

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
UNIDAD IZTAPALAPA



Casa abierta al tiempo

Caracterización isoenzimática de
Oreochromis niloticus y *O. mossambicus*
introducidos en México

COORDINACIÓN DE SERVICIOS
DOCUMENTALES - B. IZTAPALAPA

T E S I S

PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRO EN
BIOLOGÍA EXPERIMENTAL

PRESENTA

BIÓL. GUADALUPE TENORIO COLÍN

México, D.F.

Diciembre, 1995.

La Maestría en Biología Experimental de la Universidad Autónoma Metropolitana cuenta con el apoyo del CONACYT, según convenio PEPX/66/92 por considerársele nivel de excelencia.

Mi total reconocimiento al CONACYT, por el apoyo económico otorgado durante mis estudios a través de la beca con el número de registro 83532. Así como del Proyecto CONACYT denominado: "Fomento y desarrollo de la línea de investigación en producción acuícola". Clave 1632-A9208, por proporcionar los recursos económicos para el equipamiento del Laboratorio de Genética de la Planta Experimental de Producción Acuícola de la Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa

Esta tesis fue realizada en el Laboratorio de Genética en las instalaciones de la Planta Experimental de Producción Acuícola de la Universidad Autónoma Metropolitana - Unidad Iztapalapa, bajo la dirección del Tutor Dr. José Luis Arredondo Figueroa y los Asesores Dr. Fernando Cervantes Reza y M. en C. Héctor F. Serrano.

*El que apenas conoce los principios
no es igual al que los ama y los practica.*

Confucio.

*En la infinidad de la vida donde me encuentro,
todo es perfecto, pleno y completo y, sin embargo,
la vida siempre cambia.*

*No hay principio ni fin,
sólo un constante ciclaje y reciclaje
de sustancia y experiencias.*

*La vida nunca se atora, ni es estática o rancia,
ya que cada momento siempre es nuevo y fresco.*

*Soy uno mismo con el Poder que me creó y este Poder
me ha dado el poder de crear mis propias circunstancias.*

*Me regocijo al saber que tengo el poder
de mi propia mente para usarlo de la manera que elija.*

*Cada momento de vida es un nuevo principio
al dejar el anterior. Este momento es un punto nuevo
de inicio para mí, justo aquí y ahora.*

*Me abro ante la sabiduría que contiene, a sabiendas de que
sólo existe una Inteligencia en este Universo. De esta única
Inteligencia provienen todas las respuestas, todas las soluciones,
todas las curaciones, todas las nuevas creaciones.*

*Confío en este Poder e Inteligencia, a sabiendas de que todo lo
que necesite saber me será revelado y que cualquier cosa que
necesite me llegará en el momento, espacio y secuencia
oportunos.*

Todo está bien en mi mundo.

Louise L. Hay.

A mi padre:

Sr. Agapito Tenorio Moreno

*Que con su amor, cariño y respeto
me ha nutrido a lo largo de toda mi vida.*

*Quien con gran esfuerzo trabajó incansablemente
para darme siempre lo mejor.*

A mi madre:

La Sra. Ernestina Colín de Tenorio

*Que con su amor, cariño y respeto
me ha nutrido a lo largo de toda mi vida.*

*Quien con sus sacrificios y desvelos
me ha aconsejado e impulsado en todo momento.*

A mis hermanos:

Arturo y Jorge

*Por ser mis mejores amigos
y compañeros en la vida y por
motivarme con amor en cada paso.*

*A mis compañeros y
profesores.*

MINISTERIO DE EDUCACIÓN
BIBLIOTECA NACIONAL

*A tí Jorge Eduardo
Por tu cariño comprensión y sabiduría.*

*Con respeto y admiración
a mi Director de tesis
Dr. José Luis Arredondo Figueroa
por haber creído en mí y por la confianza
depositada. Y por brindarme el apoyo e infundirme
ánimo e interés para realizar el presente trabajo.*

*A mis asesores de tesis:
M. en C. Héctor F. Serrano, por
la amistad y apoyo incondicional y,
Dr. Fernando Cervantes Reza, por
su apoyo y consejos.*

Agradecimientos.

Agradezco infinitamente a mi Director de tesis el Dr. José Luis Arredondo Figueroa, por haberme brindado la oportunidad para colaborar en el montaje del Laboratorio de Genética de la Planta Experimental de Producción Acuícola, por el apoyo para capacitarme en Estados Unidos de Norteamérica, y por el interés mostrado durante el desarrollo del presente trabajo.

A mi asesor interno, el M. en C. Héctor F. Serrano, por la valiosa e importante colaboración para el desarrollo del trabajo experimental y por sus atinados consejos durante la revisión de la presente tesis.

A mi asesor externo, Dr. Fernando Cervantes Reza, por sus valiosas aportaciones durante el trabajo experimental y revisión de este manuscrito. Así como a sus colaboradores M. en C. Jesús Martínez Vázquez y Biol. Rosa María González Monroy, por su paciencia y dedicación.

A la Dra. Theresa M. Bert, Directora de Investigación Científica, del Florida Marine Research Institute de St. Petersburg, Florida, por brindarme su amistad y apoyo para capacitarme en dicho Instituto. A Michael D. Tringali quien amistosamente me abrió las puertas de su laboratorio y me capacitó con gran entusiasmo, y al Dr. Seifu Seyoum por sus valiosas aportaciones.

A mis compañeros y amigos de la Planta Experimental de Producción Acuícola de la Universidad Autónoma Metropolitana - Unidad Iztapalapa, que colaboraron en la colecta del material biológico y realizaron el trabajo de laboratorio: Biol. Alberto Granados Blanco, Víctor, F. Flores Muñoz, Biol. Víctor Bolaños Cordero. Biol. Ana Livia Liconá Chávez (gracias por tu lealtad incondicional), y a la T.P.A. Juana Leticia Sánchez Figueroa (por tu apoyo y ánimo).

CONTENIDO

	Pags.
Lista de Tablas.....	iii
Lista de Figuras.....	iv
Lista de Fotografías.....	v
Resumen.....	vi
I.- Introducción.....	1
1.1. Diagnósis de la familia Cichlidae.....	2
1.2. Descripción de las especies.....	4
II.- Antecedentes.....	6
2.1. Origen y distribución de las especies de tilapia introducidas en México.....	6
2.2. Política de introducción y distribución.....	10
2.3. Rendimientos pesqueros y acuícolas.....	11
2.4. Problemas en la identificación y estudios en sistemática.....	12
III.- Hipótesis.....	16
IV.- Objetivos.....	17
V.- Material y Método.....	18
5.1. Especies y muestras.....	18
5.2. Colecta de muestras.....	18
5.3. Identificación de especies y morfometría.....	19
5.4. Análisis de isoenzimas.....	22

Lista de Tablas.

Nº		Pags.
1	Sitios de colecta de las 3 poblaciones del género <i>Oreochromis</i> , introducidos a México.....	21
2	Lista de enzimas examinadas, número. de clasificación, sistema amortiguador, tamaño de muestra, y tejido.....	23
3	Resumen de los caracteres merísticos analizados para las tres poblaciones estudiadas.....	28
4	Resumen de los caracteres morfométricos analizados expresados como porcentaje de la longitud estándar para las tres poblaciones estudiadas.....	30
5	Resumen de los caracteres morfométricos analizados expresados como porcentaje de la longitud cefálica para las tres poblaciones estudiadas.....	31
6	Variabilidad genética de 4 loci en todas las poblaciones.....	33
7	Frecuencia de alelos en las 3 poblaciones.....	34
8	Matriz de similitud genética de Rogers (1972) y coeficiente de distancia genética de Nei (1978).....	37
9	Presentación de las características merísticas obtenidas en el presente estudio, comparadas con las especificadas en las claves de identificación taxonómica modificadas por Trewavas (1983).....	40

Lista de Figuras

N°		Pags.
1	Distribución mundial de los cíclidos.....	6
2	Sitios de muestreo de las tres poblaciones de <i>Oreochromis</i> y estados de la República con mayor producción de tilapia.....	20

Lista de Fotografías.

Nº		Pag.
1	Ejemplares de <i>Oreochromis niloticus</i> obtenidos de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca.....	25
2	Ejemplares de <i>Oreochromis mossambicus</i> obtenidos del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca.....	26
3	Ejemplar de <i>Oreochromis niloticus</i> obtenido del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos.....	27
4	Patrón de bandeo de 6 fosfogluconato deshidrogenasa (6-GPDH) en músculo y representación gráfica.....	35
5	Patrón de bandeo de Glutamato oxalacetato transaminasa (GOT) = Aspartato amino transferasa (AAT) en músculo y representación gráfica.....	38
6	Patrón de bandeo de Isocitrato deshidrogenasa (IDH) en hígado y músculo y representación gráfica.....	39

RESUMEN.

Las tilapias son peces tropicales de agua dulce pertenecientes a la familia de los cíclidos, siendo éstos los más ampliamente distribuidos en todo el mundo. Sin embargo, las especies comercialmente importantes son marcadamente similares sobre todo en su morfología. Las características morfológicas y merísticas usadas en la identificación son de valor limitado, ya que éstas a menudo se traslapan en la distribución geográfica.

Con todo lo anterior, la presente tesis tiene como objetivo que mediante electroforesis, se logre identificar y caracterizar las diferentes especies de tilapias, como un método confiable e independiente de las características morfológicas. Las especies empleadas para este estudio son *Oreochromis mossambicus*, línea genética albina, proveniente del Centro Acuícola de Temascal, en el Estado de Oaxaca, *Oreochromis niloticus*, línea Stirling, del Centro Acuícola de Zacatepec, en el Estado de Morelos, y la población de *Oreochromis niloticus* de la Presa de Miguel Alemán en Temascal, Oaxaca.

Los resultados obtenidos de las electroforesis de 3 sistemas isoenzimáticos demuestran que para 6-GPDH, se encontró un locus, con una banda para homocigotos y dos para heterocigotos, para el caso de GOT, sólo se hallaron dos loci, y apareciendo una sola banda para cada locus, uno en la región catódica y el otro en la anódica; mientras que para IDH un solo locus, no se encontraron homocigotos, pero para heterocigotos, tres bandas. Por lo que se refiere a la heterocigosidad media, esta fue mucho mayor por conteo directo que conforme a lo esperado por el equilibrio de Hardy-Weinberg para las tres poblaciones analizadas. El alto grado de heterocigosidad en las tres poblaciones sugiere una alta variabilidad genética, especialmente en *O. mossambicus*, siendo de 1.812. Además los resultados de similitud genética mostraron ser muy cercanos, no habiendo diferencias en el coeficiente de distancia genética, indicando esto la imposibilidad de identificar *O. niloticus* de *O. mossambicus*.

I.- INTRODUCCIÓN.

La acuicultura, es una práctica que en México ha venido adquiriendo gran importancia debido principalmente al creciente problema de la escasez de alimentos, lo que ha llevado a la búsqueda de nuevas alternativas, afirmándose que el presente y futuro de la alimentación está en la explotación y el cultivo de las especies acuáticas (Arredondo et al., 1994).

De manera tradicional, los países asiáticos han sido por excelencia los principales productores de proteína de origen animal para consumo humano producto de la acuicultura. Sin embargo, algunos países de Europa y América también han implementado esta estrategia para la producción de alimentos. Dentro de las especies que mayormente se cultivan en Asia están: la carpa, tilapia, salmón y camarón. En América Central la acuicultura está dominada por una industria muy productiva de camarón. En Europa, por el salmón del Atlántico, trucha, carpa, ostión y anguilas que son cultivadas en gran número. En Canadá, los salmónidos constituyen las especies más cultivadas (Bardach et al., 1972). En México, la carpa, tilapia, trucha, bagre, ostión, langostino, y camarón son las de mayor importancia.

La tilapia posee gran importancia en la producción de proteína animal en aguas tropicales y subtropicales de todo el mundo, particularmente en los países en desarrollo, siendo identificadas como las especies de mayor relevancia para la actividad acuícola. Los principales atributos que presenta la tilapia que le permite ser considerada como uno de los organismos más apropiados para la piscicultura son su rápido crecimiento, resistencia a enfermedades, elevada productividad, tolerancia a desarrollarse en condiciones de alta densidad, capacidad para sobrevivir a bajas concentraciones de oxígeno y a diferentes

salinidades, así como a la habilidad de nutrirse de una amplia variedad de alimentos naturales y artificiales. Por otra parte, la carne es de excelente calidad, ya que es de textura firme, de color blanco y no posee huesos intramusculares, lo cual lo hace muy atractivo para el consumidor.

En las últimas décadas, se han importado diversas líneas genéticas de tilapias con el fin de obtener los resultados deseados en cuanto a las características arriba citadas, y que han demostrado ser efectivas desde el punto de vista productivo; sin embargo, el manejo de estas líneas no ha tenido una base científica por lo que con el tiempo, se han perdido las características fundamentales de estas líneas, notándose una baja en su tasa de crecimiento y, por lo tanto en el rendimiento piscícola y pesquero (Arredondo *et al.*, 1994).

Para mantener la calidad genética de las especies que se importan y ofrecer a los productores líneas de alto valor, es necesario disponer de especies idóneas desde el punto de vista del productor. Para ello, se requieren instalaciones especializadas en donde se tenga un control estricto de las poblaciones, asegurando con ello sus características de origen, variabilidad genética y calidad sanitaria.

1.1. Diagnósis de la Familia Cichlidae.

La familia Cichlidae se caracteriza por presentar especies de coloración muy atractiva, principalmente las nativas de África, América Central y la parte tropical de Sudamérica.

Los cíclidos se diferencian de las percas verdaderas (Percoidei) y otras mojarras (Centrarchidae) por la presencia de un sólo orificio nasal a cada lado de la cabeza y que sirve simultáneamente como entrada y salida de la cavidad nasal. El cuerpo es generalmente comprimido y a menudo discoidal, raramente alargado. En muchas especies

el dimorfismo sexual se manifiesta porque la cabeza del macho es invariablemente más grande que la de la hembra; algunas veces con la edad y el desarrollo, se presentan en el macho tejidos grasos en la región anterior y dorsal de la cabeza.

La boca es protractil, generalmente ancha, a menudo bordeada por labios gruesos, las mandíbulas presentan dientes cónicos y en algunas ocasiones incisivos. Pueden o no presentar un puente carnoso conocido como freno, que se encuentra en el maxilar inferior, en la parte media debajo del labio. Presentan membranas branquiales unidas por 5 o 6 branquióstegos y un número variable de branquiespinas según las diferentes especies. La parte anterior de las aletas dorsal y anal siempre es corta y consta de varias espinas y la parte terminal tiene radios suaves, que en los machos suelen estar fuertemente pigmentados. La aleta caudal está redondeada, trunca o muy raramente escotada, según la especie.

La línea lateral en los ciclidos está interrumpida y se presenta generalmente dividida en dos partes. La porción superior se extiende desde el opérculo hasta los últimos radios de la aleta dorsal, mientras que en la porción inferior aparecen varias escamas por debajo de donde termina la línea lateral superior hasta el final de la aleta caudal. Presenta escamas de tipo cicloideo, el número de vértebras puede ser de 8 a 40.

Las tilapias o mojarra africanas como se les conoce comunmente a los ciclidos introducidos en México y objeto de este estudio, *Oreochromis niloticus*, y *Oreochromis mossambicus*, son especies aptas para el cultivo en zonas tropicales y subtropicales del país. Principalmente se les encuentra habitando en aguas lénticas, pero también en aguas lóxicas a orillas de ríos entre piedras y plantas acuáticas. Son especies euritermas, siendo sus límites de tolerancia de 12°C a 42°C. La temperatura ideal para su cultivo fluctúa alrededor de 25°C, aunque logran reproducirse aún a los 18°C. Son especies eurihalinas,

ya que pueden vivir en aguas dulces, salobres y marinas, con límites de tolerancia de 0/00 a 40 partes por mil y en algunos casos, por arriba de esta salinidad. Además, son especies que soportan muy bajas concentraciones de oxígeno, con un requerimiento mínimo de 0.5 partes por millón. Se reproducen a temprana edad, alrededor de las 8 a 10 semanas, teniendo una talla de 7 a 16 cm., por lo que se dificulta el control de la población en los estanques donde se cultiva (Morales *et al.*, 1988).

Excluyendo algunos géneros como *Geophagus* y *Tilapia*, muy especializados en comer plantas y fitoplancton, la mayoría de los cíclidos se alimentan de peces pequeños, a veces de su misma especie, o de larvas de insectos, escarabajos acuáticos, gusanos, etc; algunos son especializados en comer moluscos (Morales, 1974).

1.2. Descripción de las especies.

Oreochromis niloticus (Linneo 1757).

Caracteres merísticos.

Oreochromis niloticus es un cíclido que presenta las siguientes características (Morales, 1991): en la aleta dorsal tiene de 15 a 18 espinas y de 11 a 15 radios blandos; en la aleta anal presenta 3 espinas y de 7 a 11 radios; en la aleta pectoral 15 radios; en la línea lateral de 31 a 35 escamas y; de 21 a 28 branquiespinas en el primer arco branquial. Cuerpo alargado y más bien profundo, fuertemente comprimido. Perfiles superior e inferior casi igualmente convexos.

Coloración.

El color es variable según la distribución; en general es gris plateado uniforme con matices violetas en los flancos. Por abajo plateado o rojizo. Aletas dorsal y pectoral rojizas, varias bandas transversales en los peces jóvenes, no muy visibles en los peces viejos. Una mancha negra en el opérculo. Aletas verticales cafés o rojizas, bordeadas generalmente con rojo brillante.

Oreochromis mossambicus (Peters 1852).

Caracteres merísticos.

Esta especie es una de las más estudiadas, sus características distintivas son: de 14 a 19 branquiespinas (excepcionalmente 20) en el primer arco branquial; la aleta dorsal tiene de 15 a 16 espinas y de 10 a 12 radios; en la aleta anal 3 a 4 espinas y de 9 a 10 radios; aleta pectoral con 14 o 15 radios, línea lateral con 29 a 33 escamas.

Coloración.

Su color original es variable, pero la variedad roja hasta donde se conoce su origen fue creada en Taiwán a partir de un mutante blanco de *O. mossambicus* con *O. niloticus*; es decir, que viene siendo un híbrido (F1); cuatro patrones de coloración han sido establecidos, basado en la presencia y ausencia de rojo y rosa como melanismo en el cuerpo: rosa, rosa moteado de rojo, rojo y rojo manchado de negro (Morales et al., 1988).

II.- ANTECEDENTES

2.1. Origen y distribución de las especies de *Tilapia* introducidas en México.

Las tilapias se incluyeron primeramente en el género *Tilapia*, pero actualmente sólo tienen este nombre genérico aquéllas que incuban sus huevecillos en el sustrato; mientras que los géneros *Sarotherodon* y *Oreochromis*, quedan agrupados dentro de los que incuban sus huevecillos en la boca, perteneciendo al primero las tilapias en las que la incubación es realizada por el macho o por ambos padres, y al segundo aquéllas en que la incubación es realizada por la hembra (Trewavas, 1982).

La familia Cichlidae es un grupo de peces muy diverso y con una distribución muy amplia en el Continente Africano, Centro y Sudamérica, Asia Menor y algunas partes de la India y Ceilán (Fig. 1).

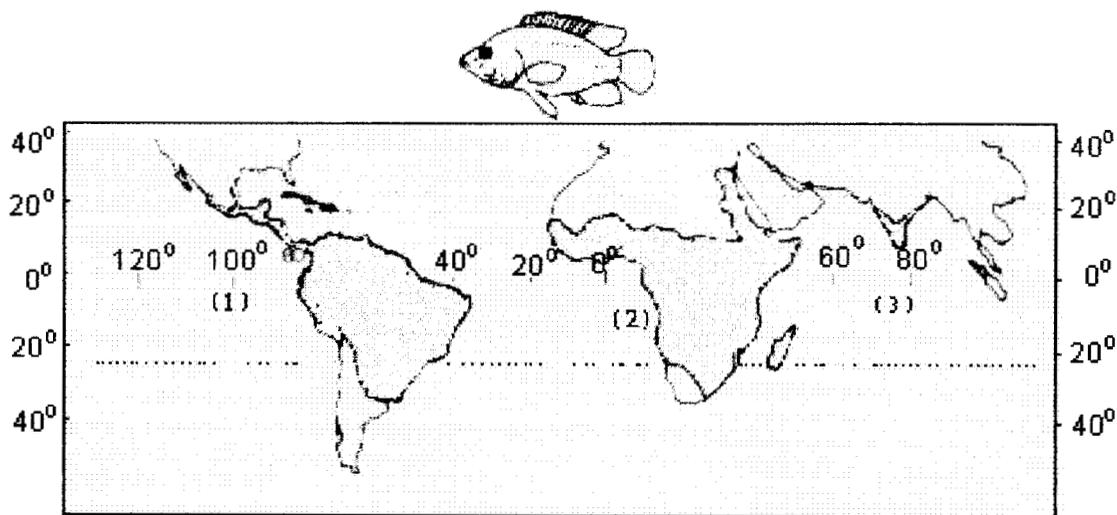


Figura 1. La mayor distribución mundial de los cíclidos, se localiza entre los trópicos de Cáncer y Capricornio (líneas punteadas). En América desde México, Centro, Cuba, sur hasta el Río de la Plata en Argentina (1), la mayor parte de África, Madagascar y Ceilán (2) e India (3).

A esta numerosa familia pertenecen las tilapias (Tribu Tilapiini) que de acuerdo con Chimits (1955) son originarias de África (excepto Madagascar), extendiéndose su distribución natural hacia el norte hasta Israel y la región del Jordán, donde es posible encontrar aproximadamente hasta 100 especies de tilapia. Su distribución original ha sido modificada por la introducción de diversas especies dentro y fuera de su área de distribución, por lo que actualmente se encuentran muy difundidas en diferentes regiones tropicales (Phillipart y Ruwet, 1982).

Se considera que las tilapias están opuestas al resto de los cíclidos, los cuales son especializados (Chimist, 1957; Fryer e Iles, 1972). Esto es porque todos son herbívoros o comedores de detritus y no muestran ninguna especialización en los hábitos alimenticios que es característico de los peces lacustres. Esta carencia de especialización les ha permitido adquirir una gran capacidad para sobrevivir en una variedad de condiciones. Por ejemplo, *Oreochromis mossambicus* puede vivir en agua marina con 40 partes por millón (Swingle, 1957), tolera un pH en un intervalo de 3.7 a 10.5 (Hickling, 1960), resiste un alto grado de sequía y se reproducen en aguas salobres (Bardach et al., 1972). En general los peces de la Tribu Tilapiini pueden colonizar una amplia variedad de hábitats, y algunos se han adaptado a ríos de corriente rápida, con pocas exigencias respiratorias resistiendo bajos niveles de oxígeno disuelto, que soportan bien el calor, así como las aguas salobres, lo que facilita el transporte. Todo lo anterior, aunado a sus características reproductivas, explican el éxito de su gran distribución (Camacho et al., 1984, 1985; Seyoum, 1989).

En general, la sistemática de las tilapias es difícil y dista mucho de estar resuelta. Las dificultades de su clasificación han sido provocadas en parte, por la introducción de diferentes especies en distintas localidades de Africa, caracterizadas por su aislamiento geográfico y topográfico. Muchas de las especies trasplantadas han formado híbridos con

las especies endémicas. La hibridación natural interespecífica parece ser un fenómeno común de este grupo (Camacho et al., 1984).

En México se han realizado diferentes introducciones; la primera se realizó el 10 de julio de 1964, procedente de la Universidad de Auburn, Alabama, E.E.U.U. y llevada a la actual Estación de Acuicultura Tropical de Temascal, en el Estado de Oaxaca. Las especies que se incluyeron en esta introducción correspondieron a un género y tres especies: *Tilapia melanopleura*, *T. nilotica* y *T. mossambica*, las cuales fueron previamente caracterizadas en dicha Universidad (Morales, 1974). Con el paso del tiempo y dada la gran capacidad adaptativa que demostraron tener estas especies, fueron introducidas en una gran cantidad de embalses artificiales y naturales, especialmente en presas de reciente creación, dando origen después de algunos años, al establecimiento de pesquerías importantes.

Fue en este momento, cuando por la necesidad de un manejo adecuado de las poblaciones de tilapias, adaptadas a los cuerpos de aguas continentales, se presentaron serias dificultades para la identificación de distintas especies, ya que las características señaladas por algunos autores, no correspondían con los rasgos morfológicos de dichas especies (Tejeda, 1987).

En realidad, los primeros ejemplares de *Oreochromis niloticus* se trajeron procedentes de Panamá en 1978, siendo depositadas en el Centro de Acuicultura de Tezontepec de Aldama, en el Estado de Hidalgo, y después se trasladaron a la Estación de Acuicultura Tropical de Temascal, en el Estado de Oaxaca (Morales, 1991).

A principios de 1981, la Secretaría de Pesca importó de Palmeto, Florida, EE.UU dos especies para la producción de 100% híbridos machos *Oreochromis urolepis hornorum* y

Oreochromis mossambicus, ésta última correspondiente a una línea genética albina; que se ubicaron en la Estación Piscícola de "El Rodeo", en el Estado de Morelos, las que al igual que las especies anteriores fueron distribuidas en todo el territorio nacional (Tejeda, 1987; Arredondo et al., 1994).

En julio de 1986, se importó nuevamente la especie *Oreochromis niloticus*, en el que venían algunos ejemplares de color rojo, fue donada a México por la Universidad de Stirling, Escocia y se depositó en el Centro de Investigación y Estudios Avanzados (CINVESTAV), perteneciente al Instituto Politécnico Nacional Unidad Mérida en Yucatán (Arredondo y Tejeda, 1989; Arredondo et al., 1994).

A principios de 1987, el Gobierno de Costa Rica donó 15 individuos de cada una de las siguientes especies: *Oreochromis mossambicus*, *Oreochromis urolepis hornorum* y *Tilapia rendalli*, así como 15 híbridos provenientes de la cruce de estas dos últimas especies, las que a fines del mismo año fueron enviadas al Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca (Arredondo y Guzmán, 1986).

Al parecer, no se han importado otras especies, por lo tanto se cuenta con un total de cinco especies, dos variedades y una que aparentemente no lo es, ya que en condiciones de cultivo tiene la capacidad de reproducirse entre sí, por lo que su estado de híbrido infértil queda como un tema de investigación (Arredondo y Guzmán, 1986).

Es importante destacar que posiblemente se han realizado otras introducciones procedentes de Cuba y Puerto Rico, o bien de los Estados Unidos de Norteamérica, por instituciones oficiales o iniciativa privada. Información proporcionada por la Dirección General de Acuicultura de la Secretaría de Pesca, indica que en 1991 se importaron algunos lotes de tilapia procedentes de Egipto, Panamá y Costa Rica, que fueron

introducidos en los Centros Acuícolas que maneja esta Secretaría (Arredondo *et al.*, 1994).

2.2. Política de introducción y dispersión.

En 1964, La Dirección General de Pesca por conducto del entonces Instituto Nacional de Investigaciones Biológico-Pesqueras (hoy Instituto Nacional de la Pesca), considerando la posibilidad de integrar en sus programas de trabajo el aprovechamiento de la Presa Miguel Alemán en Temascal, Oaxaca, proyectó en coordinación con la Comisión del Papaloapan, la instalación de la primera estación piscícola de especies tropicales en México. Los trabajos fueron enfocados hacia la adaptación, cultivo y propagación de cíclidos, que incluyeron tres especies de tilapias africanas, importadas de Estados Unidos de Norteamérica y posteriormente tres especies de mojarra nativas del sureste del país.

De acuerdo con el análisis de las condiciones, se determinó cuál era en aquel tiempo la especie más adecuada para ser introducida en el embalse, resultando ser la tilapia. De esta manera se realizó su introducción y adaptación en México.

Sin duda los beneficios de la introducción de la tilapia en México han sido significativos desde el punto de vista económico y social, en la actualidad un gran número de familias viven de la pesca o el cultivo de este organismo. Aunque sin duda, es necesario realizar estudios sobre el efecto que su introducción ha causado en los cuerpos de agua epicontinentales sobre todo en los lagos naturales, en donde existe una flora y fauna endémica de alto valor científico y de consumo tradicional (Arredondo *et al.*, 1994).

2.3. Rendimientos pesqueros y acuícolas.

A 30 años de haberse introducido las primeras especies de tilapias en México, se han podido evaluar los beneficios alimenticios y económicos que derivaron de estas especies exóticas, seleccionadas y congruentes con la realidad social y las condiciones ambientales en aquel entonces. Actualmente se considera que se han generado más de 10,000 empleos directos a nivel nacional, produciéndose de 1972 a 1987 un promedio de 270,000 toneladas (Morales et al., 1988).

222475

De la captura registrada en pesquerías de agua continentales en México, la tilapia aporta el 49.3 % del volumen total; representando el 5.7% de la captura total nacional (Morales et. al 1988). Del volumen de captura por acuicultura en peso vivo de 1983 a 1991, la tilapia ha aportado de un mínimo de 54,000 a un máximo de 85,000 toneladas. En 1991 representó el 44% de la producción total, siendo los principales productores los estados de Sinaloa, Morelos, Veracruz, Tabasco, Oaxaca y Chiapas (Figura 2).

En el caso de las unidades de producción, éstas han aumentado considerablemente, así por ejemplo en 1988 se reportaron más de 300 unidades y para 1990 la cifra superó las 700 (Olmos y Tejeda, 1990). Lo anterior indica el interés creciente que existe por el cultivo de esta especie y que refleja sin duda su importancia social y económica.

2.4. Problemas en la identificación y estudios en sistemática.

A pesar de que existe una diferencia de criterios en cuanto en el manejo de las diferentes cruza de tilapia, Seyoum y Kornfield (1992b) mencionan que el cíclido Africano *Oreochromis niloticus* (Linnaeus), es uno de los más ampliamente distribuidos y el pez más importante para la acuicultura de agua dulce. El límite natural de las especies

es fragmentado y siete subespecies han sido descritas (Trewavas, 1983), para formalmente reconocer diferencias distintivas en morfología común de poblaciones alopátricas: *Oreochromis niloticus baringoensis* (Trewavas, 1983), *O. n. cancellatus* (Nichols, 1923), *O. n. eduardianus* (Boulenger, 1912), *O. n. filoa* (Trewavas, 1983), *O. n. niloticus* (Linnaeus, 1757), *O. n. sugutae* (Trewavas, 1983), y *O. n. vulcani* (Trewavas, 1932). Esta clasificación está basada en características osteológicas y diferencias merísticas y morfométricas mezcladas. No obstante, ninguna de estas características ya sean solas o en combinación, pueden ser usadas para identificar inequívocamente individuos de estas especies de peces, ya que se sobreponen muchos caracteres entre subespecies como se ve en las claves de identificación de Boulenger (1915) y en las descripciones de Trewavas (1965, 1966a, 1966b, 1973) y en ausencia de datos de localidad confiables, a menudo dificultan la asignación de especímenes individuales a subespecies. Posteriormente por la amplia introducción y una extensiva selección asociada con programas de reproducción (Pullin, 1988, 1991), las afinidades de los peces no nativos son generalmente desconocidos.

Una rápida identificación de una especie particular de tilapias que ha sido previamente documentada en su hábitat natural, puede ser simple sólo si no existe otra especie de tilapia simpátrica. Cuando existen dos o más especies simpátricas, la identificación morfológica se hace muy difícil. Sin embargo, esta es todavía más difícil cuando las especies son obtenidas de localidades no documentadas, particularmente por el hecho de que puede que no todas las especies de tilapias hayan sido descubiertas (Seyoum, 1989). En el campo, la dificultad de identificación puede acaso ser más confusa porque la definición de característica morfológica de una especie en particular puede ser aplicable solamente en un tiempo y lugar en que fue registrado. En otros lugares, y a diferentes tiempos, la misma definición para la misma especies puede no ser obligadamente cierto. Posteriormente, el alto grado de adaptabilidad a nuevos hábitats, potencial de migración,

introducciones extensivas accidentales o intencionales y la hibridación, podrían contribuir a dificultar la clasificación y la identificación de especies lo que es un serio problema para la acuicultura (Seyoum, 1989). Estos problemas y dificultades han conducido a unos pocos casos de identificaciones equivocadas (Wohlfarth y Hulata, 1983).

En acuicultura los objetivos de investigación son muy diversos, incluyendo la producción de una gama de líneas de peces o "stocks" en cuerpos de agua naturales, el rescate de poblaciones en peligro o amenazadas, o bien para la producción de alimentos. Es importante destacar que cuando se inician las investigaciones siempre se aborde con la pregunta más importante de ¿cuál población podría ser adquirida?. La toma de la decisión de cuál población podría ser empleada, depende de los objetivos de la investigación, para así elegir la población apropiada. Una vez habiendo delimitado los objetivos, la identificación de "stocks" y subespecies se convierte en un aspecto central en acuicultura para manejar adecuadamente el recurso pesquero. Para lograrlo, se requiere de un método objetivo para la identificación de poblaciones (stocks).

Un sinnúmero de técnicas para la identificación de líneas o "stocks" han sido desarrolladas. Estas técnicas pueden ser divididas en métodos genéticos y no genéticos. Los métodos no genéticos como el análisis de caracteres morfométricos y merísticos, consiste en efectuar un análisis estadístico multivariado de los caracteres estudiados. Esta técnica también llamada análisis discriminante, puede distinguir entre especies como *Oreochromis niloticus* y *Oreochromis mossambicus*, pero todavía no está lo suficientemente desarrollada como para separar líneas o híbridos estrechamente relacionados (Pante, 1988). Por esta razón se han realizado esfuerzos por desarrollar métodos más confiables, como el llamado análisis de isoenzimas (Pullin, 1988; Seyoum, 1989).

Con el fin de aportar datos que aclaren la identidad biológica de las especies del género *Tilapia*, se postuló que los estudios de citogenética clásica podían servir como base para conocer posibles implicaciones de las actuales y futuras hibridaciones. Sin embargo, los resultados obtenidos parecen indicar que el análisis clásico de cariotipo de especímenes híbridos tiene un valor limitado en la identificación a nivel específico de las poblaciones de tilapias utilizadas en la Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos, para la producción de progenie híbrida, sugiriéndose que se deben buscar marcadores poblacionales intracromosómicos mediante estudios de los patrones de las bandas C o G (Castorena et al., 1983; Uribe y Arreguín, 1989).

Posteriormente para contribuir a una caracterización más objetiva y al mejor manejo de los recursos acuáticos en México, se estudiaron mediante técnicas electroforéticas en gel de poliacrilamida, cinco sistemas de proteínas (plasma sanguíneo, transferrinas, hemoglobinas, extracto de músculo y parvalbúminas) con la finalidad de encontrar patrones electroforéticos específicos de las poblaciones de *Oreochromis mossambicus* y *O. urolepis hornorum*, así como del híbrido *F1* (*O. mossambicus* x *O. urolepis hornorum*), demostrando que existen proteínas (hemoglobinas y parvalbúminas) que se separan electroforéticamente en bandas características y diferentes en las poblaciones estudiadas, y que pueden ser utilizadas como características diagnósticas diferenciales (Uribe et al., 1989).

A nivel de sistemas de isoenzimas, se han realizado algunos estudios con el fin de emplearlos como marcadores genéticos que permitan la identificación de las diferentes especies de tilapias, como un método confiable, independiente de las características morfológicas (McAndrew and Majumdar, 1983; Cruz et al., 1982; Romana, 1987; Bhattacharyya et al., 1989; Camacho et al., 1984).

En México, es importante realizar este tipo de estudios que vayan encaminados a conocer con mayor profundidad la identidad de las especies, o la variación que hayan sufrido, ya que la carencia de especialización les ha permitido adquirir una gran plasticidad fenotípica en muchos tipos. Adicionalmente esta situación puede ser acrecentada por la influencia del potencial ambiental en los rasgos merísticos, morfométricos y parámetros poblacionales (Dentry y Lindsey, 1978; Ryman *et al.*, 1984; Beacham y Murry, 1986; Camacho *et al.*, 1985). En vista de la carencia de información que existe con respecto al uso de la electroforesis de isoenzimas como un método para separar especies de tilapia, en el presente trabajo se realizó una caracterización enzimática en algunas de las tilapias que han sido introducidas al país, para poder separarlas e identificar las líneas o "stocks" de interés comercial.

III.- HIPÓTESIS.

La hipótesis de trabajo del presente estudio es, que habrá diferencias en los patrones de bandeo electroforéticos entre *Oreochromis niloticus* y *O. mossambicus* introducidas en México, que permitan identificarlas de manera independiente de las características morfométricas y merísticas.

IV.- OBJETIVOS.

OBJETIVO GENERAL.

Basándose en características morfométricas, merísticas y patrones de bandeado de algunas isoenzimas se pretende caracterizar a las poblaciones de *Oreochromis mossambicus*, línea genética albina, proveniente del Centro Acuícola de Temascal, en el Estado de Oaxaca; *Oreochromis niloticus*, línea Stirling, del Centro Acuícola de Zacatepec, en el Estado de Morelos, y de *Oreochromis niloticus* de la Presa Miguel Alemán, en el Estado de Oaxaca.

OBJETIVOS PARTICULARES

1. Determinar algunas características morfométricas y merísticas de las tres poblaciones de tilapia.
2. Determinar el patrón de isoenzimas de las tres poblaciones de tilapia.
3. Estimar y evaluar la variación genética entre las tres poblaciones.

V.- MATERIAL Y MÉTODO.

5.1. Especies y muestras.

En la Presa Miguel Alemán se colectaron 20 organismos de *Oreochromis niloticus*, en el Centro Acuícola de Temascal, en el Estado de Oaxaca, 10 organismos de *Oreochromis mossambicus* línea certificada; y 20 organismos *Oreochromis niloticus*, línea Stirling, del Centro Acuícola de Zacatepec, en el Estado de Morelos.

5.2. Colecta de muestras.

Partiendo de los sitios originales donde fueron introducidas inicialmente las distintas especies de tilapia, se realizaron las colectas en la Presa Miguel Alemán ubicada en Temascal, en el Estado de Oaxaca; en el Centro Acuícola de Temascal, en el Estado de Oaxaca, localizado cerca de la cortina de la presa; y en el Centro Acuícola de Zacatepec, en el Estado de Morelos (Figura 2 y Tabla 1).

Para el caso de la Presa Miguel Alemán, en el Estado de Oaxaca, la colecta se realizó con las artes de pesca disponibles en la localidad, tales como redes agalleras, atarrayas y/o chinchorros, para así obtenerlos vivos, para inmediatamente disectarlos y extraer el hígado y tejido muscular, los cuales fueron colocados en criotubos y transportados en hielo seco hasta el Laboratorio de Genética de la Planta Experimental de Producción Acuícola de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa, para ahí ser almacenadas en nitrógeno líquido para su posterior procesamiento.

Algunos de los ejemplares colectados en los centros acuícolas, se trasladaron vivos en bolsas de polietileno hasta los estanques de la Planta antes citada, para que al momento de requerirlo, se les practicará la disección y obtención de tejidos. Las muestras de hígado y tejido muscular fueron almacenadas a una temperatura de -70°C .

5.3. Identificación de especies y morfometría.

Para corroborar que los ejemplares colectados para este estudio correspondieran a *Oreochromis niloticus* y *Oreochromis mossambicus*, se emplearon las claves de identificación taxonómica de Berg, modificadas por Trewavas (1983). De ellos se tomaron 13 caracteres morfométricos, usando un calibrador Vernier. Estos caracteres son: longitud total (L.T.), longitud estándar (L.S.), altura máxima (A.M.), longitud cefálica (L.C.), ancho del cuerpo (A.C.), diámetro del ojo (D.O.), distancia interorbital (D.I.), longitud de la nariz (L.N.), longitud predorsal (P.D.L.), distancia post-orbital (P.O.), longitud de la espina de la aleta dorsal (E.L.D.), longitud de la espina de la aleta anal (E.L.A.), pedúnculo caudal (P.C.). Adicionalmente, se tomaron 5 caracteres merísticos que se definieron como necesarios y que son: número de espinas de la aleta dorsal (D.S.F.), número de radios de la aleta dorsal (D.R.F.), número de espinas de la aleta anal (A.S.F.), número de radios de la aleta anal (A.R.F.), y número de escamas de la línea lateral (E.L.L.). Tanto los caracteres morfométricos como los merísticos fueron anotados en una bitácora para su posterior análisis.

Las muestras usadas para el análisis morfológico, también lo fueron para los estudios de isoenzimas.

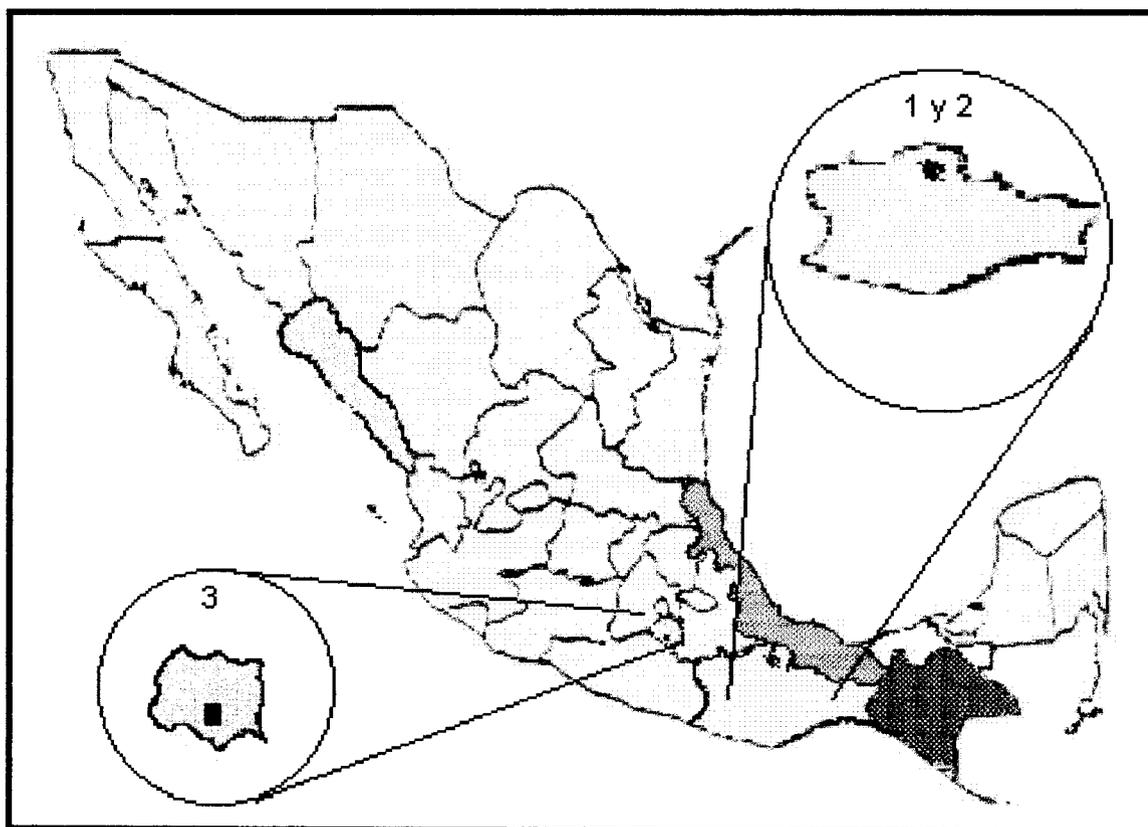


Figura 2. Sitios de muestreo de las tres poblaciones de *Oreochromis* introducidas a México (los nombres de las localidades se muestran en la Tabla 1) y estados de la República con mayor producción de Tilapia (Sinaloa, Morelos, Veracruz, Tabasco, Oaxaca y Chiapas) (Arredondo *et al.*, 1994).

222475

ESPECIE	LOCALIDAD No	SITIO DE COLECTA	FECHA DE COLECTA
<i>Oreochromis niloticus</i>	1	Presa Miguel Alemán Estado de Oaxaca.	Junio, 1994. y mayo, 1995.
	3	Centro Acuícola de Zacatepec, Estado de Morelos. *	Diciembre, 1993.
<i>Oreochromis mossambicus</i>	2	Centro Acuícola de Temascal, Estado de Oaxaca. *	Junio, 1994.

* Sitios de donde se colectaron vivos y se transportaron a las instalaciones de la Planta Experimental de Producción Acuícola de la Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Iztapalapa.

Tabla 1. Sitios de colecta de las 3 poblaciones del género *Oreochromis*, introducidas en México.

5.4. Análisis de isoenzimas.

Las muestras de tejidos fueron retiradas del nitrógeno líquido y maceradas en una solución amortiguadora de 0.01 M Tris y 0.001 M EDTA ajustada a pH 6.8, con un homogenizador para tubos Eppendorf, proporcionándole 5 pulsos de 5 segundos cada uno. Pequeñas mechas de papel filtro Whatman N° 3 fueron saturados por inmersión en el extracto y colocados verticalmente en la región del gel cortado. Un gel de almidón de papa hidrolizado a una concentración de 10.4% fue preparado en solución amortiguadora específica para cada sistema enzimático para efectuar la electroforesis. Para visualizar el desarrollo de la electroforesis, se empleó una mecha conteniendo azul de bromofenol utilizado como indicador. La preparación del gel y las técnicas electroforéticas utilizadas se apegaron a los métodos descritos por Hillis y Moritz (1990) y Selander *et al.*, (1971) con las modificaciones y adaptaciones sugeridas por Mike D. Tringali y Fernando A. Cervantes (comunicación personal).

Para el desarrollo de la electroforesis se utilizaron dos sistemas amortiguadores, tanto para la preparación del gel, como para poner en la cubeta de los electrodos: el Tris-Malato-EDTA (TME), pH 7.4 para isocitrato deshidrogenasa (IDH) (Selander *et al.*, 1971) y el Tris-Citrato-EDTA (TCE), para 6-fosfogluconato deshidrogenasa (6-GPDH) y para glutamato oxalacetato transaminasa (GOT), pH 7.0 (Shaw y Prasad, 1970). El pH de los amortiguadores fue ajustado usando HCl o NaOH concentrado.

Se aplicaron también los procedimientos de tinción histoquímica descritos por Hillis y Moritz (1990) para isocitrato deshidrogenasa (IDH), de Selander *et al.*, (1971), Aebersold *et al.*, 1987), Richardson *et al.*, (1986), y Shaw y Prasad (1970) para 6-fosfogluconato deshidrogenasa (6-GPDH) y glutamato oxalacetato transaminasa (GOT). Las enzimas usadas en este estudio son detalladas en la Tabla 2.

La interpretación de los geles se realizó de acuerdo a los modelos presentados por Utter (1985). El promedio de heterocigosidad fue estimado por los métodos de Nei y Reoychondhry (1974) y Swofford y Selander (1981). La distancia genética fue calculada de las frecuencias alélicas por las fórmulas dadas por Nei (1978) y la similitud genética por la fórmula de Rogers (1972), mediante el programa BIOSYS-1 (Swofford y Selander, 1981).

Enzima	Abreviatura	I:U:B*	Sistema amortiguador	Tamaño de muestra	Nº de poblaciones examinadas	Tejido
Fosfogluconato deshidrogenasa (6-fosfogluconato deshidrogenasa)	6 PGD o 6-PGDH	E.C. 1.1.1.44	TCE ^a	20	3	Hígado y músculo
Glutamato oxalacetato transaminasa (Aspartato amino transferasa)	GOT o AAT	E.C. 2.6.1.1	TME ^b	10	3	Hígado y músculo
Isocitrato deshidrogenasa (Deshidrogenasa isocítrica)	IDH o ICD	E.C. 1.1.1.42	TME ^b	20	3	Hígado y músculo

* I:U:B: Clasificación de enzimas de acuerdo a International Union of Biochemistry (1984).

^a TCE.- Tris-Citrato-EDTA, pH 7.0.

^b TME.- Tris-Malato EDTA, pH 7.4

Tabla 2. Lista de enzimas examinadas, número de clasificación, sistema amortiguador, tamaño de muestra y tejido.

VI.- RESULTADOS.

Los ejemplares de *Oreochromis niloticus* colectados en la Presa Miguel Alemán, Oaxaca, y del Centro Acuícola Zacatepec, Morelos, y de *Oreochromis mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca, son mostrados en las fotografías 1 a 3.

6.1. Caracteres merísticos.

Los resultados de los caracteres merísticos analizados en este estudio, se muestran en la Tabla 3.

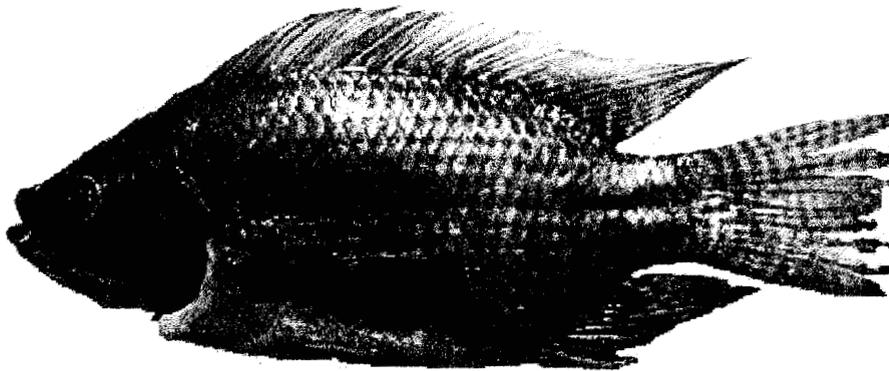
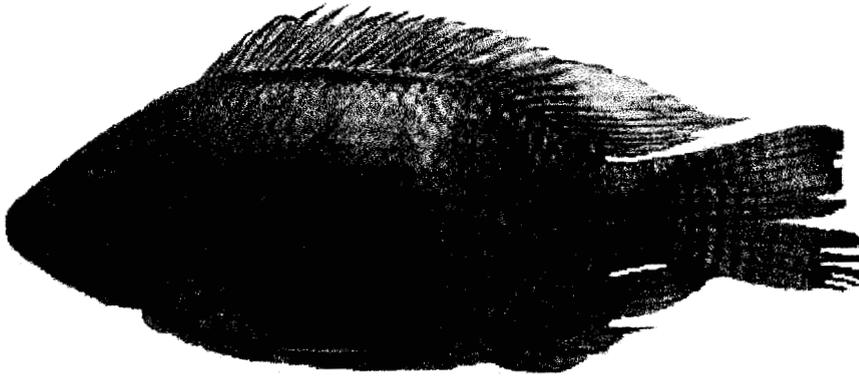
6.1.1. Espinas y radios de la aleta dorsal.

Entre las dos poblaciones de *O. niloticus* examinadas, tanto el número de espinas de la aleta dorsal como el número de radios de la aleta dorsal, no presenta grandes diferencias, variando en espinas de 16-17 (media de 16.5) y 10-13 radios (media de 11.0) en los organismos del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos. En los ejemplares de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca el número de espinas siempre fue de 17 y el número de radios varió entre 12 y 13 (media de 12).

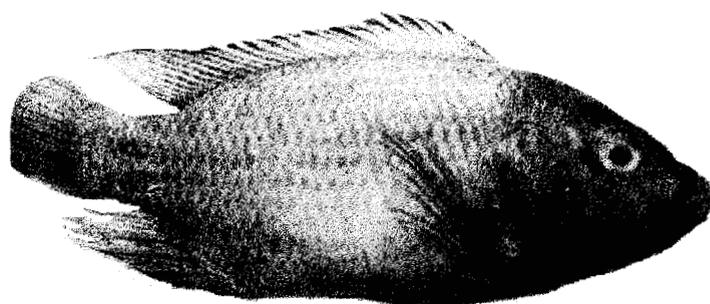
En la población de *O. mossambicus*, el número de espinas de la aleta dorsal varió de 16-17 (media de 17) y de 10 a 12 radios (media de 11.5).

6.1.2. Espinas y radios de la aleta anal.

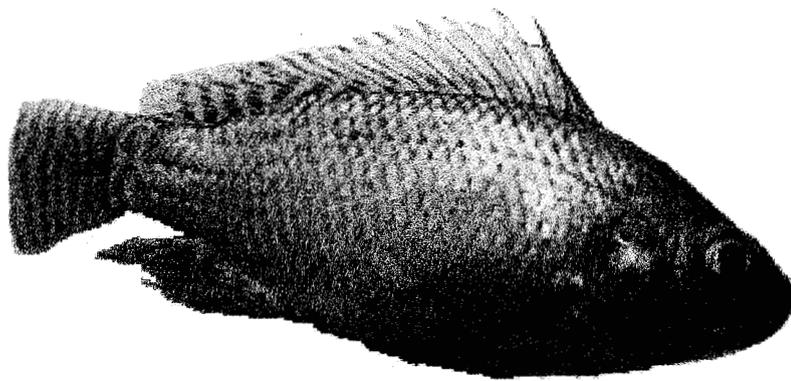
El número de espinas y radios para la población de *O. niloticus* de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca., y del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos, tampoco mostró



Fotografía 1. Ejemplares de *Oreochromis niloticus* obtenidos de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca.



Fotografía 2. Ejemplares de *Oreochromis mossambicus* obtenidos del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca.



Fotografía 3. Ejemplar de *Oreochromis niloticus* obtenido del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos.

Localidad 1 Presa Miguel Alemán, Oaxaca <i>Oreochromis niloticus.</i>			
n = 20			
Caracteres merísticos	MEDIA	MAXIMA	MINIMA
DSF	17	17	17
DRF	12	13	12
ASF	3	3	3
ARF	9	10	9
ELL	31	33	28
Localidad 2 Centro Acuícola Temascal, Oaxaca. <i>Oreochromis mossambicus.</i>			
n = 10			
Caracteres merísticos	MEDIA	MÁXIMA	MÍNIMA
DSF	17	17	16
DRF	11.5	12	10
ASF	3	3	3
ARF	9	10	9
ELL	33	34	30
Localidad 3 Centro Acuícola Zacatepec, Morelos. <i>Oreochromis niloticus.</i>			
n = 20			
Caracteres merísticos	MEDIA	MÁXIMA	MÍNIMA
DSF	16.5	17	16
DRF	11	13	10
ASF	3	3	3
ARF	9	10	8
ELL	33	34	32

n = número de organismos.

Tabla 3. Resumen de los caracteres merísticos analizados para las tres poblaciones estudiadas.

variación, ya que el número de espinas siempre fue de 3 para ambas localidades. El número de radios varió de 9-10 (media de 9.0) para los ejemplares obtenidos en la Presa Miguel Alemán, mientras que para los del Centro Acuícola de Zacatepec este varió de 8 a 10 (media 9.0).

Para la población examinada de *O. mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal Oacaxa, el número de espinas siempre fue de 3 y de radios varió entre 9 y 10 (media de 9.0).

6.1.3. Escamas de la línea lateral.

El número de escamas de la línea lateral para los organismos de *O. niloticus* de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca varió de 28-33 (media de 31), y para los del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos., este número fue de 32-34 (media de 33). Mientras que para la población de *O. mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca, la variación de escamas estuvo de 30-34 (media de 33).

6.2. Caracteres morfométricos.

De los caracteres morfométricos, las siguientes proporciones fueron analizadas como por ciento (%): AM/LS, LA/LS, AC/LS, PDL/LS, ELD/LS, ELA/LS, PC/LS, LN/LC, DO/LC, DI/LC y PO/LC (Tabla 4 y 5).

En *Oreochromis niloticus* puede observarse muy poca variación y entre los organismos de la misma población y aún entre las dos poblaciones de esta misma especie, excepto para el caso de la relación AC/LS, en donde para los organismos de la localidad 1

Localidad 1 Presa Miguel Alemán, Oaxaca <i>Oreochromis niloticus.</i>			
n=20			
Caracteres morfométricos.	MEDIA %	MÁXIMA %	MÍNIMA %
AM/LS	40	43	31
LC/LS	31	34	29
AC/LS	18	20	17
PDL/LS	36	37	32
ELD/LS	10	11	8
ELA/LS	21	28	18
PC/LS	15	16	13
Localidad 2 Centro Acuicola Temascal, Oaxaca. <i>Oreochromis mossambicus.</i>			
n=10			
Caracteres morfométricos.	MEDIA %	MÁXIMA %	MÍNIMA %
AM/LS	37	41	35
LC/LS	34	37	31
AC/LS	19	21	8
PDL/LS	36	41	34
ELD/LS	10	15	10
ELA/LS	21	24	20
PC/LS	15	16	14
Localidad 3 Centro Acuicola Zacatepec, Morelos. <i>Oreochromis niloticus.</i>			
n=20			
Caracteres morfométricos.	MEDIA %	MÁXIMA %	MÍNIMA %
AM/LS	37	41	33
LC/LS	33	38	30
AC/LS	48	58	16
PDL/LS	36	39	34
ELD/LS	13	16	10
ELA/LS	19	23	15
PC/LS	14	32	11

n=número de organismos

Tabla 4. Resumen de los caracteres morfométricos analizados expresados como porcentaje de la longitud estándar para las tres poblaciones estudiadas.

222175

Localidad 1 Presa Miguel Alemán, Oaxaca <i>Oreochromis niloticus.</i>			
n=20			
Caracteres morfométricos.	MEDIA %	MÁXIMA %	MÍNIMA %
LN/LC	43	47	35
DO/LC	18	20	16
DI/LC	38	40	28
PO/LC	49	55	42
Localidad 2 Centro Acuícola Temascal, Oaxaca. <i>Oreochromis mossambicus.</i>			
n=10			
Caracteres morfométricos	MEDIA %	MÁXIMA %	MÍNIMA %
LN/LC	40	43	31
DO/LC	22	31	17
DI/LC	41	50	37
PO/LC	44	52	41
Localidad 3 Centro Acuícola Zacatepec, Morelos. <i>Oreochromis niloticus.</i>			
n=20			
Caracteres morfométricos	MEDIA %	MÁXIMA %	MÍNIMA %
LN/LC	34	39	26
DO/LC	24	41	14
DI/LC	35	59	27
PO/LC	45	66	37

n= número de organismos.

Tabla 5. Resumen de los caracteres morfométricos analizados expresados como porcentaje de la longitud cefálica para las tres poblaciones estudiadas.

(Presa Miguel Alemán, Oaxaca.), existe una media de 18% y una máxima del 20%, que contrasta fuertemente con lo encontrado en la población de la localidad 3 (Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos), con una media del 48% y un máximo del 58%.

Para el caso de los caracteres morfométricos, expresados como porcentaje de la longitud cefálica, las proporciones son muy variables para las tres poblaciones y aún dentro de la misma población, no se mantienen de manera uniforme (Tabla 5).

6.3. Análisis de isoenzimas.

De las 3 isoenzimas investigadas en músculo esquelético e hígado, cuatro loci (fosfogluconato deshidrogenasa, isocitrato deshidrogenasa y glutamato oxalacetato transaminasa 1 y 2) fueron polimórficos en las tres poblaciones estudiadas, correspondiendo el 75% de loci polimórficos para la población de *Oreochromis niloticus* de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca; 50% para la población de *Oreochromis mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca; y 75% para *Oreochromis niloticus* del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos. La heterocigosidad media, así como el número promedio de alelos por locus, se muestran en la Tabla 6. La frecuencia de alelos se observa en la Tabla 7. Es importante destacar que no hubo alelos exclusivos para ninguna de las poblaciones examinadas. Todas las enzimas empleadas en este estudio, mostraron ser de estructura dimérica. Una breve descripción de las enzimas polimórficas y proteínas es dada abajo por separado para cada enzima.

6-Fosfogluconato deshidrogenasa (6-GPDH).

Dos alelos en la región anódica fueron detectados en esta enzima, la cual fue polimórfica sólo en *O. niloticus* de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca. Los individuos

CENTRO ACUICOLA DE TEMASCAL - BIBLIOTECA

homocigotos mostraron un patrón fenotípico de una sola banda; mientras que para los heterocigotos, fueron evidentes dos bandas (Fotografía 4).

POBLACIÓN	TAMAÑO DE MUESTRA PROMEDIO POR LOCUS	Nº PROMEDIO DE ALELOS POR LOCUS	PORCENTAJE DE LOCI POLIMORFICOS	HETEROCIGOSIDAD MEDIA	
				CONTEO DIRECTO	ESPERADO HdyWbg.
1.- Oreochromis niloticus PRESA MIGUEL ALEMAN, OAXACA.	20.0 (0.0)	1.8 (0.3)	75%	0.450 (0.263)	0.276 (0.133)
2.- Oreochromis mossambicus CENTRO ACUÍCOLA TEMASCAL, OAX.	10.0 (0.0)	1.5 (0.3)	50%	0.475 (0.275)	0.276 (0.151)
3.- Oreochromis niloticus CENTRO ACUÍCOLA ZACATEPEC, MOR.	20.0 (0.0)	1.8 (0.3)	75%	0.500 (0.289)	0.281 (0.135)

NOTA: Error estándar en paréntesis.

Tabla 6.- Variabilidad genética de 4 loci en todas las poblaciones.

POBLACIÓN

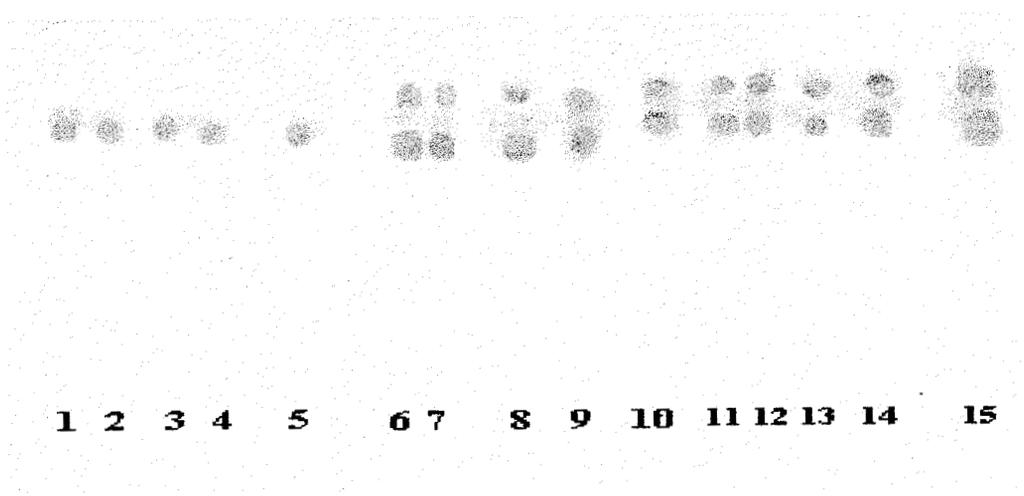
Locus	Alelo	1	2	3
IDH	A	0.500	0.450	0.500
	B	0.500	0.550	0.500
6-GPDH	A	0.600	0.500	0.500
	B	0.400	0.500	0.500
GOT-1	A	0.950	1.000	1.000
	B	0.050	0.000	0.000
GOT-2	A	1.000	1.000	0.950
	B	0.000	0.000	0.050

Población 1 = *Oreochromis niloticus* de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca.

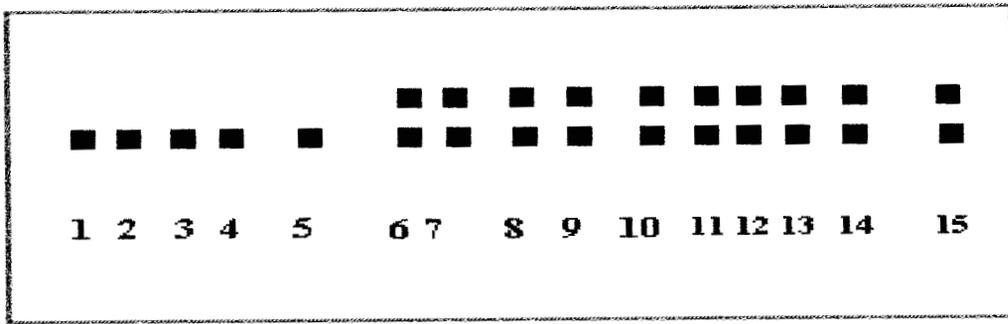
Población 2 = *Oreochromis mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca.

Población 3 = *Oreochromis niloticus* del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos.

Tabla 7.- Frecuencia de alelos en las 3 poblaciones.



A) Patrón de bandeo



B) Zimograma

Fotografía 4. A) Patrón de Bando de 6 Fosfogluconato deshidrogenasa (6-GPDH) en músculo. Carril 1-5, *O. niloticus* (muestras obtenidas de la Presa Miguel Alemán, Oax.), mostrando una sola banda, resultando homocigotos; carril 6-10, *O. mossambicus* (muestras del Centro Acuícola de Temascal, Oax.), se aprecian dos bandas; carril 11-15, *O. niloticus* (línea Stirling del Centro Acuícola de Zacatepec, Mor.), al igual que el grupo anterior se observan dos bandas, las cuales fueron consideradas heterocigotos. **B).** Representación gráfica (zimograma)

Glutamato oxalacetato transaminasa (GOT).

Dos loci codificando para GOT fueron sugeridos. GOT-1, que apareció en la región anódica, fue polimórfico para *O. niloticus* de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca, en donde se observa el homocigoto lento; mientras que GOT-2, se ubicó en la región catódica del mismo gel; en este caso el polimorfismo se manifestó en *O. niloticus* del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos. Es importante señalar que todos los ejemplares analizados, mostraron ser homocigotos en los dos loci, con un fenotipo de una sola banda (Fotografía 5). Por otro lado, la movilidad electroforética en tejido hepático indudablemente fue lento con respecto al extracto de músculo esquelético.

En la población de *O. mossambicus* de este estudio, fue muy claro que tanto para los extractos de hígado y músculo, en GOT-1 y GOT-2, los loci demostraron ser monomórficos.

Isocitrato deshidrogenasa (IDH).

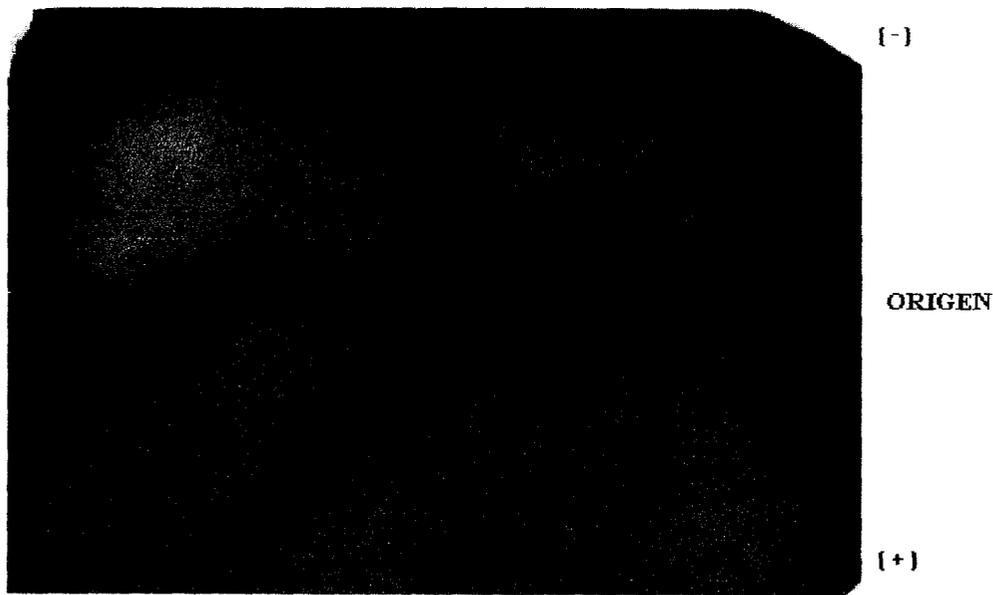
Al igual que la deshidrogenasa málica, esta enzima existe en el citoplasma y en las mitocondrias. En los tejidos analizados (hígado y músculo) de un mismo individuo, en cada una de las poblaciones, se observó en todos ellos un patrón fenotípico heterocigoto de tres bandas, con una movilidad electroforética un poco diferente, pero con mayor definición en el tejido hepático, en donde además la tinción fue de una mayor intensidad (Fotografía 6). Al comparar los resultados de los extractos de músculo esquelético de todas las tilapias, no se observaron diferencias ni dentro ni entre las mismas, caso similar es observado en los extractos de tejido hepático.

Para las tres poblaciones, se encontró la existencia de dos alelos codificados por un solo locus, el cual mostró polimorfismo en todos los ejemplares analizados, tal y como se muestra en la Tabla 7.

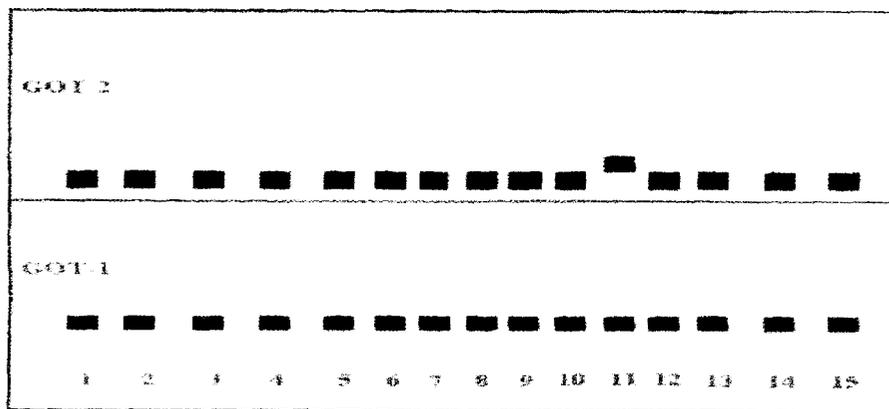
Los índices de similitud genética de Rogers (1972), así como el de identidad genética de Nei (1978) obtenidos, son presentados en la Tabla 8. En ambos casos se observa que existe una gran similitud genética entre las tres poblaciones, y en algunos casos no hay diferencia. Esto sugiere que existe una mayor similitud genética (aunque mínima) entre *Oreochromis niloticus* del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos y *Oreochromis mossambicus* provenientes del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca, tal y como se muestra en la tabla 8.

POBLACION	1	2	3
1.- Presa Miguel Alemán, Oaxaca.	*****	1.000	1.000
2.- Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca.	0.950	*****	1.000
3.- Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos.	0.950	0.975	*****

Tabla 8.- Matriz de similitud genética de Rogers (1972; debajo de la diagonal), y coeficiente de identidad genética de Nei (1978; arriba de la diagonal).

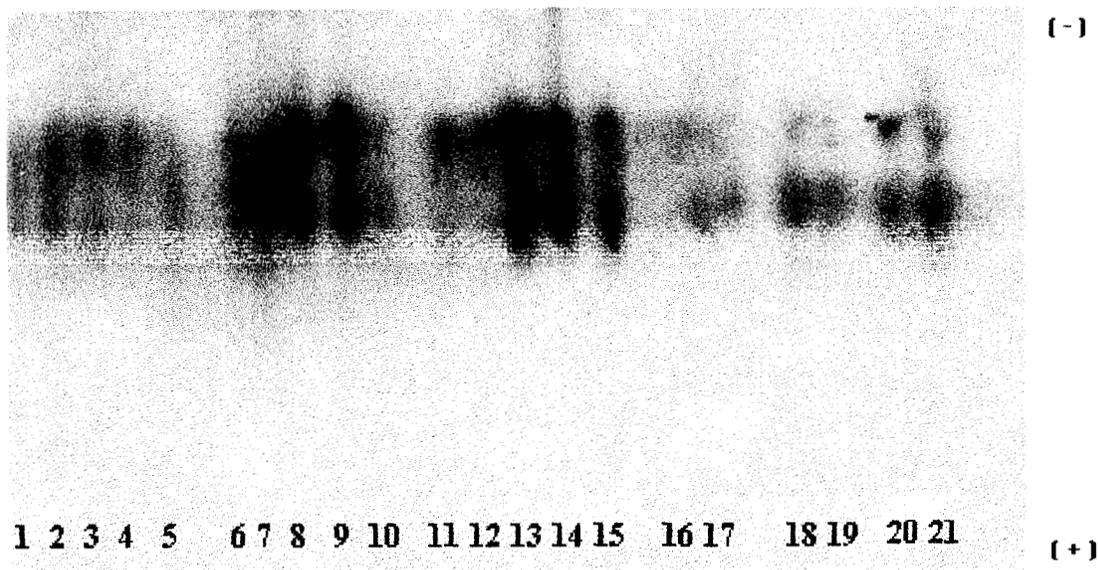


A) Patrón de bandeo

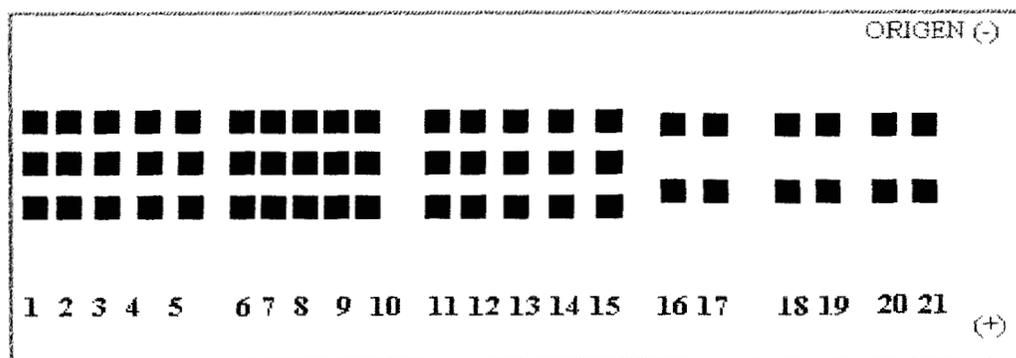


B) Zimograma

Fotografía 5. A) Patrón de bandeo de Glutamato Oxalacetato Transaminasa (GOT) = Aspartato Aminotransferasa (AAT) en músculo. Se presentaron dos loci. Uno ubicado en la región anódica (GOT1) y el otro en la región catódica (GOT2). Carril 1-5, *O. niloticus* (Presa Miguel Alemán, Oax.); carril 6-10, *O. mossambicus* (muestras del Centro Acuícola de Temascal, Oax.); carril 11-15, muestras de *O. niloticus* (línea Stirling del Centro Acuícola de Zacatepec, Mor.). En todos los casos de ambos loci, se aprecia una banda, indicando homocigotos. **B).** Representación gráfica (Zimograma).



A) Patrón de bandeo



B) Zimograma

Fotografía 6. A) Patrón de bandeo de Isocitrato deshidrogenasa (IDH). Carril 1-5, hígado de *O. niloticus* (muestras obtenidas de la Presa Miguel Alemán, Oax.); carril 5-10, hígado de *O. mossambicus* (muestras obtenidas en el Centro Acuícola de Temascal, Oax.); carril 11-15, hígado de *O. niloticus*, (muestras obtenidas del Centro Acuícola de Zacatepec, Mor.); carril 16 y 17, músculo de *O. niloticus* (Presa Miguel Alemán, Oax.); carril 18 y 19, músculo de *O. mossambicus* (Centro Acuícola de Temascal, Oax.); carril 20 y 21, músculo de *O. niloticus* (Centro Acuícola de Zacatepec, Mor.). No se presentaron homocigotos, solo heterocigotos mostrando tres bandas en hígado, correspondiendo a una estructura dimérica, y en músculo solo dos bandas. **B).** Representación gráfica (zimograma).

VII.- DISCUSIÓN.

De acuerdo a los resultados obtenidos en el presente estudio; las poblaciones de *O. niloticus* y de *O. mossambicus*, presentan características muy similares, así por ejemplo, según las claves de identificación taxonómica indican que *O. niloticus* presenta una fórmula radial en la aleta dorsal de XVI, XVII., 12-13; es decir, de 16 a 17 espinas, y de 12 a 13 radios; en la aleta anal, la fórmula es de III, 10-11; y de 31 a 33 escamas. En *O. mossambicus* las mismas características son: XV/XVII, 10-12 en la aleta dorsal; III, 9,10 y de 29 a 32 escamas. Como puede notarse hay características que se sobreponen, y esto se hace más evidente cuando en la práctica se desea separar a las especies, tal y como se observa en la Tabla 9, en donde se muestra de manera comparativa.

Característica	<i>Oreochromis niloticus</i>			<i>Oreochromis mossambicus</i>	
	Trewavas (1983).	Presa Miguel Alemán, Oaxaca	Centro Acuícola Zacatepec, Morelos.	Trewavas (1983)	Centro Acuícola Temascal, Oaxaca.
Espinas de la aleta dorsal.	XVI,XVII	XVII	XVI,XVII	XV/XVII	XVI,XVII
Radios de la aleta dorsal.	12-13	12-13	10-13	10-12	10-12
Espinas de la aleta anal.	III	III	III	III	III
Radios de la aleta anal.	10-11	9-10	8-10	9-10	9-10
Escamas de la línea lateral.	31-33	28-33	32-34	29-32	30-34

Tabla 9. Presentación de las características merísticas obtenidas en el presente estudio, comparadas con las especificadas en las claves de identificación taxonómica modificadas por Trewavas (1983).

Evidentemente los resultados arriba mostrados, coinciden con lo descrito en las claves, excepto para el número de escamas de la línea lateral en donde se observa una mayor variación. Sin embargo, Tejeda (1987), en su estudio reporta de 26 a 29 radios en la espina dorsal para *O. mossambicus*, lo que contrasta fuertemente con las claves y los resultados del presente estudio.

222475

Toda esta serie de diferencias tanto en caracteres morfométricos y merísticos dentro y entre las poblaciones, no son concluyentes como para lograr una identificación certera y tajante de las especies, ya que como se observó, existe una sobreposición de características que dificultan la separación de especies.

Por lo que se refiere a los sistemas isoenzimáticos, los resultados del número de loci de este estudio para 6-GPDH son apoyados por los trabajos de Cruz *et al.*, (1982), McAndrew y Majumdar (1983), Seyoum (1989), Basiao y Taniguchi (1984), y Sodsuk y McAndrew (1991), quienes encontraron un locus para esta enzima. Sin embargo Van Der Bank *et al.*, (1989), encontró 2 loci, el primero de ellos Gpd-1 en hígado y el segundo, Gpd-2 en músculo blanco. Tres bandas fueron resueltas para todos los individuos en el estudio de Cruz *et al.*, (1982), mientras que para este estudio se manifestaron dos bandas para el caso de los individuos heterocigotos, resultados similares a los encontrados por los trabajos realizados por Basiao y Taniguchi (1984) y Seyoum (1989).

Para el caso de GOT (o aspartato amino transferasa), se ha reportado la presencia de 3 loci en los trabajos efectuados por Sodsuk y McAndrew (1991), quienes trabajaron con hígado, músculo, riñón y aleta. Mientras que Basiao y Taniguchi (1984), mencionan sólo dos loci en *O. niloticus*, lo cual coincide con lo encontrado en este estudio, con la diferencia de que ellos encontraron que GOT-1 (AAT-1), fue polimórfico. En el presente estudio, GOT-1 se manifestó de manera diferente en un ejemplar de los veinte de *O.*

niloticus de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca, mientras que en GOT-2 en un ejemplar de los diez de *O. niloticus* del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos. No se presentó el tipo heterocigoto en ninguna de las tres poblaciones analizadas. Cabe aclarar que la GOT-1 se hizo evidente en la región anódica y la GOT-2 en la región catódica, sin diferencias de movilidad electroforética distinguible entre las tres especies y entre los dos tipos de tejido.

Finalmente, para IDH, se confirma lo hallado por Camacho *et al.*, (1984) y Seyoum (1989), en lo que se refiere a las bandas de la misma movilidad electroforética y un sólo locus codificando para esta enzima. Sin embargo, Basiao y Taniguchi (1984), mencionan que hallaron 2 loci; el segundo locus presente en hígado de *O. niloticus*; mientras que Cruz *et al.* (1982), en *T. zilli*. Sodsuk y McAndrew (1991), encuentran dos loci en hígado y músculo. Contrariamente, McAndrew y Majumdar (1983), reportan la presencia de este segundo loci en tejido muscular, el cual además fue polimórfico. En lo que si coinciden todos los autores y los resultados del presente estudio, es en la presencia de una sola banda para individuos homocigotos y tres para los heterocigotos, sugiriendo esto una posible estructura dimérica de la enzima.

Por lo que se refiere a la heterocigosidad media, puede observarse que esta es mucho mayor por conteo directo que conforme a lo esperado para el equilibrio de Hardy-Weinberg en las tres poblaciones analizadas.

El alto grado de heterocigosidad en las tres poblaciones, sugiere una alta variabilidad génica, especialmente de *O. mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca, con 1.812 y de 1.779 en *O. niloticus* de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca y con menor variabilidad (1.630) en la población de *O. niloticus*, línea Stirling del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos. Basiao y Taniguchi (1984), reportaron una variabilidad génica de 1.034 para las líneas de *O. niloticus*, mientras que para las poblaciones silvestres de la

misma especie, obtuvieron una variabilidad de 0.818. Van Der Bank *et al.*, (1989), por su parte reporta que la heterocigosidad varió de 0.013 a 0.047 y un promedio de 0.031, lo cual contrasta fuertemente con las poblaciones estudiadas. Eso parece deberse en parte, a que esos autores analizaron un número mayor de loci y no todos fueron polimórficos, y a que el material del presente estudio en todos los loci analizados resultaron polimórficos.

La variación interlocus, depende de la estructura génica de las poblaciones, la cual está influenciada por la migración, mutación, selección y deriva génica al azar (Nei y Roychoudhury, 1974). Por el otro lado, la variación intralocus, depende solamente del tamaño de muestra y de las frecuencias génicas. Las bajas heterocigosidades observadas para algunos géneros, puede ser atribuida a errores de muestreo. Cruz *et al.*, (1982), encontraron que todos los patrones de bandeo de las enzimas estudiadas no mostraron variación entre los individuos, y Kornfield *et al.*, (1979), reportaron una carencia total de variación para algunas especies de cíclidos.

Al analizar los resultados obtenidos en la caracterización de *O. niloticus*, tanto la línea Stirling, como la población de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca y *O. mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca resalta el polimorfismo que se observa en algunos loci, no encontrándose polimorfismo para GOT-1 y GOT-2 en las poblaciones de *Oreochromis mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca, ni para *Oreochromis niloticus* del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos. Según Kornfield y Koehn (1975), Avtalion (1982), y McAndrew y Majumdar (1983) hasta el momento no se ha reportado un polimorfismo en todos los loci en las poblaciones naturales de estas especies.

Por otro lado, los coeficientes de similitud genética mostraron ser muy cercanos, no habiendo diferencias en el coeficiente de identidad genética, indicando esto, la

imposibilidad de identificar *O. niloticus* de *O. mossambicus*, ya que en apariencia serían lo mismo, tal y como se mostró en la Tabla 8.

El empleo de los marcadores proteínicos en la sistemática ha mostrado el valor de la técnica electroforética como herramienta útil en los estudios sistemáticos, especialmente a nivel subgenérico (Avisé, 1974; 1976; Wake, 1981; Shaklee et al., 1982; Buth, 1984) y han sido usados para examinar las relaciones evolutivas dentro de un número de grupos de peces cíclidos (Kornfield et al., 1979; McAndrew y Majumdar, 1984; Van Der Bank et al., 1988). Esto pone de manifiesto la amplia y creciente utilización de las proteínas e isoenzimas en la aclaración de problemas de la clasificación de especies, donde los criterios clásicos no son concluyentes, como sucede con las tilapias (Camacho et al., 1984).

Es bien conocido el valor de las proteínas y de las enzimas determinadas mediante la técnica electroforética, como un instrumento en la descripción, caracterización, e identificación de especies estrechamente relacionadas. Las discrepancias halladas en los sistemas isoenzimáticos, nos alertan sobre el probable grado de "pureza" de nuestras poblaciones, ya que la hibridación interespecífica es un fenómeno frecuente en las tilapias, motivo por el cual es necesario tener un control muy estricto de las líneas, pero primero se debe tener la identificación plena y certera de la línea a la que pertenece. De lo contrario, si desde el principio no se conoce la identidad de la línea o "stock" entonces, se tendrán serios problemas en la producción para obtener los rendimientos esperados, tanto para lograr los porcentajes de machos deseados, como el hecho mismo de que la cruce no sea favorable desde el punto de vista de velocidad de crecimiento y talla final.

Ciertamente la electroforesis de proteínas ha sido extensivamente usada para separar especies y diferenciar poblaciones de peces (Shaklee, 1983, Utter, 1985). En tilapias,

algunos estudios usando isoenzimas han sido muy útiles para discriminar entre especies (Kornfield et al., 1979; Mc Andrew y Majumdar, 1983, y 1984). Sin embargo, el problema que ha surgido, es que muchas especies de cíclidos resultaron similares cuando se aplicó esta técnica, en virtud de que poseían alelos idénticos en la mayoría de los loci (Sage y Selander, 1975; Kornfield, 1984; McKaye et al., 1984; Sage et al., 1984; Kornfield, 1991). Esto es particularmente cierto para los taxa de origen muy reciente. En tal caso, la electroforesis de proteínas no es suficientemente sensitiva para revelar características genéticas discriminatorias, por lo menos en las especies estudiadas.

Seyoum and Kornfield (1992a), indican que para entender mejor la identidad e interrelación de taxa comunes de *O. niloticus*, examinaron una serie de caracteres moleculares de siete subespecies, mediante el análisis de endonucleasas de restricción del DNA mitocondrial (mtDNA). Este análisis de 42 endonucleasas, permitió la cuantificación de la variación a nivel de nucleótido proporcionando un gran número de caracteres para propósitos comparativos. De hecho, muchos estudios basados en mtDNA han confirmado resultados preliminares de identificación de "stocks" o han demostrado diferencias que por otras metodología no habían sido detectadas (Castro et al., 1995). Motivo por el cual la opinión generalizada es que el análisis de mtDNA es una aproximación más sensitiva que las isoenzimas para definir la estructura poblacional. Aunque se han reportado resultados contradictorios al utilizar mtDNA y las isoenzimas, no debe olvidarse que esto podría deberse a que el genoma mitocondrial, por su modo de herencia (materna), no existe recombinación genética y por lo tanto el tamaño efectivo de la población de los genes organelares es menor al correspondiente para los genes nucleares. Esta disminución del tamaño efectivo poblacional es particularmente útil desde el punto de vista práctico, ya que significa que el genoma mitocondrial, al resultar más afectado por las reducciones poblacionales, funciona como un registro de eventos pasados. Además su velocidad mutacional y el alto grado de polimorfismo hace que sea especialmente útil para la

estructuración geográfica de las especies. Todas estas características hicieron que el mtDNA fuera considerado una herramienta muy efectiva para resolver las dudas relacionadas con la identificación de "stocks" (Castro *et al.*, 1995).

Aunque la técnica de electroforesis de isoenzimas se ha considerado como una herramienta de baja resolución en estudios poblacionales debido a su inhabilidad de detectar toda la variación relacionada con la síntesis de proteínas. El uso de isoenzimas se ha generalizado como una prueba de primera instancia. Sin embargo para Castro *et al.*, (1995), esto no resultó ser así, ya que para ellos la baja resolución fue obtenida con el mtDNA, demostrando con esto, el valor de la técnica de las isoenzimas.

Aún cuando exista controversia sobre efectividad de la técnica de electroforesis de isoenzimas con respecto a la del mtDNA, no deja de ser una herramienta de gran utilidad para la identificación y estructura de los "stocks", sobre todo de aquellos que se destinan a la explotación comercial y aún de las especies de cíclidos nativos, de los cuales falta mucho por conocer y que tal vez pudieran ser susceptibles de cultivo y comercialización.

VIII.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

De los resultados obtenidos en este estudio es posible concluir lo siguiente:

1. El análisis de los resultados morfométricos y merísticos no son concluyentes para lograr la identificación certera de especies de tilapia (*Oreochromis niloticus* y *Oreochromis mossambicus*), en virtud de que existe una sobreposición de caracteres.
2. Los patrones de bandeo para cada sistema isoenzimático en la población de *O. niloticus*, de la Presa Miguel Alemán, Oaxaca mostraron similitudes con los obtenidos en *O. niloticus* del Centro Acuícola de Zacatepec, Morelos para los mismos sistemas y la población de *O. mossambicus* del Centro Acuícola de Temascal, Oaxaca, mostró una muy estrecha cercanía con *O. niloticus*.
3. La técnica electroforética, en estas circunstancias, no mostró ser lo suficientemente sensible como para revelar características genéticas discriminatorias.
4. Se recomienda que al aplicar esta técnica electroforética, se realice con un tamaño de muestra mayor, más especies y/o poblaciones, así como emplear más sistemas isoenzimáticos, e incrementar el número de loci estudiados.
5. Es conveniente realizar más estudios electroforéticos de los diferentes cíclidos, ya sean introducidas, o especies nativas.

IX.- BIBLIOGRAFÍA CITADA.

AEBERSOLD, P. B; G. A. Winans; D. J. Teel; G. B. Milner; and F. M. Utter. 1987. Manual for starch gel electrophoresis: A method for the detection of genetic variation. NOAA Technical Report NMFS 61. U. S. Department of Commerce. 19 p.

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

ARREDONDO, F. J.L. y M. S. Tejada. 1989. El hueso faríngeo, una estructura útil para la identificación de especies de la Tribu Tilapiini (PISCES; CICHLIDAE), introducidas en México. An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. Méx. 16 (1): 59-68.

ARREDONDO, F. J. L., V. Campos R., M. Flores F.V., T. González F., y A. Garduño H. 1994. Desarrollo Científico y Tecnológico del Banco de genoma de Tilapia. SEPESCA-UAMI. 126p.

AVISE, J. C. 1974. Systematic value of electrophoretic data. Syste. Zool. 23: 465-481.

AVISE, J.C. 1976. Genetic differentiation during speciation. In: Molecular evolution, F. J. Ayala (Ed.), 7: 106-122. Sunderland, Mass: Sinauer 227p.

AVTALION. R. R. 1982. Genetic markers in *Sarotherodon* and their use for sex and species identification. In: R.V.S. Pullin and R.H. Lowe-McConnell (Editors). Biology and Culture of Tilapias. ICLARM Conference Proceedings 7. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila. The Philippines, p.p. 269-277.

BARDACH, J. E., J. H. Ryther and W. D. Mclearney. 1972. Aquaculture: The farming and husbandry of freshwater and marine organism. Wiley and Sons, New York, 868p.

BASIAO, Z.U. and N. Taniguchi. 1984. An investigation of enzyme and other protein polymorphism in Japanese stocks of the tilapias *Oreochromis niloticus* and *Tilapia zilli*. Aquaculture, 38:335-345.

BEACHAM, T. D. and Murry, C. B. 1986. The effect of spawning time and incubation temperature on meristic variation in chum salmon (*Oncorhynchus keta*). Can. J. Zool., 64: 45-48.

BHATTACHARYYA, A., Sarkar, S.K., Basu, S.K. and Ganguly, S. 1989. Lactate dehydrogenase as genetic marker enzyme in fish *Tilapia mossambica*. Ind. J. Exper. Biol. 27 (10): 913-914.

BOULENGER, G. A. 1915. Catalogue of the freshwater fishes of Africa in the British Museum (Natural History). Vol. III 526p.

BUTH, G. D. 1984. The application of electrophoretic data in biosystematics studies. Ann. Rev. Ecol. Syst. 15: 501-522.

CAMACHO, A., Rivalta, V., Villaescusa, A., y Caballero, R. 1984. Las isoenzimas en el estudio de *Tilapia* y géneros afines existentes en Cuba. I. Características electroforéticas de seis sistemas proteínicos. Cien. Biol. No 12: 11-22.

- CAMACHO, A., Rivalta, V., y Torres A. 1985. Las isoenzimas en el estudio de *Tilapia* y género afines existentes en Cuba II. Caracterización electroforética de *Oreochromis aureus*. Cien. Biol. N° 14: 73-80.
- CASTORENA, S. I., Uribe, A. M. y Arreguín, E. J. 1983. Estudio cromosómico de poblaciones del género *Tilapia* Smith (Pisces, Cichlidae), provenientes de tres regiones de México. Veterinaria. Méx. 14: 137-144.
- CASTRO, L. R., J. M. Grijalba Ch., y O. Sosa N. 1995 (Inédito). Evaluación biológica del recurso pesquero pez espada (*Xiphias gladius*) en el pacífico mexicano. 150p.
- CHEN, F. Y., and Tsuyuki, H. 1970. Zone electrophoretic studies on the proteins of *Tilapia mossambicus* and *T. hornorum* and their F1 hybrids, *T. zilli* and *T. melanopleura*. J. Fish. Res. Board. Can., 27: 2167-2177.
- CHIMITS, P. 1955. *Tilapia* and its culture. A preliminary bibliography. F.A.O. Fisheries Bull. 8 (1): 1-33.
- CHIMITS, P. 1957. The tilapias and their culture. A second review and bibliography. F.A.O. Fisheries Bull. 10(1):1-24.
- CRUZ, T. A., Thorpe, J. P., and Pullin, R. S. V. 1982. Enzyme electrophoresis in *Tilapia zillii*: A pattern for determining biochemical genetic markers for use in *Tilapia* Stock identification. Aquaculture. Vol. 29 No 3-4: 311-329.

DENTRY, W. and Lindsay, C. C. 1978. Vertebral variation in zebra-fish (*Brachydiano rerio*) related to the prefertilization temperature history of their parents. Can. J. Zool. 56: 280-283.

FRYER, G. and T. D. Iles. 1972. The cichlid fishes of the great lakes of Africa. Oliver and Boyd, Edinburg, 614p.

HICKLING, C. F. 1960. The Malaca tilapia hybrids. J. Genet. 57: 1-10.

HILLIS, D. M. and Moritz, C. 1990. Molecular Systematics. Sinauer Associates, Inc. Publishers. Sunderland Massachusetts, U.S.A.p.p. 1-126.

INTERNATIONAL UNION OF BIOCHEMISTRY. 1984. Enzyme nomenclature. Recomendations (1984) of the Nomenclature Committee of the International Union of Biochemistry. Academic Press, Inc. New York. 646 p.

KORNFIELD, I. L. 1984. Descriptive genetics of cichlid fishes. In: B. J. Turner (Editor). Evolutionary genetics of fishes. Olenum Press. New York. pp. 590-616.

KORNFIELD, I. L. 1991. Genetics. In: M. Keenleyside (Editor), Cichlid Fishes: Bahavior, Biology and Evolution. Chapman and Hall, London, pp. 103-128.

KORNFIELD, I. L., and Koehn, R. 1975. Genetic variation and speciation in new world cichlids. Evolution 29: 427-437.

KORNFIELD., I. L., Ritte, U., Richller, C., and Wahrman, J. 1979. Biochemical and citological differentiation among cichlid fishes of the sea of Galilee. Evolution. 33: 1-14.

McANDREW, B. J., and K. C. Majumdar. 1983. *Tilapia* stock identification using electrophoretic markers Aquaculture Vol. 30, No 1-4:249-262.

McANDREW, B. J., and K. C. Majumdar. 1984. Evolutionary relationships within three Tilapiine genera (Pisces: Cichlidae). Zool. J. Linn. Soc. 80: 421-435.

McKAYE, K. R., T. Kocher, P. Reinthal, R. Harrison and I. Kornfield. 1984. Genetic evidence for allopatric and sympatric differentiation among color morphs of a lake Malawi cichlid fish. Evolution 38: 215-219.

MORALES, D. A. 1974. El cultivo de la tilapia en México. Datos biológicos. Instituto Nacional de la Pesca. INP. 25 p.

MORALES, D. A. 1991. La Tilapia en México. Ed. AGT. S.A. p.p. 4.

MORALES, D.A., A.Castañeda C., C. De la Paz O., H.H. Olmedo S., J.R. Galván U., J.M. Montoya M., M. Pérez Galicia R. y P. Cabañas L., 1988. Manual técnico para el cultivo de la tilapia en los Centros Acuícolas de la Secretaría de Pesca. Secretaría de Pesca, México, 202 p.

NEI, M. 1978. Estimation of average heterozygosity and genetic distance from a small number of individuals. Genetics. 89:583-590.

NEI, M. and A. K. Roychondhry. 1974. Sampling variances of heterozygosity and genetic distance. In: Hedrick, P. W. 1974. Genetics of populations. Jones and Bartlett Publishers, Inc. p.p. 39-81.

OLMOS, T. E y S. M. Tejada. 1990. Inventario nacional de unidades de producción acuícola. Secretaría de Pesca. México, D.F. 66p.

PANTE, M. J. R. 1988. Multivariate analysis of morphometric/meristic data In: R. S. V. Pullin (Editor). 1988. Tilapia genetic resources for aquaculture. ICLARM Conference Proceedings 16 108 p. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines.

PHILLIPART, J-Cl., and J-Cl. Ruwet. 1982. Ecology and distribution of tilapias In: R. S. V. Pullin and R. H. Lowe-McConnell (eds) :The biology and culture of tilapias, p. 15-59. ICLARM Conference Proceedings, 7, International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila Philippines 423p.

PULLIN, R. S. V. (Editor). 1988. Tilapia genetic resources for aquaculture. ICLARM Conference Proceedings 16 108 p. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines.

PULLIN, R. S. V. 1991 Cichlids in aquaculture. In Cichlids fishes. Ed by M. Keenleyside. Chapman and Hall, London. p.p 280-300.

RICHARDSON, B.J; P. R. Baverstock; and M. Adams. 1986. Allozyme electrophoresis. A handbook for animal systematics and population studies. Academic. Press. p.p. 20-21, 161-218.

ROGERS, J.S. 1972. Measures of genetic similarity and genetic distance. Studies in Genetics, Univ. Texas Publ. 7213: 145-153.

ROMANA, m. R. R. 1987. Electrophoretic studies on induced gynogenetic diploid and triploids in *Tilapia*. Second International Symposium on *Tilapia* in Aquaculture. Metro Manila (Philippines). ICLARM: Dept. of Fisheries: 267-274.

RYMAN, N., Lagercrantz, U., Andersson, L., Chakraborty, R. and Rosenberg, R. 1984. Lack of correspondence between genetic and morphological variability patterns in Atlantic herring (*Clupea harengus*). Heredity, 53: 687-704.

SAGE, R. D. and R. K. Selander. 1975. Tropic radiation through polymorphism in cichlid fishes. Proc. Nat. Acad. Sci. 72: 4669-4673.

SAGE, R. D., P. V. Loiselle, P. Basaibwaki and A. C. Wilson. 1984. Molecular versus morphological change among cichlid fishes (Pisces: Cichlidae) of Lake Victoria. In: Evolution in fish species flocks, A. A. Echelle and I. Kornfield (eds), University of Maine, Orono Press.

SELANDER, R., Smith, S., Yang, Y., Johnson, W., and Gentry, G. 1971. Biochemical polymorphism and systematics in the genus *Peromyscus*. I. Variation in the old-field mouse (*P. polinotus*). Stud. Genet. VI. Univ. Texas Publ. Genetics. (7103): 49-90.

SEYOUM, S. 1989. Stock identification and evolutionary relationships of the Tilapiine fishes of the genera *Oreochromis*, *Sarotherodon* and *Tilapia* (Pisces: Cichlidae) using allozyme analysis and restriction endonuclease analysis and restriction endonuclease analysis of mitochondrial DNA. Thesis . Waterloo, Ontario, Canada. 336 p.

SEYOUM, S., and Kornfield, I. 1992a. Identification of the subspecies of *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae) using restriction endonuclease analysis of mitochondrial DNA. Aquaculture, 102: 29-42.

SEYOUM, S., and Kornfield, I. 1992b. Taxonomic notes on the *Oreochromis niloticus* subspecies- complex (Pisces Cichlidae), with a description of a new subspecies. Can. J. Zool. 70:2161-2165.

SHAKLEE, J. B. 1983. The utilization of isozymes as gene markers in fisheries management and conservation. In: M.C. Rattazzi, J. G. Scandallos and G. S. Whitt (Editors). *Isozymes: Current Topics in Biological and Medical Research*, Vol. II. Alan R. Liss. New York, NY. pp. 213-247.

SHAKLEE, J. B., C. S. Tamaru, and R. S. Waples. 1982. Speciation and evolution of marine fishes studied by the electrophoretic analysis of proteins. Pacific Science 36: 141-157.

SHAW, C. R. and Prasad R. 1970. Stach gel electrophoresis of enzymes. A compilation of recipes. Biochem. Genet. 4: 297-320.

SODSUK, P., and McAndrew, B. J. 1991. Molecular systematics of three tilapiine genera *Tilapia*, *Sarotherodon* and *Oreochromis* using allozyme data. J. Fish Biol. 39 (Supplement A), 301-308.

SWINGLE, H. S. 1957. Further experiments with *Tilapia mossambica* as a pond fish. Proc. Ann. Conf. S. E. Game and Fish. Comm. 11: 152-154.

SWOFFORD, D., Selander, R, 1981. BIOSYS - I: a FORTRAN program for the comprehensive analysis of electrophoretic data population genetics and sistematics. J. Hered 72: 1-281.

TEJEDA, S. M . 1987. Contribución al conocimiento de la sistemática de las especies de la Tribu Tilapiini (Pisces; Cichlidae), presentes en México. Tesis profesional. ENEP-IZTACALA, UNAM:1-97.

TREWAVAS, E. 1965. *Tilapia aurea* (Steindachner) and status of *Tilapia nilotica exul*, *T. monodi* and *T. lemassoni* (Pisces, Cichlidae). Israel J. Zool. Vol. 14: 258-276.

TREWAVAS, E. 1966a. A preliminary review of the fishes of the genus *Tilapia* in the Eastward flowing rivers of Africa, with proposal of two new specific names. Rev. Zool. Bot. Afr. 74: 394-424.

TREWAVAS, E. 1966b. The name and natural distribution of the *Tilapia* from Zanzibar. F.A.O. World Sysposium on warm water pond fish culture. FR: VIII-IV/E-8.

TREWAVAS, E. 1973. On the cichlid fishes of the genus *Palmeochromis* with proposal of a new genus for *P. congicus*, on the relationship between *Pelatochromis* and *Tilapia* and the recognition of *Sarotherodon* as a distinct genus. Bulletin of the British Museum (Natural History) Zoology 25: 1-26.

TREWAVAS, E. 1982. Tilapias: Taxonomy and speciation, p. 3-13. In R.S.V. Pullin and R.H. Lowe-McConnell (eds) The biology and culture of tilapias. ICLARM. Conference Proceedings 7, 432 p. International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines.

TREWAVAS, E. 1983. Tilapiine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis* and *Danakilia* British Museum Natural History 583p.

URIBE, A. M. y Arreguín E. J. 1989. Los cromosomas de los peces *Oreochromis urolepis hornorum* y *Oreochromis mossambicus* (PISCES: CICHLIDAE). An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Aut. Méx. 16 (2): 189-198.

URIBE, A. M., Vera, M. G., y Arreguín, E. J. 1989. Marcadores electroforéticos específicos de *Oreochromis mossambicus* y *Oreochromis urolepis hornorum* (PISCES: CICHLIDAE). An. Inst. Cienc. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. Méx. 16 (2): 199-206.

UTTER, F . 1985. Protein electrophoresis and stock identification in fishes. In: H. E. Kumpff, R. N. Vaught, C. B. Grimes, A. G. Johnson and E. L. Nakamura (Editors), Proceedings of the Stock Identification Workshop, NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFC-199. U. S. Department of Commerce, Washington, DC, pp. 63-104.

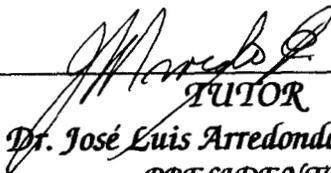
VAN DER BANK, F. H., W. S. Grant, and J. T. Ferreira. 1988. Evolutionary relationships between fifteen old world cichlid species. In: Seyoum, S. 1989. Stock identification and evolutionary relationships of the Tilapiine fishes of the genera *Oreochromis*, *Sarotherodon* and *Tilapia* (Pisces: Cichlidae) using allozyme analysis and restriction endonuclease analysis and restriction endonuclease analysis of mitochondrial DNA. Thesis . Waterloo, Ontario, Canada.

VAN DER BANK, F. H., W. S. Grant, and J. T. Ferreira. 1989. Electrophoretically detectable genetic data for fifteen southern African cichlids. J. Fish. Biol. 34: 465-483.

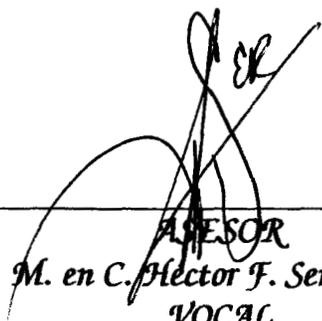
WAKE, D. B. 1981. The application of allozyme evidence to problem in the evolution of morphology. In : Evolution today, E. G. Schudder and J. L. Reveal (eds), p. 257-270. Proc. 2nd Int. Congr. Syst. Evol. Biol. Pittsburg: Hunt Inst. Bot. Doc., Carnegie Mellon University.

WOHLFARTH, G. W. and G. Hulata. 1983. Applied genetics of tilapias. ICLARM studies and Reviews, No 6. International Center for Living Aquatic resources Management, Manila, The Philippines, 26p.

El jurado designado por la División de Ciencias Biológicas y de la Salud de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa, aprobó la presente tesis el día 14 de Diciembre de 1995.


TUTOR
Dr. José Luis Arredondo Figueroa.
PRESIDENTE


ASESOR
Dr. Fernando A. Cervantes Reza.
SECRETARIO


ASESOR
M. en C. Héctor F. Serrano.
VOCAL