



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

ANÁLISIS DE LOS EFECTOS DEL PROPIONATO DE
TESTOSTERONA SOBRE LA BIOENERGÉTICA
DE LA TILAPIA *Oreochromis mossambicus*
(PETERS, 1852) VARIEDAD ROJA.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE
M A E S T R A E N C I E N C I A S
(BIOLOGÍA DE SISTEMAS Y RECURSOS ACUÁTICOS)

P R E S E N T A :
BIÓL. REBECA MARÍA LÓPEZ RIVAS

DIRECTOR DE TESIS: M. EN C. JOSÉ R. LATOURNERIÉ CERVERA

MÉXICO, D.F.

2004



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.

CON TODO MI AMOR Y AGRADECIMIENTO

*A MI FAMILIA,
SIN CUYO APOYO ESTE TRABAJO
NO HUBIERA SIDO POSIBLE.*

TODO TIENE SU TIEMPO

*En este mundo todo tiene su tiempo...
Un momento para nacer y un momento para vivir.
Un momento para sembrar y un momento para cosechar...
Un momento para llorar y un momento para reír.
Un momento para estar de luto
y un momento para estar de fiesta...
Un momento para intentar y un momento para desistir...
Un momento para callar y un momento para hablar...
Un momento para luchar y un momento para estar en paz.
Eclesiastés 3:1:8*

*A LA MEMORIA DE LA
DRA. MARÍA TERESA CASTREJÓN OSORIO
QEPD. TUTORA, MAESTRA Y AMIGA*

AGRADECIMIENTOS

- A la Universidad Nacional Autónoma de México y a la Facultad de Ciencias, por la oportunidad de realizar mis Estudios Profesionales y de Posgrado.
- A la Dirección General de Asuntos del Personal Académico, UNAM, por la beca otorgada para la realización de este proyecto y al Departamento de Becas de la FC: M. en C. Juan Manuel Rodríguez Chávez y Fís. Andrés Porta Contreras, por estar siempre al pendiente del avance del trabajo y realizar las gestiones correspondientes.
- A mi director de Tesis, M. en C. José Latournerié Cervera, por la confianza depositada en este trabajo, su asesoría, paciencia y dedicación.
- A mis sinodales: Dra. Ma. del Carmen Uribe Aranzábal, M. en C. Silvia Toral Almazán, Dra. Guillermina Alcaraz Zubeldía y Dr. José Luis Arredondo Figueroa, por la revisión del manuscrito y por enriquecerlo con sus acertados comentarios.
- Al C.A. de Zacatepec, SAGARPA, bajo la dirección del Biól. Arturo Castañeda, por las facilidades otorgadas y la donación de organismos para este estudio.
- Al Laboratorio de Acuicultura y Producción Acuática de la FC UNAM, por el apoyo logístico para el desarrollo del proyecto. A la Biól. Betty Tah Vargas y a la M. en C. Claudia Saavedra Rojas por su ayuda en el laboratorio.
- Al Laboratorio de Biología de la Reproducción Animal de la FC UNAM y a la Dra. Ma. Carmen Uribe Aranzábal por su apoyo y asesoría en el análisis histológico.
- Al laboratorio de Neurofisiología de la FC UNAM bajo la dirección de la Dra. Ma. Luisa Fanjul Peña, a la Dra. Elsa Escamilla Chimal y al Dr. Julio Prieto Sagredo por el apoyo en la digitalización de imágenes.
- Al laboratorio del Dr. Wilhem Hansberg Torres del IFC UNAM por las facilidades otorgadas en la digitalización de imágenes.
- A mis amigas, Hortensia y Adelaida, quienes me siguen “echando porras”.
- Al laboratorio de microcine de la FC UNAM por el apoyo en microfotografía.
- A mis Padres, que me han impulsado a crecer cada día brindándome su amor y apoyo.
- A mis Hijos, David y Gerardo, mi fuerza y mi razón de continuar esforzándome a diario.
- A mi Mamá, mi mejor amiga, que con su Fe me ha hecho fuerte en todo momento y me ha apoyado con todo lo que está a su alcance y más. Por las múltiples revisiones al manuscrito y todos sus desvelos.
- A mi Papá quien me heredó el gusto por los libros y me enseñó el valor del trabajo, la responsabilidad y la constancia.
- A mi Hermano y a mi Cuñada: Lili y Emilio por su apoyo y preocupación, por la sonrisa que tiene y siempre logra en mí y por las asesorías técnicas en cómputo.
- A mi Mami, mi Abuelita (que gracias a Dios todavía tengo) quien con su amor y entusiasmo nos sostiene a toda la familia, y a mi Abuelo, que sigue al tanto de “sus muchachos”.
- A mi Tía Gris, que está siempre al pendiente y dispuesta a ayudar en toda situación.
- A mi Tío Paco, quien cultivó en mí el espíritu de aventura y tenacidad, con el que he podido desarrollarme en mi carrera.
- A David, quien me acompañó en esta aventura desde la colecta de organismos hasta la impresión del documento.
- A la Dra. Ma. Teresa Castrejón Osorio, por tu apoyo, tu confianza y tu amistad. Gracias Tere, estamos en Paz.

CONTENIDO

1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES.....	3
2.1. DESCRIPCIÓN Y DATOS BIOLÓGICOS DE LA ESPECIE	3
2.2. NUTRICIÓN	4
2.3. REPRODUCCIÓN	5
2.4. CRECIMIENTO	12
2.5. BIOENERGÉTICA	14
3. OBJETIVOS.....	18
4. MATERIAL Y METODOLOGÍA.....	19
4.1. DISEÑO EXPERIMENTAL	19
4.2. ADMINISTRACIÓN DE LA HORMONA	21
4.3. ANÁLISIS HISTOLÓGICO DE LA GÓNADA	21
4.4. MERÍSTICA Y CRECIMIENTO	22
4.5. BIOENERGÉTICA	23
4.5.1. DETERMINACIÓN DE C: ENERGÍA OBTENIDA POR CONSUMO DE ALIMENTO.	23
4.5.2. DETERMINACIÓN DE F: ENERGÍA PERDIDA EN HECES	23
4.5.3. DETERMINACIÓN DE LA ASIMILACIÓN SEGÚN CONOVER	23
4.5.4. DETERMINACIÓN DE R: ENERGÍA EN METABOLISMO RESPIRATORIO	24
4.5.5. DETERMINACIÓN DE U	24
4.5.6. DETERMINACIÓN DE SUBSTRATO METABÓLICO	24
4.5.7. DETERMINACIÓN DE P: ENERGÍA CANALIZADA A PRODUCCIÓN	25
4.5.8. BALANCE ENERGÉTICO	25

5. RESULTADOS	26
5.1. RESULTADOS DE CRECIMIENTO	26
5.1.1. <i>MERÍSTICA</i>	26
5.1.2. <i>CRECIMIENTO</i>	28
5.1.3. <i>PRODUCCIÓN SOMÁTICA</i>	29
5.2. RESULTADOS DEL ANÁLISIS HISTOLÓGICO	30
5.2.1. <i>ESTRUCTURA OVÁRICA</i>	31
5.2.2. <i>ESTRUCTURA TESTICULAR</i>	35
5.3. RESULTADOS DEL ANÁLISIS BIOENERGÉTICO	39
5.3.1. <i>C: CONSUMO</i>	39
5.3.2. <i>F: HECES</i>	40
5.3.3. <i>EFICIENCIA DE ASIMILACIÓN</i>	42
5.3.4. <i>R: METABOLISMO RESPIRATORIO</i>	43
5.3.5. <i>U: DESECHOS NITROGENADOS</i>	46
5.3.6. <i>P: PRODUCCIÓN</i>	49
5.3.7. <i>C=P+R+F+U: BALANCE ENERGÉTICO</i>	51
5.3.8. <i>OXIDACIÓN DE SUSTRATO: RELACIÓN MN/MO</i>	54
5.4. RESULTADOS DEL ANÁLISIS PROXIMAL	55
5.5. INTEGRACIÓN DE ÍNDICES FISIOLÓGICOS	56
6. DISCUSIÓN.....	58
7. CONCLUSIONES.....	65
8. BIBLIOGRAFÍA.....	67

ÍNDICE DE TABLAS Y FIGURAS

Fig. 2.1 <i>Oreochromis mossambicus</i> .	3
Fig. 2.2 Estructura testicular en peces.	6
Fig. 2.3 Estructura folicular en peces.	7
Fig. 2.4 Testículo de pez <i>Sphoeroides annulatus</i> (botete).	9
Fig. 2.5 A y B. Testículo de pez <i>Sphoeroides annulatus</i> (botete).	9
Fig. 2.6 Ovario de pez <i>Sphoeroides annulatus</i> (botete).	9
Fig. 2.7 Ovario de pez <i>Sphoeroides annulatus</i> (botete). Ovocitos en vitelogénesis endógena (1) y exógena (2).	9
Fig. 2.8 Ovario de pez <i>Sphoeroides annulatus</i> (botete). Periferia del folículo ovárico.	9
Fig. 2.9 Etapas de la ovogénesis.	10
Tabla 2.1 DESARROLLO DE <i>O. mossambicus</i>	12
Tabla 4.1. PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS MANTENIDOS DURANTE EL EXPERIMENTO.	19
Tabla 4.2. DISEÑO EXPERIMENTAL.	19
Tabla 4.3. RUTINA DIARIA DURANTE EL EXPERIMENTO.	21
Tabla 5.1-1. VALORES PROMEDIO DE PESO Y LONGITUD PATRÓN POR TRATAMIENTO.	27
Fig. 5.1-1 VALORES DE PESO (g) Y LONGITUD PATRÓN (mm) COMPARANDO ENTRE DÍAS Y ENTRE LOTES.	28
Tabla 5.1-2. REGRESIÓN LINEAL Ln peso VS Ln LP	29
Tabla 5.1-3. INCREMENTO EN PESO Y LONGITUD PATRÓN POR TRATAMIENTO.	29
Tabla 5.1-4. PRODUCCIÓN SEGÚN RICKER Y ALLEN.	30
Tabla 5.2-1. PROMEDIO Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DEL PESO TOTAL, PESO GONÁDICO E IGS DE <i>O. mossambicus</i> EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.	30
Fig. 5.2-1. PESO HÚMEDO E IGS DE <i>O. mossambicus</i> .	31
Fig. 5.2-2. DIÁMETROS CELULARES EN OVARIO DE <i>O. mossambicus</i> .	31
Fig. 5.2-3. HISTOGRAMAS DE FRECUENCIA DE DIÁMETRO CELULAR EN OVARIO DE <i>O. mossambicus</i> .	32
Fig. 5.2-4. DETALLE DEL OVARIO CON DIFERENTES ESTADÍOS DE LA OVOGÉNESIS DE <i>O. mossambicus</i>	32
Fig. 5.2-5 ESTRUCTURA DEL OVARIO DE <i>O. mossambicus</i> . 45 días.	33
Fig. 5.2-6. ESTRUCTURA DEL OVARIO DE <i>O. mossambicus</i> . 60 días.	34
Fig. 5.2-7. HISTOGRAMAS DE FRECUENCIA DE DIÁMETRO CELULAR EN TESTÍCULO DE <i>O. mossambicus</i> .	35
Fig. 5.2-8. DIÁMETROS CELULARES EN TESTÍCULO DE <i>O. mossambicus</i> .	36

Fig. 5.2-9. DETALLE DE TESTÍCULO DE <i>O. mossambicus</i> .	36
Fig. 5.2-10. ESTRUCTURA DEL TESTÍCULO DE <i>O. mossambicus</i> . 45 Y 60 días.	37
Tabla 5.3-1. ALIMENTO Y ENERGÍA INGERIDOS POR <i>O. mossambicus</i> EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.	39
Fig. 5.3-1. CONSUMO DE ALIMENTO POR INDIVIDUO DE <i>O. mossambicus</i> DURANTE LA ETAPA INICIAL Y FINAL DEL TRATAMIENTO.	39
Tabla 5.3-2. FACTOR DE CONVERSIÓN ALIMENTICIA EN <i>O. mossambicus</i> EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS DEL DÍA 30 AL 45 Y DEL 45 AL 60.	40
Tabla 5.3-3. HECES. % DE CENIZA, ENERGÍA PERDIDA EN CADA LOTE: F, EN <i>O. mossambicus</i> .	41
Fig. 5.3-2. ENERGÍA PERDIDA EN HECES DE <i>O. mossambicus</i> ETAPA INICIAL Y FINAL DEL TRATAMIENTO.	41
Tabla 5.3-4. ASIMILACIÓN DE CONOVER EN <i>O. mossambicus</i> .	42
Fig. 5.3-3. COMPORTAMIENTO DEL METABOLISMO RESPIRATORIO DE RUTINA DE <i>O. mossambicus</i> DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS.	43
Tabla 5.3-5. QO_2 DE <i>O. mossambicus</i> DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 45 DÍAS.	44
Tabla 5.3-6. QO_2 DE <i>O. mossambicus</i> DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 60 DÍAS.	44
Tabla 5.3-7: MODELOS AJUSTADOS DE LA RELACIÓN $QO_2 = K$ peso seco a EN <i>O. mossambicus</i>	45
Tabla 5.3-8: VALORES DE R: METABOLISMO RESPIRATORIO DE RUTINA EN <i>O. mossambicus</i> .	45
Fig. 5.3-4. COMPORTAMIENTO DE LA EXCRECIÓN DE NITRÓGENO EN <i>O. mossambicus</i> DURANTE LOS CICLOS DE 24 HORAS.	47
Tabla 5.3-9. $QN-NH_4$ DE <i>O. mossambicus</i> DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 45 DÍAS.	48
Tabla 5.3-10. $QN-NH_4$ DE <i>O. mossambicus</i> DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 60 DÍAS.	49
Tabla 5.3-11. PÉRDIDA DE ENERGÍA POR DESECHOS NITROGENADOS (U) EN <i>O. mossambicus</i> . COMPARACIÓN ENTRE LOTES	49
Tabla 5.3-12. P PRODUCCIÓN: ENERGÍA CANALIZADA A INCREMENTO EN MASA CORPORAL DIARIAMENTE POR <i>O. mossambicus</i> . COMPARACIÓN ENTRE LOTES.	49
Fig. 5.3-5. ENERGÍA CANALIZADA A PRODUCCIÓN POR <i>O. mossambicus</i> . CONTROLES Y TRATADOS CON HORMONA.	50
Tabla 5.3-13: ESTIMACIÓN DE LA ENERGÍA CANALIZADA A REPRODUCCIÓN EN HEMBRAS DE <i>O. mossambicus</i> . COMPARACIÓN ENTRE LOTES.	50
Tabla 5.3-14: BALANCE ENERGÉTICO CALCULADO PARA <i>O. mossambicus</i> . VALORES \pm ERROR ESTÁNDAR. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.	51
Fig. 5.3-6. ENERGÍA PROMEDIO CONSUMIDA: C, CANALIZADA A PRODUCCIÓN: P, METABOLISMO RESPIRATORIO: R Y PÉRDIDA EN HECES F Y DESECHOS NITROGENADOS: U, POR <i>O. mossambicus</i> . COMPARACIÓN ENTRE LOTES.	51
Tabla 5.3-15: VALORES MÍNIMOS, MEDIOS Y MÁXIMOS DEL BALANCE ENERGÉTICO CALCULADO PARA <i>O. mossambicus</i> . COMPARACIÓN ENTRE LOTES.	52
Fig. 5.3-7. PORCENTAJE DE ENERGÍA DESTINADA A CADA ELEMENTO DEL BALANCE ENERGÉTICO <i>O. mossambicus</i> . MODELOS AJUSTADOS. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.	53
Tabla 5.3-16: M_N/M_{O_2} Y PORCENTAJE DE PROTEÍNA OXIDADA EN <i>O. mossambicus</i> .	54
Tabla 5.4-1. ANÁLISIS PROXIMAL DE TEJIDO DE <i>O. mossambicus</i> EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.	55
Fig. 5.4-1. PORCENTAJE DE CENIZAS, PROTEÍNAS, AGUA Y MATERIA ORGÁNICA EN ORGANISMOS COMPLETOS DE <i>O. mossambicus</i> EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.	55
Tabla 5.5-1. RESUMEN DE RESULTADOS.	57

1. INTRODUCCIÓN

La carne de pescado representa del 15 al 20% de proteína animal consumida en el mundo. La demanda de productos pesqueros *per capita* varía entre países y grupos étnicos, en promedio se calcula en 13 kg, por lo que para proveer a la población mundial en 20 años se requerirán 55 millones de toneladas de productos acuáticos. En la actualidad la actividad pesquera se encuentra al límite de explotación sustentable; de hecho ya hay sobrepesca de algunas especies.

La acuicultura es la opción que se tiene para enfrentar las demandas nutricionales, actualmente contribuye con un 20 al 30% de la producción pesquera y se estima que se expanda 10% anual. La acuicultura de agua dulce representa el 59% de la producción acuícola total y 70% de la producción pesquera de aguas interiores. El 98% en peso de la producción en acuicultura de aguas continentales es de piscicultura, el restante 2% es de crustáceos y plantas; en contraste, en la producción de acuicultura marina sólo el 10% corresponde a cultivos de peces. Las especies más comunes cultivadas en aguas interiores son la tilapia, la carpa y el bagre, los cuales tienen precios bajos en el mercado (Masser, 2000).

En 1964 se introdujeron a nuestro país 3 especies de tilapia, *Oreochromis aureus*, *Oreochromis mossambicus* y *Tilapia rendalli*; las cuales arribaron a la Estación Piscícola de Temascal, Oaxaca. Para 1981 se introduce también *Oreochromis mossambicus* variedad roja proveniente de Florida, iniciándose su cultivo en los centros acuícolas de Zacatepec y El Rodeo, en el Estado de Morelos (Morales, 1991). En los años de 1986-87 se introdujo otro lote de tilapia roja proveniente de Costa Rica.

En México el cultivo o pesquerías de tilapia se ha desarrollado a tal grado que ocupa el primer lugar en acuicultura de aguas interiores, siendo en ocasiones la única fuente proteínica en comunidades aisladas por medio de cultivos de autoconsumo, o bien, un negocio altamente redituable con demanda nacional e internacional en diferentes presentaciones, siendo más utilizadas las especies de hábitos alimentarios micrófagos: *O. niloticus*, *O. mossambicus* y *O. aureus* (Arredondo-Figueroa y Lozano-Gracia, 1995)

Debido a la precocidad con la que se reproducen estos organismos se presentaron problemas con su cultivo, ya que los individuos eran menores a la talla y al peso mínimo comercial requerido. Esto se debió a que al aumentar la densidad en los estanques, los organismos reaccionaron al hacinamiento reduciendo su talla (Oduleye, 1982 y Lagler *et al.*, 1990). Para que las tilapias alcanzaran pronto la talla comercial surgieron nuevas técnicas que optimizaron y redujeron errores en los cultivos monosexuales. Estas técnicas son: inducción a la poliploidía, hibridación y reversión sexual.

La finalidad de los cultivos monosexo es principalmente la producción de machos, pues diversos estudios demuestran que los machos tienen una tasa de crecimiento mayor que la de las hembras (Serrano, 1990) debido a que éstas utilizan gran parte de la energía que tienen en la formación de los ovocitos. Balarin (1979) sugiere que el crecimiento es mayor en machos debido a que la conducta de éstos al alimentarse es más agresiva. Según Huet (1983) el macho crece más porque durante la incubación bucal la hembra no se alimenta y el macho sí.

De las técnicas para obtener un cultivo monosexo la más sencilla es la reversión sexual, que consiste en encauzar la diferenciación de la gónada hacia un sexo determinado; esto se obtiene mediante el uso de esteroides sexuales (hormonas sintéticas tanto masculinas como femeninas). Es decir, que aunque haya hembras genéticas o genotípicas (con genoma femenino), al asimilar la hormona proporcionada revertirán sexualmente a machos fenotípicos.

Aunado a las ventajas de obtener sólo individuos machos se observó que el uso de esteroides también aceleraba el crecimiento de los peces bajo tratamiento (Balarin, 1979). Sin embargo, se ha puesto particular énfasis en el fenómeno de la reversión sexual y se ha descuidado otra de las ventajas que también se produce con la administración de las hormonas: las modificaciones que experimenta su bioenergética, las cuales pudieran dar como resultado la aceleración del crecimiento que se presenta en los individuos sometidos al tratamiento.

El objetivo principal de la piscicultura es maximizar el crecimiento de los organismos y minimizar costos; acelerando el incremento en biomasa de los organismos se reduce el tiempo de cultivo y mejorando la eficiencia de asimilación del alimento se abate el monto de inversión en alimento de engorda. El empleo de esteroides anabólicos ha dado resultados positivos en la promoción de crecimiento en salmónidos y ciprínidos. Sin embargo, la inversión en estos compuestos no ha permitido que la técnica sea rentable, por lo que se requiere más investigación al respecto, considerando otros importantes aspectos, como son: la dosis empleada, el tiempo de administración, la temperatura del agua, la calidad del alimento y que no provoquen efectos colaterales (Weatherly y Gill, 1989).

Las hormonas masculinas más usadas son la 17 metil-testosterona, 17 etiniltestosterona, 11 ketotestosterona, propionato de testosterona, androsterona y metil-androsterol (Hernández, 1983). El propionato de testosterona y otros derivados tienen la ventaja de que su venta no requiere receta médica ni permiso especial de la Secretaría de Salud, se puede adquirir fácilmente en las farmacias y su costo es mucho menor que el de la metil-testosterona, por lo que representan una buena opción en la investigación piscícola como promotores de crecimiento.

2. ANTECEDENTES

2.1. DESCRIPCIÓN Y DATOS BIOLÓGICOS DE LA ESPECIE.

La familia Cichlidae incluye peces comprimidos lateralmente, perciformes, con un solo orificio nasal a cada lado de la cabeza; la aleta dorsal posee anteriormente una porción espinosa y posteriormente una porción radial, la línea lateral se encuentra interrumpida a la altura de la porción radial de la aleta dorsal y continúa por debajo de ésta hasta donde comienza la aleta caudal.

SUPERCLASE: Pisces

CLASE:

Actinopterygii

SUBCLASE:

Neopterygii

DIVISIÓN:

Teleostei

SUBDIVISIÓN:

Euteleostei

SUPERORDEN:

Acanthopterygii

SERIE:

Percomorpha

ORDEN:

Perciformes

SUBORDEN:

Labroidei

FAMILIA: Cichlidae

GÉNERO: *Oreochromis*



Fig. 2.1 *Oreochromis mossambicus*.
Tomado de Froese y Pauly, 2004.

(Nelson, 1994 /Lagler, *et al* 1990)

Oreochromis mossambicus (Peters 1852) posee los siguientes caracteres distintivos, de acuerdo con Trewavas (1983):

- ❖ papila genital del macho simple o con una muesca distal superficial
- ❖ mandíbulas alargadas en machos maduros
- ❖ la coloración original de hembras y machos no reproductivos es plateada con 2 a 5 manchas medio-laterales y algunos con series dorsales, el macho es negro con partes blancas en la zona ventral de la cabeza y márgenes rojos de las aletas dorsal y caudal
- ❖ de 28 a 31 vértebras, generalmente 30
- ❖ espinas dorsales XV-XVII moda XVI, radios dorsales totales 26-29 moda 28
- ❖ espinas anales III
- ❖ de 14 a 20 branquiespinas, modas 17 y 18
- ❖ dientes faríngeos muy finos, el área dentígera con lóbulos estrechos, la pala en los adultos es más grande que el área dentígera.
- ❖ aleta caudal no densamente escamada

La principal diferencia entre los géneros *Tilapia* y *Sarotherodon* es la estrategia de reproducción, ciertos aspectos morfológicos y su nivel trófico; en las tilapias del género *Tilapia* el desove y cuidado de los huevos y la cría se realiza en el sustrato; poseen de 7 a 16 branquiespinas en la parte baja del arco branquial y son herbívoras. Las tilapias del género *Sarotherodon* desovan en el sustrato pero incuban a los huevecillos en la boca (incubadores bucales); poseen de 10 a 28 branquiespinas en la parte inferior del arco branquial y son principalmente planctófagas (Balarin, 1979).

Anteriormente *Oreochromis* era un subgénero de *Sarotherodon*, hasta 1983, cuando es elevado a la categoría de género. La diferenciación y separación de los géneros *Sarotherodon* y *Oreochromis* se basa en que en el primer género la incubación bucal es biparental, mientras que en el segundo es sólo maternal (Lowe-McConnell 1991).

2.2. NUTRICIÓN

O. mossambicus es considerada como una especie omnívora, ya que en su medio natural consume fito y zooplancton, insectos, así como vegetación sumergida y flotante. Los requerimientos nutricionales para esta especie de tilapias son: proteínas del 28 al 36% en crías y del 29 al 40% en juveniles. Se debe incluir los 10 aminoácidos esenciales: arginina 1.6-0.9%, histidina 0.9%, isoleucina 0.97%, leucina 1.14%, lisina 1.6-1.17%, metionina 1.3-0.6%, fenilalanina 0.7%, treonina 0.73%, triptófano 0.77% y valina 0.53% (Alceste y Jory, 2000)

Óptimamente el alimento debe contener un 10-20% de lípidos incluyendo omega 3 y ácidos grasos y más del 25% de carbohidratos; de otra manera el gasto de proteínas se incrementa (SEPESCA, 1988a), además se ha comprobado el incremento en peso y la tasa específica de crecimiento con la administración de 2 raciones diarias en clima templado (Cho y Jo, 2002).

Se estima que alrededor del 85% de la energía que utilizan las tilapias en actividades de rutina provienen del catabolismo de aminoácidos, y el elevado contenido protéico en la dieta implica un considerable gasto energético en procesos de digestión, el cual puede representar un 20% de la energía ingerida (Wood, 2001).

Luquet (1989) analizó la relación entre el contenido de proteínas en el alimento y la tasas de alimentación, Wang (1985) calculó que si para *O. niloticus* el óptimo nivel de proteína era 25% a una tasa de alimentación de 3.5% de su peso corporal, existe una relación inversa entre el nivel en la dieta y la tasa de alimentación para una máxima asimilación de N. Los valores oscilan entre 20% de proteína con una tasa de alimentación de 4.4% p.c. hasta 40% de proteína con una tasa de alimentación de 2.2%.

2.3. REPRODUCCIÓN

La reproducción está controlada por el eje hipotálamo-hipófisis-gónadas, en el cual los estímulos ambientales son detectados mediante los órganos de los sentidos. La información es transmitida al hipotálamo, que bajo condiciones favorables produce factores liberadores de gonadotropinas mismos, que son captados a la adenohipófisis provocando la síntesis de gonadotropinas, que a su vez son recibidas por las gónadas estimulando su actividad. Los ovarios y testículos activos segregan hormonas gonádicas, que pasan al torrente sanguíneo y son percibidas por el hipotálamo (Ruiz Durá, 1988). Se ha comprobado que este proceso mantiene una estrecha relación con el comportamiento del organismo y las interacciones sociales, así como con la fertilidad. (Baroiller y Jalabert, 1989; Soma *et al.*, 1996 y White *et al.*, 2002).

Las tilapias de incubación oral como *O. mossambicus* tienen una fecundidad de más de 350 huevos, relativamente baja comparándola con especies que desovan en sustrato como *Tilapia zillii* que exceden los 12,000 huevos por puesta. Asimismo, el diámetro de los huevos en los incubadores bucales es superior a los 2 mm, mientras que en los desovadores de sustrato es de 1.5 mm en promedio. Los periodos entre desoves son más prolongados en los primeros, de 30 a 50 días, mientras que en los segundos pueden ser de tan sólo una semana. La dinámica del patrón asincrónico de maduración en las tilapias da como resultado que en el ovario existan ovocitos en vitelogénesis tardía e incluso maduros a los pocos días de transcurrido el desove (Coward y Bromage, 2000).

A partir del alcance de la primera madurez sexual, los organismos de desove múltiple, como *O. mossambicus*, incrementan su fecundidad hasta alcanzar un óptimo; rebasando esta edad la fecundidad decrece. La madurez sexual es alcanzada a los dos o tres meses de edad; las hembras pueden producir de 100 a 300 o más huevecillos por desove y se reproducen todo el año a intervalos de 30 a 40 días, excepto en climas subtropicales, donde la reproducción es interrumpida en la temporada fría (Hepher y Pruginin, 1991). El macho adulto en condiciones de apareamiento establece un territorio de 30-40 cm, limpia el fondo y defiende su nido de cualquier otro macho. La hembra es atraída a desovar, esparce los huevecillos en el nido y el macho los fecunda; inmediatamente la hembra los recoge y los mantiene incubando en la boca, razón por la cual deja de alimentarse durante este período.

El desarrollo embrionario dura de 60 a 72 horas. Cuando los alevines eclosionan permanecen en la cavidad bucal de su madre de 5 a 8 días más, dependiendo de la temperatura. Comienzan a hacerse independientes progresivamente, regresando a la boca materna en momentos de peligro. Cuando las crías son liberadas por la madre 3 o 4 semanas después del desove forman un cardumen compacto que nada inicialmente cerca de la superficie (Morales, 1991).

2.3.1. ESTRUCTURA HISTÓLOGICA DE LAS GÓNADAS

Testículos: Los testículos son órganos elongados pareados que se encuentran unidos a la pared dorsal del cuerpo. El conducto espermático principal (vaso deferente) se origina en la parte mesodorsal posterior de cada testículo y termina en la papila urogenital localizada entre el recto y los conductos urinarios. Existen dos formas básicas de organización testicular: lobular y tubular (Fig. 2.2 A y B), la tilapia presenta testículo lobular. Este tipo de testículo se conforma por numerosos lóbulos, los cuales se encuentran separados unos de otros por una fina capa de tejido conjuntivo (Nagahama, 1983).

Dentro de los lóbulos las espermatogonias (Fig. 2.2 A Eg) primarias realizan múltiples divisiones mitóticas; de esta manera se forman quistes, que contienen espermatogonias secundarias. Los quistes contienen un gran número de células que maduran de forma simultánea durante la espermatogénesis y espermiogénesis, hasta que finalmente, cuando el espermatozoide está listo, el quiste se rompe liberando su contenido al conducto espermático (Fig. 2.2 A Ed).

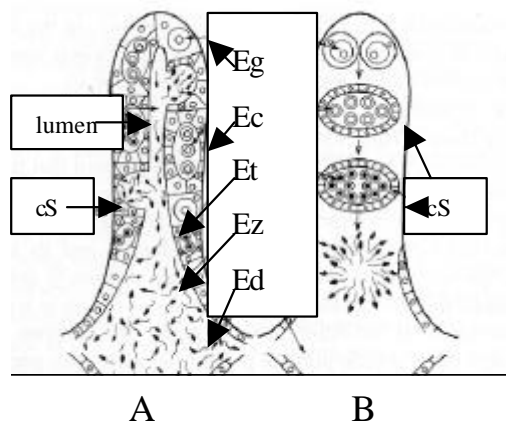


Fig. 2.2 Estructura testicular A: lobular (no restringido), B: tubular (restringido). Tomado de Nagahama 1983. cS: células de Sertoli; Eg: espermatogonias; Ec: espermatocitos; Et: espermatidas; Ez: espermatozoides; Ed: ducto espermático.

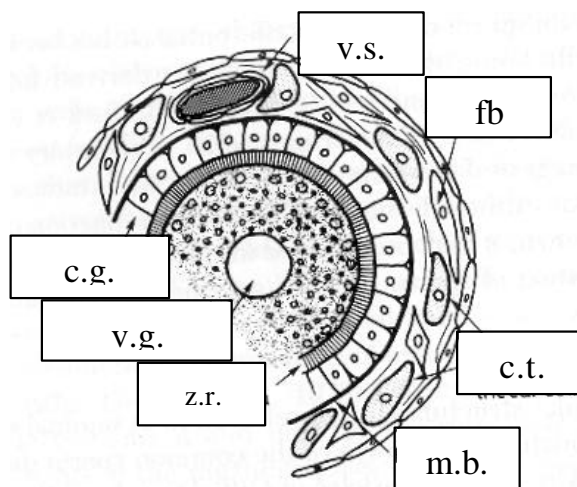
El intersticio entre lóbulos consiste de células intersticiales, fibroblastos y vasos sanguíneos y linfáticos. Las células del borde del lóbulo se consideran homólogas a las de Leydig por algunos autores; otros dudan de su función esteroideogénica. En algunas especies, en donde las células del borde del lóbulo se encuentran separadas del intersticio por una membrana basal, se consideran homólogas a las células de Sertoli (Fig. 2.2 A cS), dado que se encuentran en estrecha relación con las espermatidas y espermatozoides en desarrollo, además de mostrar características que suponen una función fagocítica y de transporte de metabolitos.

encuentran separadas del intersticio por una membrana basal, se consideran homólogas a las células de Sertoli (Fig. 2.2 A cS), dado que se encuentran en estrecha relación con las espermatidas y espermatozoides en desarrollo, además de mostrar características que suponen una función fagocítica y de transporte de metabolitos.

El índice gonadosomático (IGS) es comúnmente empleado para describir el ciclo reproductivo anual, acompañado por el análisis histológico y a su vez el análisis morfométrico de los diferentes tipos celulares encontrados. Grier y Taylor (1998) describieron estos cambios anuales en *Centropomus undecimalis*, definieron la etapa de regresión, en la que encontraron sólo espermatogonias primarias; la etapa de maduración temprana en la que se encontraron el epitelio germinal activo; en la maduración media las células germinales y sus células de Sertoli asociadas ya no forman un continuo con los lóbulos cercanos a los ductos testiculares. En la maduración tardía las regiones proximales del testículo se llenan con espermatozoides. La última etapa, la regresión se caracteriza por la disminución del testículo.

Ovarios: En las tilapias son órganos pareados elongados que consisten en tejido de soporte o estroma, vasos sanguíneos, tejido nervioso, ovogonias y ovocitos con sus respectivas células foliculares. En teleósteos se identifican dos tipos de ovarios: los sincrónicos, en los que todos los ovocitos se encuentran en el mismo estado de desarrollo y son característicos de especies que desovan sólo una vez, como el salmón y la anguila, y los asincrónicos, en los cuales coexisten ovocitos en diferentes etapas de desarrollo y son propios de especies que desovan varias veces en su vida, tal es el caso de la tilapia.

Grier (2000) los describe como órganos huecos, con numerosas proyecciones de lamelas que contienen ovocitos previtelogénicos, con crecimiento primario y vitelogénicos. En la etapa de crecimiento primario proliferan nucléolos dentro del núcleo, Durante el desarrollo temprano del ovocito proliferan nucleolos que se organizan en posición perinuclear éste es rodeado por una capa de células foliculares (Fig. 2.3); mientras éste crece las células foliculares se multiplican y forman una capa folicular (células de la granulosa, Fig. 2.3 c.g.).



Simultáneamente el tejido conjuntivo del estroma organiza una cobertura folicular externa: la teca (Fig. 2.3 c.t.), que incluye fibroblastos (Fig. 2.3 fb), fibras de colágena y vasos capilares (Fig. 2.3 v.s.). Una vez que el ovocito ha madurado es liberado a la cavidad ovárica, que se continúa con el oviducto.

Fig. 2.3 Estructura folicular en peces. Tomado de Nagahama 1983. c.g.: células de la granulosa; v.g.: vesícula germinal; z.r.: zona radiada; m.b.: membrana basal; c.t.: células de la teca; fb: fibroblastos, y v.s.: vasos sanguíneos.

2.3.2. GAMETOGENESIS

Espermatogénesis y espermiogénesis. Los diferentes estadios se distinguen en base a su morfología nuclear y citoplásmica. La formación de un quiste inicia por divisiones mitóticas de las espermatogonias, entonces éstas se transforman en espermatocitos primarios. La primera división meiótica da como resultado dos células hijas, los espermatocitos secundarios, que al terminar la segunda división meiótica se transforman en espermátidas. Este último tipo celular no tiene la capacidad de fecundar a pesar de ser haploide, requiere ser procesado hasta diferenciarse en espermatozoide, proceso conocido como espermiación, caracterizado por la reorganización del núcleo y citoplasma y el desarrollo de un flagelo.

Las espermatogonias se ubican en la región basal de un quiste y están separadas de la membrana basal por una delgada porción de citoplasma de las células de Sertoli. Se han reconocido al menos dos tipos de espermatogonias (Fig. 2.4 Eg), las primarias y las secundarias, siendo las primeras de mayor diámetro.

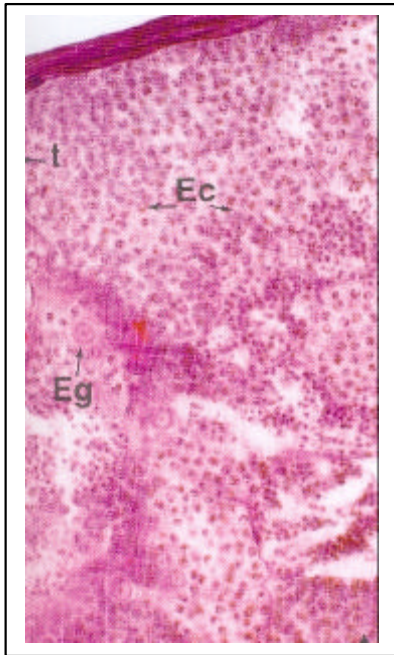
El citoplasma de los espermatoцитos primarios (Fig 2.4 Ec) es más electrodenso que el de las espermatogonias y presenta puentes intercelulares. Su núcleo se caracteriza por presentar abundante cromatina condensada irregularmente; durante el paquíteno meiótico se observan complejos sinaptonémicos. Los espermatoцитos secundarios rara vez son observados dado que su existencia es muy reducida al dividirse rápidamente en espermátidas. Su diámetro es menor al de los espermatoцитos primarios y mayor al de las espermátidas.

Las espermátidas se caracterizan por su diámetro reducido y su núcleo pequeño de densidad cromática (Fig 2.5 y 2.6 Et). Los espermatozoides se distinguen por la reducción del citoplasma, marcando la diferencia entre la “cabeza”, “cuello” y el flagelo (Fig 2.5 z).

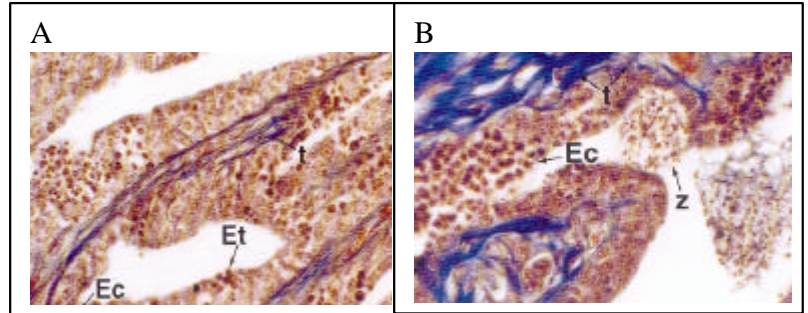
Ovogénesis y vitelogénesis. Se han empleado varios criterios para caracterizar cada etapa, como la talla, cantidad y distribución de inclusiones celulares. En 1965 Yamamoto describió 8 fases en la ovogénesis de la trucha arco iris: nucléolo-cromatina, perinucleolo (temprano y tardío), gota de aceite, vitelo primario, secundario y terciario, y maduración. Cada una se define por su talla, apariencia del núcleo y nucléolo, y el tipo y la localización de las inclusiones citoplásmicas.

Las ovogonias (Fig. 2.9-a) pasan a la etapa de **nucléolo-cromatina** (Fig. 2.9-b), que se caracteriza por un nucléolo conspicuo asociado con hebras de cromatina. Junto con el crecimiento del ovocito, el núcleo incrementa su talla y se multiplican los nucléolos, organizándose en torno de la periferia nuclear, lo que caracteriza a la fase de **perinucleolo temprano** (Fig. 2.9-c y d). El ovocito continúa incrementando su talla y encontrándose en diplóteno, es posible observar cromosomas plumosos; ésta es la etapa de **perinucleolo tardío**, en la cual se pueden observar pequeñas masas yuxtanculares con características basófilas (Fig. 2.9-e), que se han denominado “núcleos vitelinos” o “cuerpos de Balbiani”. Se trata de estructuras heterogéneas compuestas por mitocondrias, aparato de Golgi, retículo endoplásmico liso, cuerpos multivesiculares y gránulos lipídicos. Se ha encontrado que está relacionado con una lamela anular en ciprínidos. Se piensa que su función está relacionada con concentrar la formación de organelos dentro de la célula.

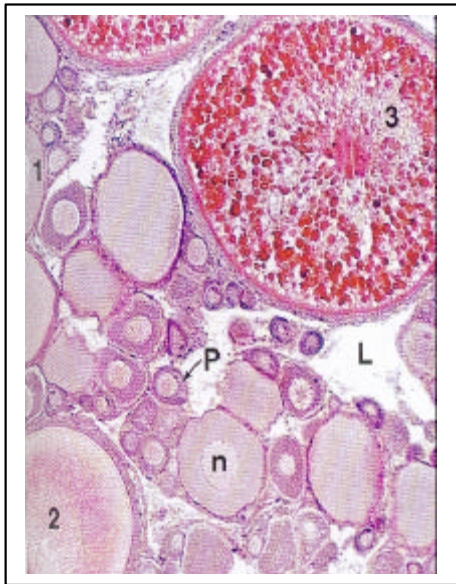
Durante la vitelogénesis el ovocito aumenta su talla de manera prolongada. Este crecimiento es controlado por gonadotropinas de la pituitaria y se atribuye básicamente a la acumulación de vitelo. Existen tres distintos tipos de material vitelino: las gotas de aceite, las vesículas vitelinas y los glóbulos de vitelo; en general las primeras en aparecer son las gotas de aceite (Fig.2.9-g), en el área perinuclear, de donde migran a la periferia en los estadios tardíos. Las *vesículas de vitelo* (Fig. 2.9-f) aparecen durante el crecimiento secundario del ovocito, primero en la zona externa y en la mitocondrial; se cree que involucran retículo endoplásmico y aparato de Golgi en la formación autosintética de vitelo (vitelogénesis endógena). El ovocito crece, aumenta talla y número de vesículas vitelinas que hacia la etapa madura del ovocito migran a la periferia y conforman el alveolo cortical, cuyo contenido es liberado al espacio perivitelino en la fecundación.



? Fig. 2.4 Testículo de pez *Sphaeroides annulatus* (botete). Región periférica del testículo. T: trabéculas, Espermatogénesis en dirección longitudinal, células germinales en etapas tempranas, espermatogonias (Eg), espermatocitos primarios (Ec). H-E 200x. Tomado de Estrada y Uribe 2002.

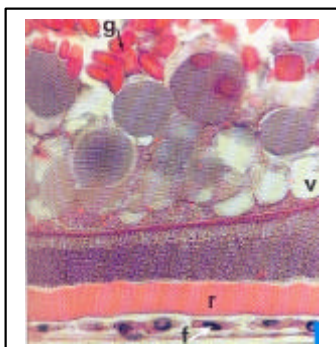
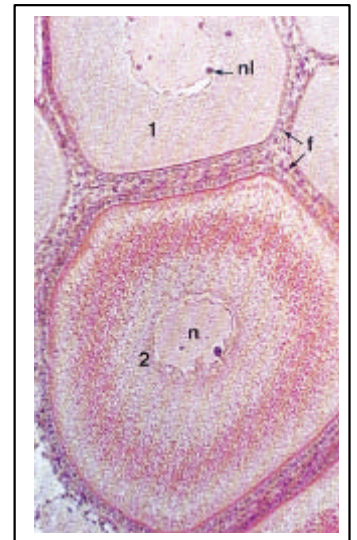


? Fig. 2.5 A y B. Testículo de pez *Sphaeroides annulatus* (botete). Región media (A) y central (B). Trabéculas (t), espermatocitos (Ec), espermátidas (Et), espermatozoides (z). Masson 500x. Tomado de Estrada y Uribe 2002.



? Fig. 2.6 Ovario de pez *Sphaeroides annulatus* (botete). Ovocitos en previtelogénesis (P), núcleo (n), vitelogénesis endógena (1), vitelogénesis exógena (2) y vitelogénesis exógena avanzada (3), luz del ovario (L) H-E 32x. Tomado de Estrada y Uribe 2002.

? Fig. 2.7 Ovario de pez *Sphaeroides annulatus* (botete). Ovocitos en vitelogénesis endógena (1) y exógena (2), núcleo (n), nucléolo (nl), epitelio folicular (f). H-E 200 x. Tomado de Estrada y Uribe 2002.



? Fig. 2.8 Ovario de pez *Sphaeroides annulatus* (botete). Periferia del folículo ovárico, gránulos de vitelo (g), vesículas vitelinas (v), zona radiada (r), células foliculares (f). H-E 500 x. Tomado de Estrada y Uribe 2002.

Los *glóbulos vitelinos* (Fig. 2.9-i, j) están conformados por la fusión de pequeñas vesículas que aparecen en la periferia del ovocito. Conforme avanza la vitelogénesis, la mayor parte del citoplasma es ocupado por gran cantidad de glóbulos de vitelo rodeados por una membrana; en la etapa final estos glóbulos se pueden fusionar en uno solo. En este proceso interviene la vitelogenina, proteína producida por el hígado en respuesta al 17β -estradiol; es liberada al torrente sanguíneo y transportada al ovario donde es incorporada al ovocito por micropinocitosis, lo que constituye la heterosíntesis del vitelo (vitelogénesis exógena).

La etapa de núcleo migratorio (Fig. 2.9-k) se presenta al final de la vitelogénesis. Es el primer evento visible de la maduración: el núcleo o vesícula germinal migra al polo animal y finalmente en la etapa de arresto (Fig. 2.9-l), en la que el citoplasma está lleno de plaquetas de vitelo, se desarrolla un retículo endoplásmico tubular y el alveolo cortical está formado y alineado junto a la superficie vitelina.

Cerdá, *et al.* (1998) comprobaron que las uniones gap heterologas entre el ovocito y las células de la granulosa de folículos ováricos en vitelogénesis tardía del teleosteo *Fundulus heteroclitus* tienen comunicación y al inhibir el paso se inicia el reestablecimiento de la meiosis, indicando que las células de la granulosa mantienen el arresto meiótico.

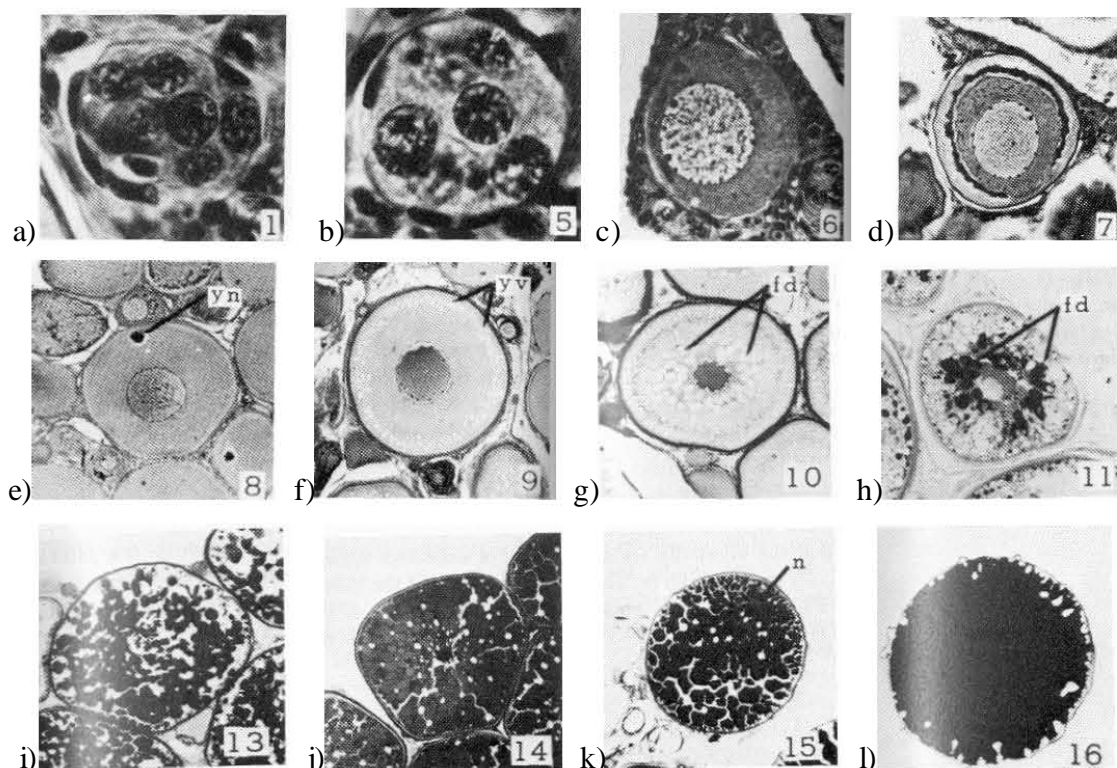


Fig. 2.9 Etapas de la ovogénesis, Tomado de Nagahama 1983. a: ovogonias; b: nucléolo-cromatina; c y d: perinucléolo temprano; e: perinucléolo tardío; f: vesículas de vitelo; g y h: gotas de aceite; i y j: glóbulos vitelinos; k: núcleo migratorio l: ovocito maduro.

Los esteroides tienen efectos directos sobre las gónadas, al respecto se han realizado varios estudios:

Holland *et al.* (2000) comprobaron las respuestas del eje reproductivo de machos juveniles de *Morone saxatilis* ante estímulos hormonales, además se comparó con machos recién maduros. Los tratamientos a largo plazo de varias combinaciones de testosterona, GnRHa y pimizida no dieron como resultado una mayor incidencia de machos recién maduros, pero sí estimularon levemente la Espermatogénesis en peces juveniles. En machos recién maduros los tratamientos parecieron ser inhibitorios dando como resultado la reducción del IGS y la incidencia de machos en espermiación, el contenido de LH en pituitaria se elevó con la administración de GnRHa únicamente, mientras que en los juveniles se requirió una combinación de testosterona y GnRHa. Entonces la estosterona puede jugar un papel muy importante durante la pubertad potenciando los efectos de la GnRH sobre la síntesis de LH. En ambos grupos, una dosis única de 50µg GnRHa/Kg al final del experimento provocaron una súbita elevación de los niveles de LH.

Yeh, *et al.* (2003) examinaron la eficiencia de varias dosis de una mezcla de andrógenos: testosterona, metiltestosterona y propionato de testosterona en partes iguales para la inducción del cambio de sexo de *Epinephelus coioides*. La mezcla en dosis de 1 a 20000µg/Kg p.c. fue implantada dentro de cada pez (pc 1.7Kg) en julio (estación post-desove), y el estado gonádico y la testosterona en plasma fueron monitoreados a diferentes intervalos de tiempo durante 90 días. El IGS, IHS, histología de la gónada y concentración de esteroides sexuales en plasma fueron determinados después de 90 días de la implantación. La testosterona implantada fue liberada durante 60 días. La mezcla a dosis mayores de 1000µg /Kg fue capaz de inducir la transición de sexo y completar la espermatogénesis en la fase funcional de macho. Dosis bajas indujeron el desarrollo ovárico así como el incremento del IGS e IHS.

2.4. CRECIMIENTO

El crecimiento de las tilapias es isométrico y depende en gran medida de la temperatura, la densidad de organismos y alimentación. En la Tabla 2.1 se presenta la talla y peso estimados para cada etapa de su desarrollo en estanquería.

Tabla 2.1 DESARROLLO DE *O. mossambicus*.

ESTADIO	TIEMPO días	TALLA cm	PESO g
HUEVO	3-5	0.2	0.01
ALEVÍN	10-15	0.7 -1.0	0.10 -0.12
CRÍA 1 Y 2	15 - 30	3 - 5	0.5 - 4.7
JUVENIL	45 - 60	7 - 12	10 - 50
ADULTO	70 - 90	10 - 18	70 - 100

TOMADO DE SEPESCA, 1988a.

2.4.1. ESTUDIOS HORMONALES Y PROMOCIÓN DE CRECIMIENTO

Existen varios estudios, principalmente de reversión sexual en peces, y específicamente en tilapia, en los que se han obtenido resultados de una promoción del crecimiento al administrar esteroides vía alimento a crías, durante periodos que van de 30 a 90 días. Otro dato notable en este tipo de estudios es que la calidad de la carne en cuanto a contenido proteínico se mejora con este tipo de tratamientos. Ambas cuestiones, tanto crecimiento como mejor asimilación, denotan que el esteroide está alterando y optimizando el balance energético del organismo.

En el estudio llevado a cabo por Tayamen (1978) se observó que los peces tratados con andrógenos crecían a un ritmo mayor que los tratados con estrógenos y que los peces de su grupo control. Según cita Nagy (1981) la cantidad de hormona para acelerar el crecimiento en la carpa dorada (*Carassius auratus*) es de 1 µg de MT por g de alimento y para lograr la reversión es de 10-50 µg.

Billi y Lilley (1985) observaron cambios de conducta en machos, diferencias en proporción de sexos e incremento de interacciones de cortejo en *O. mossambicus* al aplicar andrógenos por inmersión y por alimento.

En 1989 Chaudhary y colaboradores estudiaron el efecto de la conversión alimenticia y el crecimiento en tilapias *O. mossambicus* y carpas *C. carpio* alimentadas con tiroxina y con triyodotironina en distintas dosis durante 75 días, encontrando que la dosis de 20 mg/kg era la efectiva para promover crecimiento.

Salinas (1995) encontró que a las tilapias *O. mossambicus* tratadas con propionato de testosterona y otros ésteres de testosterona aumentaban su tasa de crecimiento significativamente, además de que la mortalidad disminuía notablemente en los lotes de organismos tratados con respecto a los organismos control.

Okoko y Phelps (1995) trabajaron con distintas dosis de metiltestosterona administradas vía oral a crías de *O. niloticus* durante 28 días y comprobaron que las dosis óptimas para reversión sexual son de 15 a 60 mg/kg de alimento. Dosis menores o más altas no tienen el efecto esperado, existe un incremento en la proporción de individuos intersexo y por arriba de este rango hay un efecto de feminización.

Graham *et. al.* (1995) realizaron un estudio de crecimiento en cultivos de *O. niloticus* en cultivos mixtos, machos revertidos sexualmente y machos genéticamente obtenidos de cruzas entre machos con genotipo YY y hembras normales XX. Reportaron un incremento en el crecimiento del grupo de machos genéticamente obtenidos con respecto al grupo revertido, ambos mayores con respecto al mixto

En el ámbito comercial se ha reportado que al revertir sexualmente a las tilapias con una dosis de 40 mg/kg de alimento se acelera el crecimiento en un 20% de la población que en 6 meses alcanza los 459 g y el restante en 8 meses (Delgadillo, 1996). Weatherley y Gill (1987) reportan que los peces tratados con esteroides tienen una asimilación mayor de nitrógeno, ya que las excretas de los animales tratados presentaban un contenido de nitrógeno más bajo con respecto a los animales control. También señalan que el contenido de proteínas y lípidos en el músculo (la parte comestible) se ven incrementados, en tanto las cenizas disminuyen en los animales tratados.

El propionato de testosterona aplicado en humanos vía intramuscular es totalmente biodisponible. Este componente es liberado gradualmente desde el depósito y es separado en testosterona y ácido propiónico. Las concentraciones máximas de testosterona de 25 ± 13 ng/ml fueron registradas aproximadamente a las 24 horas después de la inyección intramuscular de 50 mg de propionato de testosterona en un adulto joven. A continuación, los niveles plasmáticos de testosterona disminuyeron con una vida media cercana a un día y alcanzando valores de 0,5 ng/ml alrededor del quinto día posterior a su administración. El valor de un día de vida media representa la liberación del éster desde el depósito intramuscular. La velocidad de aclaramiento ("clearance") metabólico promedio de la testosterona desde el plasma es de 11 ± 4 ml/min/kg aproximadamente.

La testosterona que es originada en la división del éster del propionato de testosterona es metabolizada y excretada por la misma vía que la testosterona endógena. El ácido propiónico es metabolizado por β -oxidación en la misma vía que otros ácidos carboxílicos alifáticos. Los metabolitos de la testosterona son eliminados aproximadamente el 90% por vía renal y el 10% con la bilis. En un estudio realizado con propionato de testosterona marcado radioactivamente, se encontró que la eliminación renal está caracterizada por una vida media de 1.2 días. Green y Teichert-Coddington (2000) comprobaron que los metabolitos se eliminan de los tejidos de la tilapia en periodos de 6 a 50 días (dentro del rango permitido por la FDA), por lo que existe la certeza de que la hormona será completamente eliminada antes de que el organismo sea consumido; además los análisis en los efluentes de las granjas que siguen este protocolo demostraron no tener efectos adversos significativos en el ambiente.

La testosterona posee una alta unión a proteínas, en particular a la albúmina y a la SHBG (globulina fijadora de hormonas sexuales). La biodisponibilidad absoluta de la testosterona a partir del éster es casi completa, indicando una rápida y eficiente división del éster como primer paso en la biotransformación. La testosterona, que es originada en la división del éster del propionato de testosterona, es metabolizada y excretada por la misma vía que la testosterona endógena. El ácido propiónico es metabolizado por β -oxidación en la misma vía que otros ácidos carboxílicos alifáticos.

2.5. BIOENERGÉTICA

La bioenergética es el estudio de la transformación de la energía en los seres vivos. El balance energético se puede expresar en la siguiente ecuación:

$$C = P + R + F + U$$

Donde C es el consumo de alimento, P es la producción, incluyendo crecimiento, R es el metabolismo respiratorio, F la pérdida en heces, y U la pérdida en desechos nitrogenados (excreción) (Schreck y Moyle 1990).

Igualando la ecuación anterior con la de la primera ley de la termodinámica se obtiene:

$$\begin{aligned}\Delta H_S &= (H_1 - H_2 + (Q_1 - Q_2)) \\ P &= (C - (F + U) + (-R))\end{aligned}$$

donde

ΔH_S = el cambio en la entalpía del sistema, o el calor contenido a una temperatura y presión constante.

H_1 = la entalpía contenida en el material que entra al sistema.

H_2 = la entalpía contenida en el material que sale del sistema.

Q_1 = energía calórica entrando al sistema.

Q_2 = energía calórica saliendo del sistema.

De esta manera la P de producción o crecimiento se puede cuantificar en contenido de energía (Phillipson, 1976).

Si se determina el valor energético de la materia orgánica, incluyendo seres vivos, la biomasa se puede expresar en unidades de energía; de esta manera un balance energético puede expresarse en calorías o en joules, unidades de energía mecánica considerada en el sistema internacional. La equivalencia es de

$$\begin{aligned}1 \text{ joule} &= 2.388 \times 10^{-4} \text{ Kcal} \\ 1 \text{ cal} &= 4.187 \times 10^7 \text{ ergs} = 4.187 \text{ joules.}\end{aligned}$$

La cantidad de grasa, proteína y carbohidratos en la materia orgánica es multiplicada por un cociente determinado, en el caso de peces es 4.10 Kcal/g de carbohidratos, 8.66 Kcal/g de grasas y 5.65 Kcal/g de proteínas. La bomba calorimétrica es el instrumento para obtener el valor calórico total (Górecki, 1986). De la misma manera, si se conoce el valor calórico del alimento consumido y de las heces resultantes de tal ingesta, se puede calcular la eficiencia de asimilación del organismo.

En el caso de los desechos nitrogenados, los teleósteos dulceacuícolas se consideran amoniotélicos ya que excretan la mayor parte de sus grupos amino en forma de amoníaco, que se libera del cuerpo en una orina muy diluida y también por el epitelio branquial (Eckert y Randall, 1989). La cantidad de amonio excretado se puede convertir a equivalentes de energía mediante el valor de (Q_{ex}) 20.48 KJ g⁻¹. Brafield y Solomon (1972) y Elliot y Davison (1976) refieren un equivalente de 5.94cal/mgNH₄. El NH₃-NH₄⁺: amoníaco-amonio, es el principal desecho nitrogenado en peces, el amoníaco es altamente tóxico, mientras que su forma ionizada no lo es.

El amoníaco (forma no ionizada NH_3) es producto de un número limitado de reacciones, cuando grupos no protonados son removidos. Sin embargo la producción muscular por catabolismo de AMP ha sido implicada como una adaptación post-ejercicio para estabilizar el pH en peces. Esta molécula es altamente permeable a través de las membranas y como su presión parcial es mayor en el interior de la célula, simplemente sale por difusión. Tan pronto como sale el NH_3 será reemplazado del contenido de NH_4^+ con la liberación de un protón, que es transportado fuera de la célula mediante intercambio Na^+/H^+ o H^+ -ATPasa u otro transportador. El gradiente de presión parcial de NH_3 se mantiene debido a que una vez fuera de la célula se combina con un protón, transformándose en NH_4^+ .

También existe un equivalente del consumo de oxígeno en energía (Caulton, 1978), el que nos permite conocer los costos de energía por metabolismo aerobio. Bishop *et al.* (1980) reportan el equivalente calórico de 3.31 cal/mg O_2 .

La relación O:N permite estimar el sustrato metabólico empleado como fuente de energía, ya sean proteínas, lípidos o carbohidratos (Ozuna, 2000); diferentes autores han establecido valores característicos por sustrato. Mayzaud y Conover (1988) determinaron que la relación O:N característica de proteínas es de 3-16, mientras que valores de 50 a 60 indican oxidación de lípidos y proteínas; Dall y Smith, 1986 y Taniguchi, 1986, estimaron que un valor de $\text{O:N} < 24:1$ representa la oxidación de lípidos, y $\text{O:N} > 24:1$ indica oxidación de proteínas. Wood (2001) describe una extensión de la teoría metabólica adecuada al metabolismo respiratorio de peces, el coeficiente de nitrógeno NQ que relaciona también el oxígeno consumido y el nitrógeno excretado: M_N/M_{O_2} .

Los estudios sobre bioenergética de peces son de gran relevancia, ya que mediante la comprensión, experimentación y optimización de su balance energético se pueden alcanzar las condiciones óptimas para desarrollar la piscicultura, razón por la cual encontramos básicamente estudios de especies comerciales.

Se han estudiado los elementos del balance energético de la carpa herbívora *Ctenopharyngodon idella* en cuanto a su asimilación de proteínas con alimentos de origen animal y vegetal, conversión del nitrógeno y balance energético (Fischer, 1972a; 1972 b; 1973; 1977).

En pescado blanco, especie con doble interés por ser la carne de pescado de aguas interiores más cotizada y por tratarse de una especie endémica, se han desarrollado trabajos como el de Espina *et al.* (1988) en el que determinaron los elementos del balance energético en organismos adultos.

En bagre Xie y Sun (1993) calcularon los balances energéticos del bagre del sur (*Silurus meridionalis*) bajo condiciones de laboratorio con diferentes raciones de alimento, peso corporal y temperatura. La canalización de energía varió bajo las diferentes condiciones, para los peces alimentados con la máxima ración los patrones de distribución de energía fueron independientes de la temperatura y masa corporal. El 60% de la energía consumida fue canalizada a crecimiento y el 40% a metabolismo respiratorio. Xie *et al.* (1998) compararon ejemplares de pre y post-desove encontrando que el 20.7% de la energía almacenada fue utilizada durante el desove para un macho estándar de 74.5 cm y del 23.8% para una hembra estándar de 85.3 cm.

En esturión Cui, *et al.* (1996) midieron el crecimiento y el balance energético de juveniles de (*Acipenser transmontanus*) de tres tallas (2.4, 11.1 y 22.5 g) mantenidos a 18.5°C y alimentados con gusanos tubificidos a diferentes raciones, la eficiencia de conversión fue mayor cuando se alimentaron a saciedad. La tasa de crecimiento decreció con el incremento de talla en la ración máxima, pero se incrementó con la talla en los grupos de alimentación restringida. La eficiencia de conversión se incrementó al de manera proporcional al nivel de ración en cada clase de talla. La producción fecal representó del 3.2 al 5.2% de la energía consumida. La proporción de energía perdida en desechos nitrogenados decreció de manera inversa al nivel de ración. Al incrementar la ración aumentó la cantidad de energía canalizada a crecimiento. La talla no manifestó efectos significativos sobre la canalización de energía a metabolismo respiratorio y a crecimiento. Con la ración máxima se destinó en promedio 64.9% de la energía a metabolismo y 35.1% a crecimiento.

Para lucio, Chipps *et al.* (2000) determinaron la tasa metabólica de *Esox masquinongy* a edad 0 oscila de 0.10mgO₂/g/hr a 5°C a 0.24 mg O₂/g1h-1 a 25°C y resultó significativamente más elevada en primavera y otoño que durante los meses de invierno a temperaturas comparables de agua. La reducción de la tasa metabólica en invierno es consistente con la hipótesis de compensación metabólica, implicando que el metabolismo del lucio varía independientemente de la aclimatación de temperatura y del desarrollo gonádico. Además, la variación estacional de la tasa metabólica tiene importantes implicaciones para el estudio de balances energéticos. La estimación del flujo energético en sólo una temporada puede ser inadecuada para describir los requerimientos energéticos anuales, el rango de error dependerá de la época del año en que se realice la estimación. Por lo tanto, se recomienda incorporar la variación estacional de la tasa metabólica en los estudios bioenergéticos de peces.

Hanel *et al.* (1996) analizaron la relación de la tasa metabólica de rutina (Rr) con la temperatura en larvas de *Coregonus lavaretus* sin alimentación y sin crecimiento mantenidas entre 2 y 15°C habiendo observado que está caracterizada por los valores de Q₁₀ en un rango de 1.8 a 2.45. La tasa de crecimiento basada en determinaciones de peso de larvas alimentadas por primera vez fue de 3.5, 7.6 y 9.4% día⁻¹ a 5, 10 y 12°C respectivamente de las cuales los valores de Q₁₀ pueden ser calculados en 4.0 y 4.8. La tasa de incremento en masa muscular entre 5 y 10°C, basada en la determinación de corte del área de las fibras musculares internas resultó en un valor de Q₁₀ de 4.5. La temperatura del agua influye en el patrón de crecimiento de las fibras musculares internas. Al eclosionar, después de 360°C día, el total de la masa muscular de las larvas avivadas a 4 y 8°C fue independiente de la temperatura; sin embargo, a 4°C la tasa de incremento en masa correspondió principalmente a hiperplasia (incremento en número de fibras) mientras que a 8°C correspondió principalmente a hipertrofia (incremento en la masa de las fibras). El cálculo de balances de energía (incluyendo el costo metabólico de crecimiento) de las larvas alimentadas por primera vez dio una eficiencia neta de conversión que se incrementa con la temperatura, de 46.3% a 5°C a 54.7% a 12°C.

Henderson, *et al.* (2000) describieron un modelo bioenergético para el flujo de energía canalizado a respiración, crecimiento, excreción y reproducción de *Perca flavescens*. Estos autores determinaron que el costo energético más directo a

reproducción se registró de septiembre a diciembre, correspondiendo al periodo de actividad hepática, se observó que la energía adquirida al inicio del verano es crítica para determinar la maduración, fecundidad y calidad del huevo. El crecimiento (talla, peso) inicia entre junio y julio alcanzando posiblemente la talla asintótica a principios del invierno. La densidad de energía (kJ/g) del tejido somático se incrementa marcadamente de junio a septiembre y decrece a niveles más bajos hasta la siguiente primavera.

Jaworski y Kamler (2002) desarrollaron un modelo del flujo energético en embriones y larvas con saco vitelino usando datos de cinco especies dulceacuícolas: *Oncorhynchus mykiss*, *Chondrostoma nasus*, *Cyprinus carpio*, *Tinca tinca* y *Clarias gariepinus*, basado en los modelos existentes de peces adultos y juveniles.

La tilapia es un cíclido africano introducido en casi todo el mundo en temperaturas tropicales y subtropicales, cuyo cultivo ha cobrado auge dado que es una carne de calidad aceptable a bajo costo y de fácil manejo. Caulton ha desarrollado diversos trabajos con esta familia de peces, en uno de los cuales (Caulton, 1978) describe un diseño experimental con el que maneja el balance energético de *Tilapia rendalli* a diferentes temperaturas, ya que se ha observado que en su hábitat prefieren temperaturas altas, de 30°C durante el día y por las noches prefieren temperaturas de 18°C, lo cual se explica por la diferencia de demanda de energía metabólica y eficiencia de asimilación a distintas temperaturas.

Hasta el momento los estudios bioenergéticos en peces no se han vinculado con la administración de esteroides, que de alguna manera altera el balance bioenergético al promover el crecimiento. Es por este motivo que el presente estudio tiene como objetivo el aportar conocimientos sobre cómo se altera la ecuación del balance energético al administrar propionato de testosterona.

3. OBJETIVOS

Objetivo general.

Evaluar los efectos del Propionato de Testosterona sobre la bioenergética y el crecimiento de tilapias juveniles de la especie *Oreochromis mossambicus* variedad roja, así como realizar el estudio histológico de la gónada al terminar el tratamiento hormonal con el fin de observar si existe alguna alteración.

Objetivos Particulares.

1. Comprobar la promoción del crecimiento del organismo producida por la administración del propionato de testosterona.
2. Analizar los efectos de la administración del propionato de testosterona sobre la sobrevivencia.
3. Verificar mediante análisis histológico, si el tratamiento afecta la estructura gonádica y/o el índice reproductivo.
4. Determinar el efecto de la administración de la hormona sobre la ingesta, asimilación, calidad y cantidad de heces.
5. Establecer qué cantidad de energía es canalizada a producción y de qué manera se ve alterada por la hormona.
6. Medir las tasas respiratorias y de excreción de nitrógeno al finalizar el tratamiento hormonal.
7. Calcular la relación O:N para definir el sustrato metabólico empleado en la respiración.
8. Comparar la composición de los organismos completos mediante análisis proximales.
9. Definir la viabilidad de la administración del propionato de testosterona como promotor del crecimiento en *O. mossambicus*.

4. MATERIAL Y METODOLOGÍA

Los organismos empleados en este estudio fueron donados por el Centro Acuícola Zacatepec, Morelos dependiente de la SAGARPA. Se seleccionaron crías de *O. mossambicus* de menos de un mes de edad, las cuales se trasladaron a la sala de acuarios donde se mantuvieron en condiciones controladas para su observación y aclimatación durante 45 días hasta el inicio del experimento.

Una vez concluido el periodo de cuarentena se seleccionaron ejemplares con una longitud patrón (LP) de 28.6 ± 4.3 mm que se distribuyeron aleatoriamente en 6 lotes de 30 organismos cada uno para iniciar el experimento. Se emplearon acuarios de 40 litros y se manejó una densidad de 0.75 organismos/litro con aireación constante.

Las condiciones de temperatura, oxígeno disuelto, pH, concentración de NH_3 y NH_4^+ así como NO_2 del agua en los acuarios se mantuvieron constantes para todos los lotes.

Estos parámetros se midieron cada semana, a excepción de la temperatura, cuyo control fue diario; se reportan valores promedio y desviación estándar (Tabla 4.1).

Tabla 4.1. PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS MANTENIDOS DURANTE EL EXPERIMENTO.

T°C	$26 \pm 1^\circ\text{C}$ (n=48)
O.D.	3.7 ± 0.1 mg/l
pH	7.2 ± 0.2
$\text{NH}_3 + \text{NH}_4$	<0.1 mg/l
NO_2	<0.1 mg/l

T°C: temperatura °Celsius; O.D.: oxígeno disuelto; pH: potencial de iones hidrógeno; $\text{NH}_3 + \text{NH}_4$: concentración de iones amonio y amoniaco; NO_2 : concentración de nitritos. Media \pm desviación estándar. n=8.

4.1. DISEÑO EXPERIMENTAL

Para lograr los objetivos planteados se elaboró el siguiente diseño experimental (Tabla 4.2):

Tabla 4.2. DISEÑO EXPERIMENTAL

LOTE C45	LOTE H45a	LOTE H45b
ALIMENTO SIN HORMONA	ALIMENTO CON HORMONA	ALIMENTO CON HORMONA
LOTE C60	LOTE H60a	LOTE H60b
ALIMENTO SIN HORMONA	ALIMENTO CON HORMONA	ALIMENTO CON HORMONA

A los lotes experimentales (H45 y H60 réplicas a y b) se les administró alimento preparado con hormona, y a los controles (C) se les alimentó con el mismo preparado pero sin hormona. Este régimen se mantuvo durante 45 y 60 días para cada lote experimental y control respectivo.

Para comprobar que las réplicas de los tratamientos experimentales fueran similares se aplicó una prueba de "t" de Student para peso y longitud patrón en cada tiempo de medición. Dado que no presentaron diferencias significativas fueron agrupadas, por lo que en los resultados se citan los lotes **C45** que corresponde al lote control tratado durante 45 días; **H45** es el lote experimental tratado con hormona

durante 45 días; **C60** es el lote control tratado 60 días y **H60** es el lote experimental tratado con hormona durante 60 días.

Durante el tiempo que duró el experimento se siguió una rutina específica (Tabla 4.3) en la que diariamente se tomó la temperatura de los acuarios y se ajustaron termostatos al inicio y término de la jornada (8:00 y 18:00), durante la mañana se realizó limpieza de acuarios y se recambió el 10% del volumen de agua. Tres veces a la semana se alimentó a los organismos a razón de 8% de su peso corporal y 4 horas después se recuperó el alimento no consumido para determinar la cantidad de alimento ingerido. Tres días por semana se colectaron las heces evacuadas en 24 horas por cada lote. Cada semana se verificaron los parámetros de calidad del agua y quincenalmente se pesaron y midieron los organismos.

Al finalizar los 45 días y 60 días de tratamiento se seleccionaron 5 ejemplares por acuario para medir sus tasas respiratorias y de excreción en un ciclo de 24 horas y posteriormente se sacrificaron mediante una punción en la base del cráneo. Se deshidrataron los organismos completos en estufa a 70°C hasta peso constante para obtener el peso seco y el contenido de agua corporal de manera individual, posteriormente fueron molidos en un mortero y agrupados por lote, con la finalidad de contar con suficiente masa para los diferentes análisis. Una fracción de cada muestra se procesó en el Laboratorio de Bromatología de la FMVZ de la UNAM, donde se le practicaron análisis proximales. La otra fracción se procesó formando pelets de 0.1g, para la determinación de su contenido calórico y contenido de cenizas.

Tabla 4.3. RUTINA DIARIA DURANTE EL EXPERIMENTO

HORA	ACTIVIDAD	LUNES	MARTES	MIÉRCOLES	JUEVES	VIERNES	SÁBADO
8:00	Tomar temperatura y ajustar termostatos	✓	✓	✓	✓	✓	✓
8:15	Monitorear calidad de agua						Semanalmente
9:00	Limpieza acuarios	✓	Recuperar heces para análisis	✓	Recuperar heces para análisis	✓	Recuperar heces para análisis
9:30	Recambio de agua	10%	10%	10%	10%	10%	10%
10:00	Alimentar	✓		✓		✓	
10:00-14:00	Medir y pesar organismos						Quincenalmente
14:00	Recolectar alimento no consumido	Recuperar para análisis	Recuperar heces para análisis	Recuperar para análisis	Recuperar heces para análisis	Recuperar para análisis	Recuperar heces para análisis
18:00	Tomar temperatura y ajustar termostatos	✓	✓	✓	✓	✓	✓

4.2. ADMINISTRACIÓN DE LA HORMONA

Se administró Propionato de Testosterona (marca comercial Sostenón, de laboratorios Organón) a una dosis de 60 mg/kg de alimento durante 45 días en H45 y por 60 días en H60. La preparación del alimento se llevó a cabo según lo descrito por Tayamen (1978); Basavaraja (1990) y Morales (1991):

Se diluyeron 7.5 mg de la hormona en 93 ml de alcohol etílico al 95% y 1 ml de éter de petróleo (para diluir mejor la hormona); a ésta se le agregaron 0.125 g. de tetraciclina y 0.5 g de vitaminas y se agregó esta mezcla a 125 g. de alimento peletizado para tilapia, molido con un mortero.

Una vez hecha la mezcla se pasó a través de un colador con el objeto de volver a formar el alimento en pelets, al tamaño adecuado para las tallas de organismos que se manejaron, y se puso a secar en total oscuridad dentro de una estufa (para que no se altere la hormona con la luz del sol) durante 24 horas, hasta que el alcohol se evaporó de la mezcla y la hormona quedó incorporada al alimento. Para conservarlo se usaron frascos ámbar para evitar la penetración de la luz, y se les mantuvo en refrigeración.

El alimento de los lotes control se preparó en igual forma, pero sin la hormona.

El alimento con hormona que se proporcionó a los organismos fue del 8% de su peso cada tercer día. El alimento empleado fue un extruido comercial con un 25% de proteína.

4.3. ANÁLISIS HISTOLÓGICO DE LA GÓNADA

Al aplicar testosterona o sus derivados en alevines de 11 a 14 mm se consigue la diferenciación de la gónada a testículo, pero no existe ningún dato del efecto experimentado por las gónadas una vez diferenciadas, en este caso de crías de 28.6 ± 4.3 mm de longitud. Por lo que al término del experimento se sacrificaron 4 organismos, 2 hembras y 2 machos de cada acuario, para llevar a cabo el análisis histológico de la gónada y determinar si existía alguna alteración somática por el empleo de la hormona.

Se calculó el índice gonadosomático:

$$\text{IGS} = \text{peso de las gónadas} / \text{peso total} \times 100$$

Los ovarios fueron fijados en bouin y los testículos en formol al 10%, fueron lavados y deshidratados para su inclusión en parafina.

Se realizaron cortes de 7 μ m de grosor, los cortes fueron teñidos con hematoxilina-eosina, mediante la técnica histológica (Estrada *et al.* 1982).

Se empleó la digitalización de imágenes por medio de los programas Metamorph e Iomega Buz. Se identificaron los diferentes tipos celulares y se midieron con ayuda del programa Autocad. En el caso de los ovarios se contaron y midieron la totalidad de los ovocitos en los cortes establecidos, el análisis de testículo consistió en medición de tipos celulares en campos establecidos y la frecuencia relativa en base al área ocupada por cada tipo celular.

Los datos obtenidos se presentaron en histogramas de frecuencia para su comparación, así como las imágenes histológicas. Se compararon estadísticamente para determinar si el tratamiento hormonal produjo diferencias significativas. Se estimó el valor energético de los ovarios en base al porcentaje de ovocitos en vitelogénesis exógena (Mironova, 1977).

Se empleó el programa SPSS 8 para Windows para realizar los histogramas de frecuencia de diámetros celulares de testículo y ovario del análisis histológico. Los datos obtenidos se compararon por medio de análisis no paramétrico: la prueba de Kruskal-Wallis (Zar, 1974).

4.4. MERÍSTICA Y CRECIMIENTO

El día previo al inicio de la administración de la hormona y quincenalmente durante el experimento, los organismos fueron pesados empleando una balanza semi-analítica con una precisión de 0.01 g y se tomó la longitud patrón (LP) empleando un vernier de 0.1 mm de precisión (no se consideró la longitud total dado que variaba mucho con las aletas caudales mordidas).

Se calculó el factor de condición $K' = w100/l$ (Bagenal y Tesch, 1978), el cual indica la condición o metabolismo en el que se encuentran los peces.

Para el análisis de los datos merísticos y definir si existían diferencias significativas entre los lotes experimentales y su control se realizaron análisis de varianza de una vía (Daniel, 1991) con ayuda del paquete SPSS 8 para Windows.

Para determinar qué tipo de crecimiento se presentó (isométrico o alométrico), se realizó una regresión lineal del Ln peso y Ln LP. Se analizaron los incrementos registrados en talla y peso aplicando la prueba de Kruskal-Wallis (Zar, 1974).

Para calcular la producción somática se aplicó la fórmula de Ricker y Allen: (Chapman, 1978), con la que se relaciona la tasa instantánea de crecimiento en un período dado y biomasa promedio; los resultados obtenidos se compararon estadísticamente mediante la prueba de Kruskal-Wallis (Zar, 1974).

$$P = G\Delta tB$$

$$G = \frac{\log_e w_2 - \log_e w_1}{\Delta t}$$

$$Z = \frac{-(\log_e N_2 - \log_e N_1)}{\Delta t}$$

$$B = \frac{B_1 [\exp(G - Z) \Delta t - 1]}{(G - Z) \Delta t}$$

donde

B = media de la biomasa

P = producción durante Δt

N = número de organismos

w = peso promedio de un individuo

G = tasa instantánea de incremento en peso

Z = tasa instantánea de mortalidad

4.5. BIOENERGÉTICA

Para obtener el balance energético se determinaron cada uno de los elementos de la ecuación:

$$C = P + R + F + U$$

4.5.1. DETERMINACIÓN DE *C*: ENERGÍA OBTENIDA POR CONSUMO DE ALIMENTO

Se tomaron muestras de alimento, se secaron y se quemaron en una bomba calorimétrica PARR 1341 para obtener su valor calórico y en una mufla a 500°C durante 3.5 hrs. para obtener su contenido de cenizas.

Tres veces a la semana se obtuvo por sifoneo el alimento no consumido, se secó y se pesó, se consideró el valor promedio por quincena.

En un acuario con las mismas características que las empleadas en el experimento pero sin peces, se depositó una cantidad conocida de alimento y se recolectó después de 4 horas, esto con la finalidad de calcular qué cantidad de alimento se pierde por dilución (3 réplicas).

Se realizaron los cálculos de alimento administrado - no consumido- pérdida por dilución = **consumo**; valor con el cual se determinó el factor de conversión alimenticia (FCA), que indica la cantidad de alimento ingerido para incrementar 1kg de masa corporal (SEPESCA, 1988b).

4.5.2. DETERMINACIÓN DE *F*: ENERGÍA PERDIDA EN HECES

Tres veces a la semana se obtuvieron las heces evacuadas durante 24 horas de cada lote, se secaron y fueron agrupadas por quincena, se quemó una fracción (n=2) en un calorímetro para obtener su valor calórico (Górecki, 1975) y otra fracción (n=2) en una mufla a 500°C para obtener su contenido de cenizas.

Se compararon valores iniciales (días 0-15), intermedios (15-30) y finales (30-45 o 45-60).

4.5.3. DETERMINACIÓN DE LA ASIMILACIÓN POR EL MÉTODO DE CONOVER (Klekowski y Duncan 1975)

Se asume que sólo la materia orgánica del alimento es afectada en la digestión y midiendo la proporción de la materia orgánica MO en el alimento ingerido *F'* y en las heces *E'* se aplica la fórmula

$$\% \text{ utilización} = (F' - E' / (1 - E') \times F') \times 100$$

Donde

$$F' = \frac{\text{peso seco libre de cenizas en el alimento}}{\text{peso seco total del alimento}}$$

$$E' = \frac{\text{peso seco libre de cenizas en heces}}{\text{peso seco total de heces}}$$

4.5.4. DETERMINACIÓN DE *R*: COSTOS DE ENERGÍA EN METABOLISMO RESPIRATORIO

Se calculó R_{rutina} (cuando el organismo está en ayunas), pues el consumo de O_2 aumenta mientras existe actividad digestiva.

Al finalizar cada tratamiento (45 o 60 días) se montó un sistema respirométrico semicerrado con una muestra de 5 organismos de cada lote, uno en cada cámara metabólica, manteniéndose a la misma temperatura del tratamiento 26 ± 1 °C durante 24 horas. Se tomaron seis mediciones de cada cámara durante el día; cada vez se midió el O_2 inicial, se cerró el flujo y después de 1 hora se tomó la lectura del O_2 final. Se mantuvo el flujo durante 3 horas y se repitió la operación hasta completar el ciclo.

Se calculó el consumo de oxígeno mediante la diferencia del valor final e inicial de cada lectura y se procedió a determinar la tasa metabólica en mg de O_2 /día/g de peso seco (QO_2), este valor se correlacionó con el peso seco (P.s.) de los 5 organismos de cada lote y se obtuvieron varios modelos, de los que se seleccionó el que se ajustó a la ecuación $QO_2 = K P.s.^\alpha$.

Se empleó el programa SPSS 8 para Windows para realizar las regresiones lineales en los datos de metabolismo respiratorio. Para definir si existían diferencias significativas se aplicó la prueba de Kruskal-Wallis (Zar, 1974).

4.5.5. DETERMINACIÓN DE *U*: PÉRDIDA DE ENERGÍA EN DESECHOS NITROGENADOS

En el mismo montaje del respirómetro, se tomaron muestras de agua de 25 ml antes y después del confinamiento de una hora y se cuantificó el nitrógeno presente en las mismas mediante la técnica de azul de indofenol (Rodier, 1981).

Se calculó la tasa de excreción nitrogenada en mg de $N-NH_4$ /día /g p.s. ($QN-NH_4$) y se obtuvo su equivalente calórico mediante el Q_{ex} . A diferencia del cálculo del metabolismo respiratorio, en este caso se utilizaron los promedios por lote y el $QN-NH_4$ fue referido al organismo promedio en cada tratamiento. Para definir si existían diferencias significativas se aplicó la prueba de Kruskal-Wallis (Zar, 1974).

4.5.6. DETERMINACIÓN DE SUBSTRATO METABÓLICO

El sustrato metabólico se determinó mediante el coeficiente de nitrógeno, $QN=M_N/M_{O_2}$, por medio del cual es posible definir qué sustrato se está consumiendo: carbohidratos, lípidos o proteínas. Para el metabolismo de peces un valor de $QN=0.27$ refleja la utilización de 100% de proteínas como sustrato metabólico. El porcentaje de proteína metabolizada se calculó como $100 \times NQ/0.27$ (Wood, 2001).

4.5.7. DETERMINACIÓN DE *P*: ENERGÍA CANALIZADA A PRODUCCIÓN

Para determinar la producción energética al finalizar el tratamiento se tomó una muestra de 5 organismos de cada lote para obtener su contenido calórico (Górecki, 1975), referido a la talla promedio de cada lote.

Considerando la tasa instantánea de crecimiento diario se determinó la producción por organismo promedio cal/g P.s./día en cada lote y se determinó la cantidad de cenizas con el mismo método que para el alimento. Además se realizaron análisis proximales en el Laboratorio de Bromatología de la FMVZ UNAM.

La producción P se compone de dos elementos: P_s, la producción somática o crecimiento corporal y P_r, producción reproductiva. El índice acumulativo de esfuerzo reproductivo neto (IAENR) (Kamler, 1992).

$$IAENR = Pr \times 100/P$$

La Pr se estima en base al contenido calórico de los ovocitos maduros: 26.2J/mg, equivalente a 6257.46 cal/g (Mironova, 1977).

4.5.8. BALANCE ENERGÉTICO

Para obtener los valores del balance energético se consideró la media y el error estándar calculados para energía consumida C, metabolismo respiratorio R y la energía perdida por desechos nitrogenados. En el caso de la energía consumida C, la canalizada a producción P y la perdida en heces F se presentan datos que corresponden al promedio por grupo de organismo de cada lote.

5. RESULTADOS

5.1. RESULTADOS DE CRECIMIENTO

5.1.1. MERÍSTICA

Tabla 5.1-1. VALORES PROMEDIO DE PESO Y LONGITUD PATRÓN POR TRATAMIENTO

Lote	Índice? $x \pm ee$	Día ?	0	15	30	45	60
C45	Peso (g)		1.03±0.12	1.69±0.18	2.29±0.26	2.58±0.3	2.94±0.36
	LP (mm)		29.41±1.12	34.28±1.31	37.37±1.5	39.1±1.61	40.22±1.88
	K'		2.94±0.17	4.36±0.22	5.69±0.45	6.04±0.47	6.44±0.60
H45	Peso (g)		0.83±0.04	1.35±0.06	2.07±0.1	2.92±0.16	3.46±0.2
	LP (mm)		28.34±0.43	32.29±0.55	37.39±0.66	41.06±0.83	42.99±0.99
	K'		2.84±0.10	4.06±0.14	3.78±0.05	6.80±0.26	7.69±0.41
C60	Peso (g)		0.88±0.07	1.52±0.12	2.27±0.22	2.93±0.3	3.32±0.35
	LP (mm)		28.7±0.74	33.56±0.97	37.71±1.19	40.29±1.45	43.26±1.65
	K'		3.21±0.26	4.58±0.35	5.64±0.36	4.1±0.06	7.19±0.49
H60	Peso (g)		0.9±0.05	1.5±0.08	2.18±0.11	3.13±0.16	3.39±0.19
	LP (mm)		28.88±0.54	33.23±0.64	37.83±0.75	42.23±0.84	43.99±0.92
	K'		2.99±0.11	4.34±0.15	5.56±0.20	7.12±0.26	7.39±0.28

C45: control 45 días; H45: hormona 45 días; C60: control 60 días; H60: hormona 60 días; Peso: peso húmedo; LP: longitud patrón; K': factor de condición; x: media; ee: error estándar.

En la Tabla 5.1-1 se aprecia que inicialmente los valores promedio de talla y peso de los lotes experimentales se encontraban por debajo de los controles, pero hacia el día 30 se nivelaron y los superaron en los días 45 y 60, de tal forma que al finalizar el tratamiento el incremento de peso y longitud fue mayor en los lotes tratados con hormona.

Comparando los organismos tratados con sus controles en los lotes de 45 días se encuentra similitud en K', al final del tratamiento los lotes experimentales superaron a los controles apenas por centésimas, lo cual define que la "complexión" de ambos grupos fue semejante.

Al aplicar el análisis de varianza entre lotes para cada tiempo no se detectaron diferencias significativas en peso y talla, pero sí en K' en el día 45 $F= 8.19$, ($F_t 3.92$) $p<0.006$ entre C45 y H45, mientras que entre C60 y H60 se registraron valores semejantes, con una $F= 0.139$ $p> 0.7$.

Se observó que al inicio del experimento los valores promedio de los lotes hormonados se encontraban por debajo de los controles. En el día 30 todos los grupos presentaron valores semejantes y hacia el día 45 claramente se elevaron los valores de los grupos tratados.

En la Figura 5.1-1 se presentan los diagramas de caja para peso y longitud patrón. Se observó que la variación individual fue mayor en los grupos control, las medianas eran cercanas a la media en el inicio del experimento y se desfilaron entre el día 15 y 30. Hacia el día 45 las medianas de los grupos control se encontraron por debajo de las medias, mientras que en los grupos tratados con hormona fueron mayores.

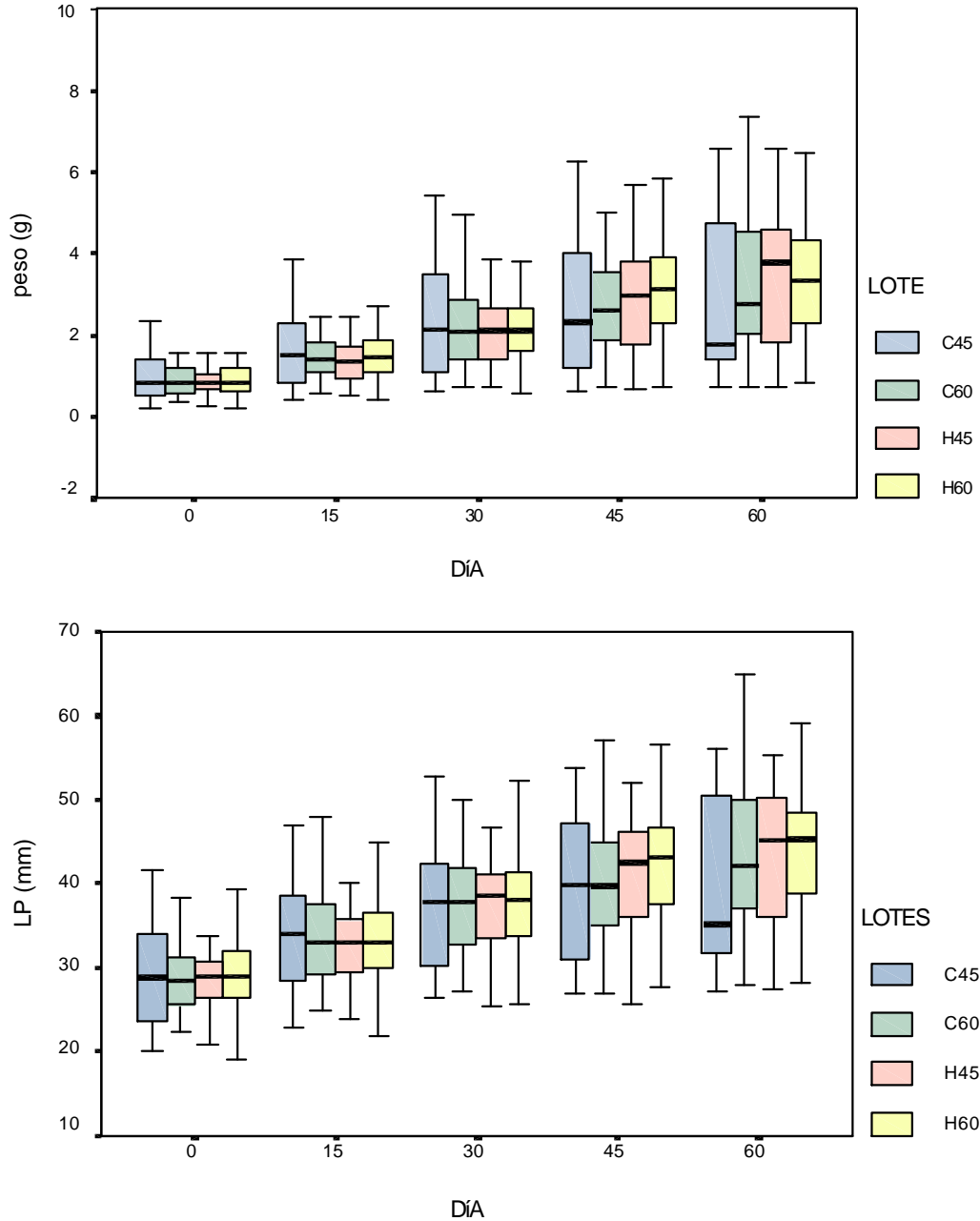


Fig. 5.1-1 VALORES DE PESO (g) Y LONGITUD PATRÓN (mm) COMPARANDO ENTRE DÍAS Y ENTRE LOTES. C= CONTROL; H = HORMONA; 45 Y 60 DÍAS DE TRATAMIENTO. El borde inferior de la caja es el percentil 25 y el borde superior es el 75, la línea que atraviesa la caja representa la mediana. La longitud de la caja corresponde al rango intercuartil. La longitud de la cola muestra la totalidad de los datos excepto los extremos.

5.1.2. TIPO DE CRECIMIENTO

Para determinar si el crecimiento de los peces fue isométrico o alométrico se realizó la regresión lineal de los logaritmos naturales de los valores de peso (variable dependiente) y talla (variable independiente). Una pendiente con valor entre 2.8 y 3.2 indica un crecimiento isométrico, fuera de este rango indica crecimiento alométrico.

Tabla 5.1-2. REGRESIÓN LINEAL Ln peso VS Ln LP

Lote	Ecuación linearizada (Ln)		Ecuación de peso-longitud	CRECIMIENTO
C45	$y = 3.34x - 11.27$	$R^2 = 0.99$	$P = 11.27 L^{3.34}$	ALOMÉTRICO
H45	$y = 3.3x - 11.18$	$R^2 = 0.99$	$P = 11.18 L^{3.3}$	ALOMÉTRICO
C60	$y = 3.57x - 12.11$	$R^2 = 0.99$	$P = 12.11 L^{3.57}$	ALOMÉTRICO
H60	$y = 3.08 - 10.40$	$R^2 = 0.99$	$P = 10.4 L^{3.08}$	ISOMÉTRICO

En el caso de los lotes control de 60 y 45 días, presentaron un crecimiento alométrico, mientras que los lotes tratados con hormona 45 días, tuvieron un crecimiento alométrico y el tratado con hormona 60 días denotó un crecimiento isométrico (Tabla 5.1-2).

Tabla 5.1-3. INCREMENTO EN PESO Y LONGITUD PATRÓN POR TRATAMIENTO.

intervalo	C45		H45		C60		H60	
días	?peso (g)	?LP (mm)	?peso (g)	?LP (mm)	?peso (g)	?LP (mm)	?peso (g)	?LP (mm)
0-15	0.62	4.56	0.52	3.41	0.61	4.54	0.6	3.75
15-30	0.64	3.4	0.72	5.64	0.78	4.47	0.68	5.19
30-45	0.29	1.73	0.85	3.67	0.66	2.58	0.95	4.67
45-60	0.36	0.89	0.53	1.93	0.39	1.15	0.26	1.5
0-60	1.91	10.58	2.62	14.65	2.44	12.74	2.49	15.11
TIC	0.034	0.176	0.046	0.244	0.041	0.212	0.042	0.252
% de incremento H vs. C			35.29%	38.64%			2.43	18.87

C45: control 45 días; H45: hormona 45 días; C60: control 60 días; H60: hormona 60 días ? peso incremento en peso, ?LP incremento en talla. TIC: tasa instantánea de crecimiento.

Al analizar el incremento en peso y talla (Tabla 5.1-3) se encontró que en los lotes tratados durante 45 días el grupo tratado con hormona tuvo un incremento tanto en peso como en talla de 35.3% y 38.4% más que el control, diferencia significativa ($p < 0.05$). Mientras que en los lotes de 60 días el incremento en talla fue 18.87% mayor en el lote experimental y el incremento en peso se registró una diferencia de 2.43% mayor que en el control, estadísticamente no significativo.

5.1.3. PRODUCCIÓN SOMÁTICA

Tabla 5.1-4. PRODUCCIÓN SEGÚN RICKER Y ALLEN.

CONTROL 45									HORMONA 45							
días	Peso	G	Z	N	B	Bmed.	P	P/N	Peso	G	Z	N	B	Bmed.	P	P/N
0	1.03			30	30.79				0.83			60	49.81			
15	1.65	0.03	0.00	30	49.54	40.16	18.07	0.60	1.35	0.03	0.00	60	81.12	65.46	29.46	0.49
30	2.29	0.02	0.00	30	68.81	59.17	17.75	0.59	2.07	0.03	0.00	60	124.39	102.75	46.24	0.77
45	2.58	0.01	0.00	30	77.34	73.07	10.96	0.37	2.92	0.02	0.00	60	174.90	149.64	44.89	0.75
60	2.94	0.01	0.02	23	67.55	72.45	10.87	0.47	3.45	0.01	0.01	49	169.03	171.96	25.79	0.53

CONTROL 60									HORMONA 60							
días	Peso	G	Z	N	B	Bmed.	P	P/N	Peso	G	Z	N	B	Bmed.	P	P/N
0	0.88			30	26.35				0.90			60	53.75			
15	1.49	0.04	0.00	30	44.67	35.51	18.74	0.62	1.50	0.03	0.00	60	89.70	71.73	36.73	0.61
30	2.27	0.03	0.00	30	68.10	56.38	23.78	0.79	2.18	0.02	0.00	59	128.33	109.02	40.88	0.69
45	2.93	0.02	0.00	29	84.97	76.53	19.53	0.67	3.13	0.02	0.00	59	184.67	156.50	56.96	0.97
60	3.32	0.01	0.00	29	96.16	90.57	11.21	0.39	3.39	0.01	0.00	59	200.22	192.44	15.55	0.26

peso: peso promedio de un individuo; G: tasa instantánea de incremento en peso; Z: tasa instantánea de mortalidad; N: número de individuos; B: biomasa; Bmed.: biomasa media del periodo; P: producción y P/N es la producción por organismo.

En los lotes de 45 días la producción del lote tratado con hormona era menor inicialmente, pero hacia el día 30 supera el valor del lote control y se mantiene para el día 45 superándola por más del 100%. En el día 60, después de 15 días sin tratamiento hormonal, la producción baja; sin embargo sigue siendo mayor que en el lote control, superándola por más del 12% (Tabla 5.1-4). Estadísticamente existen diferencias significativas tanto en P como en P/N ($p < 0.05$).

La producción en los lotes de 60 días reflejó otro comportamiento, el lote tratado con hormona alcanzó su máximo el día 45 superando al control por 44%; sin embargo, hacia el día 60 se presentó un decremento en ambos lotes, siendo más drástico en los animales a los que se alimentó con hormona, representando el valor del lote tratado un 66% del control. Estadísticamente no existen diferencias significativas en P/N, sólo para P ($p < 0.05$).

La tasa instantánea de incremento en peso (G) resultó mayor en los días 30 y 45 en H45 que en su control respectivo, mientras que comparando los lotes de 60 días mantienen el mismo nivel los días 45 y 60, sin embargo, en conjunto no presenta diferencias significativas. La tasa de mortalidad (Z) no se vio afectada por el tratamiento.

5.2. RESULTADOS DEL ANÁLISIS HISTOLÓGICO

Los valores del índice gonadosomático resultaron mayores en los grupos control que en los experimentales (Tabla 5.2-1, Fig. 5.2-1). Las diferencias más notables se observaron en las hembras, principalmente en los lotes de 60 días. El porcentaje de madurez de los ovarios resultó ser del doble en el control de 45 días, en el que se encontraron ovarios con 63.7%, mientras que en el lote tratado resultó del 7%. En los lotes de 60 días el porcentaje de madurez de la gónada fue 5% mayor en el hormonado (29.8) que en el control (24.1) sin embargo éstos valores representaron el 12.4 % de la producción en el control y el 7.7% en el hormonado.

Tabla 5.2-1. PROMEDIO Y DESVIACIÓN ESTÁNDAR DEL PESO TOTAL, PESO GONÁDICO, IGS, % Y ENERGÍA DE OVOCITOS MADUROS DE *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.

	SEXO	Peso total (g)	Peso gonádico (g)	IGS	% ovocitos maduros (V) %E gonádica	E ovocitos maduros/ E gónada
C45	?	5.352 ± 0.154	0.283 ± 0.045	5.316 ± 0.994	24.10 8	6.264 12.23
	?	6.749 ± 0.393	0.349 ± 0.035	5.212 ± 0.830		
H45	?	5.435 ± 0.025	0.160 ± 0.026	2.946 ± 0.492	31.90 7.55	11.969 16.67
	?	6.989 ± 0.265	0.245 ± 0.014	3.511 ± 0.327		
C60	?	4.811	0.531	11.037	63.70 14.67	16.514 22.38
	?	6.956 ± 0.787	0.322 ± 0.061	4.553 ± 0.374		
H60	?	5.61±2.54	0.215± 0.082	2.89 ± 1.73	29.80 7.69	8.465 12.846
	?	6.094 ± 1.156	0.174 ± 0.051	2.790 ± 0.299		

Tanto en los grupos tratados durante 45 como en los de 60 se observa que el diámetro de los ovocitos es mayor en los controles, se registraron diferencias significativas tanto a 45 como a 60 días. En los lotes experimentales la mayor proporción de ovocitos presentes tienen diámetros aproximados de 15µm, mientras que en los controles se encuentran en estadios más avanzados de desarrollo, siendo la mayoría de 45 a 65µm y algunos ya con diámetros superiores a las 250 y 285µm. Esto implica diferentes estadios de maduración del ovario.

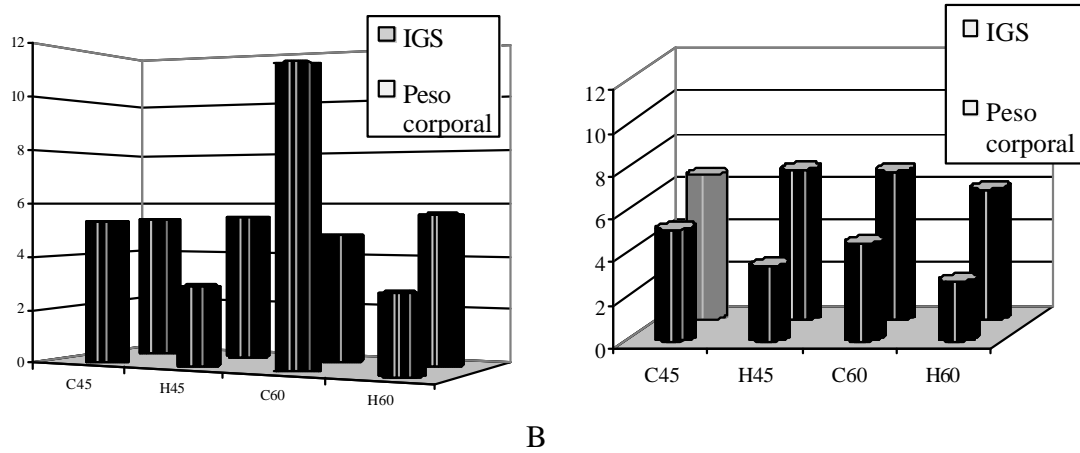


Fig. 5.2-1. PESO HÚMEDO E ÍNDICE GONADOSOMÁTICO (IGS) DE *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS. FASE DE ACUARIO. A: HEMBRAS, B: MACHOS.

5.2.1. ESTRUCTURA OVÁRICA DE *O. mossambicus*

Los ovocitos del control de 45 días (Fig. 5.2-2 A y 5.2-3) se encontraron el 15 % en previtelogénesis, 50% en etapa de perinucleolo temprano con un diámetro de 30-60 μm . Un 20% presentaron diámetros de 65-120 μm en perinucleolo tardío y el 15% de los ovocitos ya se encontraban en etapa de vitelogénesis temprana con diámetros de 120-260 μm .

Los ovocitos de los organismos tratados con hormona (Fig. 5.2-2 B y 5.2-3) se encontraron en etapas tempranas de desarrollo, el 60% presentó diámetros de 35 μm o menos, un 33% se encontró en etapa de perinucleolo temprano y tardío y sólo el 7 % en etapa de vitelogénesis endógena.

Se observó que en los lotes tratados la distribución de diámetros de los ovocitos se mantuvo en su mayoría por debajo de los valores encontrados en los controles, sin embargo se presentaron un número limitado de ovocitos de mayor diámetro que los del control, en los lotes de 45 días (Fig 5.2-2 A y B).

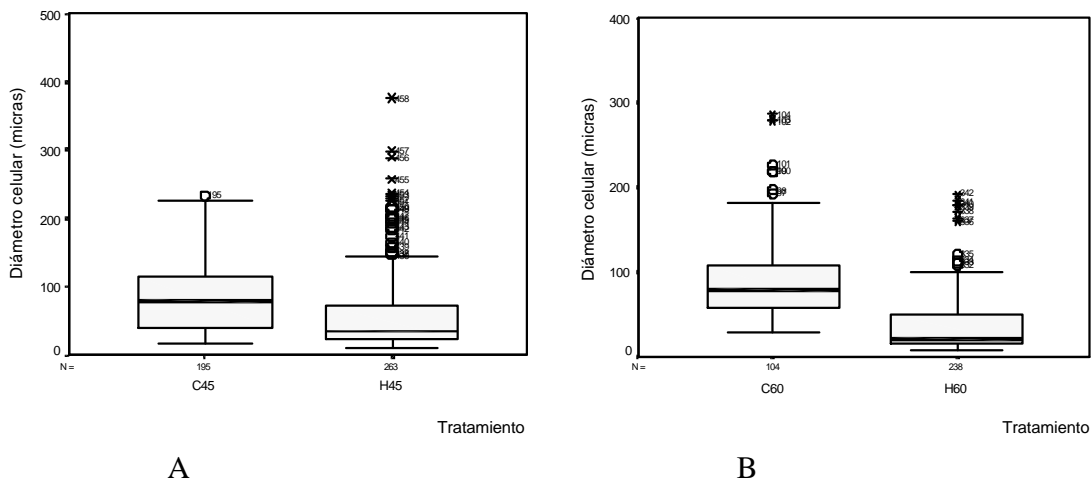


Fig. 5.2-2. DIÁMETROS CELULARES EN OVARIO DE *O. mossambicus* . A: lotes tratados 45 días, B: lotes tratados 60 días.

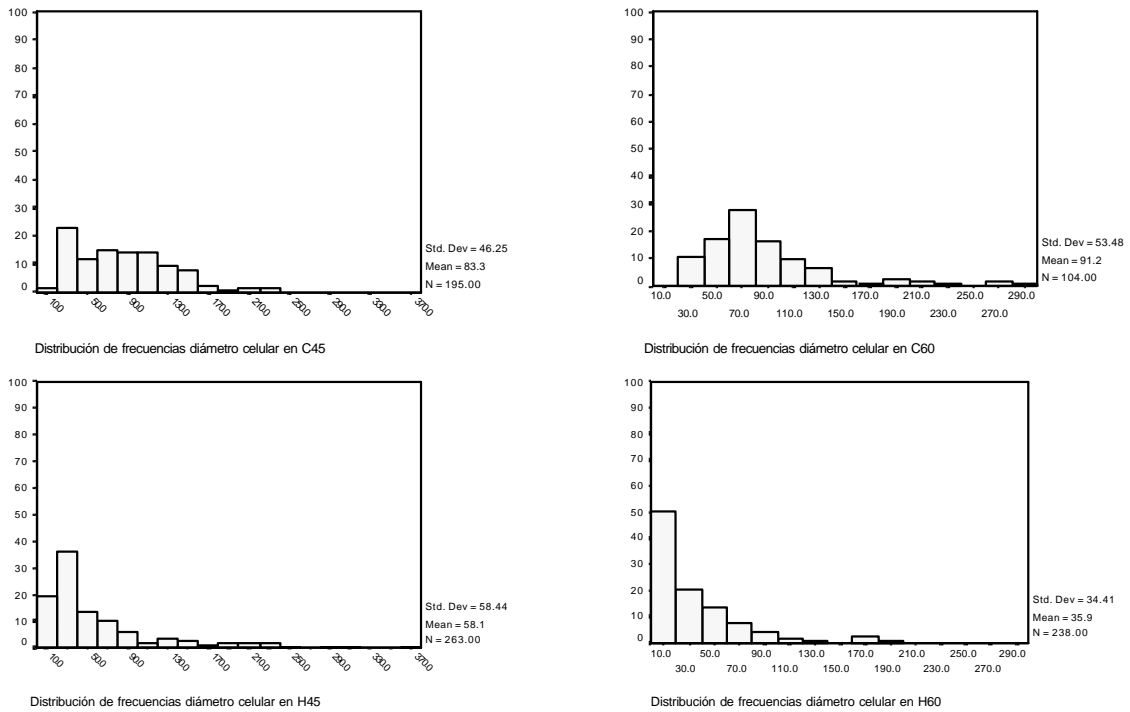


Fig. 5.2-3. HISTOGRAMAS DE FRECUENCIA DE DIÁMETRO CELULAR EN OVARIO DE *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.

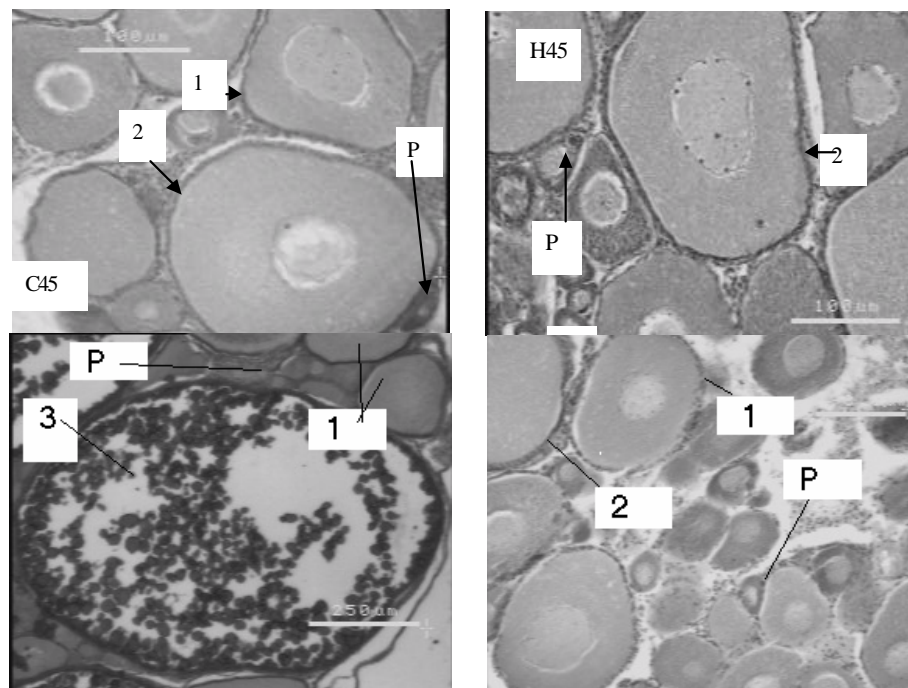


Fig. 5.2-4. DETALLE DEL OVARIO CON DIFERENTES ESTADÍOS DE LA OVOGÉNESIS DE *O. mossambicus*. C45 (H-E 40x); H45 (H-E 40x); C60 (H-E 10x); H60 (H-E 40x). . Ovocitos en previtelogénesis (P), núcleo (n), vitelogénesis endógena (1), vitelogénesis exógena (2) y vitelogénesis exógena avanzada (3).

En los lotes tratados durante 60 días (Fig. 5.2-3) se encontró una estructura semejante a la descrita en los lotes de 45 días pero con una diferencia más marcada entre lotes control y experimental debido a la presencia de ovocitos en etapa de vitelogenénesis exógena en los organismos control, donde más del 95 % de los ovocitos rebasaron las 30 μ m mientras que en los tratados 70% se encontró con menos de 30 μ m, lo que se ve reflejado en el diámetro promedio que en el caso del control es cerca de 3 veces mayor que en el hormonado: 91.2 y 35.8 μ m.

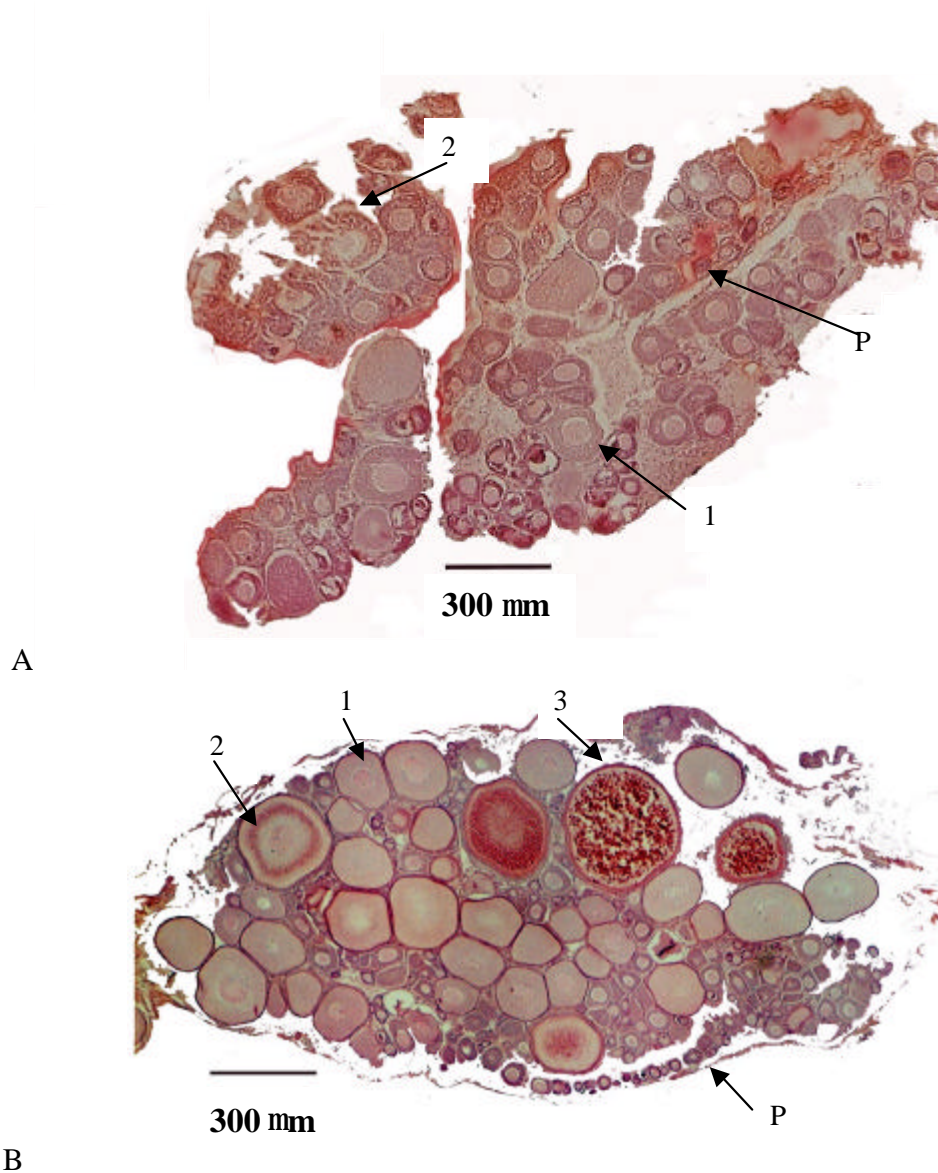


Fig. 5.2-5 ESTRUCTURA DEL OVARIO DE *O. mossambicus* . 45 días. A: control, B: con tratamiento hormonal. Técnica H-E X47. Ovocitos en previtelogénesis (P), núcleo (n), vitelogenénesis endógena (1), vitelogenénesis exógena (2) y vitelogenénesis exógena avanzada (3),

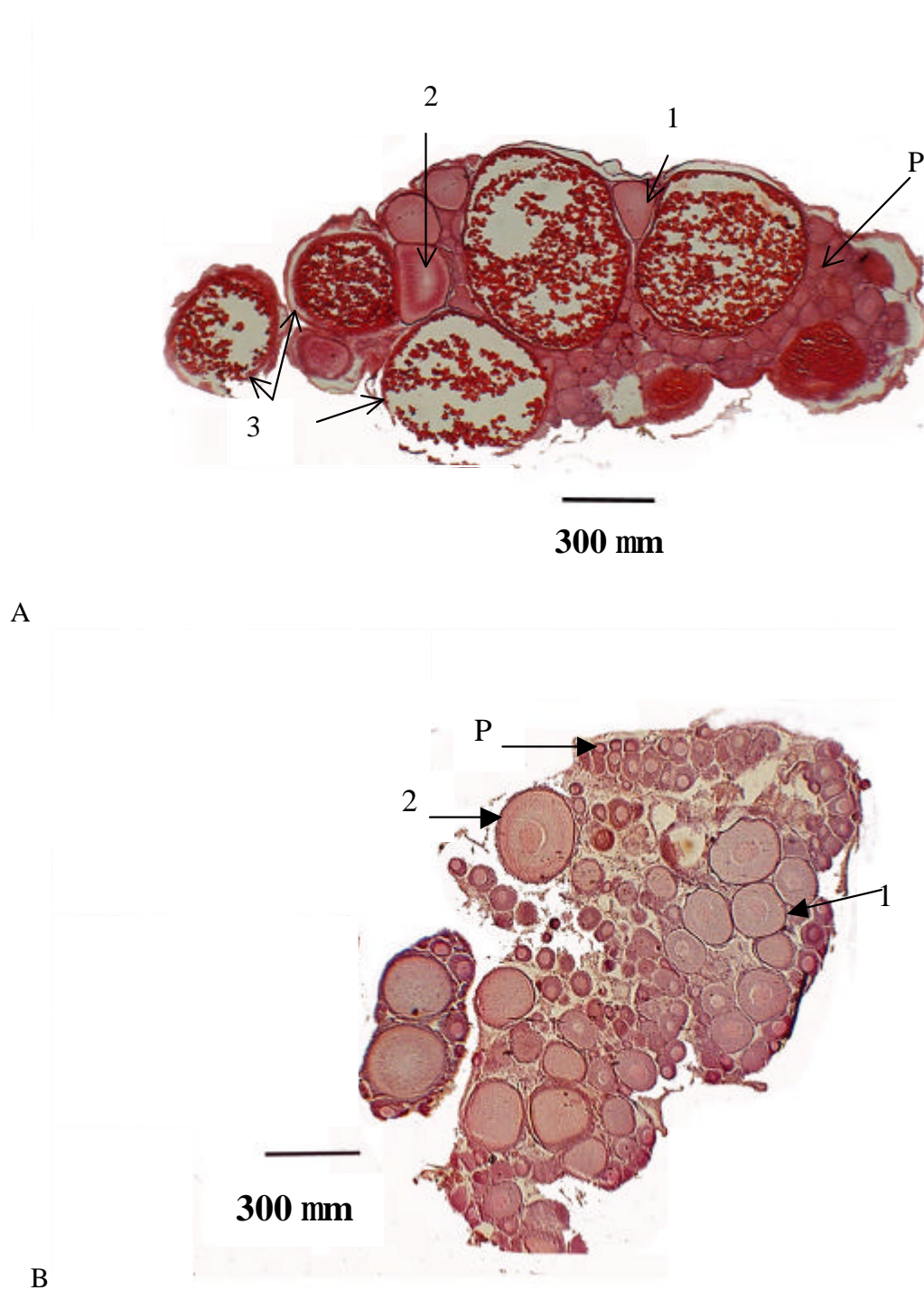


Fig. 5.2-6. ESTRUCTURA DEL OVARIO DE *O. mossambicus*. 60 días. A: control, B: con tratamiento hormonal. Técnica H-E X47. Ovocitos en previtelogénesis (P), núcleo (n), vitelogénesis endógena (1), vitelogénesis exógena (2) y vitelogénesis exógena avanzada (3).

5.2.2. ESTRUCTURA TESTICULAR DE *O. mossambicus*

En el caso de los machos tratados 45 días, se registró una diferencia significativa, presentando una media de diámetro celular menor el lote hormonado, lo cual se interpreta como mayor madurez de las células espermáticas, como se refleja en la Fig. 5.2.8, A. En el caso de los lotes de 60 días no se presentaron diferencias significativas en la distribución del diámetro celular en testículo entre los grupos control y los tratados con hormona.

Se encontraron espermatogonias (A y B) con diámetros promedio de $11.64 \pm 1.91 \mu\text{m}$ en C45 y $11.54 \pm 1.27 \mu\text{m}$ en H45; espermocitos primarios de $7.24 \pm 1.99 \mu\text{m}$ en C45 y $7.03 \pm 1.47 \mu\text{m}$ en H45; espermátidas de $3.76 \pm 0.89 \mu\text{m}$ en C45 y $3.89 \pm 0.82 \mu\text{m}$ en H45; y espermatozoides de $2.59 \pm 0.59 \mu\text{m}$ en C45 y $1.76 \pm 0.38 \mu\text{m}$ en H45.

En los machos tratados 60 días se encontraron espermatogonias (A y B) con diámetros promedio de $11.47 \pm 1.07 \mu\text{m}$ en C45 y $11.47 \pm 0.43 \mu\text{m}$ en H45; espermocitos primarios de $6.43 \pm 1.40 \mu\text{m}$ en C45 y $6.34 \pm 1.28 \mu\text{m}$ en H45; espermátidas de $3.55 \pm 0.86 \mu\text{m}$ en C45 y $3.48 \pm 1.01 \mu\text{m}$ en H45; y espermatozoides de $2.20 \pm 0.59 \mu\text{m}$ en C45 y $1.08 \pm 0.27 \mu\text{m}$ en H45.

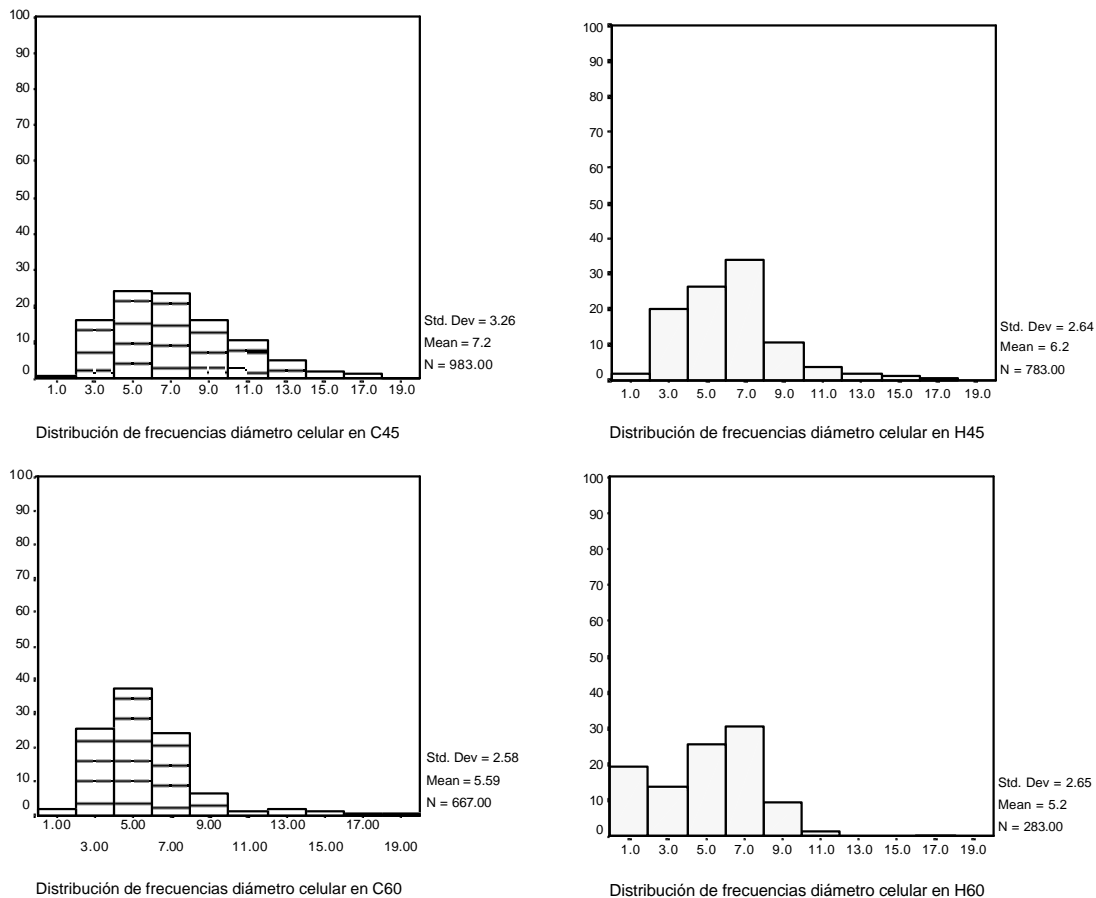


Fig. 5.2.7. HISTOGRAMAS DE FRECUENCIA DE DIÁMETRO CELULAR EN TESTÍCULO DE *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.

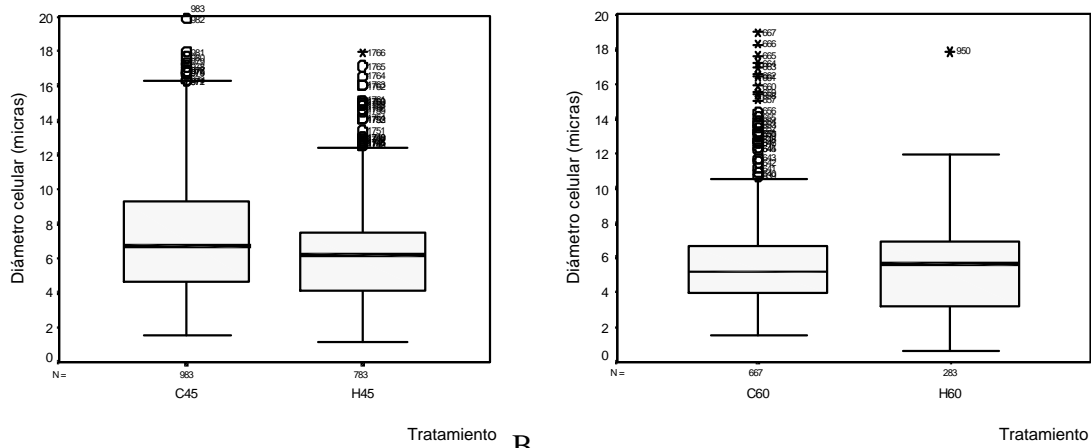


Fig. 5.2.8. DIÁMETROS CELULARES EN TESTÍCULO DE *O. mossambicus*. A: lotes tratados 45 días, B: lotes tratados 60 días.

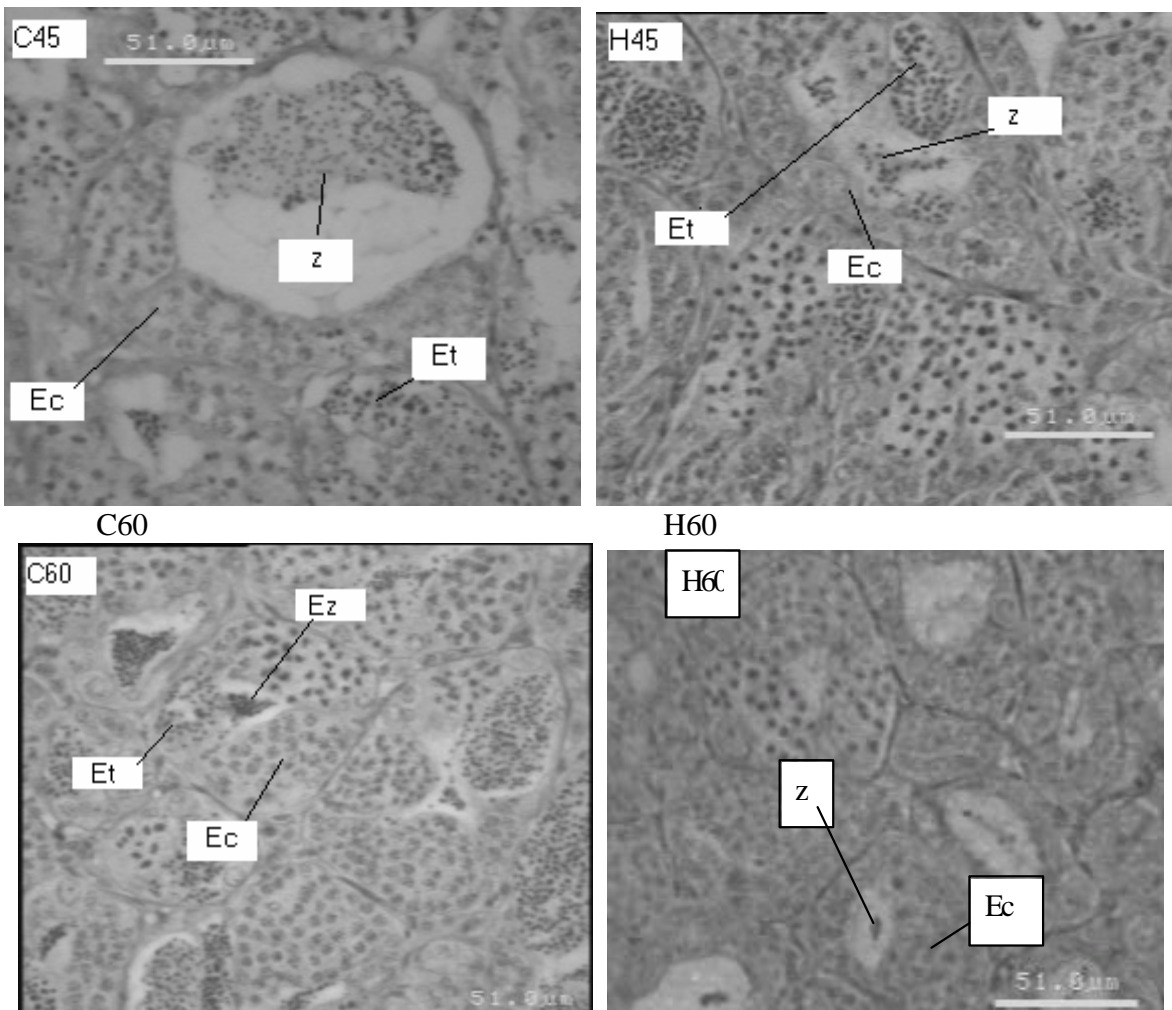


Fig. 5.2.9. DETALLE DE TESTÍCULO DE *O. mossambicus*. Detalle de túbulos con quistes (H-E 40x). Espermatogonias (Eg), espermátidos primarios (Ec) espermátidos (Ec), espermátidas (Et), espermatozoides (z).

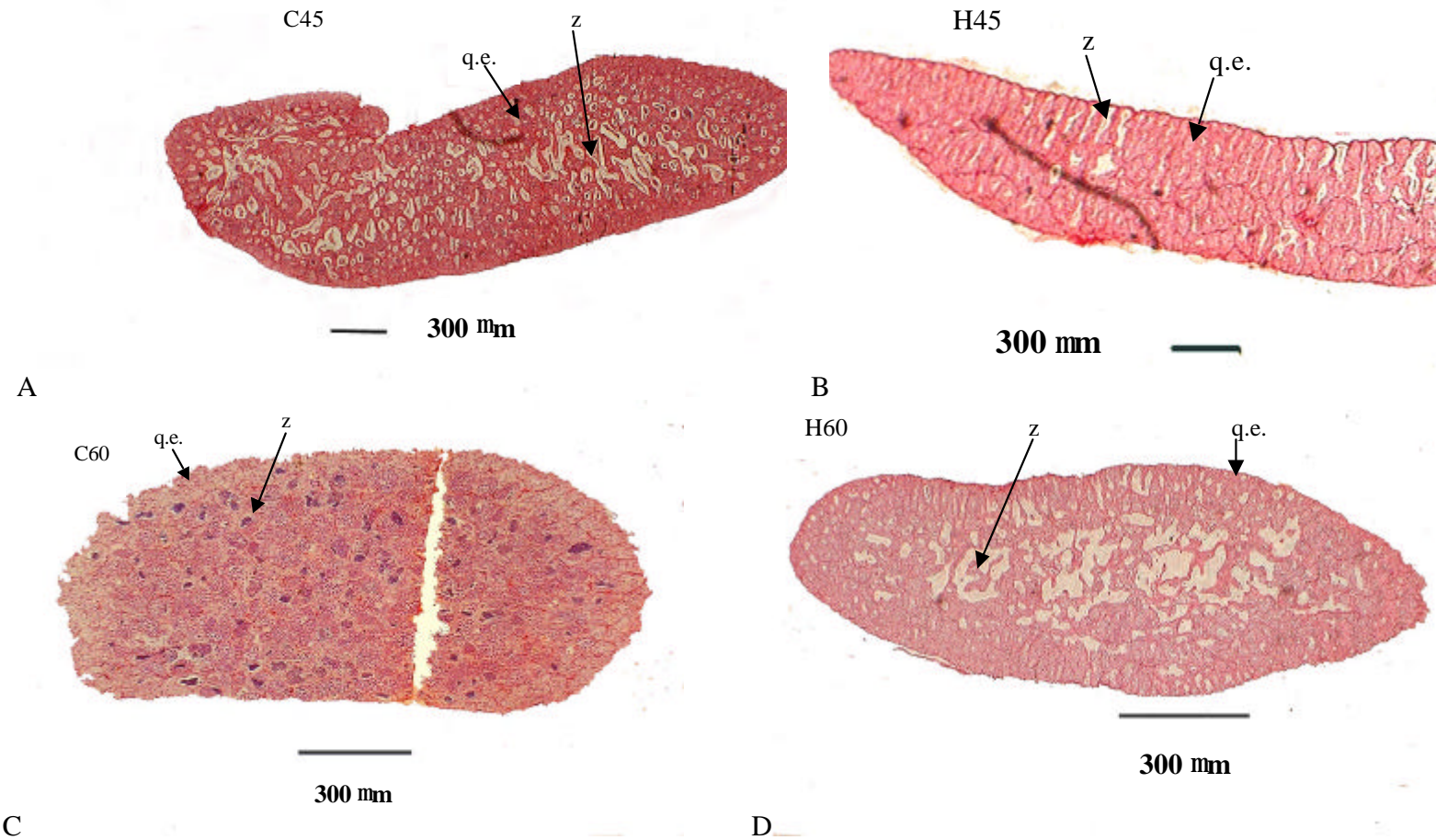


Fig. 5.2.10. ESTRUCTURA DEL TESTÍCULO DE *O. mossambicus*.. z: espermatozoides; q.e.: quistes de células en espermatogénesis. A: control 45 días Técnica H-E 6x, B: 45 días con tratamiento hormonal. Técnica H-E 5x. C: control 60 días Técnica H-E 17x, D: 60 días con tratamiento hormonal. Técnica H-E 6x

El diámetro de los tipos celulares presentes en el testículo de *O. mossambicus* a los 45 días (Fig. 5.2.7 y 5.2.8,A) mostró una distribución de frecuencias diferente entre lotes, en el lote control aproximadamente el 16% de las células se encontraban en etapa de espermatogonia, 66% de espermatocitos y 18% de espermatida o espermatozoide. En el lote hormonado (Fig. 19 y 21,B) aproximadamente el 6% de las células se encontraban en etapa de espermatogonia, 72% de espermatocitos y 22% de espermatida o espermatozoide.

A los 60 días (Fig. 5.2.7 y 5.2.8,B) se encontró en el lote control aproximadamente el 5% de las células se encontraban en etapa de espermatogonia, 70% de espermatocitos y 25% de espermatida o espermatozoide. En el lote hormonado aproximadamente el 2% de las células se encontraban en etapa de espermatogonia, 66% de espermatocitos y 32% de espermatida o espermatozoide.

5.3. RESULTADOS DEL ANÁLISIS BIOENERGÉTICO

5.3.1. **C**: ENERGÍA OBTENIDA POR CONSUMO DE ALIMENTO

A cada lote se le suministró la cantidad de alimento equivalente al 4% de su peso, sin embargo, esta cantidad no se puede considerar como C (consumo) debido a las pérdidas por dilución y a las partículas de alimento no consumido después de un periodo de 4 hrs.

El alimento contenía en promedio 4464.1cal/g, y 6% de cenizas; la pérdida por dilución representó un 39.2±4.7% (n=3) en todos los grupos.

Tabla 5.3-1. ALIMENTO Y ENERGÍA INGERIDOS POR *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.

	C45		H45		C60		H60	
	INICIAL	FINAL	INICIAL	FINAL	INICIAL	FINAL	INICIAL	FINAL
ALIMENTO INGERIDO (g/ organismo/día)	0.021	0.059	0.017	0.063	0.018	0.071	0.019	0.076
C (cal/org/día)	95.4	267.8	77.9	283.8	81.4	321.9	82.1	345.1

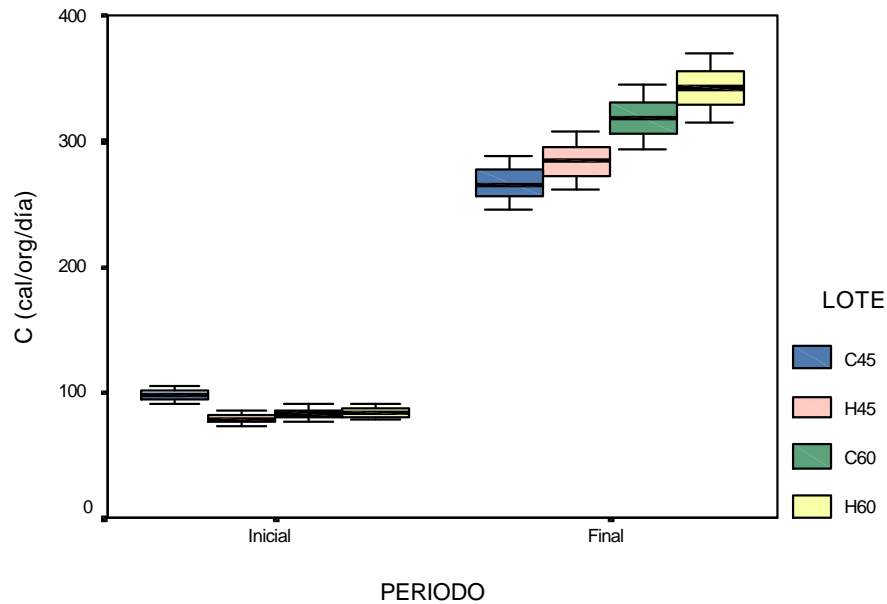


Fig. 5.3-1. CONSUMO DE ALIMENTO POR INDIVIDUO DE *O. mossambicus* DURANTE LA ETAPA INICIAL Y FINAL DEL TRATAMIENTO.

La energía ingerida inicialmente presentó valores semejantes entre los lotes, entre 81 y 95 calorías por organismo al día. Al finalizar el tratamiento se presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$), a los 45 días se registró un aumento en la ingesta de los organismos hormonados de 15.5cal/org/día (6% más que los controles); los lotes de 60 días mantuvieron la misma tendencia, al finalizar el tratamiento los organismos experimentales ingirieron en promedio 23cal/org/día (7% más que los controles).

Al comparar la energía asimilada en cada caso (C-F/Cx100) se registraron valores mayores en los lotes tratados con hormona: C45 asimiló el 76.7% de la energía consumida, mientras que H45 logró una asimilación del 85.1%. En los lotes de 60 días los resultados fueron semejantes, la asimilación de C60 fue del 77% y la de H60 del 86.4%.

Tabla 5.3-2. FACTOR DE CONVERSIÓN ALIMENTICIA EN *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS DEL DÍA 30 AL 45 Y DEL 45 AL 60.

	C45	H45	C60	H60
FCA30-45	2.9	0.9	1.29	0.96
FCA45-60	2.0	1.4	2.2	3.5

El factor de conversión alimenticia FCA (Tabla 5.3-2) se vio reducido con el tratamiento entre los 30 y 45 días en ambos lotes hormonados (registró valores menores a 1: 0.9 y 0.96); mientras que en los organismos tratados 60 días con hormona se elevó hasta 3.5, contrastando con su respectivo control con sólo 2.2. Cabe hacer notar que el lote experimental al que se le suspendió el tratamiento hormonal el día 45 mantuvo un FCA más bajo: de 1.4 contrastando con un valor de 2 de su control.

5.3.2. **F** ENERGÍA EN HECES

En la fase inicial del experimento la cantidad de heces por día por lote era semejante, oscilando entre los 0.13g y los 0.39g. El porcentaje de cenizas resultó 2.5% mayor en el lote experimental que en el control en el caso de 45 días; para los grupos de 60 días la tendencia fue la misma, en este caso con una diferencia de 6.7% (Tabla 5.3-3).

Al inicio del ensayo el contenido energético de las heces fue semejante en los lotes controles y experimentales; sin embargo, la cantidad de heces evacuadas resultó mayor en los lotes control, con un consecuente incremento en la pérdida de energía (cal/org/día) de 101% en los de 60 y 34.1% en los lotes de 45 días.

Tabla 5.3-3. HECES. % DE CENIZA, COSTOS DE ENERGÍA PERDIDA EN CADA LOTE, F EN *O. mossambicus*.

	C45		H45		C60		H60	
	INICIAL	FINAL	INICIAL	FINAL	INICIAL	FINAL	INICIAL	FINAL
HECES (g peso seco)	0.39	0.46	0.20	0.40	0.17	0.48	0.13	0.37
% CENIZAS	24.6	25.2	27.0	22.1	25.2	16.7	31.9	21.8
ENERGÍA (cal/lote)	1011.52	2211.61	499.21	1491.15	402.44	2631.30	300.06	1691.45
F (cal/org/día)	33.7	73.7	16.6	49.7	13.4	87.7	10.0	56.4

En la fase final del tratamiento la cantidad de heces por día por lote fue menor en los grupos experimentales a razón de 15% en los lotes de 45 días y del 30.7% en los de 60. El porcentaje de cenizas resultó 5.7% mayor en el lote experimental que en el control en el caso de 45 días, y 5.1% para los grupos hormonados en los de 60 días.

Al término del tratamiento el contenido energético de las heces fue menor en los lotes experimentales (22% en lotes de 45 días y 17% en los de 60) y la cantidad de heces producidas resultó mayor en los lotes control (15.6% en los lotes de 45 días y 30.7% en los de 60). Esto se reflejó en la cantidad de energía perdida en heces (cal/org/día) que resultó 32.1% mayor en C45 que en H45, y 36.8% mayor en C60 que en H60.

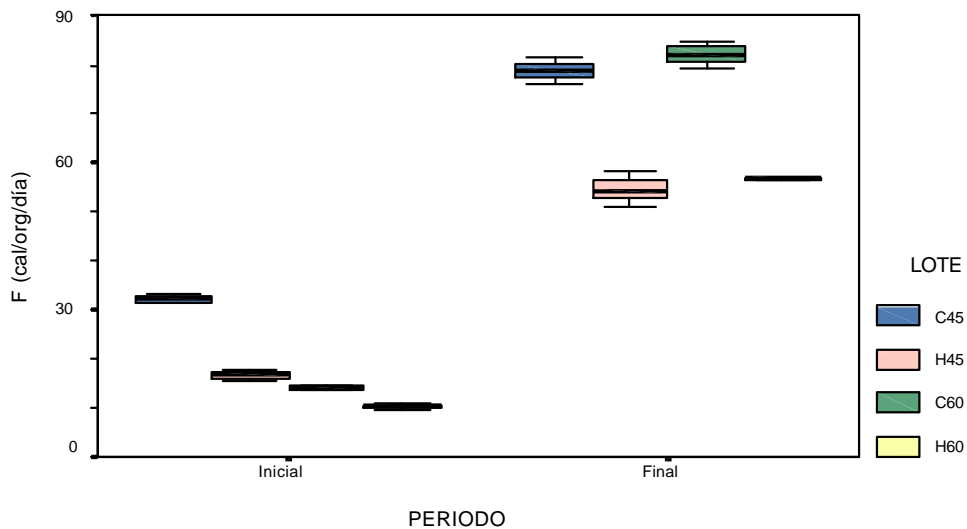


Fig. 5.3-2. ENERGÍA PERDIDA EN HECES DE *O. mossambicus* ETAPA INICIAL Y FINAL DEL TRATAMIENTO.

El porcentaje de la energía ingerida perdida en heces mostró una reducción en los lotes experimentales al final del tratamiento. En los lotes de 45 días el control perdió el 23.3% de la energía ingerida, mientras que el lote tratado con hormona tuvo una pérdida del 14.9%. En los lotes de 60 días el control perdió el 23% y la pérdida registrada para el lote experimental fue del 13.6%.

5.3.3. EFICIENCIA DE ASIMILACIÓN

Tabla 5.3-4. ASIMILACIÓN DE CONOVER EN *O. mossambicus*.

	C45		H45		C60		H60	
F'	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94	0.94
E'	0.75	0.75	0.73	0.64	0.75	0.83	0.68	0.60
% asimilación	71	72	73	79	72	60	76	80

F': fracción de materia orgánica presente en el alimento, E': fracción de materia orgánica presente en heces.

El peso seco denota la cantidad de materia orgánica y minerales presentes en el tejido, el peso seco libre de cenizas indica la cantidad de materia orgánica (la cantidad de cenizas equivale al contenido mineral).

Los valores del porcentaje de cenizas en heces al final del tratamiento mostraron que la fracción de materia orgánica contenida en los lotes experimentales se redujo significativamente, lo cual refleja una mayor absorción de nutrientes en los organismos tratados con hormona.

El porcentaje de utilización de Conover (Tabla 5.3-4) en la etapa final del experimento fue de 72% en el control y del 79% en el experimental para los lotes de 45 días. En los lotes de 60 días se vio reducido en el control a 60%, mientras que en el experimental se incrementó a 80%.

5.3.4 *R* METABOLISMO RESPIRATORIO

Durante los ciclos de 24 horas la temperatura se mantuvo en $26\pm 1^{\circ}\text{C}$. Los valores de consumo de oxígeno registrados fueron procesados obteniéndose un valor promedio para cada organismo, se calculó el equivalente en calorías y posteriormente se aplicó un modelo de regresión potencial con el fin de obtener la relación existente entre QO_2 y el peso seco.

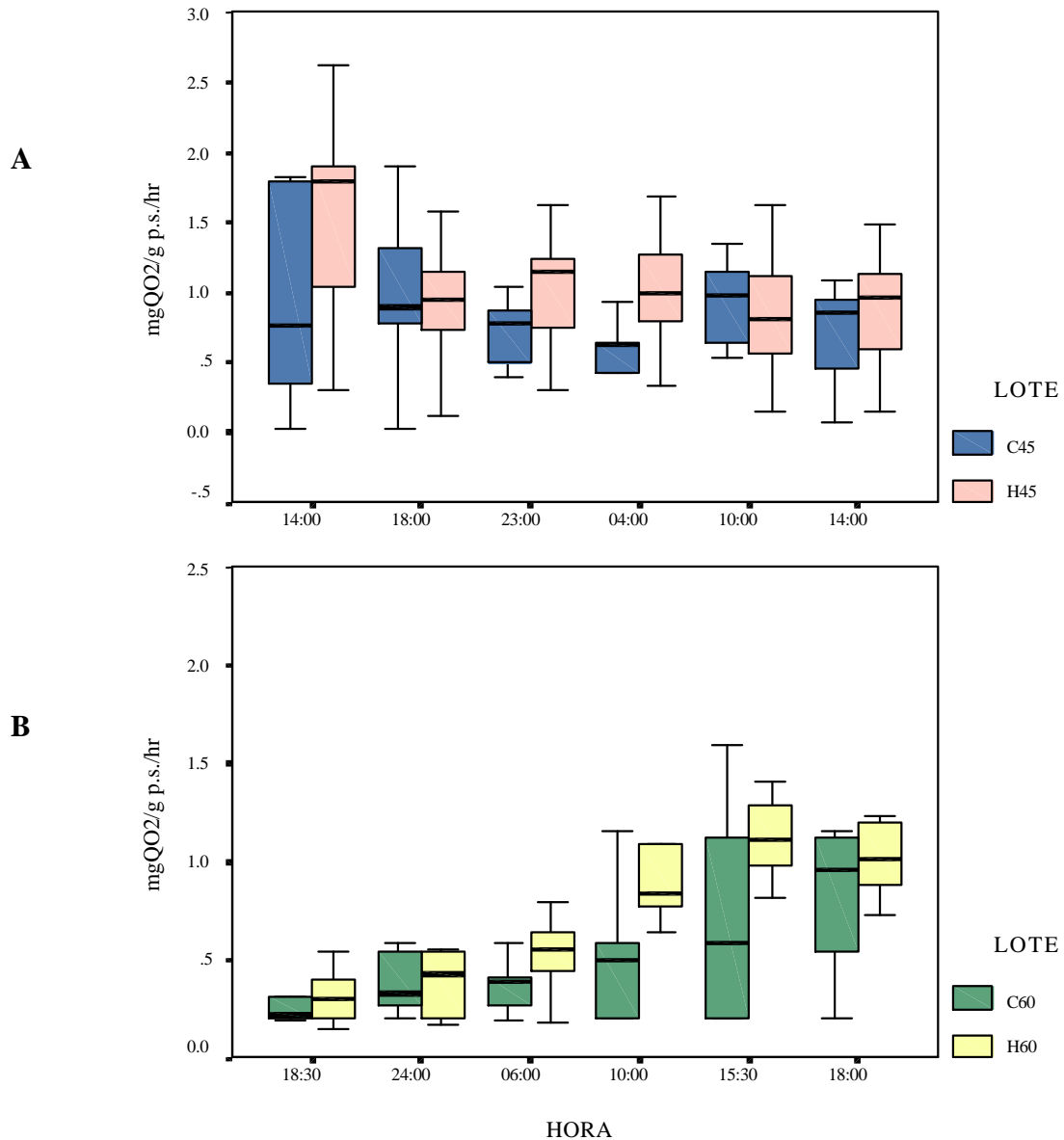


Fig. 5.3-3. COMPORTAMIENTO DEL METABOLISMO RESPIRATORIO DE Rutina DE *O. mossambicus* DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. A: LOTES DE 45 DÍAS. B: LOTES DE 60 DÍAS.

GRUPOS TRATADOS DURANTE 45 DÍAS.

En el ciclo de 24 horas realizado para los lotes de 45 días (Tabla 5.3-5, Fig. 30-A) se encontró que el QO_2 de la primera lectura (2:00) fue el más alto para los organismos control, este valor fue en decremento hasta alcanzar un mínimo en la madrugada (4:00) incrementándose nuevamente hacia las 10:00. El valor promedio por hora se estimó en $0.80 \pm 0.09 \text{ mg O}_2 \text{ g}^{-1} \text{ peso seco}$.

El grupo tratado con hormona presentó su máximo a la misma hora, pero su valor fue mayor que el del control. En el tiempo 2 se mantiene semejante al control, sin embargo en los registros subsecuentes no tuvo una baja marcada; por el contrario, se mantuvo elevado de las 23:00 a las 4:00 y por la mañana se redujo moderadamente, el promedio por hora se estimó en $1.03 \pm 0.06 \text{ mg O}_2 \text{ g}^{-1} \text{ peso seco}$. Los valores de H45 fueron significativamente mayores que los del C45: $F=4.00$, $p<0.05$.

Tabla 5.3-5. QO_2 DE *O. mossambicus* DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 45 DÍAS.

Horario	QO_2 (mg $O_2 \text{ g}^{-1} \text{ hr}^{-1}$)	
	CONTROL n = 5	HORMONA n = 10
14:00	0.95±0.37	1.53±0.21
18:00	0.99±0.31	0.91±0.12
23:00	0.72±0.12	1.00±0.13
04:00	0.53±0.15	0.99±0.13
10:00	0.93±0.15	0.85±0.14
14:00	0.69±0.18	0.88±0.13
promedio ± error estándar:	0.80±0.09	1.03±0.06

GRUPOS TRATADOS DURANTE 60 DÍAS.

Las lecturas registradas para los grupos de 60 días (Tabla 5.3-6, Fig. 5.3-3-B) mostraron un valor mínimo para el grupo control en la primera lectura a las 18:30, la segunda y tercera lecturas fueron muy semejantes (00:00 y 6:00) con valores de 0.38 ± 0.08 y 0.37 ± 0.07 . En los registros subsecuentes los valores se fueron incrementando hasta llegar a un máximo de 0.80 ± 0.08 a las 18:00 en el tiempo 6; el promedio fue de $0.52 \pm 0.07 \text{ mg O}_2 \text{ g}^{-1} \text{ hr}^{-1}$.

Tabla 5.3-6. QO_2 DE *O. mossambicus* DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 60 DÍAS.

Horario	QO_2 (mg $O_2 \text{ g}^{-1} \text{ hr}^{-1}$)	
	CONTROL n = 5	HORMONA n = 10
18:30	0.29±0.07	0.31±0.21
00:00	0.38±0.08	0.38±0.12
06:00	0.37±0.07	0.52±0.13
10:00	0.53±0.17	1.03±0.13
15:30	0.74±0.27	1.12±0.14
18:00	0.80±0.18	1.06±0.13
promedio ± error estándar:	0.52±0.07	0.74±0.06

El grupo experimental inició también con un valor mínimo: 0.31 ± 0.21 , a partir del cual se fue incrementando hasta que alcanzó un máximo de 1.12 ± 0.14 en el tiempo 5 (15:30) y en el 6 (18:00) se redujo a 1.06 ± 0.13 . El valor promedio por hora fue de 0.74 ± 0.06 . Los valores del grupo tratado con hormona fueron significativamente mayores que los del control $F=5.78$, $p < 0.02$.

Tabla 5.3-7: MODELOS AJUSTADOS DE LA RELACIÓN $QO_2 = K$ peso seco^a EN *O. mossambicus* CONTROLES Y TRATADOS CON HORMONA.

C45	$QO_2 = 0.85 \pm 0.093 \times P.s.$	$-.82 \pm .17$	$R^2 = .92$	$F = 23.68$	$p < .040$
H45	$QO_2 = 1.059 \pm 0.213 \times P.s.$	$-1.03 \pm .33$	$R^2 = .71$	$F = 9.71$	$p < .036$
C60	$QO_2 = 0.037 \pm 0.024 \times P.s.$	$-3.23 \pm .726$	$R^2 = .87$	$F = 20.29$	$p < .020$
H60	$QO_2 = 0.37 \pm 0.085 \times P.s.$	$-1.11 \pm .28$	$R^2 = .80$	$F = 15.71$	$p < .017$

Los modelos ajustados de la relación $QO_2 = K P.s^\alpha$ (Tabla 5.3-7) denotan que la relación entre el metabolismo respiratorio y el peso seco es inversamente proporcional, los que mejor se ajustan son los controles, con una R^2 de 0.92 en C45 y en C60 de 0.87. Los lotes experimentales resultaron ser más variables y su ajuste tuvo una R^2 de 0.71 en H45 y de 0.80 en H60.

Tabla 5.3-8: VALORES DE R: METABOLISMO RESPIRATORIO DE RUTINA EN *O. mossambicus*.

	C45	H45	C60	H60
Peso seco	0.57 ± 0.07	0.55 ± 0.04	0.41 ± 0.03	0.46 ± 0.03
QO_2	0.80 ± 0.09	1.03 ± 0.06	0.52 ± 0.07	0.74 ± 0.06
$R_{(cal/org/día)}$	33.3 ± 3.6	43.2 ± 2.5	17.2 ± 2.3	26.5 ± 2
$R_{(cal/g p.s./día)}$	63.7 ± 7.2	81.6 ± 5.2	41.2 ± 5.5	58.6 ± 5.2

Finalmente se obtuvieron los valores del metabolismo de rutina (Tabla 5.3-8) al emplear el modelo de cada ecuación. Los valores promedio por hora más bajos correspondieron a los grupos tratados durante 60 días que tuvieron un costo de 0.92, mientras que los lotes de 45 días perdieron 1.36 el control y 2.04 el experimental. Se calculó el $QO_{2/DÍA/ej}$ cuyos valores diarios fueron más bajos en los grupos de 60 días con un costo aproximado de 17.2 calorías el C60 y 26.5 el H60, seguidos por el C45 que perdió alrededor de 33.3 calorías diarias y por último el valor más alto correspondió al grupo H45 con 43.2 calorías.

5.3.5. *U*: ENERGÍA EN DESECHOS NITROGENADOS

Los valores de excreción nitrogenada registrados durante el ciclo de 24 horas fueron procesados obteniéndose un valor promedio para cada organismo y para cada tiempo; se obtuvo el equivalente en calorías y posteriormente se calculó el QN-NH₄/día/g y el QN-NH₄/día/ejemplar promedio.

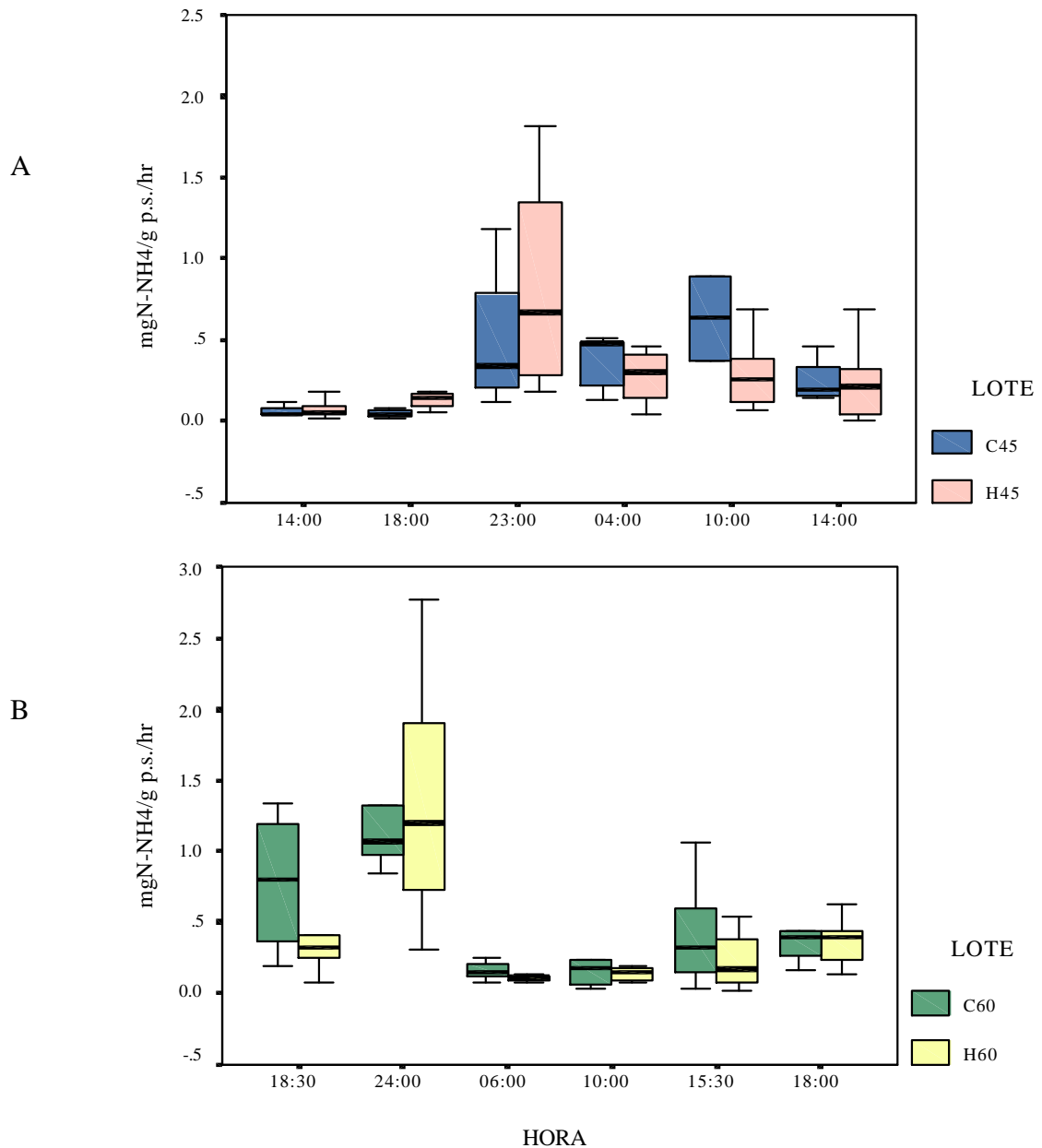


Fig. 5.3-4. COMPORTAMIENTO DE LA EXCRECIÓN DE NITRÓGENO EN *O. mossambicus* DURANTE LOS CICLOS DE 24 HORAS, A: LOTES DE 45 DÍAS. B: LOTES DE 60 DÍAS.

GRUPOS TRATADOS DURANTE 45 DÍAS.

En el ciclo de 24 horas para los lotes tratados durante 45 días (Tabla 5.3-9, Fig. 5.3-4-A) los valores de QN-NH₄ más bajos fueron registrados en las lecturas iniciales tanto en el control como en el hormonado, por la tarde (18:00) el valor del control bajó y el del hormonado subió ligeramente. Los registros correspondientes al tiempo 3 (23:00) fueron de 0.49±0.21 para el control y de 0.97±0.31 para el hormonado, el más elevado del ciclo. En la madrugada (4:00) se reduce en ambos lotes. A las 10:00 de la mañana alcanzó el nivel más alto el control: 0.63±0.16, contra 0.31±0.07 del experimental. Finalmente, a las 14:00 los niveles se redujeron a 0.24±0.07 en el control y 0.28±0.06 en el hormonado.

La tasa de excreción nitrogenada promedio por g peso seco por hora resultó 0.27±0.05 en el lote control y 0.36±0.07 en el hormonado, estadísticamente las diferencias no fueron significativas entre lotes (P>0.05) pero sí durante el ciclo, elevándose significativamente hacia las 23:00 y las 10:00 hrs (Tabla 5.3-11). El promedio tanto del peso húmedo como del seco de las muestras y el porcentaje de humedad fueron mayores en el control.

Tabla 5.3-9. QN-NH₄ DE *O. mossambicus* DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 45 DÍAS.

QN-NH ₄ (mg N-NH ₄ g ⁻¹ hr ⁻¹)	Lotes	
	CONTROL n = 5	HORMONA n = 10
Horario		
14:00	0.06±0.02	0.07±0.02
18:00	0.05±0.01	0.13±0.02
23:00	0.49±0.21	0.97±0.31
04:00	0.36±0.08	0.28±0.05
10:00	0.63±0.16	0.31±0.07
14:00	0.24±0.07	0.28±0.06
promedio ± error estándar	0.27±0.05	0.36±0.07

GRUPOS

DURANTE 60 DÍAS.

TRATADOS

En el caso de los grupos de 60 días (Fig. 5.3-4-B, Tabla 5.3-10) las lecturas se iniciaron a las 18:30, el patrón del ciclo coincidió en el pico máximos con el de 45 días, que en este caso corresponden a la lectura de las 0:00 y son de 1.10±0.09 en C60 y de 1.34±0.24 en H60. Sin embargo, a diferencia de aquél, el pico del control fue sólo uno y los valores matutinos se mantuvieron bajos, 0.16 en C60 y 0.10 en H60 a las 6:00 hrs, y 0.21 en C60 y 0.13 en H60 a las 10:00. Conforme pasó la tarde y hacia la noche la excreción mostró un incremento, pasando de 0.43 en C60 y 0.23 en H60 a las 15:30 a 0.35 en ambos lotes a las 18:30. Al igual que en los lotes de 45 días, los lotes de 60 no registraron diferencias significativas en cuanto a su excreción diaria (P>0.05) pero sí durante el día, tanto C60 como H60 mostraron valores significativamente mayores (P<0.05) a las 0:00 hrs.

La tasa de excreción nitrogenada promedio por hora resultó menor en el grupo tratado con hormona y la variabilidad se mantuvo igual en ambos casos: 0.53 ± 0.02 en C60 y 0.52 ± 0.02 en H60. El promedio tanto del peso húmedo como del seco de las muestras fue mayor en el experimental y el porcentaje de humedad ligeramente más elevado en C60: 81.58% vs 80.65% en H60.

Tabla 5.3-10. QN-NH₄ DE *O. mossambicus* DURANTE EL CICLO DE 24 HORAS. LOTES DE 60 DÍAS.

QN-NH ₄ (mg N-NH ₄ g ⁻¹ hr ⁻¹)	Lotes	
	CONTROL n = 5	HORMONA n = 10
Horario		
18:30	0.78±0.23	0.39±0.08
00:00	1.10±0.09	1.34±0.24
06:00	0.16±0.04	0.10±0.01
10:00	0.21±0.09	0.13±0.02
15:30	0.43±0.19	0.23±0.06
18:00	0.35±0.06	0.35±0.05
promedio ± error estándar	0.53±0.08	0.52±0.08

La energía perdida en U, excreción nitrogenada/día/organismo fue más elevada en los lotes tratados con hormona (Tabla 5.3-11): 21.2 ± 4.1 en C45 y 25.6 ± 4.4 en H45; 29.4 ± 4.5 en C60 y 31.1 ± 4.5 en H60.

Tabla 5.3-11. PÉRDIDA DE ENERGÍA POR DESECHOS NITROGENADOS (U) EN *O. mossambicus*. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.

	C45	H45	C60	H60
Peso seco (g)	0.57±0.07	0.55±0.04	0.41±0.03	0.46±0.03
QN-NH ₄	0.27±0.05	0.36±0.07	0.53±0.08	0.52±0.08
U(cal/org/día)	21.2±4.1	25.6±4.4	29.4±4.5	31.1±4.5
U(cal/g p.s./día)	37.2±7.2	49.6±9.1	72.4±11.1	70.7±10.7

5.3.6. **P**: ENERGÍA CANALIZADA A PRODUCCIÓN

Para calcular la producción de cada lote se midió el contenido energético de los organismos sometidos a los ciclos de 24 horas. Este valor se multiplicó por la tasa instantánea de crecimiento, el promedio de la cantidad en gramos que incrementan en peso por día. De esta manera se obtuvo la cantidad de energía canalizada diariamente al incremento de masa corporal (Tabla 5.3-12, Fig. 5.3-5).

Los lotes control, tanto de 45 como de 60 días de tratamiento, presentaron una producción de 152.9 y 152.5 cal/día/organismo respectivamente; aún cuando su contenido energético y tasa instantánea de crecimiento (TIC) fueron diferentes: para C45 se registró una TIC de 0.034 g/día y un contenido calórico de 4497.4 cal/g, mientras que C60 tuvo una TIC de 0.041 g/día y un contenido energético de 3716.8 cal/g.

En los organismos tratados con hormona la producción fue mayor, con valores de 220.7 cal/día/organismo para el grupo tratado durante 45 días y de 167.1 cal/día/organismo para el de 60. Presentaron TIC muy semejantes, de 0.046 y 0.042 g/día respectivamente; sin embargo, el contenido energético del tratamiento de 60 días resultó menor que el encontrado en el de 45 con una diferencia de más de 800 cal/g

Tabla 5.3-12. P PRODUCCIÓN: ENERGÍA CANALIZADA A INCREMENTO EN MASA CORPORAL DIARIAMENTE POR *O. mossambicus*. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.

	C45	H45	C60	H60
Tasa Instantánea de Crecimiento (g/día)	0.034±0.007	0.046±0.006	0.041±0.005	0.042±0.009
Contenido calórico (cal/g)	4497.4	4798.7	3716.8	3979.6
P cal/org/día	154.9±30.9	222.9±29.4	151.5±20.2	167.1±37.7

El valor de producción está compuesto por el valor de Pr, producción reproductiva y Ps, producción somática (Fig. 5.3-5).

La Pr, producción reproductiva (Tabla 5.3-13) se calculó en base al peso gonádico promedio por lote, en hembras presentó valores más elevados en los lotes control a razón de 20.7% en los grupos de 45 días, y de 104.7% en los de 60. Considerando el porcentaje de ovocitos en vitelogenénesis en la gónada, que resultó menor en el control de 45 días por 7.8% y mayor en el control de 60 días por 33.1%, se calculó el contenido energético de la gónada en cada tratamiento.

El contenido calórico gonádico resultó mayor en los controles tanto de 45 como de 60 días en un 16.3% y 46.7% respectivamente. Esto se reflejó en el esfuerzo reproductivo neto (ERN) en hembras, los valores obtenidos para controles de 45 y 60 días fueron 22.03 y 53.4%, mientras que en los lotes tratados fue de 12.64 y 23.81% respectivamente.

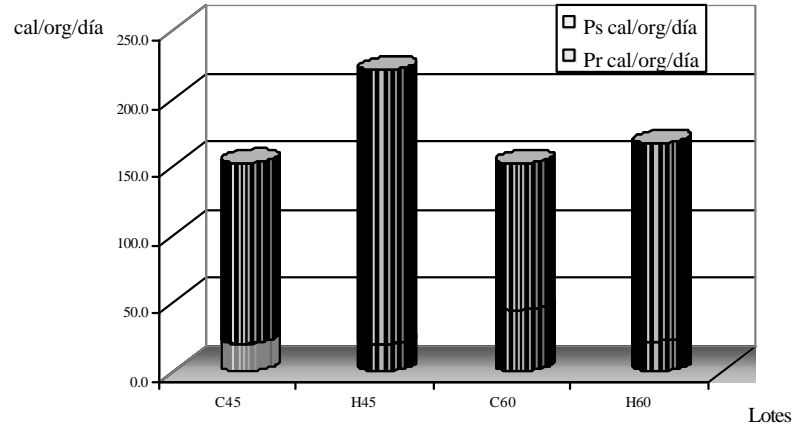


Fig. 5.3-5. ENERGÍA CANALIZADA A PRODUCCIÓN POR *O. mossambicus*. CONTROLES Y TRATADOS CON HORMONA. Ps : producción somática, Pr: producción- gónadas.

La Pr promedio se estimó en 20.3 cal/org/día para C45 y 19.8 cal/org/día para H45, elevándose en los lotes de 60 días a 44.6 cal/org/día en el control y 22.2 cal/org/día en el tratado con hormona. La Ps promedio se incrementó en los lotes tratados en un 51.5% en los lotes de 45 días y en 34.4% en los lotes de 60 días. El esfuerzo reproductivo neto ERN promedio presentó valores semejantes en los lotes de 45 días (C45:13.3, H45:9.0); a diferencia de los lotes de 60 días en donde el ERN se elevó en el lote control hasta 29.3 y el hormonado sólo se incrementó en 4.3 puntos porcentuales (13.3).

Tabla 5.3-13: ESTIMACIÓN DE LA ENERGÍA CANALIZADA A REPRODUCCIÓN EN HEMBRAS DE *O. mossambicus*. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.

	C45	H45	C60	H60
Peso gonádico promedio (g) * / **	0.273/0.0322	0.160/0.283	0.531/0.349	0.283/0.174
% gónada con ovocitos en vitelogénesis exógena	24.1	31.9	63.7	29.8
Contenido energético /individuo promedio (cal)	9275.4	11209.7	9416.6	10792.6
Contenido energético gónada (cal) * / ** Promedio	965.1/422.3 693.7	596.62/596.0 596.3	1726.0/490.8 1108.4	920.6/301.1 610.9
Esfuerzo Reproductivo Neto (%) * / ** Promedio	22.0/4.6 13.3	12.6/5.3 9.0	53.4/5.2 29.3	23.8/2.8 13.3
P cal/org/día	152.9	220.7	152.5	167.1
Pr cal/org/día * / ** Promedio	33.7/7.0 20.3	27.9/11.7 19.8	81.5/8.0 44.7	39.8/4.7 22.2
Ps cal/org/día * / ** Promedio	119.2/146.0 132.6	192.8/209.0 200.9	71.1/144.6 107.8	127.4/162.5 144.9

5.3.7 $C=P+R+F+U$: BALANCE ENERGÉTICO

Para obtener los valores del balance energético se consideró la media y el error estándar calculados para energía consumida C, la canalizada a producción P, el costo del metabolismo respiratorio R, la eliminada en heces F y la energía perdida por desechos nitrogenados U (Tabla 5.3-14).

Tabla 5.3-14: BALANCE ENERGÉTICO CALCULADO PARA *O. mossambicus*. VALORES ± ERROR ESTÁNDAR. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.

(cal/organismo)	C	P	R	F	U
C45	267.8 ±12.4	154.9±30.9	33.3±3.6	73.7±2.7	21.2±4.1
H45	283.8 ± 14.0	222.9±29.4	43.2±2.5	49.7±3.5	25.6±4.4
C60	321.9 ± 14.7	151.5±20.2	17.2±2.3	87.7±2.8	29.4±4.5
H60	345.1 ± 16.0	167.1±37.7	26.5±2	56.4±0.1	31.1±4.5

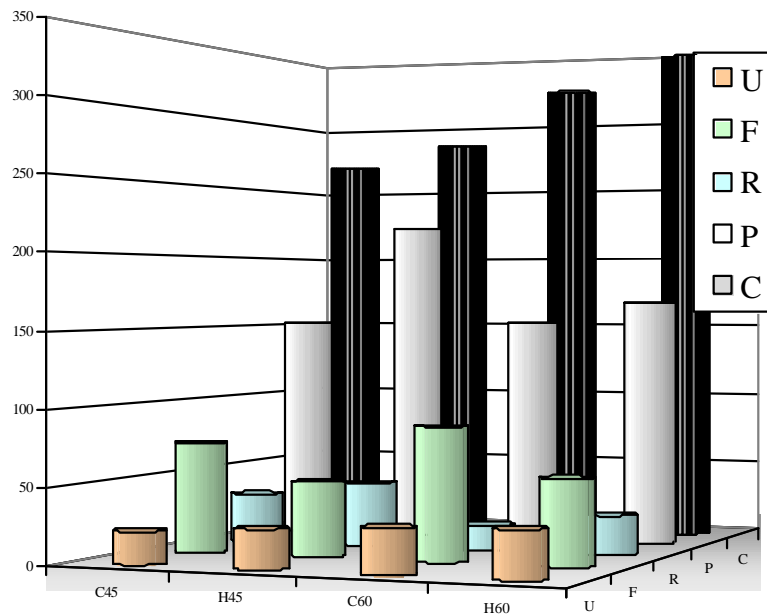


Fig. 5.3-6. ENERGÍA PROMEDIO CONSUMIDA: C, CANALIZADA A PRODUCCIÓN: P, METABOLISMO RESPIRATORIO: R Y PÉRDIDA EN HECES F Y DESECHOS NITROGENADOS: U, POR *O. mossambicus*. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.

El valor promedio de la energía consumida se incrementó en los lotes tratados con hormona 17 y 14 cal/org a 45 y 60 días respectivamente, lo cual no es representativo, dado que estas diferencias son semejantes a los valores de error estándar presentados. (Fig. 5.3-6).

El promedio de la energía canalizada a producción fue semejante en lotes control de 45 y 60 días: 154.9 ± 30.9 y 151.5 ± 20.2 cal/org, mientras que en los lotes experimentales se registró incremento a los 45 días, alcanzando un valor de 222.9 ± 29.4 cal/org, en tanto que a los 60 días de administración hormonal decreció a 167.1 ± 37.7 . Por lo que la producción promedio reportó un incremento en los lotes experimentales respecto a su control de 44% en 45 días y de 9.6% en 60.

El costo energético promedio del metabolismo respiratorio fue más alto en los grupos experimentales, 30% en los lotes de 45 días (33.3 en C45 vs 43.2 cal/org en H45) y 50% en los de 60 (17.2 en C60 y 26.5 cal/org en H60).

Las pérdidas energéticas promedio vía heces se redujeron notablemente con el tratamiento hormonal 32.6% a los 45 días, de 73.7 ± 2.7 a 49.7 ± 3.5 cal/org, y 35.9% a los 60, de 87.7 ± 2.8 a 56.4 ± 0.1 .

La pérdida promedio vía excreción resultó semejante entre lotes experimentales con su respectivo control, con valores de 21.2 ± 4.1 en C45 y 25.6 ± 4.4 cal/org en H45; y de 29.4 ± 4.5 en C60 y 31.1 ± 4.5 cal/org en H60

Dado que se consideraron valores promedio con su respectivo error estándar, se calcularon también los valores mínimos y máximos de los elementos del balance, obteniendo así un intervalo de valores de energía utilizada: P+R+F+U, (Tabla 5.3.15). Al comparar esta suma con los niveles de energía consumida se observa que existe una concordancia entre las mismas. Considerando como 100% el valor de C se calculó el porcentaje de cada elemento del balance energético en el modelo que mejor se ajustaba (Fig. 5.3-7)

Tabla 5.3-15: VALORES MÍNIMOS, MEDIOS Y MÁXIMOS DEL BALANCE ENERGÉTICO CALCULADO PARA *O. mossambicus*. COMPARACIÓN ENTRE LOTES. Valores dados en calorías y joules/organismo.

Lote	valor	C	P	R	F	U	P+R+F+U						
C45	Mínimo	246.3	1031.3	124.0	519.2	29.7	124.4	71.0	297.4	17.1	71.6	241.8	1012.5
	Media	267.8	1121.3	154.9	648.6	33.3	139.4	73.7	308.6	21.2	88.8	283.1	1185.4
	Máximo	289.2	1210.9	185.8	778.0	36.6	153.2	76.4	319.8	25.3	105.9	324.1	1357.0
H45	Mínimo	259.5	1086.5	193.5	810.0	40.7	170.4	46.1	193.0	21.2	88.8	301.5	1262.2
	Media	283.8	1188.3	222.9	933.2	43.2	180.9	49.7	208.1	25.6	107.2	341.4	1429.3
	Máximo	308.1	1290.0	252.3	1056.3	45.7	191.3	53.3	223.2	30.0	125.6	381.3	1596.5
C60	Mínimo	296.4	1241.0	130.9	548.3	14.9	62.4	84.9	355.5	24.9	104.3	255.6	1070.4
	Media	321.9	1347.8	151.1	632.9	17.2	72.0	87.7	367.2	29.4	123.1	285.4	1195.2
	Máximo	347.4	1454.6	171.4	717.5	19.5	81.6	90.5	378.9	33.9	141.9	315.3	1320.0
H60	Mínimo	317.3	1328.5	127.4	533.6	24.5	102.6	56.3	235.9	26.6	111.4	234.9	983.5
	Media	345.1	1444.9	165.2	691.5	26.5	111.0	56.4	236.1	31.1	130.2	279.2	1168.8
	Máximo	372.8	1560.9	202.9	849.4	28.5	119.3	56.5	236.4	35.6	149.1	323.4	1354.2

La energía consumida se canalizó principalmente a producción, siendo notable el valor alcanzado por el lote tratado con hormona durante 45 días: 62.8% de la energía consumida, un 12.5% más que en su respectivo control. En los lotes de 60 días la diferencia fue del 12.9%. En los lotes control representó 50.3% en C45 y 51% en C60.

El costo energético del metabolismo respiratorio representó el 12.1% en el control y del 13.2% en el lote tratado con hormona en los lotes de 45 días; para los de 60 días tuvo un costo del 5.8% en C45y del 9% en H60.

En el caso de las pérdidas energéticas en heces es clara la diferencia entre los lotes control y los experimentales, siendo menor en 13.8% en los organismos tratados con hormona en los lotes de 45 días y el 11.8% en los de 60.

La energía perdida en desechos nitrogenados resultó semejante entre los grupos tratados y sus respectivos controles, representó una fracción mínima, en todos los casos fue menor del 12%: C45 y H45 perdieron 6.9%, C60 perdió 9.9% y H60 11.2%.

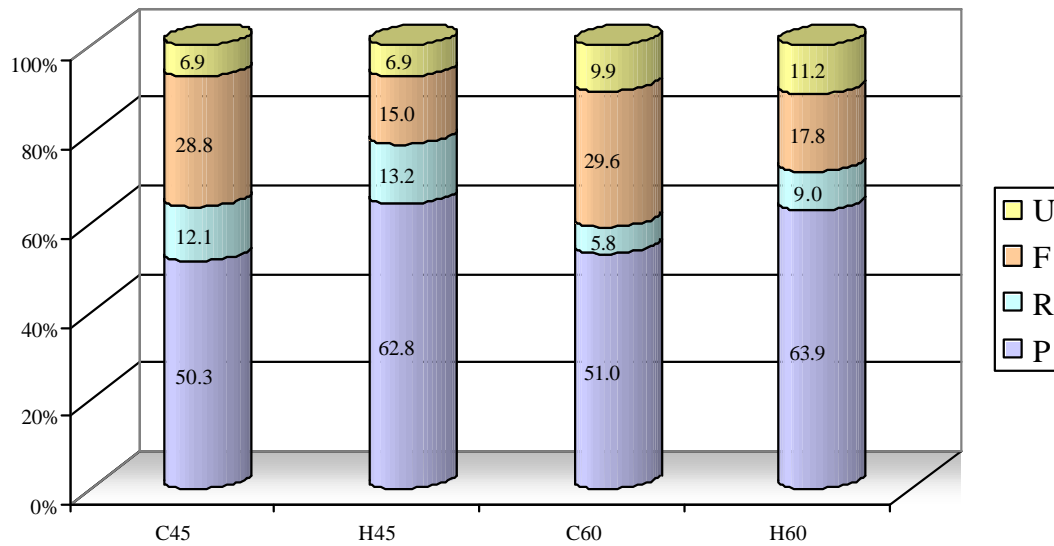


Fig. 5.3-7.. PORCENTAJE DE ENERGÍA DESTINADA A CADA ELEMENTO DEL BALANCE ENERGÉTICO *O. mossambicus*. MODELOS AJUSTADOS. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.

5.3.8 OXIDACIÓN DE SUSTRATO METABÓLICO: RELACIÓN MN/MO

Se calculó la relación existente entre el oxígeno consumido y el nitrógeno excretado y se obtuvo el porcentaje de proteína empleada como sustrato energético en la respiración (Tabla 5.3-16).

Tabla 5.3-16: M_N/M_{O_2} Y PORCENTAJE DE PROTEÍNA OXIDADA EN *O. mossambicus*. COMPARACIÓN ENTRE LOTES.

Lote	valor	O:N	M_N/M_O	% PROTEÍNA OXIDADA
C45	Mínimo	7.77	0.07	26.2
	Media	10.37	0.10	35.7
	Máximo	14.16	0.13	47.7
H45	Mínimo	7.90	0.08	28.2
	Media	10.01	0.10	37.0
	Máximo	13.16	0.13	46.9
C60	Mínimo	2.58	0.22	80.7
	Media	3.43	0.29	100
	Máximo	4.59	0.39	100
H60	Mínimo	4.20	0.16	58.2
	Media	4.98	0.20	74.4
	Máximo	6.36	0.24	88.2

El control de 45 días presentó un rango del 26.2 al 47.7%, en el hormonado fue de 28.2-46.9%. En el caso de los lotes de 60 días el control presentó 100% en promedio y valor mínimo de 80.7%, en el hormonado se mantuvo entre el 58.2 y 88.2%.

En los grupos de 45 días, los lotes tratados con hormona oxidaron una fracción semejante de proteína, mientras que para 60 días se registraron valores elevados en ambos lotes, llegando a 100% en el control.

5.4. RESULTADOS DEL ANÁLISIS PROXIMAL DE TEJIDO

Al terminar la fase de acuario se realizaron análisis proximales del tejido, empleando organismos completos (Tabla 5.4-1 y Fig. 5.4-1).

El porcentaje de proteína pura resultó semejante en los lotes tratados durante 45 días: 57.84 en el control y 57.93 en el experimental; en los de 60 días hubo una diferencia menor del 3%: C60 tuvo 55.99 y H60 53.11.

El contenido de cenizas fue menor en los lotes tratados con hormona, 2.5% en los grupos de 45 días y 5.2% en los de 60.

El total de nutrientes digeribles se incrementó un 6% en los lotes experimentales, fue de 92.27 en H45 y de 90.26 en H60, mientras que los controles mostraron valores de 86.48 en C45 y 84.30 en C60.

La energía contenida fue mayor en los lotes experimentales, un 7.5% más en el lote de 45 días y un 6.7% en el de 60.

Tabla 5.4-1. ANÁLISIS PROXIMAL DE ORGANISMOS COMPLETOS DE *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS. Contenido calórico inicial: 1117.2 Kcal/Kg.

	Control 45 días	Hormona 45 días	Control 60 días	Hormona 60 días
% PROTEÍNA PURA (N x 6.25)	57.8	57.9	56.0	53.1
% CENIZAS	16.5	13.9	22.03	16.8
% EXTRACTO ETereo		21.1		21.1
% FIBRA CRUDA		0.5		0.8
% EXTRACTO LIBRE DE N		6.6		8.3
% TOTAL DE NUTRIENTES DIGERIBLES	86.5	92.3	84.3	90.3
E.D. Kcal/Kg (aprox.)	4497.4	4798.7	3716.8	3979.6
E.M. Kcal/Kg (aprox.)	3893.5	4154.3	3047.5	3262.9

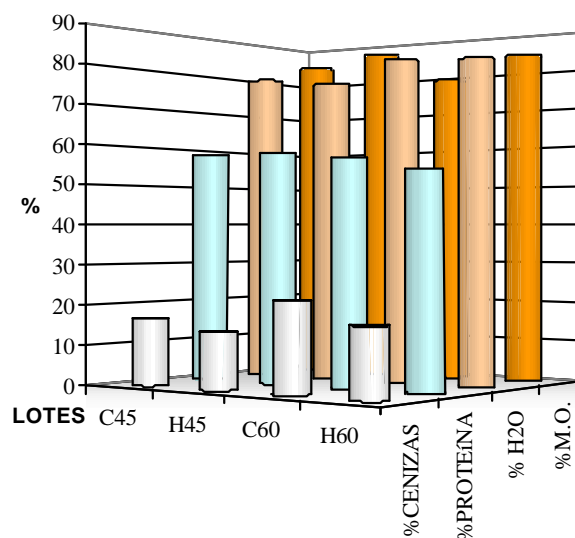


Fig. 5.4-1. PORCENTAJE DE CENIZAS, PROTEÍNAS, AGUA Y MATERIA ORGÁNICA EN ORGANISMOS COMPLETOS DE *O. mossambicus* EN LOS DISTINTOS TRATAMIENTOS.

5.5. INTEGRACIÓN DE ÍNDICES FISIOLÓGICOS

Como se muestra en la Tabla 5.5-1, los efectos del tratamiento hormonal fueron en algunos aspectos diferentes dependiendo del tiempo de administración. Se observó que el crecimiento tanto en peso como en talla fue mayor en los grupos tratados con hormona durante 45 días, con tasas instantáneas de 0.046g/día y 0.244 mm/día. En los lotes tratados durante 60 días este efecto es reducido en talla y prácticamente nulo en peso.

El factor de conversión alimenticia (FCA) se reduce a valores menores de 1 con el tratamiento hormonal entre los días 30 y 45, mientras que en los siguientes 15 días con tratamiento se dispara a 3.5 en H60 y apenas a 1.4 en H45, contrastando con valores de 2.2 y 2 en sus respectivos controles ya sin administración de testosterona. El porcentaje de asimilación no presentó diferencias muy marcadas en los lotes de 45 durante los primeros días de tratamiento y hacia el final del experimento la diferencia fue del 7% mayor con la hormona. En el tratamiento a 60 días los controles tuvieron al final del experimento una asimilación del 70%, mientras que en el hormonado se registró de 80%.

En cuanto al análisis histológico, el índice gonadosomático (IGS) se redujo con el tratamiento de 45 días tanto en hembras como en machos, de valores de más de 5 a menos de 3. En el tratamiento de 60 días para machos se presentó un valor semejante entre controles y hormonados, mientras que en hembras se reportó una notable reducción.

El análisis bioenergético demostró que el tratamiento hormonal incide en un mayor consumo de alimento (C), de 20 cal./org/día en promedio. En los lotes experimentales se redujo notablemente la pérdida de energía vía heces (F), de 73.7 a 49.7 cal./org/día en el tratamiento de 45 días y de 87.7 a 56.4 cal./org/día en el tratamiento de 60 días. El metabolismo respiratorio (R) promedio registró un incremento con la hormona en el tratamiento de 45 días de 33.3 a 43.2 cal./org/día y de 17.2 a 26.5 cal./org/día en los de 60 días. La pérdida promedio de energía por desechos nitrogenados (U) mostraron un comportamiento similar entre controles y experimentales, con valores de 21.2 y 25.6 cal./org/día en los grupos de 45 días y de 29.4 y 26.6 cal./org/día en los 60 días. La producción (P) registrada al final del experimento se incrementó notablemente con el tratamiento de 45 días de 152.9 a 220.7 cal./org/día y en menor medida en los lotes 60 de 154.9 a 222.9 cal./org/día. Al calcular Pr, la fracción correspondiente a reproducción, se observaron valores promedio semejantes en 45 días y una reducción de 50% en los de 60. Al calcular el porcentaje de proteína metabolizada, no hubieron diferencias debido al tratamiento hormonal, pero sí en cuanto al tiempo en que se mantuvieron los organismos en acuario; en los lotes de 45 días se oxidó 35.7% de proteína en C45 y 37.0% en H45; sin embargo, en los lotes a 60 tanto en el control como en el experimental se oxidó un 100%.

El análisis proximal de tejido reportó que el porcentaje de humedad se redujo en un 2% en 45 días y menos de 1% en 60. El porcentaje de materia orgánica se incrementó en un 2.5% en 45 y 5.2% en 60 días y consecuentemente el porcentaje de cenizas se vio reducido. El porcentaje de proteínas se mantuvo semejante a los 45 días, mientras que a los 60 se registró una disminución del 2.9% con la hormona. El contenido energético encontrado se elevó con la testosterona a razón de 300 cal./org/día a los 45 días y 260 cal./org/día a los 60.

Tabla 5.5-1. RESUMEN DE RESULTADOS. I = inicial; f =final; D = diferencia; C = control; H = hormonados.

		C45	H45	C60	H60	
C R E C I M I E N T O						
		Pesoi (g)	1.03	0.83	0.88	0.90
		Pesof (g)	2.94	3.45	3.32	3.39
		LPi (mm)	29.41	28.34	28.70	28.88
		LPf (mm)	39.99	42.99	41.44	43.99
		TIC g/día	0.034	0.046	0.041	0.042
		TIC mm/día	0.176	0.244	0.212	0.252
		FCA30-45	2.9	0.9	1.29	0.96
		FCA45-60	2.0	1.4	2.2	3.5
		IGS en machos	5.21±0.56	2.71±0.38	5.99±0.29	5.53
		IGS en hembras	5.32±0.22	2.95±0.04	11.04	2.89 ±1.73
	B I O E N E R G É T I C A		%asimilación Conover i	71.	73	72
		%asimilación Conover f	72	79	60	80
		Cmin (cal)	246.3	259.5	296.4	317.3
		Cmedia (cal)	267.8	283.8	321.9	345.1
		Cmax (cal)	289.2	308.1	347.4	372.8
		F min(cal)	71.0	46.1	84.9	56.3
		F media(cal)	73.7	49.7	87.7	56.4
		F max(cal)	76.4	53.3	90.5	56.5
		Rmin (cal)	29.7	40.7	14.9	24.5
		Rmedia (cal)	33.3	43.2	17.2	26.5
		Rmax (cal)	36.6	45.7	19.5	28.5
		Umin (cal)	17.1	21.2	24.9	26.6
		Umedia (cal)	21.2	25.6	29.4	31.1
		Umax (cal)	25.3	30.0	33.9	35.6
		Pmin(cal)	124.0	193.5	130.9	127.4
		P media(cal)	154.9	222.9	151.1	165.2
		Pmax(cal)	185.8	252.3	171.4	202.9
		Pr cal/org/día?/? promedio	33.68/6.96 20.32	27.91/11.74 19.82	81.45/7.95 44.70	39.79/4.66 22.23
	% Proteína metabolizada	35.7	37.0	100	88.2	
A P N R Á O L X I I S M I A S L		% H2O	78.75	76.56	81.53	80.65
		%Materia orgánica	83.55	86.06	77.97	83.18
		%CENIZAS	16.45	13.94	22.03	16.82
		%PROTEINA	57.84	57.93	55.99	53.11
		E cal/g	4497.39	4798.69	3716.83	3979.57

6. DISCUSIÓN

El objetivo principal de esta investigación consistió en observar los efectos del tratamiento hormonal sobre la bioenergética y el crecimiento de las tilapias, tratando de corroborar y medir el efecto anabólico del mismo. La bioenergética estudia el balance energético del organismo: el consumo (C), la producción (P), el metabolismo respiratorio (R), los desechos nitrogenados (U) y las heces (F). La energía destinada a producción (P) se subdivide en P_g , la energía destinada al crecimiento y P_r , la que es canalizada a la reproducción.

Factores que determinan el crecimiento.

El crecimiento de las tilapias, así como su reproducción, se ven influenciados por diversos factores intrínsecos al organismo, tales como edad, talla, sexo, aspectos genéticos y endocrinos; y extrínsecos, determinados por el ambiente en el que se desarrolla: factores fisicoquímicos, densidad de organismos, interacciones sociales, cantidad y calidad del alimento; a su vez varios de estos factores interactúan entre sí. Se mantuvieron condiciones homogéneas en los aspectos antes mencionados excepto por la administración del esteroide.

Factores intrínsecos.

Todos los ejemplares pertenecían a una cohorte, por lo que se asume eran de la misma edad; para los lotes se eligieron organismos dentro de un rango determinado de talla, pues a pesar de ser de la misma edad siempre se presenta variación individual en la longitud. La proporción de sexos se supone semejante entre los lotes, ya que los organismos fueron seleccionados al azar, por lo que aún cuando se reporta una diferencia de incremento en peso de machos hasta de 54% más que en hembras en *O. niloticus* (Mahmoud, 2002), se descartan diferencias entre lotes debidas a estos factores. El crecimiento tiene un control hormonal estrechamente vinculado con las condiciones ambientales y relacionado con la reproducción. La producción de hormonas obedece a su vez a bases genéticas, que se presuponen semejantes entre los lotes.

Factores extrínsecos.

Parámetros fisicoquímicos. La calidad del agua se mantuvo controlada, así como el fotoperiodo. Si bien las tilapias son tolerantes a calidad de agua relativamente pobre, bajos niveles de oxígeno y son muy prolíficas, también se ven afectadas en condiciones extremas (Kirkup *et al.*, 2002). La turbiedad afecta la tasa de crecimiento, reduciéndola, aumentando el factor de conversión alimenticia y elevando la mortalidad, de tal forma que a más de 100 mg/l tiene efectos negativos para el cultivo de tilapia (Ardjosoediroa y Ramnarine, 2002). Carneiro *et al.* (2000) reportaron crecimiento pobre por el deterioro de la calidad del agua que durante el experimento aumentó la turbiedad y decreció la concentración de oxígeno. Pandey (2002) refiere en sus estudios que la contaminación del agua afecta la reproducción en teleósteos, entre ellos *O. mossambicus*, alterando el desarrollo gonádico, inhibe gametogénesis, retarda la ovulación, puede dañar el material vitelino de los ovocitos en maduración y suprime

síntesis de esteroides vía eje hipotálamo-hipófisis-gónadas. Absalom y Omenaihe (2000) aplicaron recambios de agua con diferente frecuencia a crías de *O. niloticus* y el lote que tuvo mejor desempeño fue el de recambios cada 6 días. En este estudio se realizaron cambios parciales de agua 10% diariamente.

La densidad de organismos e interacciones sociales. La densidad de siembra se relaciona inversamente con las tasas de alimentación (porcentaje de biomasa corporal/día) y el porcentaje de incremento en biomasa (Al-Harbi y Siddiqui, 2000), además de influir en el tipo de crecimiento, modificándolo de isométrico a alométrico (Basu y Kalu, 1999). La densidad óptima para alevines de tilapia en peceras de 40 litros es de 3-5 organismos/litro (El-Sayed, 2002) y en estanque para crías en engorda de 1-2 organismos/m² (Liu y Chang, 1992), en este trabajo se manejó para juveniles una densidad menor: 0.75 organismos/ litro.

Randall (2002) describió que la competencia en etapa juvenil es mayor que entre crías y adultos, lo cual representa un costo metabólico adicional causado por comportamiento agresivo a densidades intermedias además de reducir la eficiencia de alimentación y la tasa de crecimiento (Wang *et al.*, 2002). Esta pérdida de energía por comportamiento agresivo se manifestó con mayor incidencia en los lotes tratados con hormona, dicho efecto se vería reducido en cultivos semi-intensivos.

Oliveira *et al.* (2001) describen que las interacciones sociales entre los animales de un grupo afectan su comportamiento subsecuente; se piensa que estas interacciones están moduladas por andrógenos, al mismo tiempo que la producción de los mismos es determinada por el estatus sexual y el contacto social entre conoespecíficos. Se comprobó que el sistema endócrino responde aún cuando el organismo no esté participando más que como observador en despliegues de agresión. Benite-Ribeiro (2001) realizó un estudio de la regulación química de la agresividad entre conoespecíficos en *O. niloticus* y demostró que la regulación química influye en la motivación del comportamiento agresivo en esta especie.

Por otro lado, estudios en *O. mossambicus* han demostrado que esta especie tiene un repertorio variado de sonidos, emitidos mediante los dientes faríngeos. Esta comunicación la realizan al alimentarse y al mantener sus territorios (Barlow, 2002), lo cual también implica una inversión de energía.

El comportamiento agresivo de los peces incrementa su *metabolismo respiratorio (R)*. Alkahem y Ahmad (1987) estudiaron el consumo de oxígeno en *O. niloticus* y encontraron que a mayor peso corporal, la tasa metabólica por ejemplar se incrementa en una relación lineal; sin embargo, el oxígeno consumido por gramo de peso corporal resultó mayor en los peces pequeños. También observaron que el consumo era mayor en condiciones de luz que de oscuridad. Xie *et al.* (1997) determinaron la tasa metabólica de *O. niloticus* a 30 °C habiendo observado que esta especie mantiene una relación lineal con el consumo de alimento: a mayor ingesta, mayor tasa metabólica. Los resultados encontrados (Tabla 5.5-1) muestran que a tallas pequeñas el porcentaje de energía empleada en el metabolismo respiratorio se incrementa en un 43.3% con el uso de la hormona durante 45 días, dado que los organismos se mantienen más activos. Este efecto no se presentó en los lotes de 60 días.

Calidad y cantidad de alimento. Se ha reportado que en poblaciones silvestres de tilapia, la cantidad de proteína ingerida es de alrededor de 13% (Agwumba, 1998). Para cultivo de *O. mossambicus* en estanques una dieta con 24% de proteína cruda es suficiente (Alceste y Jory, 2000), Abdel-Fattah *et al.* (2003) reportaron que las tallas mayores en agua dulce se obtienen con 25-30% de proteína en *O. niloticus*; Jauncey (1982) reportó que con 40% de proteína se obtuvo la mayor tasa específica de crecimiento para *O. mossambicus* y el factor de conversión alimenticia se redujo a mayor porcentaje de proteína en el alimento con una proporción de 116.6mg de proteína por Kcal (27.85mg/KJ). El-Dahhar y Lovell (1995) definieron que la proporción de 23.8mg de proteína por KJ incrementa el crecimiento, optimiza la conversión alimenticia y maximiza la retención de proteína. Meyer y Peña (2001) determinaron que el nivel óptimo de proteína cruda en la dieta es de 25 a 35%; un mayor contenido de ésta produce un incremento en la excreción y no existe beneficio en el crecimiento, sino problemas de elevación de nitrógeno amoniacal en el agua. Se ha calculado que se emplea de un 15 a un 25% del metabolismo basal en procesos de síntesis de proteínas (Carter y Houlihan, 2001). El alimento empleado en este estudio fue un extruido comercial con un contenido de 25% de proteínas.

Consumo de alimento (C). La cantidad de alimento proporcionado a los lotes fue la misma ración referida a su peso corporal, sin embargo se registró una ingesta diferencial: aún cuando la cantidad de alimento no consumido resultó mayor en los grupos tratados con hormona. El incremento en el alimento no ingerido (ANC) observado en los lotes experimentales se puede relacionar con el hecho de que presentaron un comportamiento más agresivo que los controles, por lo que en lugar de comer tranquilamente, invertían gran parte del tiempo en defender su espacio de alimentación, esto es más evidente en los grupos de 45 días en los cuales el porcentaje de ANC aumentó de 4.61 al 7.53%. A pesar de este hecho, y debido a su voracidad, la cantidad de alimento ingerido fue semejante entre grupos controles y experimentales (Tabla 5.5-1), lo cual fue observado también por Haniffa *et al.* (1993). Xie *et al.* (2001) afirman que en carpa y tilapia no hay una diferencia significativa respecto a la tasa de alimentación y que la conversión energética es el factor causante de una tasa de crecimiento diferente; Wang *et al.* (2000) lo atribuyen a la hiperfagia en un estudio realizado sobre crecimiento compensatorio en tilapia híbrida *O. mossambicus* x *O. niloticus*.

Cutts *et al.* (2002) probaron la hipótesis de que juveniles de *Salmo salar* con una mayor tasa metabólica de reposo y probabilidad de dominancia tendrían también una mayor motivación de alimentación en un ambiente nuevo para compensar su mayor costo de mantenimiento. Contrario a lo que se esperaba comprobaron que los juveniles con tasas más altas presentaron menor motivación de alimentación. Se supone que estos juveniles optan por ser más agresivos aún a costa de sacrificar tiempo de alimentación para obtener un mayor territorio de alimentación, asegurando un mayor alimento a largo plazo. Este comportamiento se observó frecuentemente en los organismos tratados con hormona.

Nwanna y Bolarinwa (2001) establecieron que la ración alimenticia óptima para crías de *O. niloticus* mantenidas en acuario con temperatura de 25-27°C es del 3% de su peso corporal. El-Sayed (2002) demostró que la ración óptima es de 10%, con la

cual se reduce la grasa corporal y se incrementa el contenido de proteínas y cenizas. Los organismos fueron mantenidos en este rango de temperatura y se administró una ración diaria de 4% (8% cada tercer día).

En la presente investigación, al emplear alimento con 25% de proteína, con proporción proteínica/energética de 13.4 mg/Kj, los valores de conversión alimenticia encontrados hacia el día 45 de tratamiento fueron mayores en los lotes control. Con el tratamiento hormonal se redujo un 60% a 45 días y 26% en los de 60 días, sin embargo los valores obtenidos a 60 días reflejan un efecto negativo del tratamiento hormonal administrado por más de 45 días; ya que el H60 presentó un incremento en el factor conversión alimenticia del 37%, mientras que el H45 con 15 días de no recibir hormona reportó una reducción del 30% respecto al control tanto en el día 45 como en el 60.

Asimilación. Weatherley y Gill (1987) han reportado que el contenido energético en heces disminuye con el tratamiento. El porcentaje de cenizas en heces se reduce y la asimilación de proteínas se hace más eficaz con la administración de esteroides. En esta investigación, al aplicar el tratamiento hormonal se incrementó la asimilación en 10%, la energía perdida en heces se redujo 32% a 45 días y 35% a 60, sin embargo el contenido de cenizas también se redujo a razón de 2.5 y 5.2% respectivamente.

En cuanto al metabolismo de proteínas, éste se vincula íntimamente con la *excreción nitrogenada (N)* la cual varía según la talla y peso corporal (Rafiee *et al.*, 2001 y Oh *et al.*, 2001). Para la mayoría de las especies, concentraciones de 0.6 a 2 mg/l son nocivas a corto plazo, la tilapia es una de las especies más resistentes en este aspecto, se recomienda que de manera sostenida no se exceda una concentración de 0.3 ppm pues la ionización se ve afectada por el pH, la temperatura y la salinidad. A valores altos de pH se reduce la excreción de amoníaco y se incrementa la de urea, mientras que a pH bajos sucede lo contrario (Chen *et al.*, 2001). Casi todas las reacciones que producen amoníaco, liberan en mayor proporción amonio, dado que la toxicidad del amoníaco se relaciona con su fuerte tendencia de combinarse con un protón a pH fisiológico, el metabolismo parece estar ya adaptado a liberar principalmente NH_4^+ (Walsh, 2001).

Aunque muchos de los efectos del amoníaco en vertebrados se relacionan con el impacto específico sobre células del sistema nervioso, existen daños potencialmente más específicos a nivel celular (sobre canales iónicos, transportadores, actividad enzimática, etc.) (Ip, 2001) Entre otros tejidos se dañan riñón, bazo y tiroides, con lo cual el crecimiento y el sistema inmune se ven afectados y la producción se ve mermada (SEPESCA, 1988c). A mayor concentración de amoníaco, la excreción del pez disminuye, aumentando los niveles de amonio en sangre y tejidos, alterando su pH interno, y consecuentemente las reacciones catabolizadas por enzimas y la estabilidad de la membrana, altas concentraciones de amoníaco afectan la permeabilidad del pez y reducen la concentración iónica interna. Además provoca hiperplasia en branquias, incrementa el consumo de oxígeno por los tejidos y reduce la capacidad de transporte del mismo en sangre. (Jiménez *et al.*, 1988).

La excreción nitrogenada en este estudio resultó baja, al igual que en otros reportes (Xie *et al.*, 1997b y Wang, 2001), en los que la pérdida energética en U no

sobrepasa el 12% de la energía consumida. Sin embargo se debe considerar que en general las técnicas empleadas en bioenergética para cuantificar la excreción nitrogenada subestiman el valor real. Harmon (2001) estableció que las tilapias no liberan todo el amoníaco dentro de las primeras 24 hrs. después de la ingesta del alimento, sino un 50% durante el primer día, 25% el segundo día y 25% el tercer día. Sus resultados indican que la excreción cesa después de las 72 horas. Si se pondera esta liberación fraccionada, la cuantificación de amonio al tercer día de ayuno representa sólo la cuarta parte de lo correspondiente a una ingesta. No se reportó ningún efecto de la hormona sobre la excreción de $N-NH_4$.

Relación O:N. Los resultados obtenidos muestran un metabolismo de proteína alto. Generalmente los peces en ayuno y reposo emplean como sustrato entre el 35 y 68% de lípidos y del 14 al 30% de proteínas como fuente energética en la respiración; en este caso, los lotes de 45 días C45 y H45 consumieron 35.7% y 37.5% respectivamente. A los 60 días los organismos estaban empleando en respiración 100% proteínas, lo cual se puede explicar por la realización de ejercicio exhaustivo. Kutty (1972) reportó para *O. mossambicus* valores mayores al 85% de proteínas, con ayuno de 24 a 36 hrs., lo cual refleja que el metabolismo de la tilapia es parcialmente anaerobio.

La oxidación de proteínas aumenta durante los períodos de alimentación. Se ha registrado que se eleva de un 19% previo a la ingesta hasta un 90% en el pico máximo de excreción a las 5 horas después del consumo de alimento. Con alimento rico en proteínas los aminoácidos entran a torrente sanguíneo y si no se emplean para síntesis proteica, son deaminados y oxidados en el ciclo del ácido cítrico, utilizados como fuente de energía. Los valores de oxidación de proteínas se obtuvieron en organismos en ayuno, por lo que se deben esperar valores mayores en condiciones de alimentación.

Durante el ejercicio aerobio no se consume proteína muscular, sin embargo, con ejercicio exhaustivo se produce una gran cantidad de nitrógeno en músculo blanco incrementando los niveles de amonio en los espacios intercelulares. Dado que el músculo blanco representa un 25% del peso corporal, la concentración de amonio se eleva a 2 500 $\mu\text{mol/Kg}$ peso corporal. El nivel en el plasma se eleva 5 veces y la excreción por branquias aumenta 200 $\mu\text{mol/Kg/hr}$ pero la mayor parte del amonio es retenido en músculo, donde provee un amortiguamiento contra los H^+ producidos por el lactato y el piruvato en glicólisis; activa la fosfofructocinasa, mantiene el flujo glicolítico y provee una fuente de nitrógeno para la producción de ATP. Finalmente este amonio es removido por la resíntesis de glutamato a partir de α -cetoglutarato sin que se haya registrado una marcada elevación de excreción nitrogenada en el medio externo (Wood, 2001).

Comparando la *producción* obtenida en este trabajo con las reportadas por Xie *et al.* (1997b) y Wang (2001) (26% y 32% respectivamente), encontramos que los resultados obtenidos son muy superiores a los reportados con organismos de mayor talla, como era de esperarse tratándose de juveniles. Comparando entre controles y experimentales, el incremento de la producción promedio fue del 20% en el grupo tratado con hormona durante 45 días y del 9.6% en los tratados 60 días.

La *producción* se subdivide en producción somática y aquella destinada a reproducción, que en el caso de *O. mossambicus* se ha calculado en 180J/individuo/día (Kamler, 1992). Mironova (1977) reportó que el esfuerzo reproductivo en juveniles de 7 meses de *O. mossambicus* es del 17% de la producción total.

El *crecimiento*. Los resultados obtenidos muestran que administrando la hormona durante 45 días se obtiene un incremento de más del 35% en talla y peso. La tasa instantánea de crecimiento (Tabla 5.5-1) se eleva con la administración de la hormona de 0.034 g/día a 0.046 g/día; y de 0.176 a 0.244 mm/día. En los lotes de 60 días se registró una diferencia mínima en peso (2.4%), de 0.041 a 0.042 g/día. Y un incremento de 18.9% en la tasa instantánea de crecimiento en talla.

Cabe señalar que la manutención de las tilapias en acuario propicia un déficit de crecimiento, con respecto al reportado en estanques (Pérez, 1993 y Salinas, 1995). Barlow (2002) atribuye este hecho al estrés que mantienen en acuario, no importando que tan efectiva sea la dieta que se administre; el estrés producido por las relaciones de dominancia se asocia con la liberación de cortisol, que a su vez se relaciona con las hormonas reproductivas, desviando de esta manera la inversión de energía de crecimiento a reproducción y/o defensa territorial. Este déficit de crecimiento se registró en el presente estudio, observándose en los lotes control tallas promedio de 41.4 mm y peso de 3.32 g. en organismos de 60 días, que comparado con lo reportado en estanquería (SEPESCA, 1988): talla de 120 mm y peso de 50 g en promedio, refleja una reducción de casi 66% en talla y más del 90% en peso.

La *reproducción*. El desarrollo gonádico de machos de *O. mossambicus* parece ser dependiente del desarrollo de las hembras (Cornish *et al.*, 1996). En este caso los lotes que se manejaron eran mixtos, por lo que se esperaba que el desarrollo testicular fuera semejante y así fue encontrado en los lotes de 45 días, sin embargo con 60 días de administración de la hormona hubo una aceleración en la maduración del testículo. Los esteroides se han empleado en el cultivo de tilapia para obtener cultivos monosexo, revirtiendo el sexo de hembras genéticas a machos fenotípicos.

Cui *et al.* (1998) reportan para bagre que aproximadamente un tercio de la pérdida de energía almacenada fue liberada como huevos en las hembras, y casi toda la energía perdida por los machos y dos tercios de aquella de las hembras fue canalizada a metabolismo. Los lípidos almacenados aportaron el 90% de la energía metabolizada en machos y el 95.2% en hembras, el resto fue aportado por proteínas. Estos autores desarrollaron modelos anuales expresando la energía gastada en gametos (Pr), la depositada como crecimiento somático (Ps), la utilizada en actividad de desove (Sa), el costo energético de mantenimiento incluyendo metabolismo, heces y excreción (R, F y U) y energía del alimento (C). El balance calculado para un macho de 4 años fue: $100 C = 0.06 Pr + 11.7 Sa + 19.5 Ps + 69.2 RFU$, y para una hembra de 5 años $100 C = 5.48 Pr + 8.51 Sa + 15.8 Ps + 70.2 RFU$. Lo observado en este trabajo con organismos juveniles fue una mayor canalización a Ps (crecimiento somático) 55-57% en controles y 65.5-68% con la administración de la hormona.

La aplicación de la hormona es vía alimento, pues se ha probado que por inmersión es menos efectiva (Contreras-Sánchez, 2000). Nakamura *et al.* (2000) confirmaron el efecto masculinizante de la metil-testosterona en tilapias de 8 días a

dosis de 500 mg/g dieta. Jiménez y Arredondo (2000) reportaron que la eficiencia para la reversión sexual empleando propionato de testosterona a dosis de 50 mg vía alimento en líneas de *O. niloticus* fue del 67% de machos, lo cual es un valor muy bajo. En este estudio no se pretendía revertir sexo, pues además del bajo porcentaje reportado, los ejemplares manejados ya tenían el sexo determinado.

Sin embargo esta hormona redujo o frenó la maduración del ovario, un efecto conveniente para el ahorro de energía reproductiva que se confirmó al calcular la Pr (fracción de la energía de producción invertida en la reproducción), cuyos valores (Tabla 5.5-1) reflejan un ahorro energético del 17% a los 45 días y del 51% en 60 días en hembras. Aún cuando los machos tratados invirtieron más energía en Pr que los controles, al promediar con el ahorro de las hembras, la energía de Pr es menor con el tratamiento a razón de 50% en 60 días y presentó un valor muy semejante a los 45 días.

Los organismos empleados en este experimento eran juveniles, todavía no alcanzaban la primera madurez sexual, es decir, la energía destinada a reproducción se encontraba íntegra en el desarrollo gonádico. El IGS (índice gonadosomático) fue menor en los grupos tratados con la hormona, lo que indica una menor inversión de energía para reproducción.

Riley *et al.* (2002) analizaron los efectos de la 17 α -metiltestosterona y el agua salada sobre la hormona de crecimiento (HC) y el factor de crecimiento-insulina (FCI) de *O. mossambicus*. Estos autores encontraron un incremento significativo en los niveles de mRNA HC, además el tratamiento hormonal elevó los niveles de mRNA de prolactinas. Las tilapias producen 2 tipos de prolactinas, una de las cuales es promotora de crecimiento. Sunny *et al.* (2002) comprobaron el papel anabólico de los esteroides en *O. mossambicus*, encontraron que las tilapias tratadas con hormona presentaban bandas protéicas en el plasma, presumiblemente vitelogenina y corticogenina. La intención de trabajar con el propionato de testosterona fue probar si este derivado de costo menor y mayor accesibilidad podía brindar algún beneficio en el cultivo de tilapia. Se ha probado que su uso en tilapias jóvenes no representa ningún riesgo para el consumo humano (Green y Teichert-Coddington, 2000).

Para establecer la viabilidad de la técnica empleada para cultivos se requiere analizar el costo-beneficio del mismo. El costo al público del fármaco empleado fluctúa entre los 108 y los 120 pesos M.N. El costo del alimento preparado se calculó en 33.8 pesos M.N., que bajo el supuesto de que el FCA = 1, sería el costo de producción de 1 Kg de tilapia. Se debe considerar también que el tiempo de cultivo se vería reducido, ya que la tasa de crecimiento se eleva.

7. CONCLUSIONES

1. La promoción del crecimiento producida por la administración del propionato de testosterona en juveniles de *O. mossambicus* se verificó a partir del día 30 de tratamiento.
2. La tasa de crecimiento de juveniles de *O. mossambicus* durante el tratamiento hormonal mostró un incremento de más del 35% en talla y peso en lotes tratados durante 45 días.
3. La sobrevivencia no fue alterada por la administración del propionato de testosterona durante 45 y 60 días en los organismos experimentales.
4. En el análisis histológico de las gónadas se observó que el tratamiento reduce o frena el crecimiento y maduración de ovocitos que se reflejó en la reducción del índice gonadosomático (IGS), lo cual implica menor gasto energético invertido en reproducción. En machos, a los 45 días acelera la maduración del testículo.
5. Se verificaron cambios en el balance bioenergético de juveniles de *O. mossambicus* con la administración del propionato de testosterona.
6. Se observó que existe un incremento en la producción (P) diaria en los lotes tratados con hormona.
7. La pérdida de energía en heces (F) disminuye con el tratamiento.
8. La asimilación del alimento es más eficiente en los grupos tratados con hormona, en un 7% a los 45 días y 20% a los 60 días del tratamiento.
9. El metabolismo respiratorio R promedio se incrementó con la administración de la hormona en un 9%; esta pérdida de energía se puede explicar dado que la agresividad entre los organismos repercute en su metabolismo respiratorio.

10. La relación O:N hace evidente el alto consumo de proteínas como sustrato metabólico al mantener a los organismos en acuario, sin reportar efectos por aplicar la hormona.
11. El tratamiento incrementa en un 6% el porcentaje de nutrientes digeribles y reduce en un 3 o 6% el contenido de cenizas de *O. mossambicus*.
12. Dadas las condiciones desfavorables del crecimiento en acuario, los resultados obtenidos se podrían superar en un cultivo en estanquería, por lo que resulta recomendable realizar un cultivo piloto para verificar la reducción de las pérdidas energéticas reportadas en el presente estudio en los lotes tratados con hormona.

8. BIBLIOGRAFÍA

- Abdel-Fattah M. El-Sayed, Cathrine R. Mansour & Altaf A. Ezzat. 2003. Effects of dietary protein level on spawning performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) broodstock reared at different water salinities. *Aquaculture* Vol 220 (1-4): 619-632
- Absalom, K.V. & O. Omenaihe. 2000. Effects of water replacement rate on growth and survival of the Nile tilapia *Oreochromis niloticus* fry. *Journal of Aquatic Sciences [J. Aquat. Sci.]*. Vol. 15: 19-22.
- Agwumba, A.A.A., 1998. Absorption of food in the black-jaw tilapia, *Sarotherodon melanotheron* (Ruppell) from a small tropical man-made lake in Ibadan, Nigeria. In: *Proceedings of the 14th Annual Conference of the Fisheries Society of Nigeria (FISON)*, Ibadan, 19th-23rd January, 1998. Eyo, AA & Ajao, EA (ed). pp. 156-161
- Alceste, C.C. & D.E. Jory. 2000. Tilapia- Some Fundamentals of Tilapia Nutrition *Aquaculture Magazine [Aquacult. Mag.]*. no. 3, pp. 74-78. May-Jun 2000.
- Al-Harbi, A.H & A.Q. Siddiqui. 2000. Effects of tilapia stocking densities on fish growth and water quality in tanks. *Asian fisheries science. Metro Manila [Asian Fish. Sci.]*. Vol. 13, no. 4, pp. 391-396.
- Alkahem, H.F. & Z. Ahmad. 1987. Studies on the oxygen consumption of *Oreochromis niloticus* and *Cyprinus carpio*. *Zeitschrift fuer Angewandte Zoologie [Z. ANGEW. ZOOL.]*, vol. 74, no. 4, pp. 471-478
- Ardjosoediroa, I & I. W. Ramnarine. 2002. The influence of turbidity on growth, feed conversion and survivorship of the Jamaica red tilapia strain *Aquaculture* Volume 212, Issues 1-4, 23 S, pp 159-165
- Arredondo-Figueroa, J.L. y S. Lozano-Gracia, 1995. El cultivo dela Tilapia en México. En *Pimer Curso Internacional de producción de Tilapia*". FMVZ UNAM. pp 7-18
- Basu, M & M. Kalu, 1999. Study and comparison of length-weight relationship and condition factor of *Tilapia zillii* (Gervais) in Lake Alau and Monguno hatchery, Borno State, Nigeria. *The Fourth Indian Fisheries Forum, Proceedings*. 24-28 November, 1996, Kochi, Kerala. pp. 357-360.
- Balarin, D.J. 1979. **Tilapia: A Guide to their Biology and Culture in Africa**. University of Stirling Scotland pp-174
- Bagenal, T.B. & F.W. Tesch. 1978. Age and growth. In T.B. Bagenal, ed. **Methods for assessment of fish production in fresh waters**, 3rd edition, Blackwell Scientific Publications, Oxford, England.
- Barlow, G. 2002. *The cichlid fishes*. Perseus Publishing. Cambridge, 335 p.
- Basavaraja, N. 1990. Induction of sex reversal in *Oreochromis mossambicus* by diethylstilbestrol. *Journal Appl. Ichtyol.* 6 (1990) 46-50 Hamburg und Berlin.

- Baroiller, J.F. & B. Jalabert. 1989. Contributions of research in reproductive physiology to the culture of tilapias. *Aquatic Living Resour.*, 2:105-116
- Benite-Ribeiro, S.A. 2001. Chemical modulation of aggressiveness in Nile tilapia juveniles by conspecifics released factors. *Boletim Tecnico do CEPTA [Bol. Tec. CEPTA]*. Vol. 14, pp. 47-60
- Billy A. J. & N. R. Lilley. 1985. The effects of early and late androgen treatments on the behavior of *Sarotherodon mossambicus* (Pisces: Cichlidae). *Horm. Behav.* 19(3):311-330
- Bishop, J.M., J.G. Gosselink & J.H. Stone. 1980. Oxygen consumption and hemolymph osmolality of brown shrimp, *Penaeus aztecus*. *Fish. Bull.* 78(3):741-757
- Brafield, A. E. & D. J. Solomon. 1972. Oxy-calorific coefficients for animals respiring nitrogenous substrates. *Comp. Biochem. Physiol.* 43 A:837-841
- Carneiro, P.C.F., E.C. Urbinati & D.P. Roviero. 2000. Growth and metabolic parameters of red tilapia reared in floating net cages in a small reservoir. *Acta scientiarum. Maringa [Acta Sci.]*. Vol. 22, no. 2, pp. 439-444
- Carter, C.G. & D.F. Houlihan. 2001. Protein synthesis. In **Nitrogen excretion**. Wright, P.A. and Anderson, P.M. Eds. Academic Press, San Diego, pp 31-75
- Cerdá, J.L., T.R. Petrino & R.A. Wallace. 1998. Functional heterologous gap junctions in *Fundulus* ovarian follicles maintain meiotic arrest and permit hydration during oocyte maturation. *Developmental Biology* 160,228-235
- Caulton, M. S. 1978. The importance of habitat temperatures for growth in the tropical cichlid *Tilapia rendalii* Boulenger. *J. Fish. Biol.* 13:99-112
- Chapman, D. W. 1978. Production. In: Bagenal, T (Ed). **Methods for assessment of fish production in fresh waters**. I. B. P. No. 3 Blackwell Sci. Publ.
- Chaudhary M. A, K. P. Lone & A.J. Matty. 1989 Oral administration of thyroxine and triiodothyronine on growth and food conversion of *Oreochromis mossambica* and *Cyprinus carpio*. *PAK. J. ZOOL.*; vol. 21, no. 4, pp. 307-318
- Chen, S.M., P.C. Chen, I. C Hsiao & J.C. Chen,. 2001. Effects of pH on the nitrogenous excretion and lethal D.O. of tilapia *Oreochromis mossambica* 6. Asian Fisheries Forum, Kaohsiung (Taiwan), 25-30 Nov 2001
- Chipps, S. R., D. F. Clapp and D.H. Wahl. 2000. Variation in routine metabolism of juvenile muskellunge: evidence for seasonal metabolic compensation in fishes. *Journal of Fish Biology* 56, 311-318
- Cho, S.H. & J.Y. Jo. 2002. Effects of Dietary Energy Level and Number of Meals on Growth and Body Composition of Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* (L.) During Summer and Winter Seasons. *Journal of the World Aquaculture Society [J. World Aquacult. Soc.]*. Vol. 33, no. 1, pp. 48-56.
- Contreras-Sanchez, W.M., M.S. Fitzpatrick, R.H. Milston & R.H. Schreck. 2000. Masculinization of Nile tilapia with steroids: Alternate treatments and environmental effects 6. *Int. Symp. on the Reproductive Physiology of Fish*, Bergen (Norway), 4-9 Jul 1999. Norberg, B; Kjesbu, OS; Taranger, GL;

- Andersson, E; Stefansson, SO (eds) Reproductive Physiology of Fish. pp. 250-252. 2000.
- Cornish, D.A., G.L. Smit, & I.M. Campbell. 1996. The effect of pH and selected chemical variables on the reproductive cycle of *Oreochromis mossambicus* Water S. A. [WATER S.A.], vol. 22, no. 1, pp. 57-66
- Coward, K. & N.R. Bromage. 2000. Reproductive physiology of female tilapia broodstock Reviews in Fish Biology and Fisheries [Rev. Fish Biol Fish.]. no. 1, pp. 1-25.
- Cui, Y., S.S. O. Hung and X. Zhu. 1996. Effect of ration and body size on the energy budget of juvenile white sturgeon. Journal of Fish Biology 49,863-876
- Cutts, C.J., N.B. Metcalfe and A.C. Taylor. 2002. Fish may fight rather than feed in a novel environment: metabolic rate and feeding motivation in juvenile Atlantic salmon. Journal of Fish Biology 61,1540-1548
- Dall, W. & D.M. Smith. 1986. Oxygen consumption and ammonia N excretion in feed and starved tiger prawns, *Penaeus esculentus* Haswell. Aquaculture 55:23-33
- Daniel, W. W., 1991. **Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud.** Limusa. México. 667 p.
- Delgadillo, S. 1996. Reversión sexual de la Tilapia a escala comercial. En **Memorias del Primer curso internacional de producción de Tilapia.** FMVZ UNAM. México, pp 219
- Eckert, R., D. Randall y G. Augustine. 1989. **Fisiología animal.** 3ª ed. Interamericana-McGraw-Hill. 683 p.
- El-Dahhar, A.A & R.T. Lovell. 1995. Effect of protein to energy ratio in purified diets on growth performance, feed utilization and body composition of Mozambique tilapia, *Oreochromis mossambicus* (Peters). Aquaculture Research [AQUACULT. RES.], vol. 26, no. 7, pp. 451-457
- El-Sayed A.F.M. 2002. Effects of stocking density and feeding levels on growth and feed efficiency of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) fry. Aquaculture Research [Aquacult. Res.]. Vol. 33, no. 8, pp. 621-626.
- Elliot, J.M. & W Davison. 1975. Energy equivalents of oxygen consumption in animal energetics. Oecología (Berl.) 19:195-201
- Espina, S., J. Latournerié, A. Sánchez y M. E. Vega. 1988. Determinación de los elementos del balance energético en el pescado blanco adulto, *Chirostoma estor* J. (Pisces: Atherinidae). *An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México*, 15(1): 185-194
- Estrada F., E., L. Peralta Z y P. Rivas M. 1982. **Manual de técnicas histológicas.** AGT. México, D.F.139 p.
- Estrada F. E., y M.C. Uribe A.. 2002. **Atlas de histología de vertebrados.** . UNAM. México, D.F. .227 p.
- Fischer, Z. 1972. The elements of energy balance in grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) Part II. Fish fed with animal food. *Pol. Arch. Hydrobiol.* 19(1):65-82

- Fischer, Z. 1972. The elements of energy balance in grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.) Part III. Assimilability of proteins, carbohydrates, and lipids by fish fed with plant and animal food. *Pol. Arch. Hydrobiol.* 19(1):83-95
- Fischer, Z. 1973. Biology and Bioenergetics of grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.). *Pol. Arch. Hydrobiol.* 20(4):521-557
- Fischer, Z. 1977. Nitrogen conversion in grass carp (*Ctenopharyngodon idella* Val.). *Pol. Arch. Hydrobiol.* 24(1):203-214
- Froese, R. and D. Pauly. Editors. 2004. FishBase. World Wide Web electronic publication. www.fishbase.org, version (06/2004)
- Górecki, A. 1975. Calorimetry in ecological studies. In: Grodzinski, W, R. Z. Klekowski, & A. Duncan (Eds.). **Methods for Ecological Bioenergetics**. Blackwell Scientific Publications. Victoria, Australia. 367 p.
- Graham, C.M., J.S. Ambucay, J.A. Beardmore & D.O.F. Skibinski. 1995. Growth performance trials of genetically male tilapia (GMT) derived from YY-male in *Oreochromis niloticus* L.: On station comparisons with mixed sex and sex reversed male populations. *Aquaculture* 137: 313-322
- Green, B.W. & D.R. Teichert-Coddington. 2000. Human food safety and environmental assessment of the use of 17 α -methyltestosterone to produce male tilapia in the United States. *Journal of the World Aquaculture Society [J. World Aquacult. Soc.]*. Vol. 31, no. 3, pp. 337-357
- Grier, H. & R. G. Taylor. 1998. Testicular maturation and regression in the common snook. *Journal of Fish Biology*. 53:521-542
- Grier, H. 2000. Ovarian germinal epithelium and folliculogenesis in the common Snook., *Centropomus undecimalis* (Teleostei: Centropomidae). *Journal of morphology* 243:265-281
- Hanel, R., J. Karjalainen and W. Wieser. 1996. Growth of swimming muscles and its metabolic cost in larvae of whitefish at different temperatures. *Journal of Fish Biology* (48,937-951
- Haniffa, M.A., S.A. Selvan & G. Queencely. 1993. Effect of formulated diets on bioenergetics in *Oreochromis mossambicus* (Trewavas). In: PROCEEDINGS OF THE NATIONAL SEMINAR ON AQUACULTURE DEVELOPMENT IN INDIA -- PROBLEMS AND PROSPECTS, 27-29 NOVEMBER 1990. Natarajan, P; Jayaprakas, V (eds), pp. 197-204
- Harmon, T.S. 2001. Ammonia production and time of release from hybrid tilapia *T. mossambica* x *T. nilotica* and hybrid bass *M. chrysops* x *M. saxatilis*. *Aquaculture* 2001: Book of Abstracts. p. 278
- Henderson, B.A., T. Trivedi and N. Collins. 2000. Annual cycle of energy allocation to growth and reproduction of yellow perch. *Journal of Fish Biology* 57:122-133
- Hepher, B y Y. Pruginin. 1991. **Cultivo de peces comerciales**. Noriega Limusa. México, 316 p.

- Hernández B.S. 1983. **Revisión sobre el uso de esteroides en la inversión sexual de las Tilapias**. SEPESCA Inédito.
- Huet, M. 1983. **Tratado de Piscicultura**. 3ª Ed. Mundi-Prensa Madrid España pp-749
- Holland, M.C., S. Hassin, & Y. Zohar. 2000. The effects of long-term testosterone, gonadotropin-releasing hormone agonist and pimozide treatment on testicular development and luteinizing hormone levels in juvenile and early maturing striped bass, *Morone saxatilis*. *General and comparative endocrinology* 129:178-187
- Ip, Y, K., S.F. Chew & D.J. Randall. 2001. Ammonia toxicity, Toleranxce and excretion. In **Nitrogen excretion**. Wright, P.A. & Anderson, P.M. Eds. Academic Press, San Diego, pp 109-148
- Jauncey, K. 1982. The effects of varying dietary protein level on the growth, food conversion, protein utilization and body composition of juvenile tilapias (*Sarotherodon mossambicus*) *Aquaculture*, 27:43-54
- Jaworski, A. and E. Kamler. 2002. Development of a bioenergetics model for fish embryos and larvae during the yolk feeding period. *Journal of Fish Biology* 60,785-809
- Jiménez Badillo, M.L. y Arredondo Figueroa, J.L. 2000. Effect of oral treatment of synthetic androgens on sex ratio, survival and growth rates, in three strains of tilapia. *Hidrobiológica (Iztapalapa)*. Iztapalapa . Vol. 10, no. 2, pp. 115-120. 2000.
- Kamler, E. 1992. **Early life history of fish: an energetic approach**. Chapman & Hall. London 267 pp.
- Kirkup, S.P., G.S. Libey, C.W. Coale, L.S. Marsh, A.G. Heath & C.G. Haugh. 2002. Effects of temperature and feeding rates upon growth and feed conversion ratios in tilapia. *Proceedings of the 3rd. International Conference on Recirculating Aquaculture*. [np].
- Klekowski, R. Z. & A. Duncan. 1975. Feeding and Nutrition, a review of methods for identification of food and for measurements of consumption and assimilation rates. In: Grodzinski, W, R. Z. Klekowski, & A. Duncan (Eds.). **Methods for Ecological Bioenergetics**. Blackwell Scientific Publications. Victoria, Australia. 367 p.
- Kutty, M.N. 1972. Ammonia quotient in sockeye salmon (*Oncorhynchus nerka*) *J. Fish Res. Bd. Canada* 35, 1003-1005
- Lagler, K.F., J. Bardach, R. Miller y D. May. 1990. **Ictiología**. Ed. AGT. México D.F. pp-489.
- Liu, K.M. & W.Y.B. Chang. 1992. Bioenergetic modelling of effects of fertilization, stocking density, and spawning on growth of the Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *AQUACULT. FISH. MANAGE.*, vol. 23, no. 3, pp. 291-301,
- Lowe-McConnell, R.H. 1991. Ecology of cichlids in South American and African waters, excluding the African Great Lakes. In: **CICHILD FISHES: Behaviour, ecology and evolution**. Editorial Chapman & Hall. G.B. University of Cambridge. pp-60-85

- Luquet, P. 1989. Practical considerations on the protein nutrition and feeding of tilapia. *Aquatic Living Resour.*, 2:99-104
- Mahmoud A.R., E.A. Kamel, A.A. Ramadan & R.A. Dunham. 2002. Comparative growth of Egyptian tilapias in response to declining water temperature *Aquaculture* Vol 207, Issues 3-4: 239-247
- Masser, M.P. 2000. The status and future of inland aquaculture. *World Aquaculture* [World Aquacult.]. Vol. 31, no. 3, pp. 34-39. Sep 2000.
- Mayzaud, P. & R.J. Conover, 1988. O:N atomic ratio as tool to describe zooplankton metabolism. *Mar. Biol. Progr. Ser.* Vol. 45:289-304
- Meyer, D.E. & P. Pena. 2001. Ammonia excretion rates and protein adequacy in diets for tilapia *Oreochromis* sp. *Aquaculture 2001: Book of Abstracts.* p. 436
- Mironova, N.V. 1977. Energy expenditure for egg production in young *Tilapia mossambica* Peters and effect of maintenance conditions on spawning intensity. *Vop. Ikhtiol.*, 17,708-14
- Morales, D.A. 1991. **La Tilapia en México, biología, cultivo y pesquerías.** AGT México D.F. 190p
- Nakamura, M., T. Kobayashi, Y. Yoshiura & Y. Nagahama. 2000. Role of endogenous steroid hormones on gonadal sex differentiation in fish. Norberg, B; Kjesbu, OS; Taranger, GL; Andersson, E; Stefansson, SO (eds) *Reproductive Physiology of Fish.* pp. 247-249.
- Nwanna, L.C. & T.O. Bolarinwa. 2001. Determination of optimum feeding rate for *Oreochromis niloticus* fingerlings. *Aquaculture 2001: Book of Abstracts.* p. 482. 2001.
- Nagy, A. 1981. Sex reversal in Carp (*Cyprinus carpio*) by oral administration of Methyltestosterone. *Canadian Journal Fisheries Aquatic Science* Vol. 38:725-728
- Nagahama, Y. 1983. The functional morphology of teleost gonads. In **FISH PHYSIOLOGY** Hoar, W.S., Randall, D.J. & E.M. Donaldson. Vol. IX **Reproduction part A Endocrine tissues and hormones.** Academic Press, Inc. London 223-275
- Nelson, J.S. 1994. **Fishes of the World** 3^a ed. Wiley Inc. New York USA pp- 600
- Oh, S.Y., J.Y. Jo, J. Park, H. Noh, I.B. Kim., 2001. Effects of body weight, ration size and dietary protein level on ammonia excretion and fecal production by Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. 6th Asian Fisheries Forum Book of Abstracts. p. 116
- Oduleye, S.O. 1982. Growth and growth regulation in the cichlids. *Aquaculture*, 27:301-
- Okoko, M. & R. P. Phelps. 1995. Effects of Methyltestosterone concentration on sex ratio, growth and development of Nile Tilapia. **Proceedings of the fifth International Symposium on the Reproductive Physiology of fish.** Austin, TX. pp. 134
- Oliveira, R.F. M. Lopes, L.A. Carneiro, A.V.M. Canario. 2001. Watching fights raises fish hormone levels. *Nature* [Nature]. Vol. 409, no. 6819, p. 475 25-

- Ozuna, V.C. 2000. Metabolismo energético y regulación del medio interno en camarones del género *Penaeus* (*Penaeus duorarum*) de la Laguna de Términos, Campeche.. *Tesis Maestría en ciencias: Biología de Sistemas y Recursos Acuáticos*. Facultad de Ciencias, UNAM.
- Pandey, A.C. 2002. Aquatic pollution and fish reproduction: a bibliographical review. *Aquaculture Volume 207, Issues 3-4: 239-247*
- Phillipson, J. 1976. Introduction to ecological energetics. In: Grodzinski, W, R. Z. Klekowski, & A. Duncan (Eds.). **Methods for Ecological Bioenergetics**. Blackwell Scientific Publications. Victoria, Australia. 367 p.
- Rafiee, G.R., M.S. Kamarudin, C.R. Saad, M.R. Ismail, K. Sijam & H. Omar. 2001. Estimation of ammonia excretion rates by different weight groups of red tilapia *Oreochromis* sp and ammonia gas escape values in a water recirculating system. 6th Asian Fisheries Forum Book of Abstracts. p. 206. 2001. Asian Fisheries Society, Unit A, Mayaman Townhomes 25 Mayaman Street UP Village, Quezon City Philippines
- Randall E. B. 2002. Comparison of African tilapia partial harvesting systems *Aquaculture Volume 214, Issues 1-4 , pp 103-114*
- Riley L.G., N.H. Richman III, T. Hirano & G.E. Gordon. 2002. Activation of the growth hormone/insulin-like growth factor axis by treatment with 17 α -methyltestosterone and seawater rearing in the tilapia, *Oreochromis mossambicus*. *General and comparative endocrinology*, vol. 127, no.3, pp 285-292
- Rodier, J. 1981. **Análisis de las aguas**. Omega. Barcelona pp 137-140
- Ruiz Durá, M.F. 1988. **Fundamentos de embriología y fisiología de la reproducción**. UNAM. México, D.F. 373 p
- Salinas, D. 1995. Evaluación del crecimiento en la Tilapia Roja *Oreochromis mossambicus* (Peters, 1852) promovido mediante la administración de 2 esteroides. *Tesis Profesional*. Biólogo. Facultad de Ciencias, UNAM.
- Schreck, C.B. & P. B. Moyle. 1990. **Methods for Fish Biology**. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. pp-684
- SEPESCA. 1988a. **Manual técnico para el cultivo de la Tilapia en los Centros Acuícolas de la Secretaría de Pesca**. México, D. F. 202 p.
- SEPESCA. 1988b. **Glosario de términos de acuicultura**. México, D. F. 210 p.
- SEPESCA. 1988c. **Lineamientos normativos para la sanidad y nutrición acuícola en México**. México, D. F. 532 p.
- Serrano G., R.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, Morelos. *Tesis Profesional*. Biólogo, Facultad de Ciencias UNAM México 76 pp.
- Shinnin-Lih Yeh, Ching-Ming Kuo, Yun-Yuan Ting, Ching-Fong Chang. 2003. The effects of exogenous androgens on ovarian development and sex change in female

- orange-spotted protogynous grouper, *Epinephelus coioides*. *Aquaculture* 218:729-739
- Soma, K.K., R.C. Francis, J.C. Wingfield, and R.D. Fernald. 1996. Androgen regulation of hypothalamic neurons containing gonadotropin-releasing hormone in a Cichlid fish: integration with social cues. *Hormones and behavior* 30,216-226
- Sunny, F., K.G. Mohan & O.V. Oommen. 2002. Influence of steroid hormones on plasma proteins in freshwater tilapia *Oreochromis mossambicus*. *Indian Journal of Experimental Biology [Indian J. Exp. Biol.]*. Vol. 40, no. 10, pp. 1206-1208.
- Taniguchi, A. 1993. Production ecology of zooplankton. In: Effects of temperature and salinity on oxygen consumption and ammonia excretion of juvenile *Penaeus japonicus*, Bate. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 161-170
- Tayamen, M.M. 1978. Inducement of sex reversal in *Sarotherodon niloticus* (Linnaeus). *Aquaculture*, 14 (1978) 349-354 Amsterdam, Netherlands.
- Trewavas, E. 1983. **Tilapiine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis* and *Danakilia***. Cornell University Press. N.Y. 583 p.
- Walsh, P.J. & T. P. Mommsen. 2001. Evolutionary considerations of nitrogen metabolism and excretion. In **Nitrogen excretion**. Wright, P.A. & Anderson, P.M. Eds. Academic Press, San Diego, pp 1-30
- Wang, Y., T. Takeuchi & T. Watanabe. 1985. Effect of dietary protein levels on growth of *Tilapia nilotica*. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.*, 51:141-146
- Wang, Y., Y. Cui, Y. Yang & F. Cai. 2000. Compensatory growth in hybrid tilapia, *Oreochromis mossambicus* x *O. niloticus*, reared in seawater. *Aquaculture* no. 1-2, pp. 101-108
- Wang, Y. 2001. Bioenergetics of hybrid tilapia (*Oreochromis niloticus* X *O. aureus*) reared in seawater, in relation to compensatory growth. *Oceanologia et limnologia sinica/Haiyang Yu Huzhao*. Qingdao [Oceanol. Limnol. Sin./Haiyang Yu Huzhao]. Vol. 32, no. 3, pp. 233-239. 2001.
- Wang, Y., Y. Cui, Y. Yang, & F. Cai. 2002. Reduced growth in hybrid tilapia (*Oreochromis mossambicus* x *O. niloticus*) at intermediate stocking density. *Chinese Journal of Oceanology and Limnology [Chin. J. Oceanol. Limnol.]*. Vol. 20, no. 4, pp. 344-347.
- Weatherley, A.H. & H.S. Gill. 1987. **The biology of fish growth**. Academic Press. Suffolk 443 pp.
- White, S.A., T. Nguyen, and R.D. Fernald. 2002. Social regulation of gonadotropin-releasing hormone. *Journal of Experimental Biology [J. Exp. Biol.]*. Vol. 205, no. 17, pp. 2567-2581
- Wood, C. M. 2001. Influence of feeding, exercise, and temperature on nitrogen metabolism and excretion. In **Nitrogen excretion**. Wright, P.A. & Anderson, P.M. Eds. Academic Press, San Diego, pp 201-238

- Xie, S., Y. Cui, Y. Yang & J. Liu. 1997. Bioenergetics of Nile tilapia *Oreochromis niloticus*: Effects of food ration size on metabolic rate. Asian Fish. Sci. Vol. 10, no. 2, pp. 155-162.
- Xie, S., Y. Cui, Y. Yang & J. Liu. 1997b. Effect of body size on growth and energy budget of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* Aquaculture Volume 157, Issues 1-2, pp 25-34
- Xie, X.J. and R. Sun. 1993. Pattern of energy allocation in the southern catfish (*Silurus meridionalis*). Journal of Fish Biology 42,197-207
- Xie, X., T. Long, Y. Zhang and Z. Cao. 1998. Reproductive investment in the *Silurus meridionalis* Journal of Fish Biology 53,259-271
- Xie, S., Y. Cui, Y. Yang & G. Nie. 2001. Comparative studies on the nutritional energetics on several freshwater species. 6th Asian Fisheries Forum Book of Abstracts. p. 272. 2001.
- Yeh, S., C. Kuop, Y. Ting & C. Chang. 2003. The effects of exogenous androgens on ovarian development and sex change in female orange-spotted protogynous grouper, *Epinephelus coioides*. Aquaculture 218:729-739
- Zar, J. H., 1974. **Biostatistical analysis**. Prentice-Hall, Inc. Englewood Cliffs, N.J., USA. 620 p.