

57
2es



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESTABLECIMIENTO DEL PATRON REPRODUCTIVO EN
HEMBRAS DE *Oreochromis mossambicus* Peters, 1852
(Pisces:Cichlidae) CULTIVADAS EN ESTANQUES DE
CONCRETO.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A:

ADRIANA GARCIA ALARCON



MEXICO, D.F.



FACULTAD DE CIENCIAS
SECCION ESCOLAR

OCTUBRE 1995

FALLA DE ORIGEN

TESIS CON
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AVENIDA DE
MEXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis: ESTABLECIMIENTO DEL PATRON REPRODUCTIVO EN HEMBRAS DE *Oreochromis mossambicus* Peters, 1852 (Pisces:Cichlidae) CULTIVADAS EN ESTANQUES DE CONCRETO.

realizado por ADRIANA GARCIA ALARCON

con número de cuenta 8752517-5 , pasante de la carrera de BIOLOGIA

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis Propietario	M. en C.	MARIA TERESA CASTREJON OSORIO
Propietario	Dr.	GABRIEL CORKIDI BLANCO
Propietario	Dr.	MARIA DEL CARMEN URIBE ARANZABAL
Suplente	M. en C.	SILVIA TORAL ALMAZAN
Suplente	M. en C.	MARIA LOURDES ZONIGA TELLEZ

[Handwritten signatures]
 Gabriel Corkidi Blanco
 María del Carmen Uribe Aranzabal
 Silvia Toral Almazan
 María Lourdes Zoniga Tellez

FACULTAD DE CIENCIAS
 Consejo Departamental de Biología
 M. en C. ALEJANDRO MARTINEZ-MENA
 DIRECCION GENERAL
 DE BIOLOGIA

7

"Ofrece un pescado a tu hermano
y le darás de comer un día
enséñale a pescar
y comerá toda su vida."

proverbio chino.

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	VI
RESUMEN	VIII
I. - INTRODUCCION	1
1.1 Descripción de la especie	3
1.1.1 Comportamiento Reproductivo	4
1.1.2 Características Morfológicas de las Gónadas	7
1.1.3 Diferenciación Gonádica y Alcance de la madurez sexual	8
1.1.4 Evolución del Folículo Ovárico	9
1.1.5 Ritmos de madurez Ovárica	13
II. - ANTECEDENTES	16
III. - OBJETIVOS	20
3.1 Objetivo general	20
3.2 Objetivos particulares	20
IV. - MATERIAL Y METODO	21
4.1 Descripción de la Zona	21
4.2 Rutina de muestreo	21
4.3 Procesamiento histológico	22
4.4 Análisis de imágenes	23
4.5 Análisis estadístico	25
V. - RESULTADOS	27
VI. - DISCUSION	54
VII. - CONCLUSIONES	62
VIII. -REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	63

DEDICATORIA

A la memoria de mi padre (q.e.p.d.). Quien con toda seguridad estaría orgulloso de verme alcanzar esta meta.

José R. García Fores +

A mi mamá. Por su gran fortaleza, por su enorme confianza y paciencia. Gracias por compartir conmigo este momento tan importante.

Silviana Alarcón Medina

A mis hermanos. Gracias por su apoyo y por todo lo que significan para mí.

A mis sobrinos y con especial cariño a Gustavito porque llena nuestra vida de alegría e ilusiones y es motivo de constante superación para toda la familia.

AGRADECIMIENTOS

A mi directora de tesis M. en C. María Teresa Castrejón Osorio. Por su constante apoyo y asesoría brindada durante la realización de este trabajo. Gracias por sus enseñanzas, por su confianza y por darme la oportunidad de colaborar con usted, pero ante todo gracias por su amistad.

A mi codirector de tesis Dr. Gabriel Corkidi Blanco. Por su valiosa orientación en la aplicación del método de digitalización de imágenes y por estar siempre en la mejor disposición de ayudarme.

A mis sinodales que amablemente aceptaron revisar el trabajo:

Dra. María del Carmen Uribe A. Por sus valiosos comentarios y sugerencias que permitieron mejorar este trabajo.

M. en C. Silvia Toral y M. en C. María Lourdes Zúñiga . Por sus comentarios tan alentadores.

A Maru por tu valiosa orientación y apoyo en la aplicación de técnicas histológicas, por tu amistad y compañía.

A mis compañeros y amigos: Ene, Caty y Angel. Por los gratos momentos que compartimos. Gracias por sus consejos y alicientes que me ayudaron a salir adelante.

A los actuales integrantes del laboratorio de Biología de la
Reproducción Animal.

A mis amigos de generación: Elena, Laura, Javier, Alberto y Vicky.
Por todos los momentos de alegría compartidos.

A todas aquellas personas que de alguna forma contribuyeron para
finalizar este estudio.

RESUMEN

El presente trabajo se enfoca al establecimiento del patrón reproductivo de hembras de *Oreochromis mossambicus* mantenidas en cultivo intensivo durante un ciclo anual (Abril 1992 - Abril 1993) en el centro acuícola de Zacatepec, Morelos.

Aplicando la escala macroscópica de determinación visual del sexo y grado de madurez gonádica propuesta por Bückmann (1929), se determinaron los estadios de madurez ovárica y se estableció una correlación entre éstos y los índices gonadosomático (IGS), hepatosomático (IHS) y ponderal (IP) obtenidos a través del estudio. Así mismo se determinó el índice de fecundidad relativa de la especie.

La descripción de la evolución ovárica se realizó mediante la interpretación de cortes histológicos de la porción media del ovario de 36 organismos muestreados mensualmente. La integración de los resultados generados tanto de la interpretación histológica como del cálculo de la distribución de frecuencias de los grupos modales de talla de los oocitos predominantes, permitió establecer el siguiente patrón reproductivo : Maduración (Mayo, Junio, Septiembre y Octubre); Desove y Puesta (Agosto, Enero y Marzo); Postdesove ó involución ovárica (Julio, Noviembre y Febrero).

I. INTRODUCCION

El interés de la realización de estudios sobre las tilapias se fundamenta en el hecho de que estos organismos han presentado serios problemas en su cultivo ya que debido a lo precoz de su reproducción y a su elevada tasa reproductiva, presentan una reducida tasa instantánea de crecimiento que se traduce en menor obtención de biomasa y por lo tanto en un bajo rendimiento de estos cultivos a pesar de la gran capacidad que tienen para adaptarse a diversas condiciones medioambientales dados los atributos favorables que posee (Aguilera, 1985).

En 1964, procedentes de Auburn, Alabama, E.U.A. se introdujeron a México tres especies de tilapia: *Oreochromis mossambicus*, *O. nilotica* y *T. melanopleura* (*T. rendali*), las cuales son originarias de Africa. No fué sino hasta 1981 cuando fueron introducidas la variedad albina de *O. mossambicus* y *O. urolepis hornorum* procedentes de Palmeto, Florida, E.U.A. (Morales, 1974).

A partir de su introducción en México, las tilapias pertenecientes a la familia de los Ciclidos se han distribuido rápidamente en las aguas continentales de las zonas cálidas de nuestro país. Esto se ha debido, en gran parte, a sus ventajas genéticas y a las prácticas relativamente sencillas de su cultivo (Balarin y Hatton, 1979).

En nuestro país el cultivo de la tilapia adquiere gran relevancia debido a que las características climáticas, topográficas e hidrológicas que posee son propicias para que se lleve a cabo con éxito el proceso.

Es conveniente resaltar que la mayoría de los organismos acuáticos son más eficientes en la conversión de alimentos primarios que otros animales como el ganado, cerdos y aves, por lo que la acuicultura tiene el potencial de producir cantidades masivas de alimento de alto valor proteínico a bajos costos, tal es el caso del cultivo de tilapia, el cual en términos de energía es el de menor demanda de alimento por incremento de biomasa. Su carne es excelente, puesto que su textura es firme, es de color blanco y no posee huesos intermusculares. Por lo cual hace que constituya un pescado altamente apetecible que promete convertirse en una de las principales fuentes de proteína animal para consumo humano, particularmente en los países en desarrollo (Aguilera, 1985)

Por otra parte, el análisis bibliográfico demostró que los trabajos de reproducción abordados desde el punto de vista histológico, tanto de esta especie como de los cíclidos en general son prácticamente nulos. De ahí surge la necesidad e importancia de impulsar la realización de estudios relacionados con la reproducción de especies como *O. mossambicus* ya que la descripción e identificación de su ciclo gonádico sirve como base para la optimización de su cultivo.

El conocimiento cada vez más preciso del momento en que ocurren los diferentes eventos a lo largo de su ciclo de vida, así como de las condiciones en las que se llevan a cabo, nos permite determinar la época reproductora del organismo, posibilitando lograr un mejor control del proceso de cultivo e incrementar su productividad, mediante la manipulación deliberada de los procesos fisiológicos en ambientes limitados haciendo uso de insumos como alimento, energía y mano de obra; además de proponer

alternativas aplicables a la acuicultura de este cíclido y responder a la problemática de su cultivo, ya que la tilapia posee gran importancia comercial en la producción de proteína animal.

1.1 Descripción de la Especie

O. mossambicus pertenece a la familia Cichlidae y es una de las seis especies de tilapia más comúnmente empleadas en la piscicultura (Arredondo y Guzmán, 1986).

Se trata de un híbrido que se originó como resultado de la cruce de un mutante blanco de *O. mossambicus* y *O. niloticus* en Taiwan (Morales, 1987).

Posee atributos favorables tales como: gran resistencia física, rápido crecimiento, elevada productividad debido a su tolerancia a desarrollarse en condiciones de alta densidad, habilidad para sobrevivir a bajas concentraciones de oxígeno, amplio rango para salinidades, capacidad para nutrirse a partir de una gran gama de alimentos naturales y artificiales, entre otras, lo cual las convierte en uno de los géneros más apropiados para la piscicultura (Aguilera, 1985).

Esta especie es endémica de Africa y Palestina. Actualmente también se encuentra distribuida en las zonas tropicales de América, India y Ceilán (Lowe-McConnell, 1991). Se le encuentra habitando aguas lénticas principalmente, así como lólicas a orillas de ríos entre piedras y plantas acuáticas. La temperatura ideal para su cultivo fluctúa entre los 25°C, aunque se reproducen aún a los 18°C. Puede vivir en aguas dulces salobres y marinas (Huet, 1970; Bardach, 1972; Balarin y Hatton, 1979).

En relación a sus hábitos alimenticios *O. mossambicus* pertenece al grupo de especies omnívoras debido a que presenta gran diversidad en los alimentos que ingiere.

El alimento es un factor importante para la reproducción, estudios realizados por Spanaskaja, U. P., Grigorosk, V. A y Lyagina, T. N (1960); Scot (1962); Hester, F. J. (1964); Benegal (1969); Wotton (1973), citados por Bieniarz, K., Epler, P., y Popek, W. (1977), revelan que tanto la cantidad como la calidad del mismo intervienen en la maduración sexual, en la fertilidad, en el peso de los oocitos, así como también en los procesos de desove.

1.1.1 Comportamiento Reproductivo

La conducta más representativa en *O. mossambicus* corresponde a sus hábitos reproductivos muy interesantes y característicos de esta especie, perteneciente al grupo de los incubadores bucales maternos.

El macho es el que se encarga generalmente de la construcción del nido en el fondo del estanque, despliega coloraciones muy vistosas durante la época de reproducción y apareamiento y ejerce cierta territorialidad cuidando el nido, esperando a la hembra para su apareo (Morales, 1987).

Durante el cortejo, la papila genital de ambos sexos está hinchada, cerca del desove se hace más conspicua en tamaño y color; la papila de los machos es larga y puntiaguda, la de las hembras es redondeada y más corta. Al unirse la hembra con el macho, éste realiza movimientos continuos uniendo los extremos de sus aletas caudales, luego presiona con la cabeza el vientre de la

hembra provocando que ésta expulse los huevecillos.

El desove se inicia cuando la hembra presiona su vientre sobre el fondo del nido depositando de 20 a 50 huevos, dependiendo del tamaño y peso de la hembra, sus huevos no son pegajosos, el macho fertiliza cada puesta inmediatamente después del desove presionando su papila sobre el fondo del nido y emitiendo una nube de esperma. Después de la fertilización la hembra regresa y recoge los huevos en su boca depositándolos en la cavidad inferior de la mandíbula donde son incubados y protegidos hasta la eclosión. Este proceso se repite hasta que todos los huevos son desovados y recogidos. La duración del desove depende del tamaño de la hembra.

En el mismo tiempo el macho puede utilizar el mismo nido para cortejar y aparearse con otra hembra, mientras que la hembra tiene un periodo de recuperación que varía entre los 20 y 30 días (Rothbard, 1979).

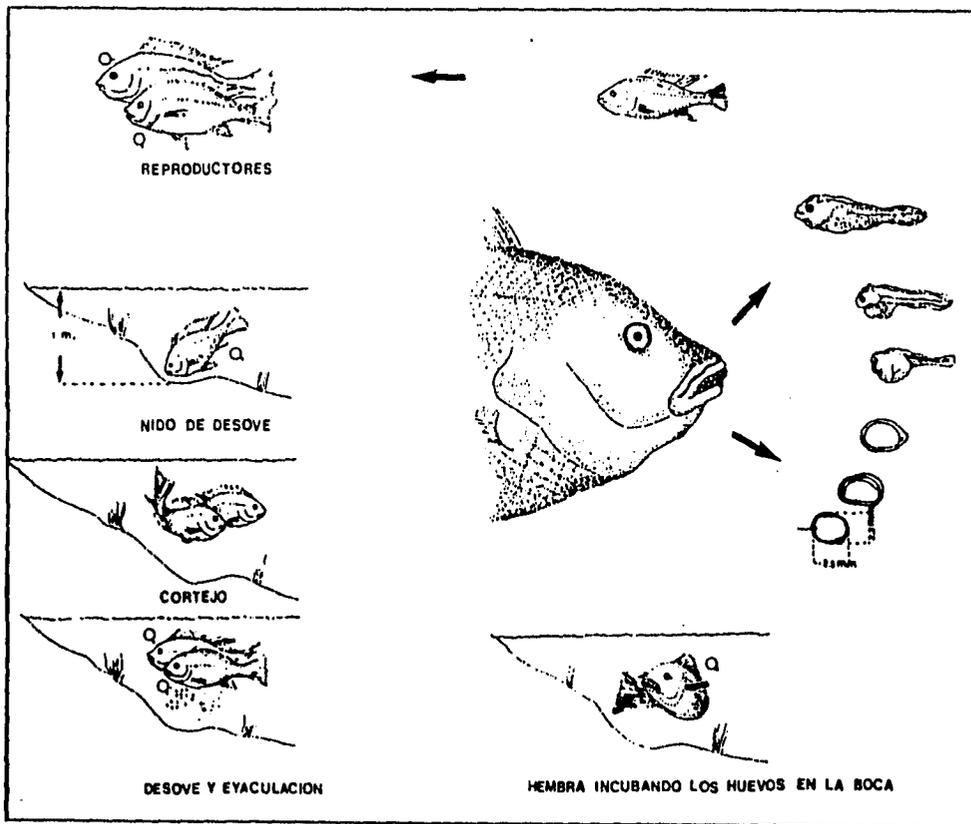
Finalmente la hembra parte del nido con su boca llena de huevos desplazándose hacia algún sitio protegido, donde permanece quieta y sin alimentarse durante el tiempo que tarda la incubación (entre 3 y 5 días); además muestra agresividad con otros peces durante toda esta etapa.

Al nacer los alevines continúan en la boca de la madre y al absorber el saco vitelino, los pececillos empiezan a salir de la boca, alejándose cada vez más, sin embargo, regresan a ella en busca de protección. Cuando han alcanzado la talla de 10 mm, se alejan definitivamente, pero continúan agrupados en busca de

alimento y protección, principalmente cerca de las orillas del estanque.

Ciclo biológico y reproducción de *Oreochromis* spp

(Incubación en la boca).



Tomado de Aguilera, 1985.

1.1.2 Características Morfológicas de las Gónadas.

En cuanto a sus características morfológicas *O. mossambicus* muestra un claro dimorfismo sexual; la hembra presenta tres orificios en el abdomen : el anal, el genital y el urinario; el macho sólo presenta dos : el anal y el urogenital (Balarin y Hatton, 1979).

En la tilapia hembra las gónadas están representadas por los ovarios, usualmente son longitudinales y se originan como estructuras pares. Están suspendidos de la parte superior de la cavidad del cuerpo por un par de mesenterios (mesovario) y en consecuencia se les localiza directamente por debajo de la vejiga natatoria. El tamaño y distribución de los ovarios en la cavidad del cuerpo varía con el estado de maduración sexual de la hembra. Cuando están maduros los ovarios representan aproximadamente el 70 por ciento del peso corporal. El color de los ovarios varía del blanquecino al amarillo oro (color de yema) en las hembras adultas maduras. La textura varía desde la grumosa pasando por la granular microscópica en los juveniles, hasta de granos gruesos, variando con el tamaño de cada huevo en los adultos (Lagler, 1984).

En el macho los testículos también son pares y están situados en la parte superior del hígado, bajo la vejiga natatoria y son pequeños sacos en forma alargada (Balarin y Hatton, 1979).

El ovario tiene como función primaria generar las células femeninas u óvulos, en los cuales ocurre la elaboración de una reserva de materiales nutritivos (vitelo) para las primeras etapas del desarrollo embrionario; además de realizar la síntesis de hormonas para la coordinación química de las funciones

reproductoras. El sistema endócrino juega un importante papel en la regulación de la reproducción.

1.1.3 Diferenciación Gonádica y Alcance de la Madurez Sexual.

La diferenciación de las gónadas de la tilapia ocurre en etapas tempranas; de los 16 a 20 días de edad (tomando como referencia el día en que dejó de ser alevín, como primer día). A partir de este tiempo, las gónadas que estaban en estado de indiferenciación empiezan a definirse hacia gónadas femeninas o masculinas (Eckstein y Spira, 1965, citado por Morales, 1987) e inmediatamente empiezan a experimentar un proceso de maduración para finalmente alcanzar la madurez sexual que se define como la capacidad para reproducirse por primera vez. Durante este proceso varios factores deben ocurrir, uno de ellos es el fotoperiodo, que son los cambios que ocurren en la duración del día solar; la temperatura, que debe permanecer durante un periodo arriba de los 24 °C; otro factor importante es la presencia del sexo opuesto. Estos factores están involucrados como estímulos en la secuencia de los aspectos endócrinos reproductivos, de tal manera que asegura la aparición de las actividades sexuales cuando las condiciones del medio son más favorables para la supervivencia de la cría (Morales, 1987).

Las tilapias alcanzan su madurez sexual a partir de los 2 a 3 meses de edad y a una longitud de 8 a 16 cm (Uchida, King, 1962).

La formación del óvulo en el ovario es un periodo de gran importancia en la ontogenia. Además de producirse una acumulación de materiales de reserva que serán progresivamente utilizados

hasta el momento en que el embrión sea capaz de alimentarse por sí mismo, en este periodo hay una intensa actividad genética que conduce a la síntesis de muchas e importantes macromoléculas (RNA, proteínas) que serán utilizadas en estadios posteriores al desarrollo.

En hembras, la primera etapa del desarrollo de los gametos es semejante a la que se encuentra en la espermatogénesis: las ovogonias sufren proliferación por divisiones mitóticas. A continuación, se convierten en ovocitos y pasan al periodo de crecimiento. Debido al hecho de que el óvulo aporta la mayoría de las sustancias en el desarrollo, el crecimiento representa un papel mayor en la ovogénesis que en la espermatogénesis; además la diferenciación del óvulo ocurre simultáneamente con el crecimiento y no tras la maduración (Carrillo, 1987).

1.1.4 Evolución del Folículo Ovárico.

El periodo de crecimiento de los ovocitos es muy corto, siendo considerable el aumento de tamaño.

En la ovogénesis el fenómeno de la meiosis se realiza con periodos de reposo que pueden ser desde un año, en aquellos peces que presentan un ciclo anual de reproducción, hasta meses o semanas para las especies que desovan más de una vez en un año y más o menos continuamente (Ruíz, D., 1988).

Ahora bien, el óvulo, una vez que ha completado su crecimiento, es una célula siempre más grande que la célula somática media del animal.

El núcleo entra en la profase I de la meiosis de modo simultáneo al crecimiento del oocito. Los cromosomas homólogos

comienzan a aparearse y las etapas posteriores de la meiosis quedan aplazadas hasta el final del periodo de crecimiento. El núcleo del oocito aumenta de tamaño aunque no en la misma proporción en que lo hace el citoplasma. El aumento de tamaño es debido, principalmente a la producción de grandes cantidades de jugo nuclear, de manera que los núcleos de los ovocitos en maduración aparecen como hinchados por efecto del líquido, y a menudo se denominan vesículas germinales. Al mismo tiempo, los cromosomas pueden aumentar de longitud, pero la cantidad de ácido desoxirribonucleico no aumenta en proporción al crecimiento del núcleo (Carrillo, 1987).

En los ovocitos de los animales que tienen grandes óvulos, los cromosomas presentan un aspecto plumoso por lo que reciben el nombre de cromosomas plumosos (Carrillo, 1987).

Los nucléolos de las vesículas germinales están implicados activamente en el metabolismo del ovocito en fase de crecimiento, dado que están relacionados con la síntesis de RNA ribosomal. El nucléolo del ovocito aumenta enormemente de tamaño y se hace muy visible con respecto al fondo que constituye el núcleo vesicular o vesícula germinativa.

En el citoplasma del ovocito el RNA puede ser detectado en los numerosos ribosomas. Primeramente se observan cantidades superiores en la vecindad del núcleo y después se concentra algo de RNA en la periferia del citoplasma. A medida que las plaquetas vitelinas empiezan a acumularse en la periferia del ovocito, el área del citoplasma rica en ácido ribonucleico queda restringida a las partes más profundas del citoplasma o perinucleares.

El RNA mensajero y el RNA de transferencia son liberados por

el núcleo durante el crecimiento del ovocito.

Los ovocitos están rodeados por células foliculares durante todas las fases de su crecimiento y maduración. Las células foliculares son células especiales del ovario que ayudan activamente al crecimiento del ovocito facilitando el paso de sustancias que son absorbidas por la célula sexual.

En los peces, el hígado es el sitio en que son sintetizadas proteínas y fosfolípidos para el óvulo. Estas sustancias pasan a los oocitos en fase de desarrollo, a través de la sangre.

El ovocito es una célula que acumula gran cantidad de citoplasma y sustancias de reserva para el desarrollo embrionario posterior. Además los ovocitos crecen a diferentes velocidades, dependiendo de los diferentes grupos de animales y de su carga de vitelo.

Durante el crecimiento del ovocito primario, no sólo aumenta en cantidad el citoplasma, sino que cambia también la calidad, mediante la elaboración y distribución regular de varias inclusiones celulares que son esenciales para el desarrollo del embrión.

-Vitelogénesis

La forma más usual de almacenamiento de alimentos en el óvulo es mediante gránulos de vitelo. En los ovocitos en crecimiento el vitelo aparece en la última fase (Carrillo, 1988).

El vitelo no es una sustancia que esté químicamente definida; es más bien un término morfológico, pudiendo no ser la misma sustancia química en todos los casos. de hecho su composición

7

puede ser muy compleja y distinta según las especies. Los componentes químicos principales del vitelo son proteínas, fosfolípidos y, en menor grado, grasas neutras. Así según los componentes que predominen podemos distinguir entre vitelo proteínico; que puede contener cantidades variables de lípidos así como de proteínas, y vitelo graso, que además de fosfolípidos y grasas puede contener cierta mezcla de proteínas.

En los peces óseos puede existir grasa en forma de grandes gotas dentro de la masa de vitelo. El número y tamaño de las gotas de grasa es típico de las distintas familias de peces (Carrillo, 1988).

En la fisiología de la vitelogénesis se usan los términos pequeño crecimiento y crecimiento grande y expresan cambios importantes a nivel del ovocito. El primero corresponde a la premeiosis y anterior a la acumulación de sustancias de reserva propiamente dichas, el crecimiento del ovocito se efectúa lentamente y se habla de previtelogénesis. Posteriormente se formará el vitelo o deutoplasma; esta segunda fase corresponde a la vitelogénesis, en ella el crecimiento del ovocito se acelera mucho.

La previtelogénesis se caracteriza por la síntesis de protoplasma. El crecimiento del ovocito depende del aumento y de la evolución de los organelos citoplasmáticos; el vitelo se forma en muy poca cantidad o puede que no se forme en absoluto. Por lo tanto los gránulos de vitelo todavía no se hacen visibles. En el curso de la previtelogénesis la acidofilia del ovocito en premeiosis da paso a una basofilia que aparece alrededor del núcleo y durante la vitelogénesis el citoplasma se hará de nuevo

acidófilo.

Finalmente, las sustancias de reserva generadas y acumuladas en el citoplasma del huevo, constituyen la totalidad de materia prima a partir de la cual se formará el embrión.

Ahora bien, para captar las sustancias del exterior y sintetizarse dentro del ovocito existen diversos mecanismos :

- a) Micropinocitosis. - Cuando Las sustancias que penetran al huevo son muy sencillas desde el punto de vista químico.
- b) Fusión de células nutricias con el citoplasma ovular. - En este caso el ovocito ingiere sustancias semielaboradas, poliosas o polipeptidos y la síntesis final se concluirá en el interior del huevo.
- c) Elaboración a nivel de los mitocondrios. - Las sustancias se elaboran en el interior de otras células y se instalan en el huevo en forma de plaquetas vitelinas (Ruíz, D., 1988).

La disposición de varias sustancias y constituyentes celulares en el ovocito avanzado muestra polaridad; es decir, una distribución desigual respecto a los dos polos opuestos del óvulo y al eje principal del mismo, es decir, la línea que conecta con los dos polos.

El núcleo del óvulo se acerca a uno de lo polos, el cual se llama polo animal. El polo opuesto se denomina polo vegetativo (Morales, 1988).

1.1.5 Ritmos de Madurez Ovárica

De acuerdo al ritmo de desarrollo de los oocitos en peces.

éstos pueden ser clasificados dentro de tres tipos básicos, éstos es, sincronismo total, sincronismo grupal y asincronismo (Marza, 1938).

En las especies que pertenecen al tipo de sincronismo total, todos los oocitos en el ovario se desarrollan sincronicamente. Estas especies muestran patrones reproductivos característicos con desove una sólo vez en la vida seguido por la muerte. El segundo tipo o sincronismo grupal es más común en los peces, donde cerca de la época de desove, se reconocen dos grupos de oocitos en un mismo ovario, los cuales se distinguen claramente por su etapa de desarrollo. Un grupo está compuesto de oocitos grandes en maduración, éstos están destinados a convertirse en una cosecha de temporada actual; el otro grupo consiste de oocitos muy pequeños y sin yema, éstos pueden ser el material de reclutamiento para el siguiente año (Hickling y Rutenberg, 1936; Yamamoto y Yamazaki, 1961). El pez de este tipo usualmente desova una vez al año y hará esto varias veces durante su vida. Su época de desove es generalmente corta y definida; mientras que los peces pertenecientes al asincronismo son también numerosos y constituyen el tercer tipo que se refiere a aquellos peces que presentan un tipo de desarrollo de los oocitos en el ovario de forma asincrónica, es decir, todos los oocitos se desarrollan a diferentes tiempos, por lo tanto los peces que corresponden a este tipo tienen una etapa de desove comparativamente prolongada y generalmente desovan varias veces durante una época, *O. mossambicus* corresponde a este tipo (Yamamoto y Yamazaki, 1961).

La frecuencia de desove varía considerablemente dependiendo

de los factores ambientales, pudiendo ser de 6 a 16 veces al año. En México se han observado reproducciones en este grupo de tilapias hasta 10 veces al año (Morales, 1987).

Tomando en cuenta lo mencionado en relación al proceso de reproducción, es decir la serie de eventos y factores involucrados, se desprende la importancia que tiene el conocer aspectos relacionados con la biología de *O. mossambicus*, como son, sus hábitos alimenticios y el comportamiento reproductivo, con el propósito de delimitar cada una de sus fases proporcionandoles las condiciones apropiadas para su óptimo desarrollo. Además es de gran importancia establecer el patrón reproductivo y la época de desove con mayor precisión a fin de optimizar la fase productiva de su cultivo, y asimismo, generar conocimientos sobre la fisiología reproductiva de la especie. Por lo que es necesario el estudio de la evolución ovárica a través del ciclo reproductor.

II. ANTECEDENTES

Desde 1924, cuando el cultivo de la tilapia se inició en Africa, en muchos países, incluido México, se han publicado numerosos trabajos para contribuir al conocimiento biológico de la especie (Rafful, 1982). Por lo general, se abordan temas de nutrición, crecimiento, cultivo, contaminación y reproducción que sirven como herramienta base para estudiar y comprender mejor la fisiología de la especie.

Algunas investigaciones que abordan aspectos reproductivos en tilapia son las siguientes:

En 1981, Blay, estudió en Ghana la fecundidad de *Sarotherodon galilaeus* mantenida en estanques de concreto. La temperatura del agua se mantuvo entre 26 y 32°C. La relación observada entre la fecundidad y la longitud total fué no-linear; mientras que las relaciones de fecundidad-peso del cuerpo y fecundidad-peso del ovario fueron de tipo lineal. Los valores de fecundidad fluctuaron de 69 a 302 (media=149) para peces de tallas entre 6.7 y 11.0 cm y pesos entre 6.2 y 22.3 g. El estudio del ovario sugiere que la especie tiene un periodo de desove restringido. Se estableció además que, con una adecuada alimentación, las gónadas de organismos mantenidos en estanques podrían alcanzar tallas comparables a las de las poblaciones silvestres con el correspondiente incremento en la fecundidad.

En 1986, Ghosh, en la India determinó el efecto de dos

pesticidas organofosforados (OPC) Ekalux (EC 25) y Rogor (Dimethoate) en la histofisiología del ovario en *Sarotherodon mossambicus*. Después de 60 días de exposición continua observó que se producían cambios tales como: incremento en el lumen del ovario y presencia de fluido eosinófilo; engrosamiento de la túnica albugínea debido a la acumulación de tejido fibroso; pobre vascularización y las oogonias no eran claramente visibles.

El incremento en los cambios atrésicos en el citoplasma y en el núcleo fué directamente proporcional a la maduración de los oocitos. Además se observó una reducción significativa en el diámetro de todos los tipos de oocitos y perturbación del eje hormonal hipófisis - ovario bloqueando la actividad secretora de la adenohipófisis, produciéndose cambios drásticos en la etapa de ovogénesis así como un efecto total en la reducción del índice gonadosomático y variación en el grosor de la túnica albugínea aún en concentraciones subletales. Todas estas alteraciones en conjunto inhiben la actividad ovárica.

Chmílevsky y Lavrova (1990), estudiaron en Rusia el efecto de las bajas temperaturas en el desarrollo gonádico de tilapia (*Oreochromis mossambicus*) utilizando organismos experimentales y organismos control de 15 a 150 días de edad.

Los peces del grupo control fueron cultivados en condiciones óptimas de temperatura (26 - 28 grados centígrados). Los peces del grupo experimental se mantuvieron a temperatura baja (20-22 grados centígrados) desde los 15 hasta los 30 días de edad. Después de los 30 días fueron cultivados en condiciones similares a los del grupo control y observaron que la temperatura baja inhibió la

propagación de las células germinales primordiales y oogonias y bloquearon su paso a la profase temprana de la meiosis. Sin embargo cuando los peces del grupo experimental fueron transferidos a partir de los 30 días de edad a condiciones óptimas de temperatura, experimentaron un desarrollo compensatorio y al final del experimento el nivel de desarrollo de las gónadas fué apreciablemente más alto en el grupo experimental que en los peces del grupo control.

En 1978, Mironova, investigó la frecuencia reproductiva de *Tilapia mossambica* de los 4 a los 9 meses de edad a diferentes temperaturas con ración alimenticia abundante y deficiente así como también calculó la energía gastada por hembras en la producción de huevos.

En el estudio utilizó 7 grupos experimentales de 8 peces cada uno, a partir de los cuatro meses de edad, los cuales fueron obtenidos de los desoves realizados en un cultivo heterosexo de 56 tilapias entre ellas 24 hembras. En cuatro acuarios a temperaturas de 22, 25, 28 y 31°C respectivamente, los peces fueron alimentados a completa saciedad. En tres acuarios a temperatura de 25, 28 y 31°C únicamente se les proporcionó el alimento que consumían a 22°C y observó que con alimento abundante el incremento de peso de las hembras es más grande que con alimentación restringida. Sin embargo, hembras que experimentan una falta de alimento producen más huevos. La producción total media diaria de huevos, expresada en términos de energía, es considerablemente más grande en hembras mantenidas bajo condiciones desfavorables de alimento.

Los resultados también demuestran que la reproducción de la

tilapia es estimulada por un incremento en la temperatura y un decremento en la ración de alimento. De manera similar para evitar la reproducción en exceso se debe mantener al pez a temperatura baja y alimentado en abundancia.

No obstante los numerosos estudios realizados acerca de la reproducción en tilapia, desde el punto de vista de un análisis histológico de la madurez del ovario las investigaciones son escasas. En México, el patrón reproductivo de *Oreochromis mossambicus*, aún no está bien establecido siendo un evento estacional de gran relevancia.

III. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Establecer el patrón reproductivo de las hembras de *Oreochromis mossambicus* sometidas a cultivo mediante el análisis del grado de madurez ovárica y las variaciones en el índice gonadosomático, hepatosomático y ponderal que se presentan a través de un ciclo anual.

OBJETIVOS PARTICULARES

- 1) Establecer el patrón de madurez ovárica en hembras de *O. mossambicus* a través de un ciclo anual, mediante el análisis de la variación mensual en la frecuencia de tallas de los oocitos.
- 2) Determinar las variaciones mensuales que se presentan en los índices gonadosomático, hepatosomático y ponderal.
- 3) Determinar la correlación que existe entre las fluctuaciones de estos índices y el patrón de madurez ovárica durante un ciclo anual.
- 4) Establecer si el índice de fecundidad de las hembras de *O. mossambicus* también experimenta variaciones estacionales.

IV. MATERIAL Y METODO

4.1 DESCRIPCION DE LA ZONA

El presente estudio se llevó a cabo en el Centro Acuícola de Zacatepec, ubicado en el Municipio del mismo nombre, situado en la región sur del estado de Morelos. Se localiza a 25 Km de Cuernavaca y a 110 Km de la Ciudad de México. Se sitúa a los 28 04'00'' latitud norte y 99 11'11'' longitud oeste. Su altura sobre el nivel del mar es de 930 metros, su clima es cálido, subhúmedo, con lluvias en verano y un invierno poco definido, la época de mayor calor es en los meses de abril y mayo. Los rangos de temperatura son de 35°C máxima y 17°C mínima, registrándose un promedio anual de 25°C. La precipitación pluvial es de 838.8 mm en promedio, con una época de lluvias de junio a octubre.

El agua que alimenta a dicho Centro procede del río Apatlaco y del Canal que proviene del río "Las Estacas", ambas corrientes son conducidas al Centro por medio de canales de concreto (Serrano, 1990).

El Centro cuenta con 63 estanques de concreto de los cuales se utilizó uno de la serie K (el K38), cuyas dimensiones son: 4x3x0.80 metros; recibe durante cinco horas un recambio de agua de cuatro litros por segundo y en dicho estanque se mantuvo un cultivo heterosexo con proporción de sexo 1:3.

4.2 Rutina de muestreo

Los organismos se colectaron mensualmente al azar de un cultivo heterosexo empleando red tipo chinchorro.

El sexado se efectuó tomando como base las características de su

genitalia externa.

Los organismos fueron trasladados vivos al laboratorio, donde se llevó a cabo el registro de los siguientes parámetros: longitud total corporal (Lt), longitud patrón (Lp), peso total (Wt) y altura (h).

4.3 Procesamiento histológico

Una vez medidos se procedió a sacrificar a las hembras insertando en la parte posterior de la cabeza una aguja de disección, con el propósito de seccionar la médula espinal y que la muerte fuera lo más rápido posible a fin de minimizar el estrés.

Posteriormente en cada organismo se realizó un corte ventral longitudinal para disectar el hígado y las gónadas, los cuales fueron pesados por separado en una balanza semianalítica marca OHAUS 0.01 g. Además se midió la longitud del ovario con un vernier. A continuación se pesó al organismo eviscerado. Inmediatamente después de pesadas y medidas las gónadas, se pesó una submuestra de 0.5 g de una de ellas y se fijó en el fluido de Guilson.

Los estadios de madurez ovárica se determinaron aplicando la escala macroscópica de determinación visual del grado de madurez gonádica propuesta por Bückmann y con ello se calculó la frecuencia de individuos para cada una de las etapas del ciclo reproductivo.

La otra gónada de cada espécimen se fijó en formol al 10% por lo menos 72 horas (Yamamoto, 1956). Transcurrido dicho tiempo las muestras fueron lavadas con agua corriente durante dos horas

aproximadamente para eliminar el exceso del fijador. Posteriormente se procedió a deshidratar el material con alcoholes graduales de 70°, 75°, 80°, 85°, 90°, 96° y absoluto permaneciendo dos horas en cada uno de ellos. A continuación se efectuaron los siguientes cambios:

- a) Alcohol absoluto/cloroformo 1:1 durante 30 minutos
- b) Cloroformo en baño María durante 10 - 20 minutos
- c) Xilol/cloroformo 1:1 durante 12 horas y;
- d) Xilol absoluto durante 10 minutos antes de iniciar la inclusión.

Durante la inclusión se realizaron cuatro cambios, el primero se llevó a cabo en una solución de xilol/parafina 1:1 durante media hora a 56°C, el segundo y tercer cambio se realizó en parafina con punto de fusión 56°C - 58°C, permaneciendo en la estufa durante una hora. El cuarto cambio fue también en parafina pura durante dos horas y al inicio de éste último las gónadas se seccionaron en tres partes (anterior, media y posterior). Finalmente se colocaron individualmente en recipientes con esta sustancia y se dejaron solidificar a temperatura ambiente. Posteriormente se hicieron cortes transversales de 10 micras de grosor en un microtomo para cortes por parafina.

Para la tinción de los cortes se empleó la técnica de Hematoxilina-Eosina (H/E) y el montaje se realizó en Bálsamo de Canadá.

4.4 Análisis de imágenes

Una vez obtenidos los cortes se procedió a calcular el diámetro equivalente de los oocitos con el Sistema Imagenia 2000

(Biocom, Francia). Se decidió calcular el diámetro equivalente (De), ya que esta medida proporciona la información del diámetro de un objeto independientemente de su forma. Este diámetro equivalente es la medida del diámetro de un círculo perfecto con área igual al objeto medido.

Equipo necesario:

Microcomputadora 486, 33 MHZ

Tarjeta digitalizadora Matrox 1024

Monitor Nec Multisync para imágenes

Cámara CCD B/N COHU

Banco óptico fotométrico Biocom

Programa IMAGENIA 200 (Biocom, Francia)

Procedimiento:

- Las imágenes se analizaron a partir de negativos fotográficos.
- Antes de iniciar las mediciones, el sistema de análisis de imágenes debe ser calibrado, empleando una regla con unidades en milímetros. Una vez iniciadas las mediciones, para continuar con otro corte, no es necesario volver a calibrar.
- La adquisición de los contornos se hizo colocando una preparación sobre la pantalla del negatoscopio afocando un sólo corte a la vez; esta imagen se digitalizó y se desplegó en la pantalla del monitor de imágenes y mediante el uso de las funciones morfométricas del programa IMAGENIA, en la computadora se procedió a inicializar la memoria y se empezó a capturar uno a uno los contornos de los occitos, trazando punto por punto ó

bien líneas siguiendo el contorno de los mismos.

Cuando el contorno de un oocito se aproximaba a un círculo, se utilizó una función específica que permite trazar el contorno de una sólo vez con una mascarilla circular predefinida.

Se analizó un total de 324 cortes. Cada corte contuvo aproximadamente 50 oocitos.

4.5 Análisis estadístico

- El análisis estadístico de las mediciones de los oocitos obtenidas por el método de digitalización de imágenes, se llevó a cabo empleando el programa Lotus 123 y se obtuvo el promedio del diámetro equivalente en micras y la desviación estandar (S) de los oocitos medidos para cada mes.
- Con los datos merísticos obtenidos mensualmente se calcularon los siguientes parámetros específicos: índice gonadosomático (IGS), índice hepatosomático (IHS) e índice ponderal (IP). Así mismo mediante el recuento de huevos contenidos en una submuestra del ovario se obtuvo el índice de fecundidad (IFe), mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Fecundidad} = \frac{\text{Peso del ovario} \times \text{Número de óvulos submuestra}}{\text{Peso de Submuestra}}$$

Posteriormente se procedió a interpretar los cortes histológicos para describir la evolución ovárica que presenta *O. mossambicus* a lo largo del año y se estableció una correlación entre éstos y los cálculos generados a partir de los datos merísticos así como de las observaciones macroscópicas obtenidas

mensualmente para finalmente establecer el patrón reproductivo de las hembras estudiadas.

V. RESULTADOS

Indice Gonadosomático (IGS)

En la gráfica 1 se presentan las variaciones mensuales de este índice en las hembras de *Oreochromis mossambicus*. Sus valores fluctuaron en un rango de 1.65 a 7.13. En la figura mencionada se aprecian para este índice tres periodos de máxima actividad, estos periodos corresponden a los meses de: Agosto; Diciembre-Enero y Marzo-Mayo. Los valores máximos se presentaron en los meses de: Agosto (4.65); Enero (7.13) y Marzo (6.0). Los valores más bajos correspondieron a Julio (1.65); Noviembre (2.0) y Febrero (2.6). Por lo general se observa que el decremento en IGS se presenta de manera gradual, excepto en febrero donde se observa un descenso abrupto.

Indice Hepatosomático (IHS)

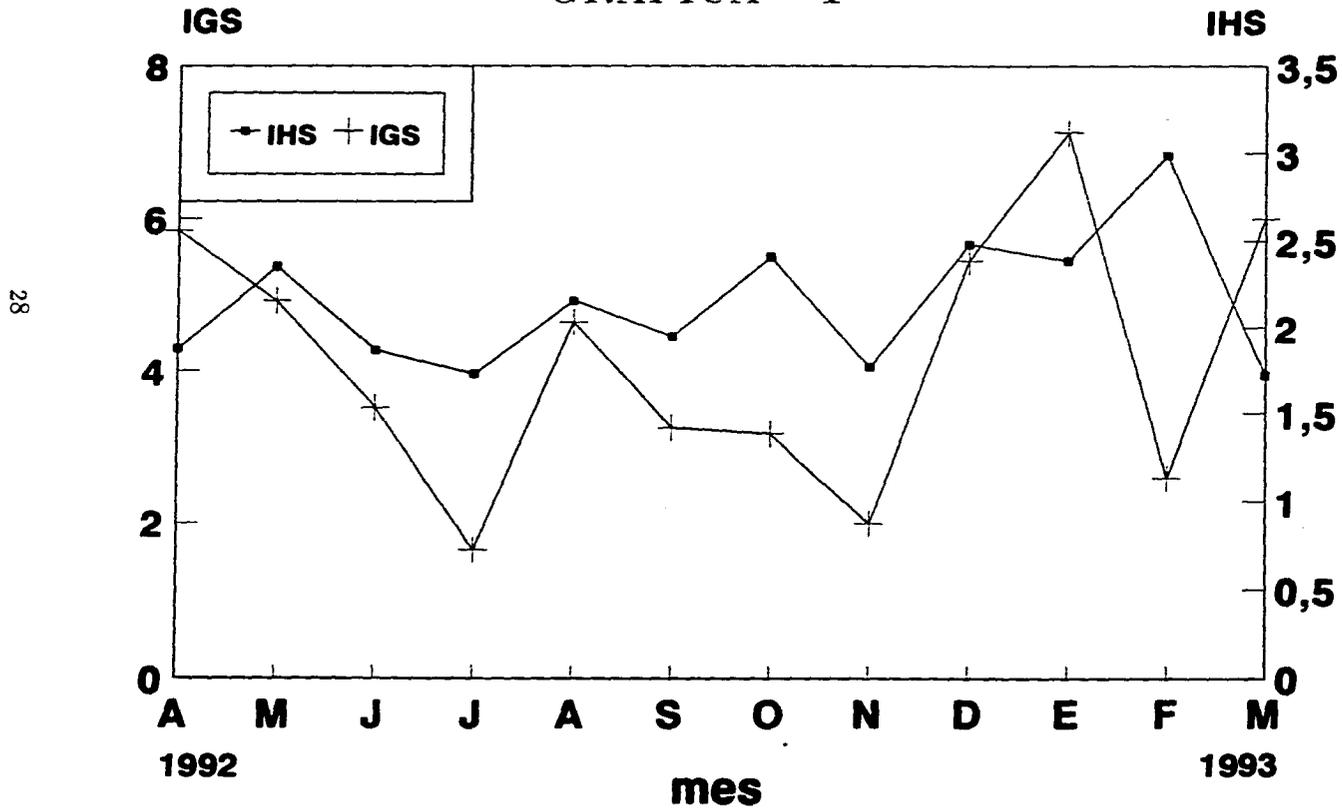
El rango de este índice fué de 1.72 a 2.99. En la gráfica 1 se observa que los valores más altos del IHS se registraron en los meses de Mayo (2.35); Octubre (2.41) y Febrero (2.99). Los valores más bajos se presentaron en Julio (1.73), Noviembre (1.77) y Marzo (1.72). Podemos decir que en esta gráfica también se observan tres picos, pero uno de ellos no está claramente definido.

Indice Ponderal (IP)

En la gráfica 2 se presentan las variaciones en el IP en hembras de *O. mossambicus* y se observa que los valores prácticamente se mantienen constantes a lo largo del año. El valor más alto se presentó en el mes de Febrero (2.02) y el más bajo se registró en Marzo (1.75).

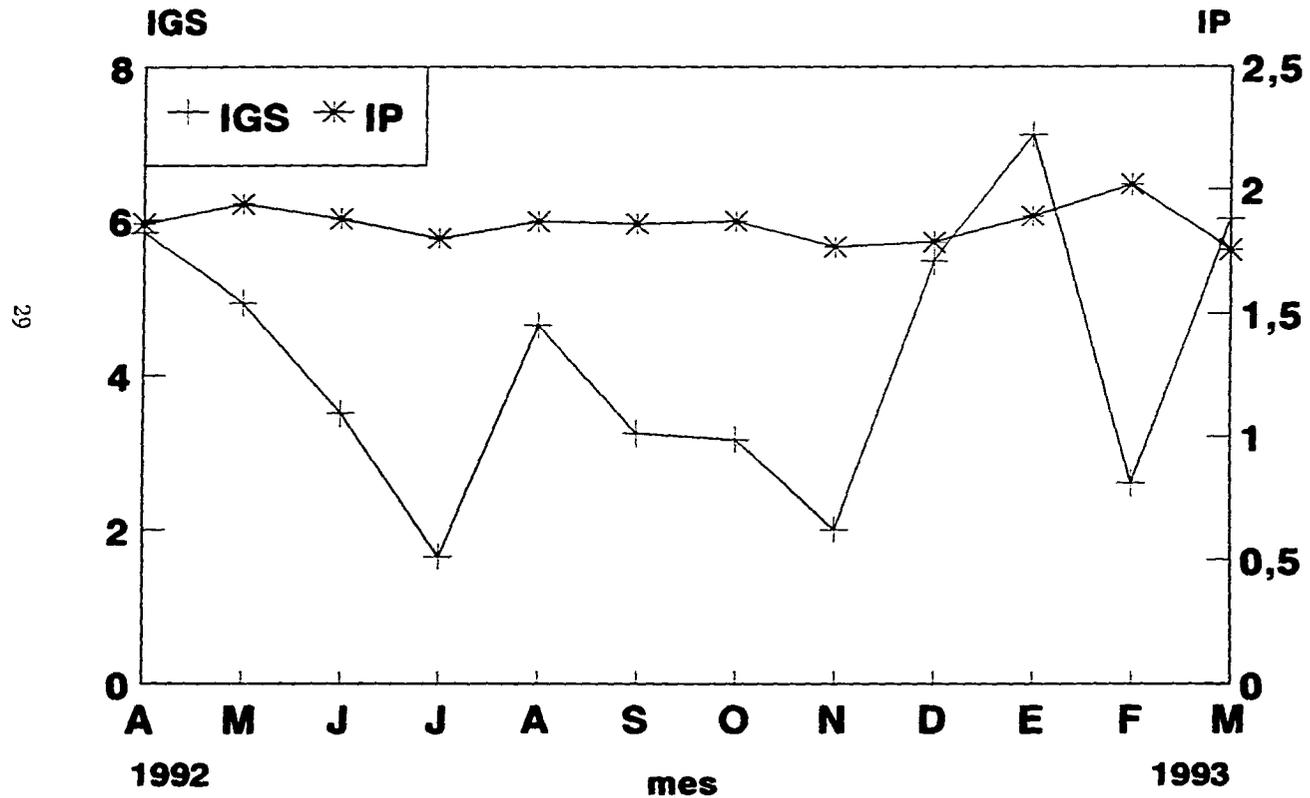
VARIACION EN LOS INDICES GONADOSOMATICO Y HEPATOSOMATICO EN HEMBRAS DE *O. mossambicus*

GRAFICA 1



VARIACION EN LOS INDICES GONADOSOMATICO Y PONDERAL EN HEMBRAS DE *O. mossambicus*

GRAFICA 2



Madurez Ovárica

En la gráfica 3 se presentan los grados de madurez ovárica evaluados mediante la escala de Bückman y de nuevo se observan tres momentos bien definidos en los cuales los ovarios se encuentran en las fases más avanzadas de maduración (grados 5-predesove y 6-Desove), los cuales corresponden a los meses de Agosto; Diciembre y Marzo. En el resto del año los ovarios presentaron grados de maduración 3 y 4 que corresponden a las fases: en maduración y maduros.

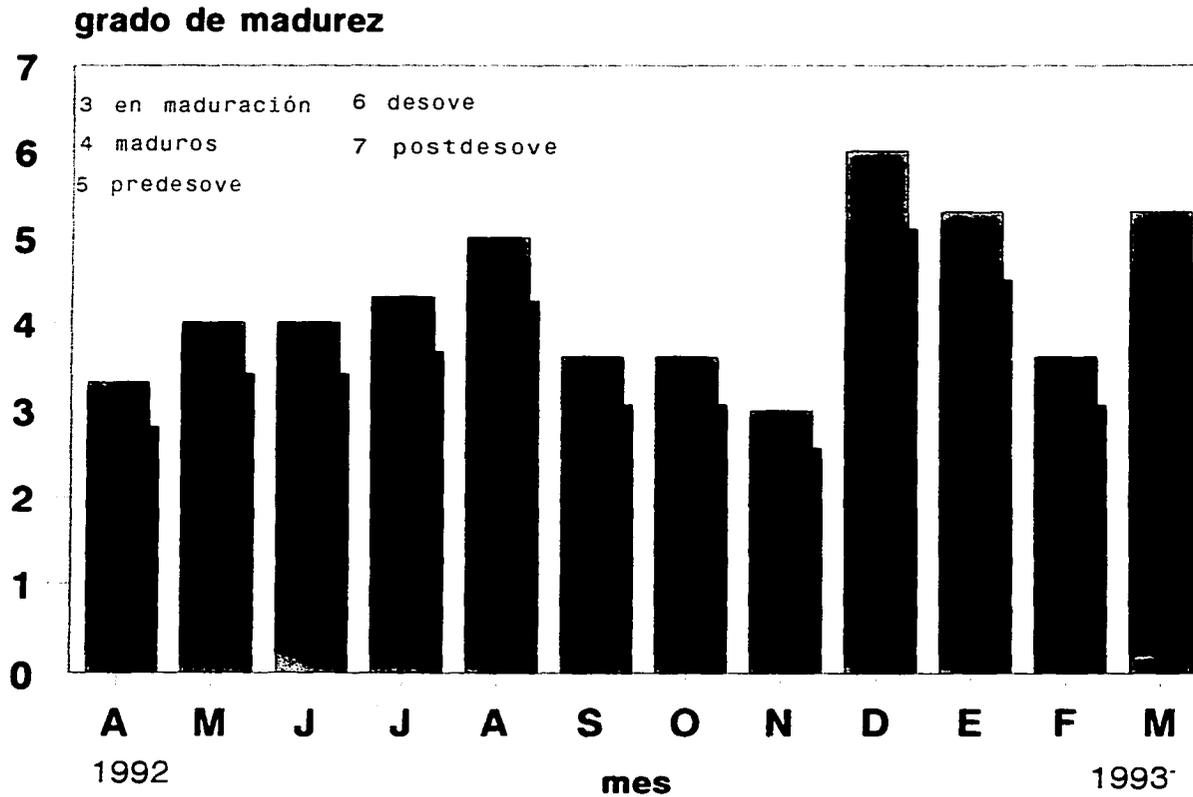
En la gráfica 4 se presenta la correspondencia entre los grados de madurez y el IGS apreciándose nuevamente en ambos índices tres valores máximos que corresponden a los meses de Agosto, Enero y Marzo.

En la gráfica 5 se presentan las variaciones mensuales en el diámetro de los oocitos obtenidos por el método de digitalización de imágenes (BIOCOM 200). En ella se observan tres puntos máximos claramente definidos y corresponden a los meses de Agosto; Diciembre-Enero y Marzo.

En Agosto se registraron oocitos cuyos diámetros fluctuaron entre las 100.38 y 1451.15 micras. En el periodo Diciembre-Enero el diámetro de los oocitos fluctuó en un rango de 86.28 a 2557.48 micras y en el mes de Marzo los oocitos fluctuaron entre las 100.57 y las 2144 micras de diámetro.

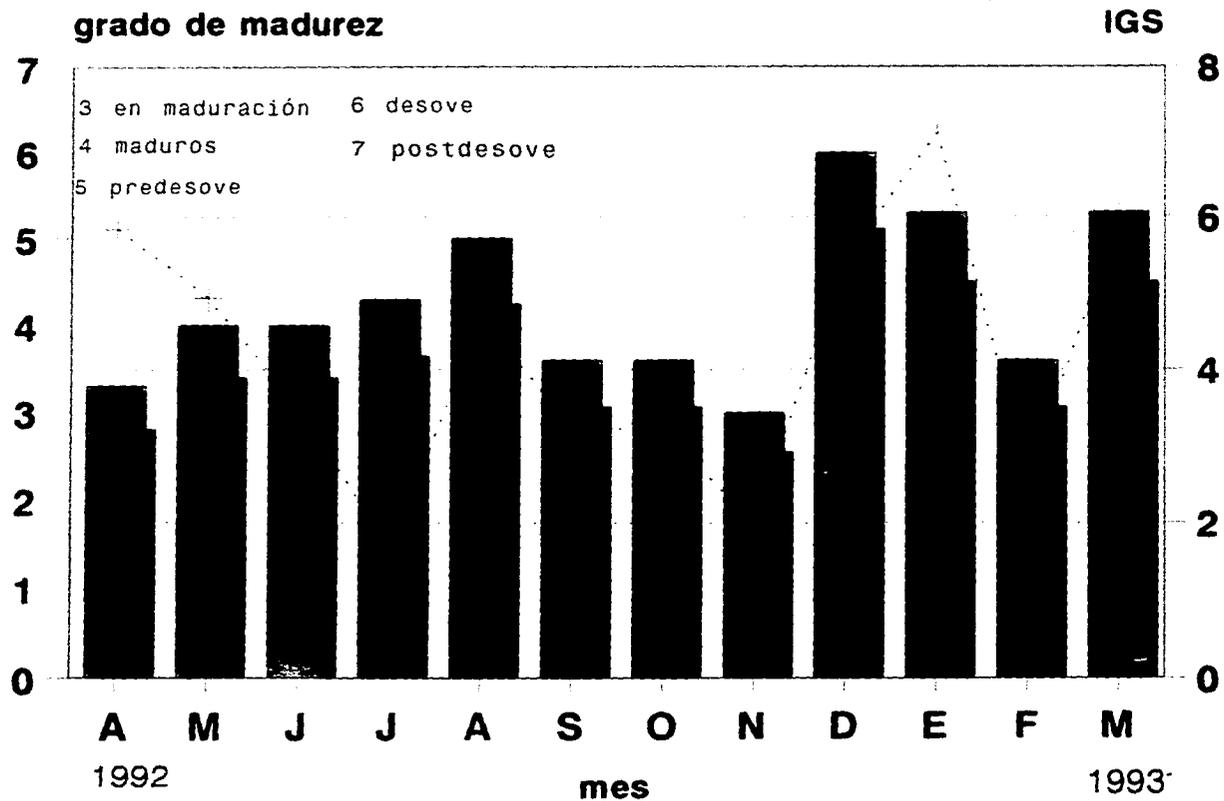
GRADOS DE MADUREZ OVARICA EN HEMBRAS DE *Oreochromis mossambicus*

GRAFICA 3



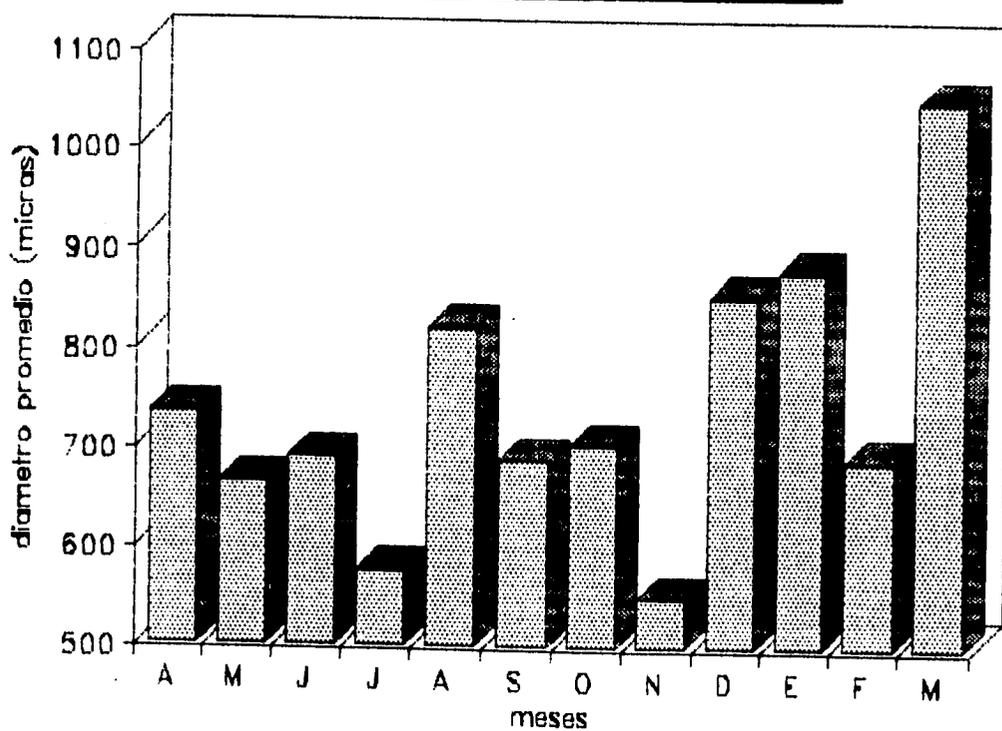
GRADOS DE MADUREZ OVARICA EN HEMBRAS DE *Oreochromis mossambicus*

GRAFICA 4



GRAFICA 5

VARIACIONES MENSUALES EN EL DIAMETRO DE LOS OOCITOS INTRAOVARICOS



En la figura 1 se muestran mes por mes las frecuencias de talla de los oocitos y se observa que en promedio en los meses de Agosto; Diciembre-Enero y Marzo se presentan porcentajes elevados de oocitos con diámetros mayores a las 1200 micras. En Agosto los porcentajes mayores corresponden a los oocitos que presentan una talla comprendida entre las 800 y 1200 micras de diámetro.

En Diciembre y Enero se observó un claro incremento en el porcentaje de oocitos con diámetros entre las 1400 y 1800 micras. Sin embargo, al igual que en el resto del año, con excepción del mes de agosto, hubo aproximadamente un 20% de oocitos cuyos diámetros fluctuaron alrededor de las 400 micras.

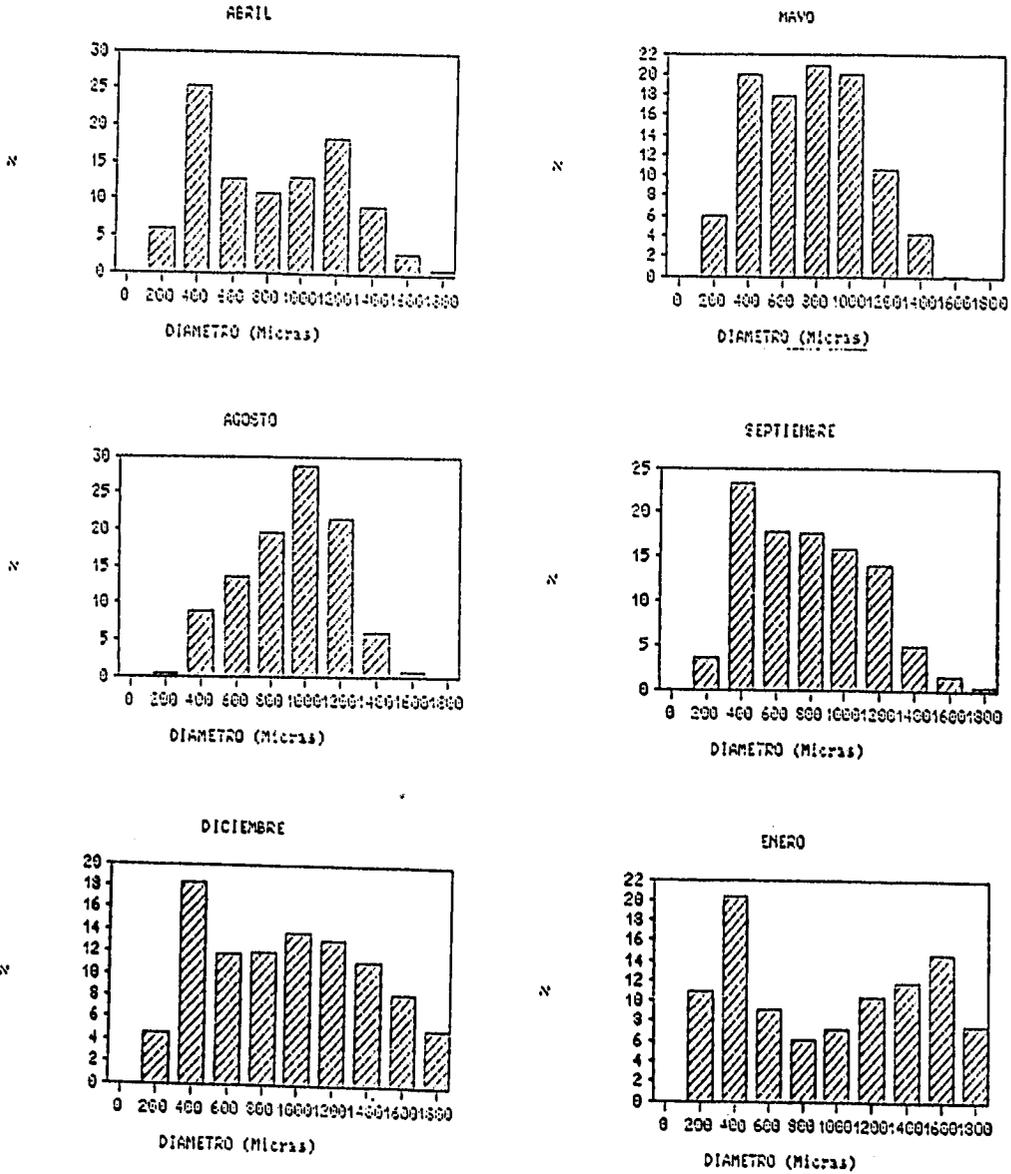
En el mes de Marzo los oocitos que presentaron un mayor porcentaje fueron aquellos que se encontraban en un rango de entre 1400 y 1800 micras de diámetro. En el resto del año se observa que los porcentajes más altos están representados por oocitos con tallas promedio que se encuentran en un rango de 200 a 600 micras y que corresponden a oocitos inmaduros o en proceso de maduración.

En la gráfica 6 se observan las variaciones estacionales en el índice de fecundidad de *Oreochromis mossambicus*. Los valores máximos se presentaron en los meses de Junio (3708.04); Agosto (4326.13), Septiembre (4446.86) y Diciembre (3667.73) - Enero (3826.56).

En la gráfica 7 se muestra una correlación entre el IFe y el IGS de las hembras de *O. mossambicus* y se puede apreciar claramente que ambos coinciden en cuando menos tres momentos que corresponden a los meses de Agosto, Enero y Marzo.

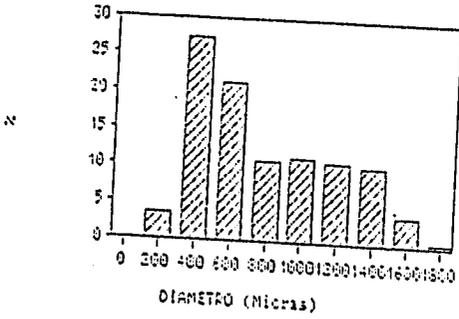
Figura 1

FRECUENCIAS MENSUALES DE TALLA DE LOS OOCITOS DE *Oreochromis mossambicus*

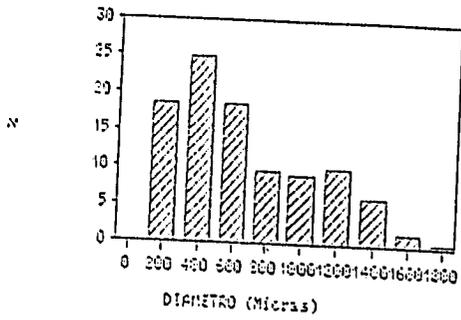


— CONTINUACION —

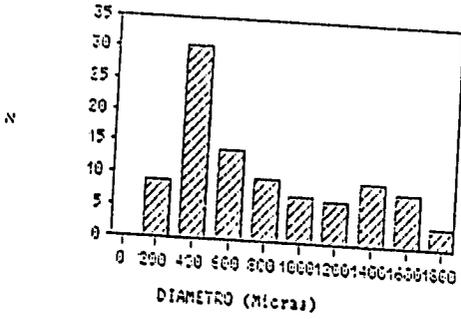
JUNIO



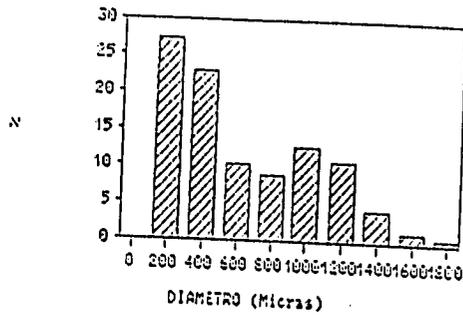
JULIO



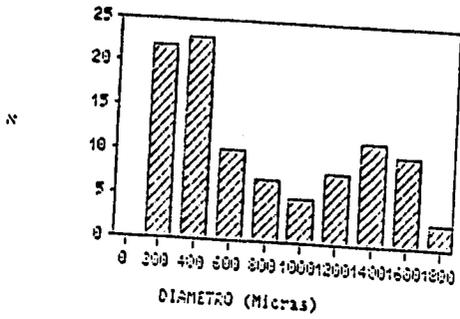
OCTUBRE



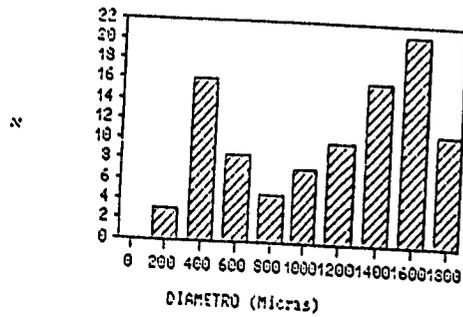
NOVIEMBRE



FEBRERO

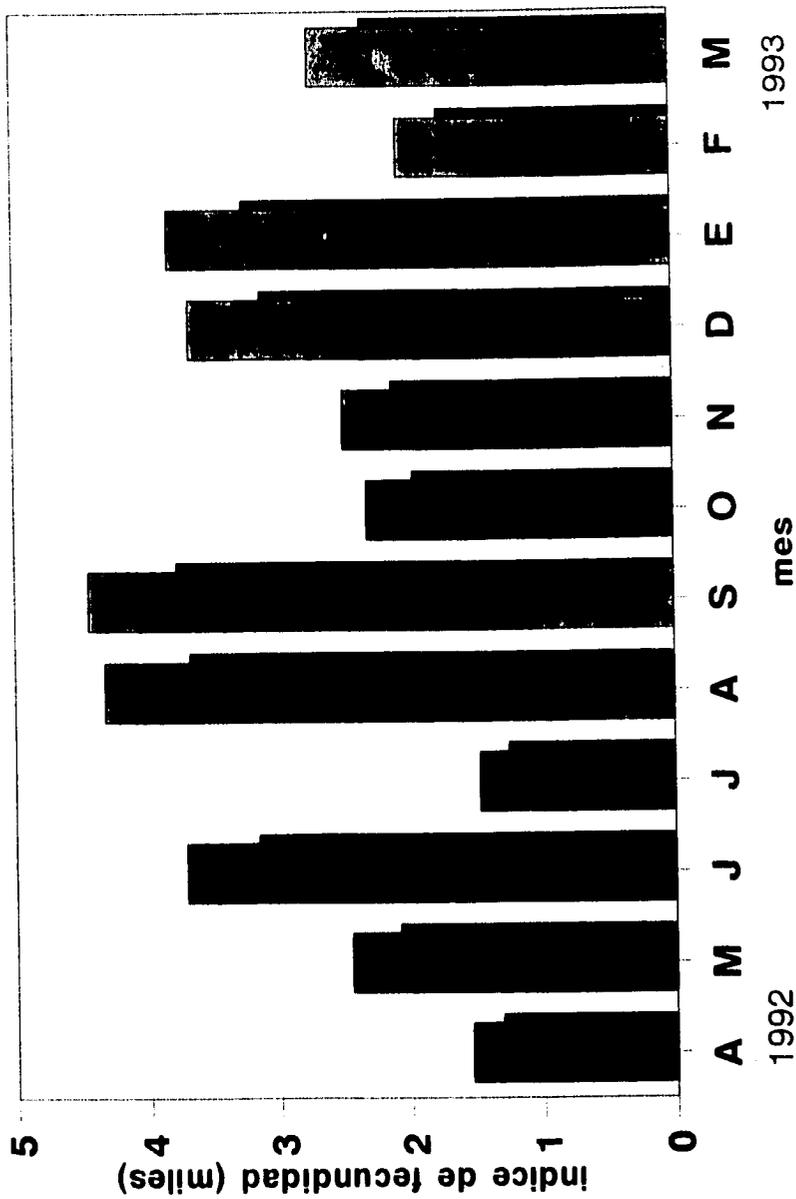


MARZO



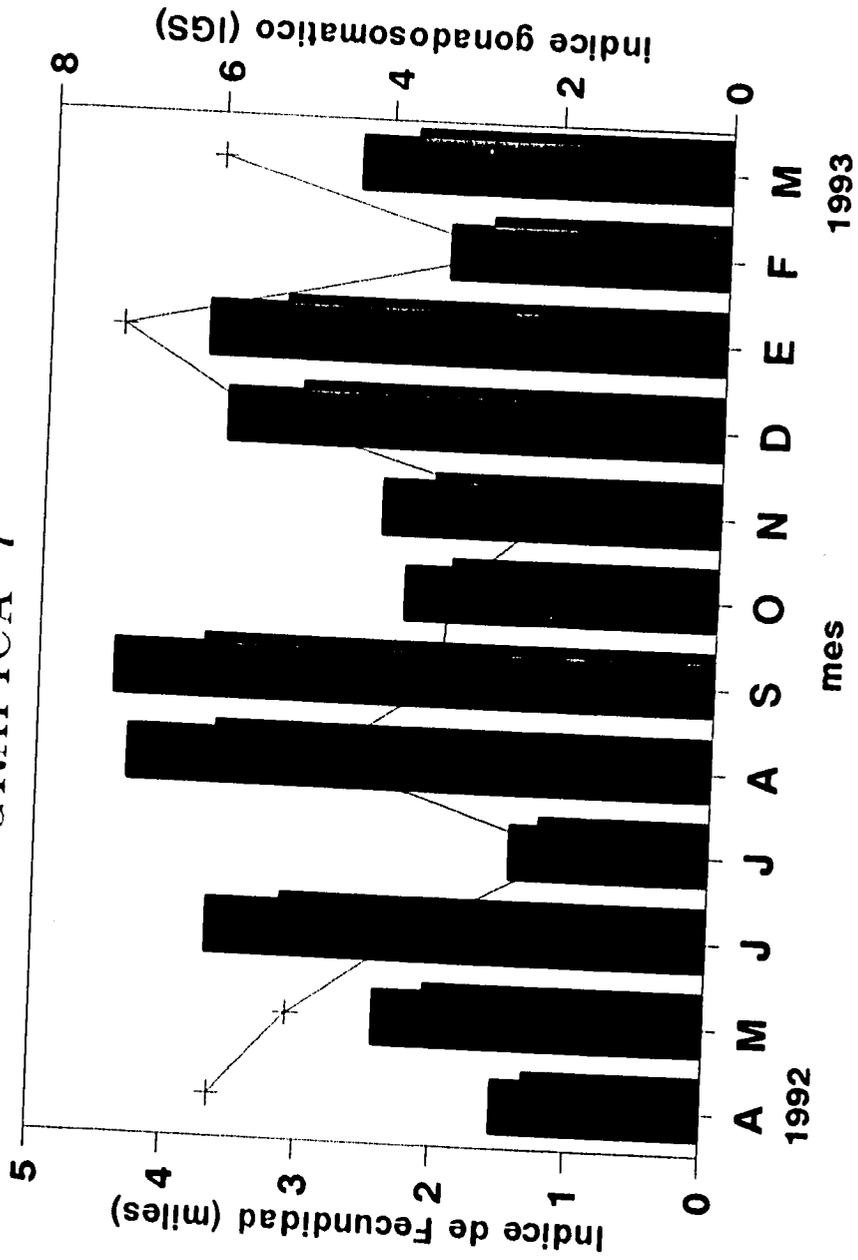
VARIACIONES ESTACIONALES EN EL INDICE DE FECUNDIDAD DE *Oreochromis mossambicus*

GRAFICA 0



RELACION ENTRE EL INDICE DE FECUNDIDAD Y EL INDICE GONADOSOMATICO EN *O. mossambicus*

GRAFICA 7



Características histológicas del ovario según la etapa de madurez durante un ciclo anual

Ovario en proceso de maduración

Durante los meses de Mayo, Junio, Septiembre y Octubre ocurre el proceso de maduración del ovario de *Oreochromis mossambicus* y comienza con la presencia en su gran mayoría, de oocitos que se encuentran en periodo previtelogénico, es decir, en etapa de perinucleolo con citoplasma basófilo, presenta algunas vacuolas. El núcleo es grande, central y corresponde a la etapa de maduración temprana o recrudescencia (Fig. 1).

El diámetro de los oocitos en proceso de maduración fluctuó entre las 400 y 700 micras.

A medida que transcurre el periodo de maduración, los oocitos intraováricos aumentan gradual y progresivamente su talla. Con la deposición de vitelo se inicia el periodo de vitelogénesis endógena representado por la aparición de vesículas vitelinas en el citoplasma, ubicadas principalmente en el área cortical y se da una pérdida gradual de la basofilia de esta parte de los oocitos. Comienzan a aparecer las primeras gotas claras de lípidos en el citoplasma y gránulos de vitelo dispuestos en posición centripeta en la periferia del citoplasma. La capa folicular es claramente distinguible, la zona radiada es evidente (Fig. 2a y 2b).

A continuación se inicia la vitelogénesis exógena o avanzada, representada por la presencia de gotas lipídicas y gránulos de vitelo que ocupan gran parte del citoplasma. La vesícula germinal de la mayoría de los oocitos se hace excéntrica, es de forma irregular y presenta límites precisos (Fig 2c y 2d). La capa

granulosa aumenta de espesor debido a que sus células foliculares incrementan su talla y presentan grandes núcleos. La zona radiada es más amplia y con estriaciones más patentes (Fig. 3). Durante la etapa prereproductiva, los oocitos duplican su diámetro y se encuentran en estado secundario de gránulos de vitelo; o sea glóbulos densos poligonales condensados en todo el citoplasma, pero aún sin formar una masa única. A finales de Julio, Noviembre y Febrero se distinguen algunos oocitos que presentan fusión de inclusiones lipídicas que marcan el inicio de la homogeneización de vitelo (Fig. 4).



Figura 1

Corte transversal de ovario de *O. mossambicus*. Se observan oocitos en etapa temprana de maduración (*), es decir, en estado de perinucleolo: los nucléolos (N) están dispuestos alrededor de la vesícula germinal (VG) y el vitelo (V) se encuentra en estado primario. Este estadio se presenta en los meses de Mayo, Junio, Septiembre y Octubre. Técnica (H-ED). 100 X.

Figura 2A.

Oocitos en proceso de maduración. Se observa la aparición de vesículas vitelinas (VV), ubicadas principalmente en el área cortical del citoplasma (CC). Técnica (H-E). 100 X.

Figura 2B.

Oocitos en proceso de maduración. En el citoplasma se observan gotas claras de lípidos (GL) y gránulos de vitelo (GV) en posición centripeta. La zona radiada (ZR) es evidente. Técnica (H-E). 100 X.

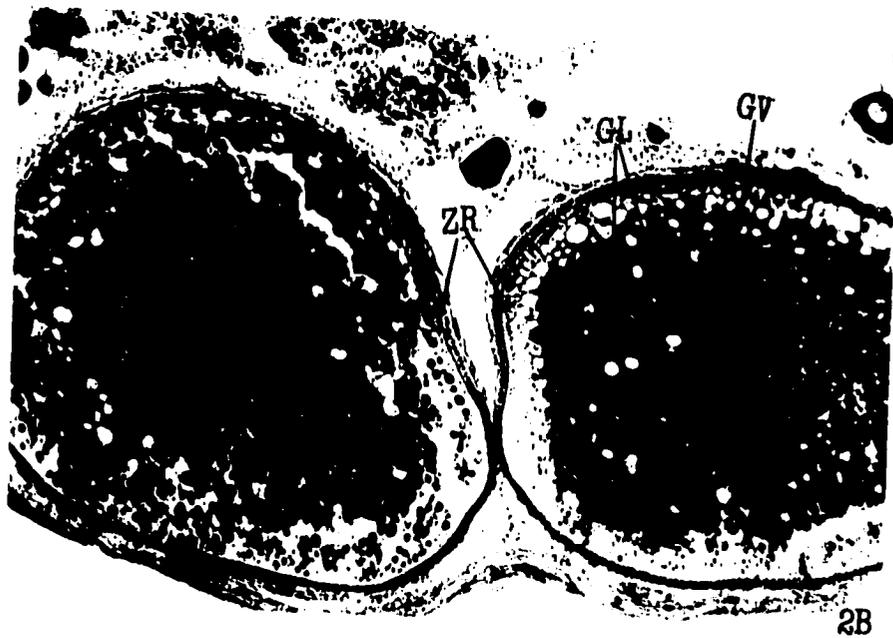
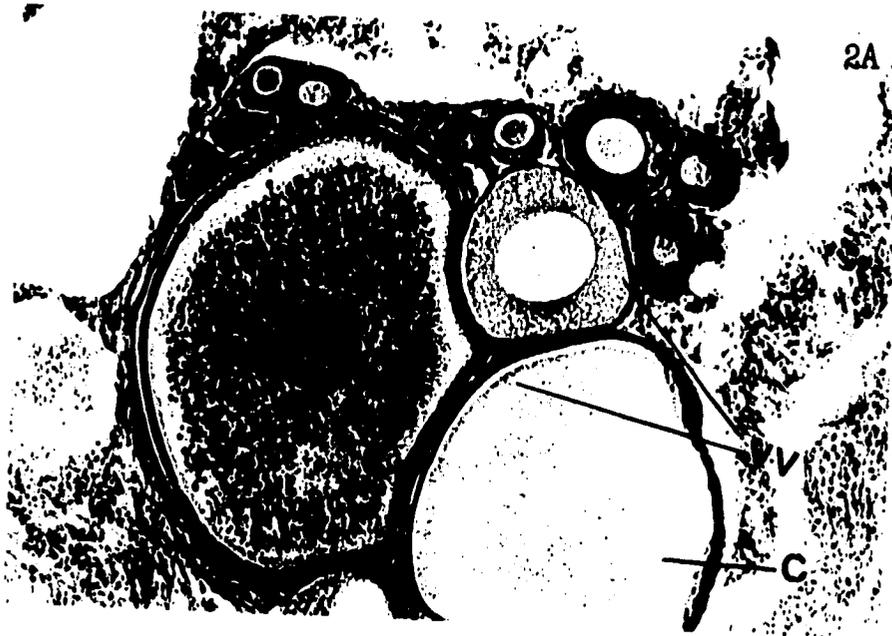


Figura 2C.

Oocito en estadio de núcleo migratorio. Se observa el desplazamiento de la vesícula germinal (VG) hacia el polo animal del huevo. Los nucléolos (N) son periféricos y muy evidentes. Los gránulos de vitelo (GV) se empiezan a concentrar hacia la porción interna del citoplasma del oocito. Técnica (H-E). 100 X.

Figura 2D.

Detalle de la Fig. 2c. Oocito en estadio de núcleo migratorio. Se observa el núcleo (VG) de un oocito durante la etapa de crecimiento-maduración, con elementos de cromatina (EC) y nucléolos (N) periféricos. Este estadio se presenta a finales de Mayo, Junio y Octubre. Técnica (H-E). 160 X.

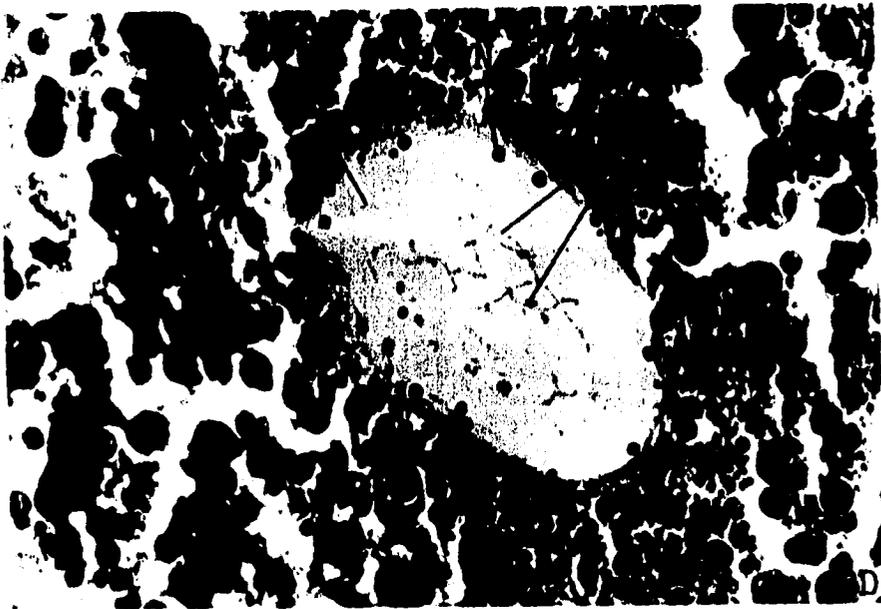
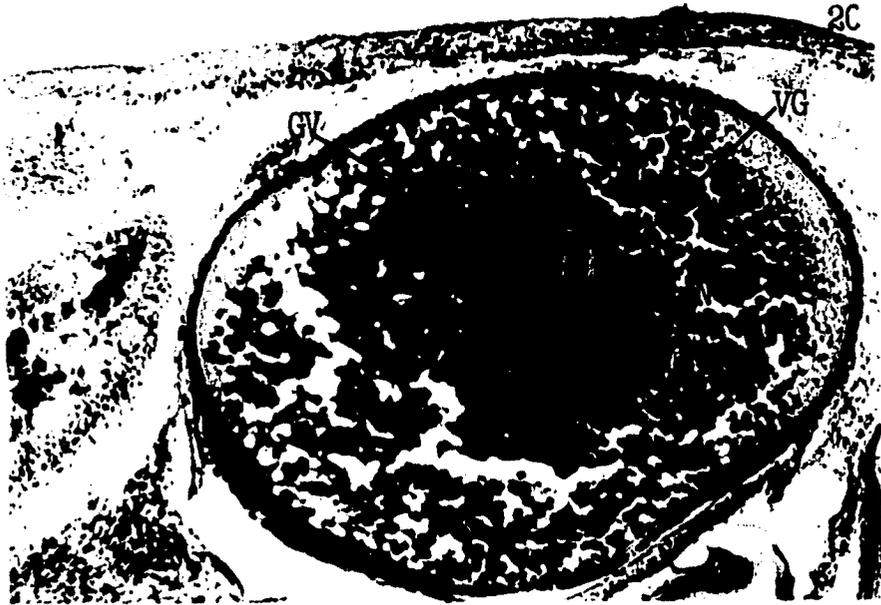
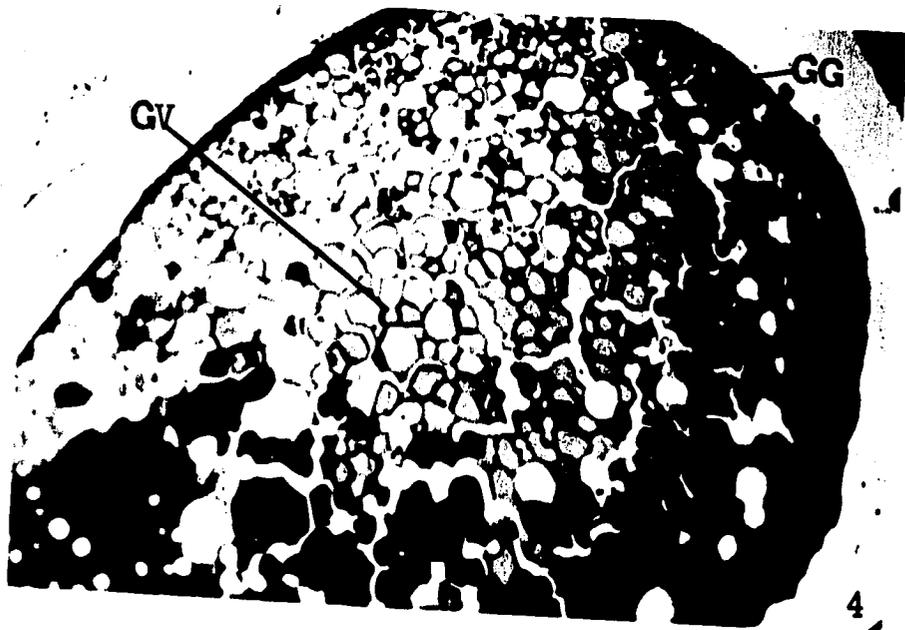


Figura 3.

Detalle de dos oocitos en proceso de maduración. Se observa la capa granulosa (CG) engrosada y la zona radiada (ZR) se observa más amplia. Técnica (H-E). 160 X.

Figura 4.

Se observa un oocito maduro, en fase de prepuesta en el cual los glóbulos de grasa (GG) incrementan su talla y los gránulos de vitelo (GV) inician su homogeneización. Técnica (H-E). 100 X.



Ovario maduro

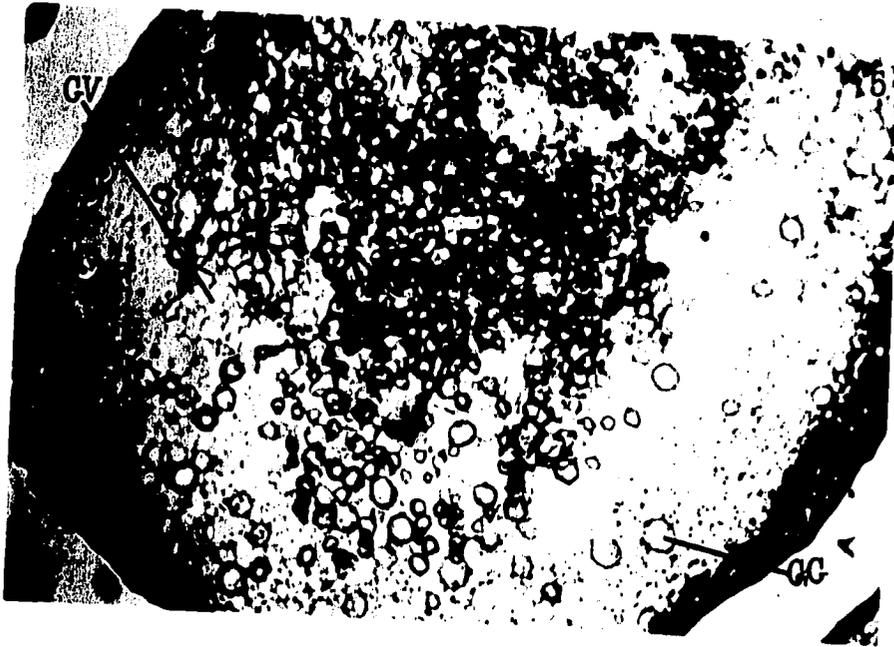
Durante los meses de Agosto, Enero y Marzo la mayoría de los oocitos están maduros y se encuentran en fase de vitelogénesis tardía o en estado terciario de gránulos de vitelo, lo que indica que se está llevando a cabo el proceso de homogeneización de vitelo que ahora ocupa toda el área citoplásmica del oocito. Los ovarios que están próximos a desovar contienen oocitos que muestran en su mayoría tallas muy grandes (1000 a 1800 micras de diámetro) y representan la talla máxima registrada durante el ciclo reproductor. Esta categoría de oocitos se encuentran en fase final de la vitelogénesis exógena (Fig. 5). Los grupos modales que alcanzaron la talla de 1800 micras son todos ellos oocitos maduros que están próximos a desovar. En este tipo de oocitos se observa la zona radiada muy amplia con estriaciones muy evidentes y las células de la teca bastante engrosadas (9 micras) lo que nos indica también el grado de maduración que han alcanzado (Fig. 6).

Figura 5.

Se observa un oocito maduro, con los gránulos de vitelo (GV) casi totalmente homogeneizado y algunos glóbulos de grasa (GG). Este estadio se presenta en los meses de Agosto, Enero y Marzo. Técnica (H-E). 100 X.

Figura 6.

Acercamiento de un oocito en fase avanzada de maduración. Se observa la Zona radiada (ZR) y las células de la teca engrosadas (CT), lo que indica también el grado de maduración alcanzado. Se observan gránulos de vitelo (GV) y glóbulos de grasa (GG) en el citoplasma. Técnica (H-E). 160 X.



Postdesove ó involución ovárica (ovario inmaduro)

Este estadio se presenta en los meses de Abril, Septiembre y Febrero. Existe una gran cantidad de oocitos inmaduros de tallas pequeñas, el diámetro fluctuó entre las 100-400 micras y corresponden a oocitos en estadio de perinucleolo temprano. El citoplasma es basófilo y carece de vitelo. El núcleo es relativamente grande, y dentro de él se observan varios hilos de cromatina, los nucleolos se distribuyen en su periferia, de ahí su nombre. Los gránulos de vitelo empiezan a ser aparentes y se encuentran cerca de la membrana nuclear. La capa folicular es sumamente delgada (3 micras) Fig. 7).

El ovario contiene además una considerable cantidad de folículos atrésicos, los cuales representan aquellos oocitos maduros que no fueron desovados y al final son reabsorbidos en el ovario.

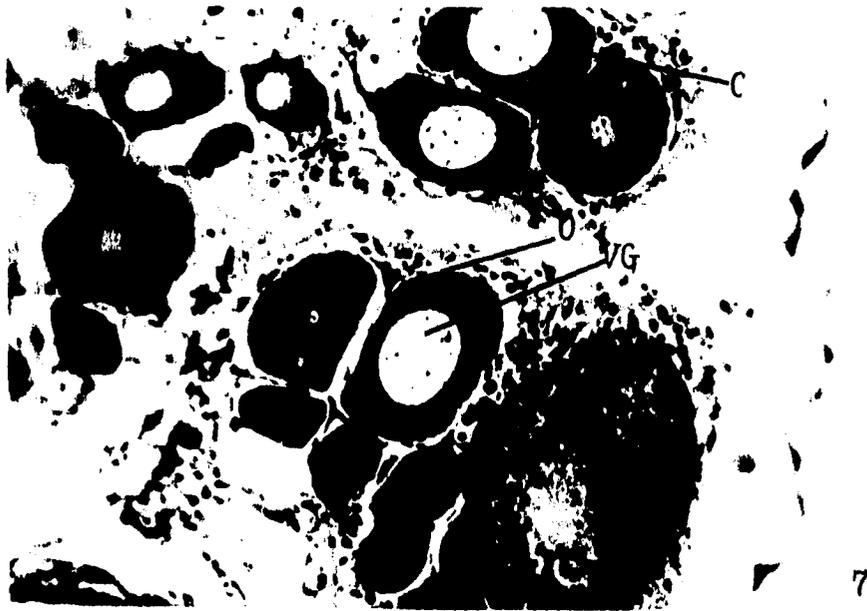


Figura 7.

Corte transversal de ovario inmaduro de *O. mossambicus*. Se observan oocitos (O) en estado de perinucleolo temprano, con citoplasma (C) basófilo. El núcleo (VG) es grande y central. Técnica (H-E). 40 X.

Figura 8

Microfotografías panorámicas de un típico ovario asincrónico de *Oreochromis mossambicus*.

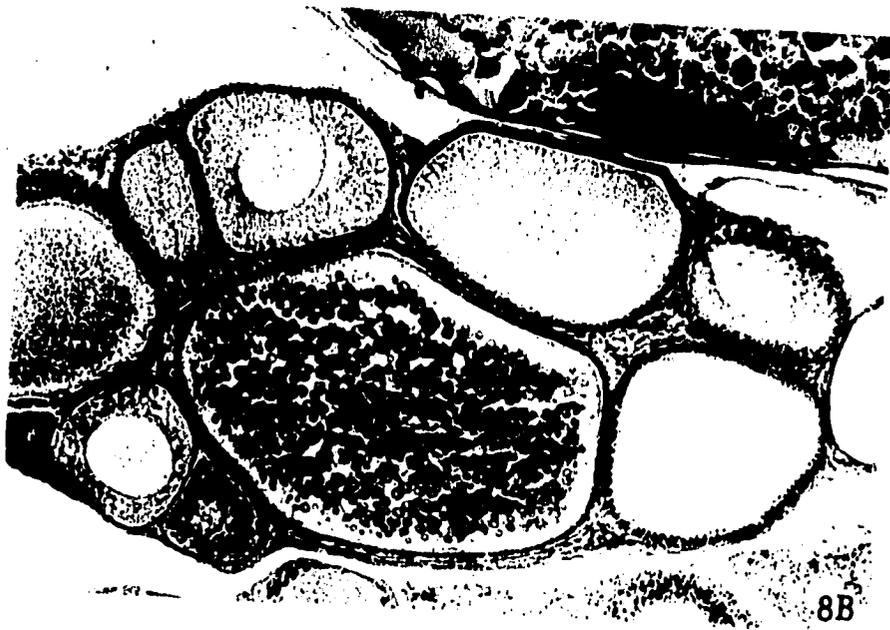
Figura 8A.

Se observa un típico ovario asincrónico con grupos de oocitos jóvenes en estado de perinucleolo temprano fuertemente basófilos (OB), coexistiendo con oocitos eosinófilos (OE) cuyos gránulos de vitelo (GV) se encuentran en estado terciario. Técnica (H-E). 40 X.

Figura 8B.

Corte transversal de ovario de *O. mossambicus*. Se observan oocitos en todos los estadios de maduración. Técnica (H-E). 100 X.

Ambas figuras se pudieron observar en mayor o menor grado durante todo el periodo estudiado.



VI. D I S C U S I O N

Indice Gonadosomático

En *Oreochromis mossambicus* el IGS es un buen indicador del grado de madurez ovárica. Los cambios que se presentan en los valores de este índice durante un ciclo anual nos indica la variación del peso de las gónadas con respecto al peso total del organismo y guarda una relación directa que explica el desarrollo gonádico, alcanzando un valor máximo inmediatamente antes del desove (Rodríguez, 1992), esta condición indica que la hembra está completamente madura; mientras que los valores más bajos nos estarían indicando que se ha llevado a cabo la ovulación y el desove.

En los muestreos realizados de Abril de 1992 a Marzo de 1993 los valores máximos de este índice coinciden con la presencia de oocitos cuya estructura histológica corresponde a la fase final de la vitelogénesis exógena, es decir, oocitos que se encuentran completamente maduros, lo cual ocurre justo antes de la reproducción; estos resultados tienen congruencia con lo reportado por Yamamoto y Yamazaki (1961); Matsuyama, Matsuura, et al. (1987); Ruíz, Castrejón y Rodríguez (1987); Ruíz, Castrejón y Rodríguez (1988) y Rodríguez (1992);

En la gráfica número 1 podemos observar tres picos de máxima actividad claramente marcados a lo largo del año.

Es importante mencionar que el peso del ovario fué directamente proporcional al grado de madurez que presentaba éste y no al peso del organismo.

Indice Hepatosomático

Este índice es específico para hembras, es directamente proporcional al ciclo reproductivo puesto que el hígado segrega vitelogeninas durante la vitelogénesis exógena que son captadas por el óvulo en desarrollo (Carrillo, 1987; Rodríguez, 1992). En este sentido podemos decir, que en la gráfica número uno se observan tres picos que indican la actividad incrementada del hígado y se presentan en Mayo, Octubre y Febrero.

En la misma gráfica 1, se observan las variaciones anuales que se presentaron en los índices gonadosomático y hepatosomático, donde se aprecia una clara correlación en sus fluctuaciones. En Mayo, Octubre y Febrero los valores del IHS se encuentran incrementados indicando su máxima actividad en la producción de vitelogenina, en consecuencia los valores registrados del IGS son bajos puesto que los oocitos aún no han incorporado vitelo, siendo éstos de pequeño tamaño y el peso de la gónada también es reducido; mientras que en Enero, Marzo-Abril se observa que cuando los valores del IGS se encuentran incrementados, el IHS disminuye y aunque en Agosto esta relación no está claramente definida en la gráfica, al comparar los valores del índice hepatosomático registrados a lo largo del año se comprueba que si se presenta un valor bajo en dicho índice (2.16) y analizando los valores del IGS e IHS podemos inferir, que en Agosto el hígado de las hembras de *O. mossambicus* se encuentra en etapa inicial de segregación de vitelogenina, la cual está siendo incorporada por los oocitos para la formación de vitelo durante la vitelogénesis exógena y éstos empiezan a ganar talla y peso con mayor rapidez; por lo tanto si

se pudiese en unos días volver a muestrear a las mismas hembras, seguramente registraríamos un incremento marcado en el IGS y una disminución en el IHS , pero esto no es posible, puesto que para la obtención de estos índices se requiere necesariamente del sacrificio de los organismos.

Índice Ponderal

Si bien el índice ponderal (IP) o índice de condición simple (K) explica el grado de bienestar del pez, es decir, determina el estado fisiológico en términos numéricos y guarda relación con el cambio en la corpulencia durante su vida, con su crecimiento y/o madurez sexual (Rodríguez, 1992), para especies como *Oreochromis mossambicus*, este factor no mostró diferencias significativas a través de un ciclo anual, por lo que se propone para futuros trabajos emplear el índice de condición múltiple (IKM) para obtener un índice representativo del estado metabólico de las hembras de *O. mossambicus*, puesto que se trata de peces, cuyo crecimiento es alométrico.

Grados de Madurez Ovárica

El empleo de la escala macroscópica propuesta por Bückmann, 1929 para la estimación del grado de madurez gonádica, permitió establecer con facilidad la madurez ovárica principalmente en hembras próximas a desovar, es decir, en aquellas cuyos ovarios se encontraron en la última etapa de maduración. Sin embargo, dicha escala no resultó ser lo suficientemente clara para diferenciar

los demás estadios de maduración que se presentaron a lo largo del ciclo anual, por lo que se recomienda realizar el análisis histológico para la observación de mayores detalles que permitan establecer con más precisión la etapa de madurez.

No fué posible la observación de ovarios en etapa de inmadurez durante el ciclo de muestreo, lo cual nos indica que las hembras de *O. mossambicus* del Centro Piscícola de Zacatepec, Morelos, se encuentran activas durante todo el año, es decir, prácticamente no muestran una etapa de reposo definida y ésto se debe al tipo de desarrollo que presenta el ovario de estos peces.

Variación en el Diámetro de los Oocitos.

Mediante la aplicación del método de digitalización de imágenes (sistema BIOCOM 2000) se estableció con mayor facilidad y ahorro de tiempo que con los métodos tradicionales las variaciones mensuales en el diámetro de los oocitos y se observó nuevamente que los oocitos con mayor diámetro se presentan en los meses de Agosto, Diciembre-Enero y Marzo y los resultados coinciden plenamente de acuerdo con los anteriores índices en los meses identificados como de posible desove. Estas variaciones en el diámetro de los oocitos a través de un ciclo anual también fueron observadas por Yamamoto y Yamazaki (1961) en *Carassius auratus*; Ruiz, Castrejón y Rodríguez (1987) en trucha arco-iris y apoyan la propuesta inicial de que los oocitos de mayor talla son los que están próximos a ser desovados.

Porcentaje mensual de Tallas de Oocitos

El porcentaje mensual de las tallas de los oocitos medidos durante un ciclo anual, permite apreciar de manera más clara la talla que predominó mensualmente y de esta manera podemos valorar en su totalidad el grado de madurez del ovario y establecer con mayor confiabilidad el patrón reproductivo de *O. mossambicus*, como lo propone Ruíz, D., Castrejón, Rodríguez (1987) en su estudio con trucha; Matsuyama, Matsuura, Ouchi y Hidaka (1987) en *Pagrus major*.

En la figura 1 se observa que en Agosto, Diciembre-Enero y Marzo hay un claro incremento en el porcentaje de oocitos con tallas mayores a las 1200 micras de diámetro. Esto nos confirma que los oocitos se encuentran totalmente maduros durante estos meses, lo cual está en completa concordancia con todos los demás índices.

Índice de Fecundidad

En este estudio se empleó el índice de fecundidad relativa y nos indica el número de huevos por unidad de peso o unidad de longitud de los peces y aporta datos necesarios para conocer el potencial reproductivo de la especie. Para la estimación de este parámetro además de la longitud y el peso del pez influyen factores tales como ritmo de maduración del ovario, época de reproducción y por supuesto las estrategias reproductivas de la especie, así como la edad, tamaño y condiciones ambientales como: disponibilidad de alimento, temperatura del agua, temporada del año ó protección de los huevos como lo señala Rodríguez (1992) con

ESTA TESIS NO DEBE
SER PRESTADA DE LA BIBLIOTECA

año ó protección de los huevos como lo señala Rodríguez (1992) con estudios realizados en hembras de *Cyprinus carpio*. En el caso de las hembras de *O. mossambicus*, éstas se mantuvieron bajo condiciones prácticamente constantes, el desarrollo del ovario es de tipo asincrónico, y de acuerdo con el estudio presenta cuando menos tres épocas de reproducción a lo largo del año, presenta un alto índice de fecundidad y en la gráfica 6 se pueden apreciar cuatro picos y corresponden a los meses de Junio, Agosto-Septiembre, Diciembre-Enero y Marzo, pero el de Junio no está plenamente confirmado puesto que no coincide con los demás índices. Esto se puede ver con mayor claridad en la gráfica 7, donde se muestra una correlación entre el índice de fecundidad y el índice gonadosomático de las hembras y se puede apreciar que ambos coinciden en cuando menos tres momentos que corresponden a los meses de Agosto, Enero y Marzo; mientras que en junio no se observa esta correspondencia.

Histología del Ovario

Para establecer el patrón reproductivo de *O. mossambicus* fue importante el empleo del análisis histológico para conocer la evolución del ovario y por lo tanto su grado de madurez, mediante la presencia o ausencia de determinadas clases de oocitos que durante la mayor parte del ciclo solamente pueden ser detectados mediante la observación de preparaciones histológicas de los cortes del ovario. En este caso, el análisis histológico corroboró una vez más los resultados anteriores, estableciéndose un máximo de oocitos completamente maduros durante los meses de Agosto,

Diciembre-Enero y Marzo. Las características histológicas de los oocitos completamente maduros coincide con las descripciones propuestas por Yamamoto (1961); Zanuy y Carrillo (1973); Mester, Ros, et al. (1974); Ruiz, Castrejón y Rodríguez (1987). Además se pudo comprobar, la presencia de oocitos en todos los estadios durante todo el periodo estudiado.

Con respecto a las técnicas histológicas empleadas se presentaron algunos problemas en la obtención de cortes histológicos a partir de ovarios maduros, debido principalmente a la gran cantidad de vitelo que presentan estos oocitos, lo cual dificulta el proceso de deshidratación. Por ello se procedió a variar los tiempos de deshidratación e inclusión y finalmente haciendo una pequeña modificación a la técnica de Yaron, (1971) se obtuvieron buenos resultados.

La técnica de H/E resulta adecuada para el estudio del establecimiento del patrón reproductivo de *O. mossambicus*, puesto que permite observar la morfología histológica del ovario y caracterizar los distintos estadios de desarrollo de los oocitos presentes a lo largo del año.

No fué posible la observación de oocitos con vitelo totalmente homogéneo, lo cual quizás se debió a que como se menciono anteriormente los oocitos maduros, son muy susceptibles de romperse al momento del corte. Tampoco se observaron oocitos con núcleo completamente migrado hacia el polo animal, lo cual se atribuye a que en la mayoría de los cortes efectuados no se alcanzó a incidir en este nivel.

No obstante que el número de muestras no es estadísticamente significativo sí nos permite darnos una idea general del ciclo de madurez ovárica de esta especie.

El criterio para elegir el número de muestras se normó por las referencias reportadas por Yamamoto, K y Yamazaki, F.1961; Ruíz, D, F., T. Castrejón y R. Rodríguez, (1987) y Ruíz , D. Ma. F. et al,(1988), quienes efectuaron trabajos relacionados con ciclos reproductivos en trucha y carpa, así como también por comunicaciones personales del personal del laboratorio.

Finalmente puedo decir que todos los resultados obtenidos a través del estudio, sugieren un patrón reproductivo con tres picos de máxima actividad al año claramente marcados. No obstante, creo conveniente insistir en relación a la importancia que representa el empleo de varios parámetros que sirvan de apoyo y complemento para la obtención de resultados más precisos que permitan establecer con mayor facilidad y confianza el patrón reproductivo de una especie dada.

VII. CONCLUSIONES

- 1.-El Patrón reproductivo de las hembras de *Oreochromis mossambicus* presenta tres picos de máxima actividad al año.
- 2.-El IGS, presenta sus valores más altos en los meses de: Agosto, Enero y Marzo.
- 3.-Las variaciones en el IHS están asociadas al IGS y sus valores máximos se presentan en los meses de Mayo, Octubre y Febrero.
- 4.-El IP se mantiene constante durante todo el ciclo reproductivo.
- 5.-Los valores máximos del IFe se presentan en los meses de: Junio, Septiembre, Enero y Marzo.
- 6.-Se definen tres épocas de madurez ovárica que ocurren en los meses de: Agosto, Diciembre-Enero y Marzo.
- 7.-El estudio histológico del ovario de *Oreochromis mossambicus* indica la coexistencia de oocitos en todos los estadios, durante todo el período estudiado.
- 8.-De acuerdo con las observaciones histológicas, el ciclo reproductivo de *O. mossambicus* queda dividido en las siguientes etapas sucesivas:
 - Maduración (Mayo, Junio, Septiembre y Octubre).
 - Desove y puesta (Agosto, Enero y Marzo).
 - Postdesove ó involución ovárica (Abril, Septiembre y Febrero).

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Aguilera, M. P., Guzmán, C. J. 1985. La tilapia y su cultivo. FONDEPESCA. México. 59 pp.

- Arredondo, F. J. L. y Guzmán, A. M. 1986. Actual situación taxonómica de las especies de la tribu Tilapini (Pisces: Cichlidae) introducidas en México. An. Inst. Biol. Univ. Nal. Auton. Méx. 56 (1985), Ser. Zool. (2):555-572.

- Balarin, D.J y Hatton, P.J. 1979. Tilapia: A Guide to their Biology and Culture in Africa. University of Stirling Scotland. 174 pp.

- Bardach, J.; Ryther, J. and McLaren, W. 1972. Acuaculture. E.E.U.U. 250 pp.

- Bieniarz, K.; Epler P.; Popok, W. 1977. Histological Changes in the ovaries of mature female carp in summer. Investigación Pesquera. Institute of applied zoology. Krakow, Poland. Pág: 95-102.

- Blay, JR. J. 1981. Fecundity and spawning frequency of *Sarotherodon galilaeus* in concrete ponds. Aquaculture. 25: 95-99.

- Carrillo, M. 1987. Reproducción en Acuicultura. CAICYT. Madrid. 321 pp.

- Chmielevskiy, D.A. and Lavrova, T.V. 1990. The Influence of Temperature on Oogenesis in Tilapia *Oreochromis mossambicus*. Journal Ichthyology. 30 (1):76-84.

- Domínguez, C.R. 1991. Tópicos selectos de biología de la reproducción. Porrúa. México. 396 pp.

- Ghosh, t.k. 1986. Comparative toxicogenic evaluation of two commonly used pesticides, Ekalux (EC 25) and Rogor (dimethoate) on the ovarian recrudescence in a teleost, *Sarotherodon mossambicus*. Uttar Pradesh Journal of Zoology. 6 (2):224-232.

- Hickling, C.F and Rutenberg, E. 1936. The Ovary as an Indicator of the Spawning Period in Fishes. J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 21: 311-317

- Hoar, W.S. 1978. Fisiología General y Comparada. Omega. Barcelona 744 pp.
- Huet, M. 1970. Tratado de piscicultura. Primera edición. Mundi Prensa. Madrid, España. 745 pp.
- Huet, M., 1983. Tratado de piscicultura. 3^a Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. 745 pp.
- Jauncey, K., 1982. The effects varying dietary protein level on the growth, food conversion, protein utilization and body composition of juvenile tilapias (*Sarotherodon mossambicus*). Aquaculture, 27:43-54.
- Lagler, K.; Bardach, J.; Miller, R.; May-Passino, D. 1984. Ictiología. 1^a edición. AGT Editor, S. A. México, D.F. 484 pp.
- Marza, V. D. 1938. Histofisiologie de l' ovogenese. Hermann. Cie. Editeurs. París. 81 pp.
- Matsuyama, M. y Matsuura, S. et al. 1987. I. Female maturity. Maturity classification and group maturity of the red sea bream *Pagrus major*. Marine Biology, 96:163-168.
- Mester, R., Ros, R., y Mester, L. 1974. Estudio histológico de dos especies de sardinas, *harengula clupeola* (Cuvier) y *harengula humeralis* (Cuvier). Centro de información científica y técnica. Universidad de la Habana, Cuba.
- Mironova, N.V. 1978. Energy Expenditure on Egg Production in Young *Tilapia mossambica* and the Influence of Maintenance Conditions on Their Reproductive Intensity. Journal of Ichthyology, 17:627-633
- Morales, D.A. 1974. El cultivo de la tilapia en México. Datos biológicos. Instituto Nacional de Pesca. INP. 25 pp.
- Morales, D. A. 1987. Manual técnico para el cultivo de la tilapia en los centros acuícolas de la secretaría de pesca. SEPESCA. México. 198 pp.
- Rafful, F. y col. 1982. Manual técnico para el cultivo de la tilapia. Dirección General de Acuicultura. México. 158 pp.

- Rana, K.J., 1985. Influence of egg size on the Growth, onset of Feeding, Point-of-no-Return, and Survival of unfed *Oreochromis mossambicus* fry. Aquaculture. 46:119-131.
- Rodríguez, G. 1992. Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces. A.G.T. Editor. México. 79 pp.
- Rothbard, S. 1979. Observations on thereproductive behavior of *Tilapia zillii* and several *Sarotherodon spp.* under aquarium conditions. Fish and aquaculture research station. 31(2):35-43.
- Rothbard, S. B. and Yaron, Z. 1987. Changes in steroides concentrations during sexual ontogénesis in *Tilapia*. Aquaculture. 59-61.
- Ruiz, D. Ma. F. 1983. Métodos de aplicación en estudios de reproducción de peces teleósteos. 25p.
- Ruiz, D. F., T. Castrejón y R. Rodríguez. 1987. Ciclo reproductivo y evolución ovárica de la *Trucha Arco-iris* sometida a cultivo. Rev. Lat. Acui. Lima-Perú. 34: 33-52.
- Ruiz, D. Ma. F. 1988. Fundamentos de Embriología y Fisiología de la Reproducción. U.N.A.M. México. 374 pp.
- Ruiz, D. Ma. F. 1988. Variaciones en la estructura y talla de los oocitos a través del ciclo ovárico de la *Trucha arco-iris*. Laboratorio de Biología de la Reproducción Animal. Depto. de Biología. Fac. Ciencias. U.N.A.M. manuscrito.
- Ruiz, D. Ma. F., T. Castrejón y R. Rodríguez. 1988. Alternativas para el manejo de las hembras reproductoras de trucha arco-iris del zarco, con base en su patrón reproductivo. Universidad y Ciencia. 10(5):23-29.
- Serrano, G.J. 1990. Estudio comparativo de la tasa de crecimiento en tilapias (*Oreochromis niloticus* Linneo 1757) mantenidas en cultivos intensivos mono y heterosexuales en el Centro acuícola de Zacatepec, Mor. Tesis Profesional. Biólogo. Facultad de Ciencias. UNAM. 76 pp.
- Uchida, R.N. y J.E. King. 1962. Tank culture of tilapia. Fish Bull. 62: 21-52 p.

- Yamamoto, K. 1956. Studies on de formation of fish eggs. 1. Annual cycle in the development of ovarian eggs in the flounder *Liopsetta obscura*. J. Fac. Sci. Hokkaido Univ. 12(3):362-399.
- Yamamoto, K y Yamazaki, F. 1961. Rhythm of Development in the oocyte of the gold-Fish, *Carassius auratus*. Bulletin of the Fac. Fish. Hokkaido Univ. XII:(2):93-110.
- Yaron, Z. 1971. Observations on the granulosa cells of *Acanthobrama terrae-sanctae* and *Tilapia nilotica* (Teleostei). General and Comparative Endocrinology. 17, 247-252.
- Zanuy, S. y Carrillo, M. 1973. Estudio histológico del ovario de cabrilla (*Paracentropristis cabrilla*) (L.) en relación con la ovogénesis. Investigación Pesquera. 37 (I) 147-165.