.

VI. RESULTADOS.

El ovario es un órgano complejo, formado por dos lóbulos alargados y fusiformes, ventrales a la vejiga natatoria, suspendidos por el mesovario. La pared que recubre al ovario se encuentra formada por tejido conjuntivo fibroso que se invagina partiendo en septos (lamelas ovigeras) el interior del ovario.

La pared que reviste al ovario es una fina capa que presenta una gran cantidad de tejido conjuntivo y vasos sanguíneos de gran calibre localizados irregularmente; a todo lo largo de la túnica, se puede apreciar que el tejido conjuntivo se incrementa rodeando a los vasos sanguíneos, esta distribución se encuentra en los ovarios de todo los meses (Fig. 1).

El estrona ovárico presenta una irrigación sanguínea, el tejido conjuntivo es escaso y en el se localizan ovocitos en sus diferentes etapas de desarrollo (Fig. 1,5,7)

Estas diferencias de etapas se observan en la figura 1, 2 y 3, que muestran el desarrollo de los ovocitos a lo largo del ciclo

Como avanza el desarrollo podemos identificar ovocitos en la etapa de Perinúcleo temprano los cuales son ovocitos de contorno ovoide muy pequeños, el citoplasma es homogéneo, el núcleo aumenta de volumen, los nucleólos empiezan a ser

evidentes en la periferia del núcleo, los cromosomas se hacen visibles (Fig. 1,4,5)

Este estadio fué observado a lo largo de todo el año, presentando su máximo porcentaje en septiembre y en enero (Tabla 1, gráfica 1).

En estadios más avanzados podemos identificar ovocitos en la etapa de perinúcleo tardío presentando contorno variable, en el citoplasma se puede apreciar dos zonas heterogéneas, una externa tenuemente teñida, una zona interna teñida intensamente, fenómeno conocido como citoplasma dividido, el núcleo es relativamente grande con una envoltura nuclear nítida, con los múltiples nucleolos arreglados ordenadamente en la periferia del núcleo, se pueden apreciar claramente los cromosomas plúmosos (lampbrush) (Fig. 1,5).

Esta fase se encuentra durante todos los meses del año con un máximo en julio (Tabla 1, gráfica 1).

El siguiente estadio es la etapa en maduración en la cual los ovocitos presentan contornos irregulares (poliédricos). Externamente se observan algunos grupos de células tecaes y la capa de células foliculares. No se observó con claridad la zona radiada. El ovocito presenta un citoplasma denso, granuloso, tomando la misma apariencia el núcleo, en algunos ovocitos la envoltura nuclear es definida y en otros no, posteriormente toma forma irregular. los nucleolos se

localizan en la periferia del núcleo, la cromatina es poco aparente.

Esta etapa se presentó en los meses de julio y de septiembre a febrero, con un porcentaje mayor en octubre (tabla 1, gráfica 1).

En ovocitos donde se inicia la vitelogenénesis, con la formación de vesículas vitelinas, presentan un contorno definido, la teca y la capa folicular son muy claras. El citoplasma del ovocito es denso, apareciendo en la periferia las vesículas vitelinas que se observan como áreas vacías. El núcleo es esférico, la envoltura nuclear es tenue, los nucleolos son muy claros y numerosos, los cuales se acomodan en la periferia (Fig. 8).

En los meses de noviembre, enero y febrero se presenta este estadio con un porcentaje mayor en febrero (tabla 1, gráfica 1). Conforme se avanza en el proceso de vitelogenénesis se observan ovocitos en la etapa de la formación de vitelo primario, en el cual el contorno de los ovocitos es menos irregular. La teca bastante visible, en la capa folicular se observa el límite de las células foliculares como su núcleo. El ovocito presenta el fenómeno de citoplasma dividido, las vesículas vitelinas se trasladan de la periferia al centro del ovocito apareciendo entre ellas los glóbulos vitelinos desplazándose hacia el núcleo. En la envoltura nuclear, los nucleolos se acomodan en la periferia. Los cromosomas plumosos se encuentran ampliamente distendidos (Fig 10,11,12)

Estos ovocitos se presentaron a partir de marzo hasta agosto, observandose una mayor abundancia este último mes (tabla 1, gráfica 1).

El ovocito es bastante grande, de forma elíptica, lleno de vitelo, lo cual nos indica que se trata de una etapa de premaduración. La capa folicular bien desarrollada, pudiendose observar perfectamente las células foliculares, aparece la zona radiada de manera conspicua, el ovocito se encuentra ocupado por las vesículas vitelinas y glóbulos de vitelo, parte del citoplasma queda restringido a la periferia y en la región central donde localizamos la vesícula germinal. La envoltura nuclear se desvanece y en algunos ovocitos se puede observar los nucleolos dispersos, los cromosomas tienden a desaparecer (Fig. 13, 14).

Ovocitos presentes únicamente en el mes de marzo (tabla 1, gráfica 1).

El último estadio de los ovocitos corresponden a una etapa de maduración en donde alcanzan su máximo tamaño, las membranas que lo rodean se hacen más evidentes, observandose algunas células tecaes. Las células foliculares de gran tamaño presentan una forma cuboidal. La zona radiada se tiñe color naranja observandose claramente las estriaciones, el citoplasma del ovocito se encuentra dominado por las vesículas vitelinas y los glóbulos de vitelo que han alcanzado un gran tamaño, lo cual nos indica que los ovocitos están listos para ser desovados (Fig. 15, 16).

Se presentó este estadio durante los meses marzo, mayo, junio y julio con una frecuencia mayor en junio (tabla 1, gráfica 1).

En algunos estadios de desarrollo, los ovocitos se vuelven atrésicos, degeneran y entran en regresión.

La teca y las células foliculares se atrofian, se vuelven células fagocíticas para reabsorber los restos del folículo y los vasos sanguíneos.

Los ovocitos que degeneran antes de que se lleve a cabo la ovulación, se caracterizan por contener restos de vitelo (Fig. 17, 18, 19).

Podemos encontrar tanto folículos atrésicos en estadios tempranos de desarrollo (Fig. 17, 18), como en estadios avanzados de maduración (Fig. 19).

En folículos atrésicos donde la maduración es avanzada, la zona radiada pierde su integridad y las células foliculares toman la forma cuboidal.

Estos folículos fueron escasos, estuvieron presentes en el mes de septiembre y junio.

Los folículos postovulatorios o cuerpos lúteos, son folículos que entran en regresión al ser ovulados. Se caracterizan porque las células tecales y foliculares se hipertrofian e hiperplazan, su citoplasma se vacuoliza,

presentando vasos sanguíneos de gran calibre entre tejido (Fig. 20).

Fuerón obsevados algunas estructuras muy semejantes a la cicatriz que deja un ovocito al ser ovulado, adquiriendo las células foliculares la forma fusiforme (Fig. 20).

Ambas estructuras se observaron en el ovario que correspondía al mes de septiembre.

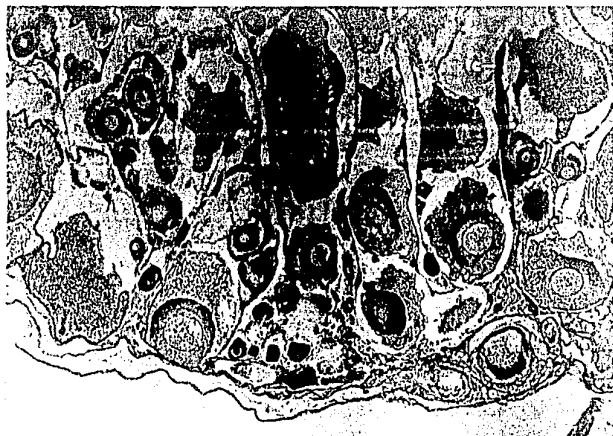


Figura 1.

Ovario del mes de agosto.
 Folículos jóvenes en desarrollo.
 Etapa de perinúcleo temprano (P1)
 Etapa de perinúcleo tardío (P2)
 Etapa de vitelo primario (V1)
 Núcleo (N)
 Tejido conjuntivo (tc)
 Vaso sanguíneo (v)
 Tónica ovárica (to)

Tec. Masson 25X

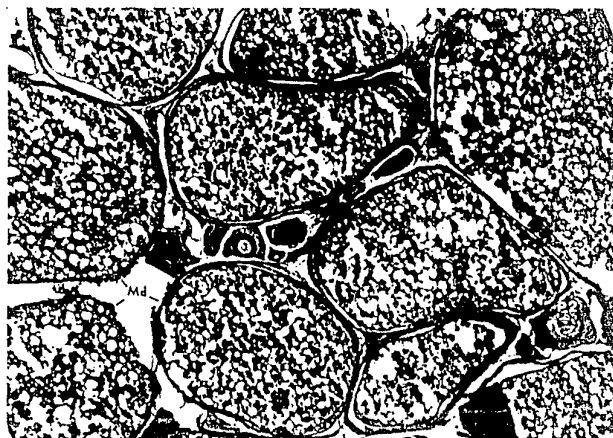


Figura 2.

Ovario del mes de mayo.
 Folículos maduros.
 Etapa de maduración (Md)
 Etapa de perinúcleo tardío (P2)
 Glóbulos de vitelo (gv)
 Tejido conjuntivo (tc)

Tec. Masson 10X



Figura 3.

Ovario del mes de julio.
 Estadios jóvenes y maduros.
 Etapa de maduración (Md)
 Glóbulos de vitelo (gv)
 Vesículas vitelinas (vv)
 Etapa en maduración (EN)
 Núcleo (N)
 Etapa de perinúcleo temprano (P1)
 Tejido conjuntivo (tc)
 Tónica ovárica (to)
 Zona radiada (zr)

Tec. H-E 25X



Figura 4.

Etapa de perinúcleo
temprano (P1)
Núcleo (N)
Tejido conjuntivo (tc)
Vaso sanguíneo (v)

Tec. Masson 160X

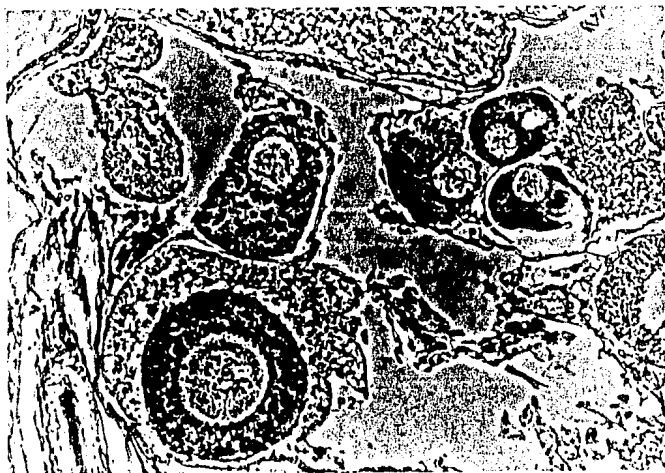


Figura 5.

Etapa de perinúcleo
temprano (P1)
Etapa de perinúcleo
tardío (P2)
Cromosomas plumosos (cp)
Nucléoles (nu)
Citoplasma (cs)
Tejido conjuntivo (tc)
Vaso sanguíneo (v)

Tec. Masson 100X

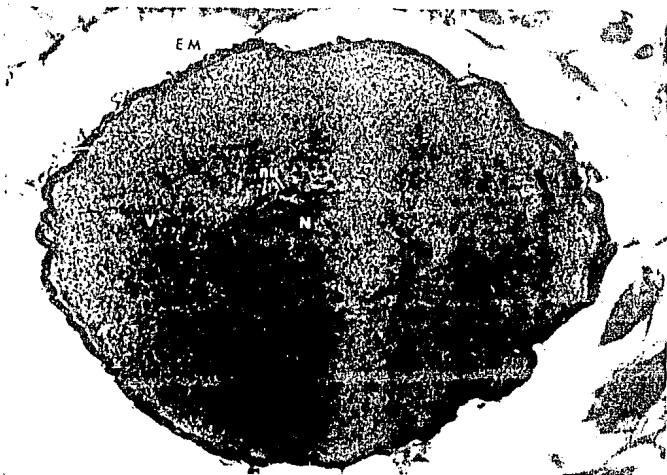


Figura 6.

Etapa en maduración (EM)
Núcleo (N)
Nucleólos (nu)
Vitelo (V)
Células foliculares (cf)

Tec. Masson 100X



Figura 7.

En maduración.
Vitelo (V)
Células foliculares (cf)
Teca (T)
Vaso sanguíneo (v)

Tec. Masson 400X

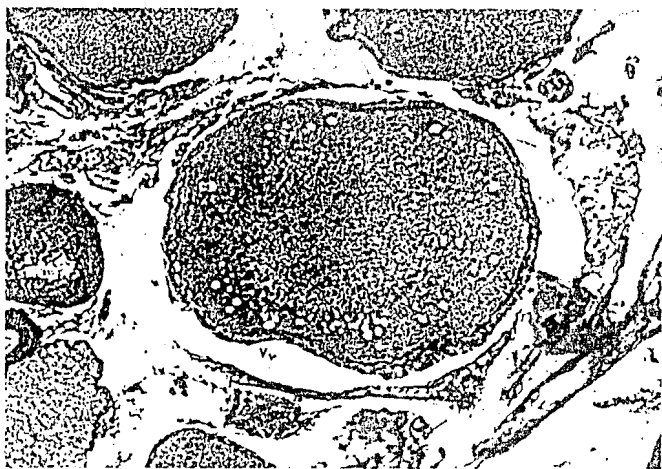


Figura 8.

Etapa de vesículas
vitelinas (Vv)
Vesículas vitelinas (vv)
Citoplasma (cs)
Células foliculares (cf)
Tejido conjuntivo (tc)

Tec. Masson 64X



Figura 9.

Vesículas vitelinas.
Vitelo (V)
Células foliculares (cf)
Teca (T)

Tec. Masson 400X



Figura 10.

Etapa de vitelo
primario (VI)
Nucléolos (nu)
Vesículas vitelinas (vv)
Células foliculares (cf)

Tec. Masson 82X



Figura 11

Vitelo primario.
Vitelo (V)
Células foliculares (cf)
Teca (T)

Tec. Masson 400X

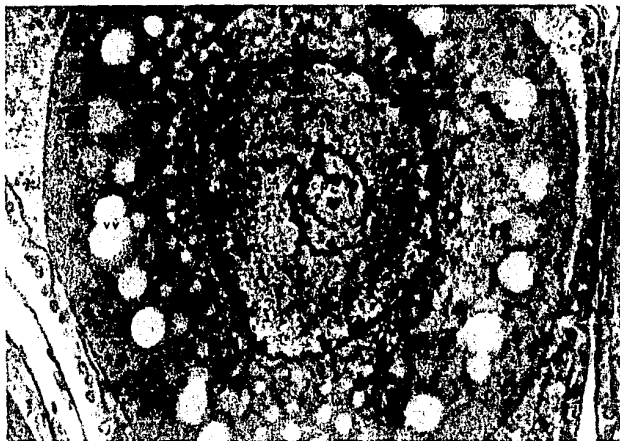


Figura 12.

Etapa de vitelo primario.
Cromosomas plumosos (cp)
Nucléolos (nu)
Glóbulos de vitelo (gv)
Vesículas vitelinas (vv)
Células foliculares (cf)

Tec. Masson 160X

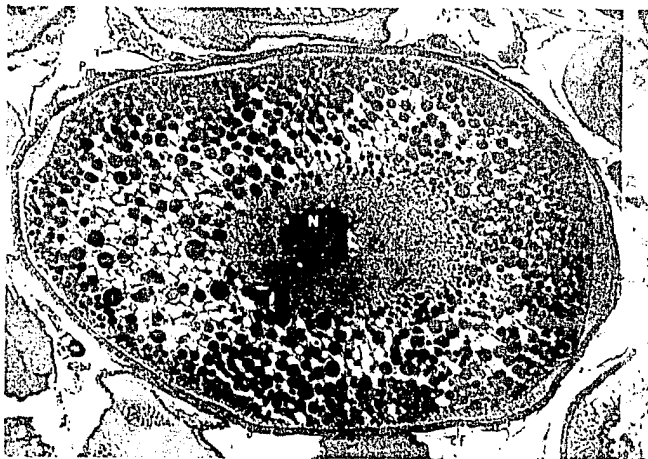


Figura 13.

Etapa de
premaduración (Pm)
Núcleo (N)
Vesículas vitelinas (vv)
Glóbulos de vitelo (gv)
Células foliculares (cf)
Vaso sanguíneo (v)

Tec. Masson 40X

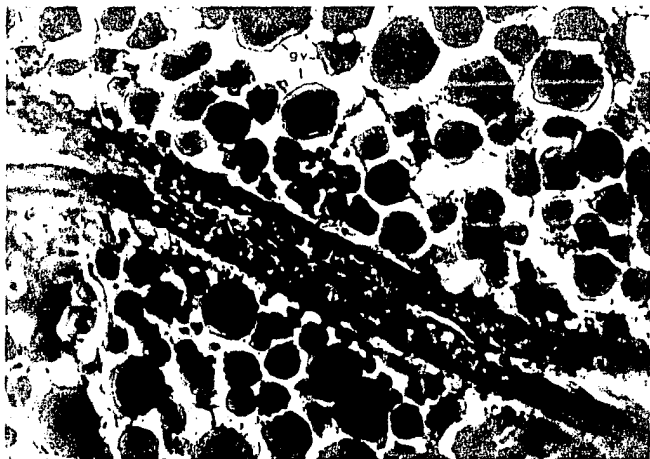


Figura 14.

Etapa de premaduración.
Glóbulos de vitelo (gv)
Zona radiada (zr)
Células foliculares (cf)

Tec. Masson 205X



Figura 15.

Etapa de maduración (Md)
 Glóbulos de vitelo (gv)
 Vesículas vitelinas (vv)
 Zona radiada (zr)
 Etapa de perinúcleo
 temprano (P1)
 Etapa de perinúcleo
 tardío (P2)

Tec. Masson 20X



Figura 16.

Etapa en maduración.
 Teca (T)
 Células foliculares (cf)
 Zona radiada (zr)
 Glóbulos de vitelo (gv)

Tec. Masson 160X

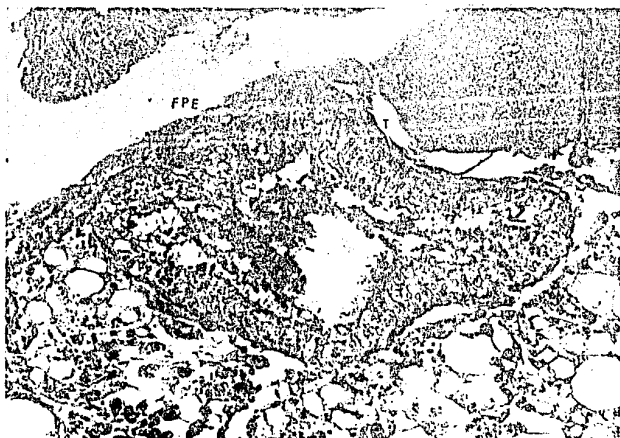


Figura 17.

Ovocitos atrésicos.
 Folículo
 preovulatorio (FPE)
 Vitelo (V)
 Células foliculares (cf)
 Teca (T)

Tec. Masson 82X



Figura 18.

Vitelo (V)
 Células foliculares (cf)
 Vaso sanguíneo (v)
 Teca (T)

Tec. Masson 160X



Figura 19.

Folículo atrésico en
 estadio avanzado de
 maduración.
 Folículo
 preovulatorio (FPF)
 Vitelo (V)
 Zona radiada (zr)
 Células foliculares (cf)

Tec. H-E 40X

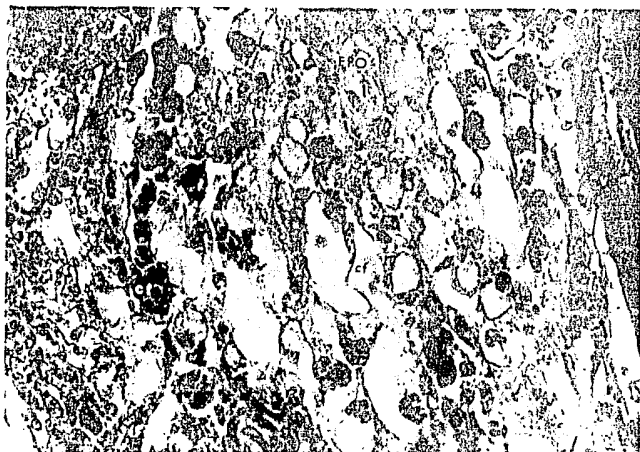


Figura 20.

Folículo
postovulatorio (FPO)
vacuolización de las
células foliculares (cf)
Vaso sanguíneo (v)

Tec. Masson 160X



Figura 21.

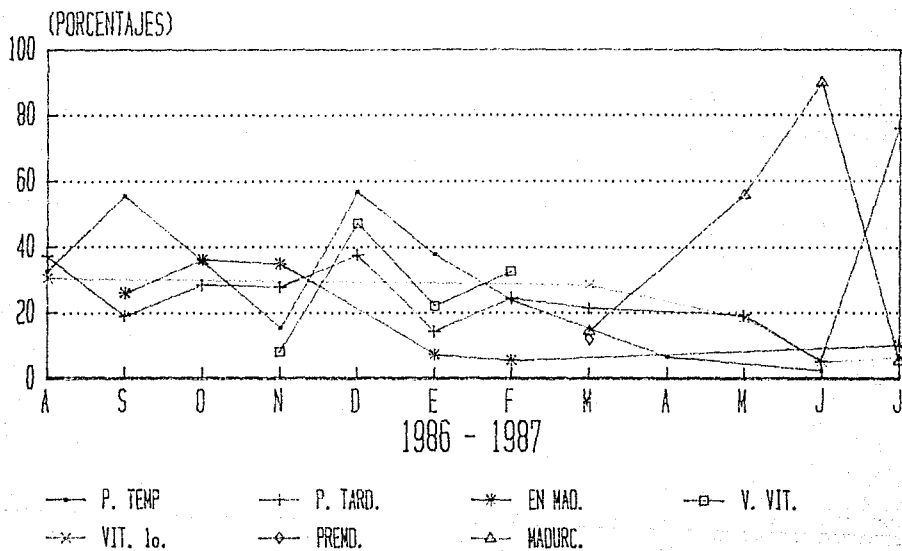
Cicatriz de un folículo
ovulado (rz)
Células foliculares (cf)

Tec. Masson 64X

TABLA 1
PORCENTAJE DE LOS OVOCITOS EN SUS DIFERENTES ETAPAS DE DESARROLLO

MESES	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL
P. Temp.	32.29	55.32	35.56	29.51	15.05	56.73	37.56	23.69	---	6.40	---	2.11
P. Tard.	37.26	18.85	28.35	27.75	37.63	14.18	24.39	21.28	---	19.20	5.00	76.20
En Mad.	---	25.82	36.10	34.80	---	7.09	5.36	---	---	---	---	10.05
V. Vit.	---	---	---	7.93	47.31	21.98	32.68	---	---	---	---	---
Vit. 1°	30.43	---	---	---	---	---	---	28.51	---	18.40	5.00	6.35
Premd.	---	---	---	---	---	---	---	12.10	---	---	---	---
Madurec.	---	---	---	---	---	---	---	14.46	---	56.00	90.00	5.29

OVOCITOS EN SUS DIFERENTES ETAPAS DE DESARROLLO



GRAFICA 1

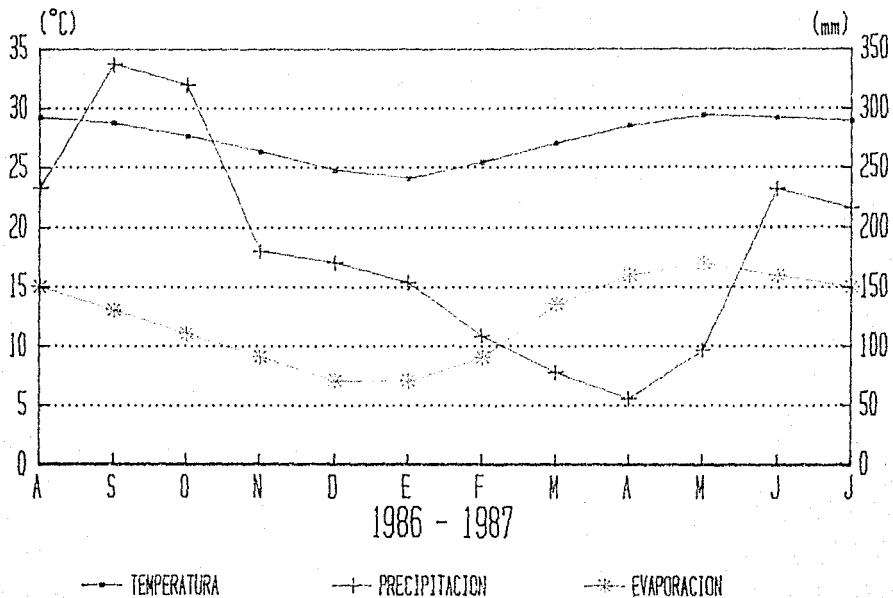
TABLA 2
FACTORES AMBIENTALES
(Temperatura, Precipitación y Evaporación)

MESES	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL
T (°C)	29.2	28.7	27.6	26.3	24.7	24.0	25.4	27.0	28.5	29.4	29.2	28.9
P (mm)	232.2	337.3	319.8	179.6	169.8	153.2	108.0	77.1	55.2	96.4	232.1	215.6
E (mm)	150.0	130.0	110.0	90.0	70.0	70.0	90.0	135.5	160.0	170.0	160.0	150.0

TABLA 3
INDICE GONADOSOMATICO

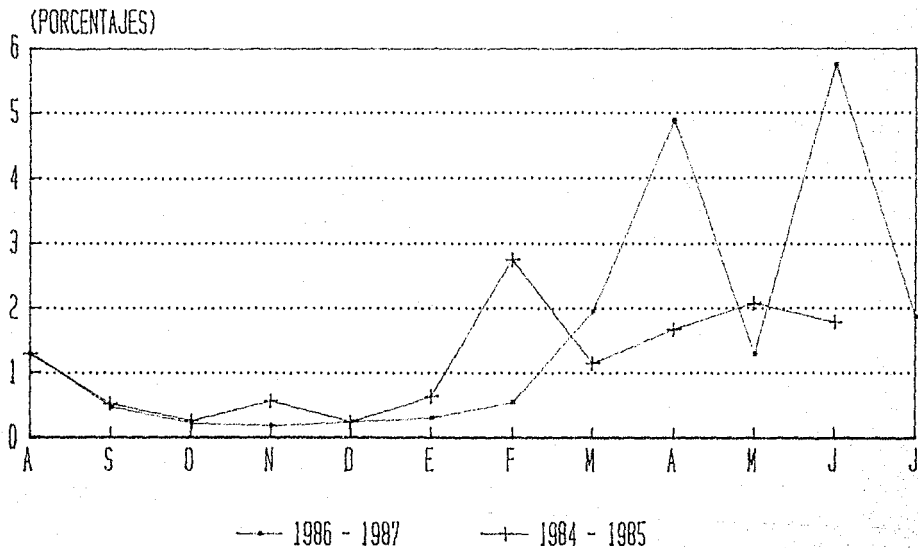
MESES	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL
84-85	1.2734	0.5098	0.2498	0.5589	0.2322	0.6319	2.7470	1.1378	1.6641	2.0711	1.7788	---
86-87	1.2734	0.4624	0.2119	0.1765	0.2368	0.2971	0.5435	1.9449	4.8879	1.2878	5.7557	1.8522

FACTORES AMBIENTALES



. GRAFICA 2

INDICE GONADOSOMATICO



• GRAFICA 3

VII. DISCUSION.

La morfología general y la localización que presenta el ovario de Cichlasoma synspilum, coincide con el trabajo realizado por Barbieri (1981) en Geophagus brasiliensis.

El ovario presenta una tónica ovárica bien definida compuesta de tejido fibroso, con fibras de colágena y vasos sanguíneos distribuidos irregularmente. Esta pared se invagina formando el estroma ovárico que contiene tejido conjuntivo y pequeños vasos sanguíneos, así como los ovocitos en sus diferentes etapas de desarrollo.

Se determinó para C. synspilum siete etapas de desarrollo, seis de las cuales son similares a las características descritas por Yamamoto (1961) en Carassius auratus, (perinúcleo temprano, perinúcleo tardío, vesículas vitelinas, vitelo primario, premaduración y maduración) y un estadio a la clasificación propuesta por Barbieri (1981) en Geophagus brasiliensis (en maduración).

No fue posible observar los otros estadios que Yamamoto menciona, quizá porque las características que presentan estos estadios son muy semejantes entre sí y pudieron confundirse. De acuerdo a los resultados histológicos observados, la especie C. synspilum presenta una actividad sexual larga, aproximadamente de cuatro meses, intercalado con un periodo de reposo de ocho meses.

En la gráfica 1, se observa el desarrollo que sufrieron los ovocitos a lo largo del ciclo anual, la tabla 1 muestra los porcentajes de estos estadios a lo largo del ciclo, vemos que algunos estadios aumentan su porcentaje mientras otros disminuyen o desaparecen.

Los meses en que los ovocitos alcanzaron su madurez fue a partir del mes de marzo, alcanzando su máxima frecuencia en junio y decreciendo rápidamente en el mes siguiente, así mismo se puede observar que los estadios tempranos disminuyeron durante este período pero se incrementaron a partir del mes de julio, manteniéndose así hasta febrero.

Al comparar la gráfica 1 con la 3 (índice gonadosomático de C. synspilum), se aprecia claramente que los valores del IGS se incrementan a partir de marzo y disminuyen en el mes de julio. Esta gráfica presenta dos picos, uno durante el mes de abril, con un decremento en mayo y otro pico de mayor intensidad en junio.

Con estas observaciones se puede decir que es probable que C. synspilum presenta un período de actividad sexual a partir del mes de marzo concluyendo en julio, con dos épocas reproductivas de máxima intensidad.

En un informe previo de Conacyt publicado por Páramo (1985), reporta que C. synspilum presenta dos épocas reproductivas, una durante el mes de febrero y otra de menor

intensidad entre mayo y junio, en organismos muestreados durante 1984 (gráfica 3).

Este trabajo puede apoyar hasta cierto punto el análisis anterior, puesto que plantea una actividad sexual durante el periodo ya establecido aunque la época de mayor intensidad no coincida.

Chávez (1983) establece para C. synspilum en el río de San Pedro, Tabasco, un periodo de reposo de octubre a abril. Este trabajo puede ser un punto de apoyo muy interesante al presente trabajo, puesto que el periodo de actividad sexual que se establece es muy semejante al citado. Chávez menciona un periodo de actividad sexual que comprende de mayo a septiembre y un periodo de reposo de octubre a abril, en este trabajo se establece un periodo de reposo de agosto a febrero con un periodo de actividad sexual de marzo a julio, se deduce que esta especie C. synspilum presenta una actividad sexual durante la estación de primavera y verano. Ambos trabajos presentan una diferencia de dos meses entre el periodo de actividad sexual y el de reposo.

Hay que mencionar que los trabajos de Chávez y Páramo, se realizaron en base al índice gonadosomático (IGS) de cada organismo y este método como tal no es totalmente confiable porque es un método cuantitativo basado en la relación que existe entre el peso de la gónada y el peso total del organismo.

Esta relación acarrea varias dificultades, porque como organismo vivo es un sistema dinámico y como tal, al ser capturado unos días después de la puesta cambia totalmente el valor del IGS y esto provoca datos erróneos.

Se sugiere que para el desarrollo de estas investigaciones se aplique varios métodos (histológicos, bioquímicos, estadísticos, etc.) para obtener resultados lo más cercanos a la realidad, así como generar un diseño metodológico de toda la población para obtener los datos confiables.

Al relacionar este período de actividad sexual con la influencia climática citada por García (1988) considerando el promedio de temperaturas de 60 años (gráfica 2), es claro que esta actividad sexual se desencadena a partir de que la temperatura asciende manteniéndose así hasta el verano.

Aunado a este incremento de temperatura se observa que también otros factores se manifiestan, ya que se presenta una evaporación que va disminuyendo cuando aumenta la precipitación y posteriormente la temperatura desciende.

En el ovario del mes de julio, podemos observar la presencia de folículos jóvenes y maduros y esto hace pensar que es muy probable que termine un ciclo y comience otro.

Otra evidencia que puede apoyar el período de actividad sexual es la presencia de folículos postovulatorios que se encontraron durante el mes de septiembre donde fueron

abundantes, esto puede significar que anteriormente se llevó a cabo el desove y que estos folículos entraron en regresión.

Las células foliculares y la teca en estos folículos adquieren una vacuolización siendo abundantes entre este tejido los vasos sanguíneos como se observa (Fig. 20).

También se encontró en este mes, folículos atrésicos preovulatorios en una fase temprana de vitelogénesis (Fig. 17), las células foliculares se vuelven fagocíticas para reabsorber el vitelo del folículo degenerado que es característico de estos ovocitos (Fig. 18).

En la figura 19 se mostró un folículo atrésico preovulatorio en una etapa de desarrollo avanzado, la zona radiada pierde su integridad y las células foliculares se atrofian tomando formas de huso que posteriormente se volverán fagocitos para reabsorber el vitelo. Esta estructura fue observada únicamente en el mes de junio y julio con folículos vacíos y maduros.

La figura 21 presenta la cicatriz que dejó un folículo al ser ovulado, no se puede asegurar que sea dicha estructura por la falta de información bibliográfica sobre este aspecto, pero la morfología que presenta y la relación que tiene con otras estructuras que lo rodean, como folículos postovulatorios se infiere que podría ser una cicatrización.

Es conveniente mencionar que se encontró en la literatura una terminología variada para las membranas foliculares y los

elementos que forman al ovocito como lo cita Barbieri (1981), se utilizó los nombres más comunes para las descripciones.

Se hace la observación de que no fueron identificadas las ovogonias como lo menciona Barbieri (1981) y Gomar (1984), debido a que pudieron ser confundidos entre los elementos celulares.

Yamamoto (1961), Barbieri (1981) y Erickson (1985) coincidieron con las características que fueron citadas para el primer estadio de desarrollo folicular en donde el núcleo se encuentra aumentado en volúmen debido a la actividad metabólica que presentan.

Wallace (1981) para Scomber scomber menciona que durante el periodo de crecimiento se hacen muy aparentes los cromosomas plumosos, esto se pudo observar claramente durante el estadio de vitelo primario en C. synspilum donde se aprecian los cromosomas en el estado de diploteno con las uniones entre los homólogos (quiasmas).

De acuerdo a Barbieri (1981) menciona que durante el estadio maduro las membranas que rodean al folículo se encuentran plenamente desarrolladas, la zona radiada alcanza su máximo espesor observandose las estriaciones, la granulosa presenta células columnares con núcleos esféricos, esto se pudo observar para el estadio maduro de C. synspilum.

Se pudo determinar el momento en que los ovocitos comenzaron la etapa de vitelogénesis de acuerdo a la presencia

de las vesículas vitelinas que se observaron en la periferia como espacios vacíos, este estadio fue mencionado por Yamamoto (1961) y Barbieri (1981).

Las técnicas empleadas para el trabajo permitieron la observación de las diferentes estructuras del ovario, cabe decir que cada técnica es utilizada según el tipo de trabajo.

No se obtuvieron datos correspondientes al mes de abril, sería conveniente realizar un nuevo muestreo para determinar los estadios de desarrollo de dicho mes.

La técnica con que mejor resaltaron las estructuras histológicas fue la técnica de Masson, porque permitió la observación de dichas estructuras en un contraste de colores.

El tejido conjuntivo, te tiño de azul, el citoplasma, los glóbulos de vitelo, los eritrocitos, los núcleos y nucleolos se tiñeron en diferentes tonalidades de rojo, la zona radiada adquirió un color naranja al igual que el material cromático.

La técnica de Hematoxilina_eocina permitió la observación de un panorama en general de las estructuras histológicas.

No se logró obtener cortes histológicos correspondientes al mes de abril, porque este órgano al tratar de cortarlo se desgarraba, se hicieron inclusiones en diversas sustancias pero no se logró.

Las membranas foliculares fueron mas evidentes en la etapa de maduración, alcanzando su máximo desarrollo. Se logro

observar perfectamente las estriaciones de la zona radiada, así como las células foliculares y la teca.

Fueron totalmente evidentes los cromosomas plumosos y los núcleos durante la etapa de vitelo primario.

VIII. CONCLUSIONES

Se contribuyó al conocimiento histológico del aparato reproductor femenino de los peces.

Se definió la época reproductiva para la especie Cichlasoma synspilum y por lo tanto considerar la posibilidad de veda de la misma.

El tipo de desarrollo que presenta esta especie según la clasificación de Marza (1938) corresponde al tipo asincrónico que se caracteriza porque se encuentran ovocitos en diferentes etapas de desarrollo.

La época reproductiva de esta especie corresponde probablemente a los meses de marzo a julio alternando con un periodo de reposo de agosto a febrero. Sería conveniente realizar un nuevo trabajo diseñando un modelo metodológico para la especie, aplicando diferentes técnicas de análisis y haciendo una comparación con el ciclo reproductor del macho.

La especie presenta un desove de tipo temporal, con un prolongado periodo de puestas. Este tipo de desove es típico de peces tropicales y subtropicales.

Se cumplieron los objetivos que se plantearon en el presente trabajo.

IX. BIBLIOGRAFIA.

BALINSKY, B. I., 1984. Introducción a la embriología.
Omega. Barcelona.

BARBIERI, C. M., BARBIERI, G. e MARIENS, M. A., 1981.
Sobre anatomía e histología de ovario de Geophagus
brasiliensis (Quoy & Gaimard, 1825) na represa do
lobo, Estado de Sao Paulo. Rev. Brasil Biol., 4(1):
163-168.

CARDOSO, D. D., 1979. El clima de Chiapas y Tabasco.
Instituto de Geografía. UNAM. México. 99 pp.

CASTAGNOLLI, N. e TONIOLO, G. M., 1980. Desova induzida
de peixes Reofilicos. Ciencia e Cultura, 32(3): 337-
343.

CHAVEZ, M. O., MATTHEWS, A. E. y PEREZ VEGA, M. H., 1983.
Etude de la biologie des especes de poissons du
fleuve San Pedro, Tabasco (México) en vue de
determiner leur potentialite pour la pisciculture.
FUCID-Belgium INIREB-México. pp 1 - 260.

DIAZ-PARDO, E., 1974. Conceptos sobre el origen y
distribución de los ciclidos. Acta Politécnica
Mexicana. 15(67-68): 9-14.

- ERICKSON, D. L., HARRIS, M. J and GROSSMAN, G. D., 1985. Ovarian cycling of tielfish, Lopholatilus chamaeleonticeps Goode and Bean, S.S.A. J. Fish Biol. 27: 131-146.
- GARCIA, E., 1988. Modificación al sistema de clasificación climática de Köppen. Instituto de Geografía, UNAM. México. 246 pp..
- GOMAR, Ch. O. I., 1984. Ovario de pez, botete (Sphoeroides annulatus) aspectos histológicos, Tesis profesional, Fac. Ciencias, UNAM, México. 61 pp..
- GONZALES L. M. C., 1982. Estudio histológico del ovario en el pez Lermichthys. Tesis profesional, Fac. Ciencias, UNAM, México. 35 pp.
- GRANT, P., 1978. Biology of developing systems Holt Rinehart Winston. USA.
- GRETE, B. A., 1978. Follicular Atresia. In Richard E. Jones (Ed). The Vertebrate Ovary. Plenum Press. New York pp 533-562.
- GURAYA, S. S., 1978. Maturation of the follicular wall of nonmammalian vertebrates. In Richard E. Jones (Ed). The Vertebrate Ovary. Plenum Press. New York pp 261-320.
- HOAR, S. W., 1969. Reproduction, In: (Hoar and Randal Ed.). Fish Physiology Academic Press London. 3:1-59.

- HONTELA, A. and PETER R. E., 1978. Daily eyeles in serun gonadotropin levels in the goldfish effects of photoperiod temperature and sexual condition. Can. J. Zool. 56: 2430-2442.
- HOUILLON, CH., 1978. Sexualidad. Omega Barcelona. pp 202.
- MARZA, V. D., 1938. Histophysiologie de i' ovogenese. 81 pp. (Herman Pais), citado en Wallace 1981.
- MORALES A. M. S., 1983. Estudio Histológico comparado del ovario de cuatro vertebrados. Tesis profesional, Fac. Ciencias, UNAM, México. 42 pp.
- PARAMO, D. S., 1984. Ictiofauna del rio González y lagunas adyacentes , Tabasco, México. Universidad y Ciencia. Vol.1 No.2.
- PETER, R. E., 1982. Neuroendodrine control of reproduction in teleos. Can. J. Fish. Aquat. Sci. 39: 48-55.
- RESENDEZ, M. A., 1980. Estudio de los peces de la laguna de Términos, Campeche. Tesis Doctoral, Fac. Ciencias, UNAM, México.
- RESENDEZ, M. A., 1981. Estudio de los peces de la laguna de Términos , Campeche. México. III. Ultima parte. Biotica 6(4): 345-430.

- RUIZ, D. F., 1982. Introducción a la embriología y a la fisiología de la reproducción. Fac. Ciencias. UNAM. México. pp 262.
- TORAL A. A. S., 1971. Estudio de los Ciclidae (Pisces perciformes) de la laguna de Términos y sus afluentes. Tesis profesional, Fac. Ciencias, UNAM, México.
- TORAL, A. S. y RESENDEZ, M. A., 1973. Los Ciclidos (Pisces perciformes) de la laguna de Términos y sus afluentes in: Rev. Biol. Trop. 24(2): 259-279.
- VARGAS M. M. P., 1984. Descripción de la unidad pesquera de la mojarra (Cichlasoma urophthalmus Gunter 1862, C. fenestratum Gunter 1860, Petenia splendida Gunter 1862) en aguas continentales del estado de Tabasco. Tesis profesional, Fac. Ciencias, UNAM, México.
- WALLACE, R. A. and SELMAN, K., 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosteos. Amer. Zool. 21: 325-343.
- WEICHERT, CH. K. y PRESCH, W., 1983. Elementos de anatomía de los cordados. Mc. Graw-Hill. México.
- YAMAMOTO, K and YAMASAKI, F., 1961. Rhythm of development in the oocyte of the gold-fish, Carassius auratus. Bull. Fac. Fish. Hokkaido Univ. 12(2): 93-114.

ZANUY, S. y CARRILLO, M. .Fisiología de la inducción
a la puesta en peces. Mundo Científico.

INFORME DE CONACYT.

PARAMO D. S., 1985. Algunos aspectos biológicos de la
mojarra "paleta" *Cichlasoma fenestratum* Gunter,
1860 (Pisces: Cichlidae) en las lagunas Santa Anita
y El Horizonte, Tabasco, México. En A.A. Grandos B.
Hidrobiología del estado de Tabasco. Informe No.3.
Convenio UJAT-CONACYT, clave PCEBNA-020243. pp. 22.