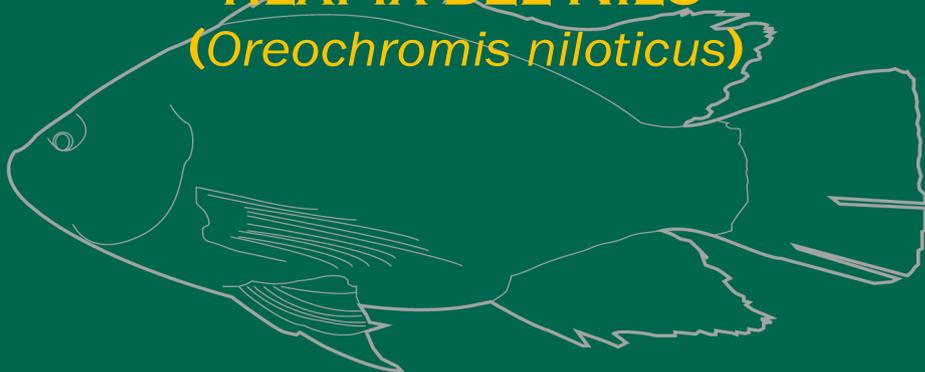


MANUAL PARA LA PRODUCCIÓN DE SUPERMACHOS DE TILAPIA DEL NILO (*Oreochromis niloticus*)



JUAN PABLO ALCÁNTAR VÁZQUEZ
CRISTOBAL SANTOS SANTOS
RAÚL MORENO DE LA TORRE
CAROLINA ANTONIO ESTRADA



Manual para la producción de supermachos de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*)

Juan Pablo Alcántar Vázquez¹, Cristóbal Santos Santos, Raúl Moreno de la Torre, Carolina Antonio Estrada

¹Universidad del Papaloapan
DES: Ciencias Agropecuarias
Ingeniería en Acuicultura

Manual para la producción de supermachos de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*)

UNIVERSIDAD DEL PAPALOAPAN



SISTEMA DE UNIVERSIDADES ESTATALES DE OAXACA



Elaborado y publicado con el apoyo del Sistema de Universidades Estatales de Oaxaca y la Universidad del Papaloapan a través del fondo del Programa Institucional de Fortalecimiento Institucional 2012-2013.

Alcántar-Vázquez, J.P., Santos-Santos, C., Moreno-de la Torre, R. y C. Antonio-Estrada. 2014. Manual para la Producción de supermachos de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*). UNPA-PIFI, Oaxaca. México. 81 pp.

© 2014 por Sistema de Universidades Estatales de Oaxaca y Universidad del Papaloapan. Todos los derechos reservados. La reproducción parcial o total de este documento está prohibido por cualquier medio, electrónico o mecánico, incluyendo fotocopias, microfilm y grabación, o por medio de cualquier almacenaje de información o sistema de recuperación, sin permiso escrito de los autores.

ISBN 978-607-96428-0-8

CONTENIDO

Prólogo	8
1. Introducción	10
Situación actual del cultivo de la tilapia a nivel mundial.....	10
Situación actual del cultivo de la tilapia a nivel nacional.....	12
Aspectos básicos de la biología de la tilapia del Nilo.....	13
Cultivo monosexo y tecnología de producción de machos YY.....	15
2.- Consideraciones generales para el cultivo de la tilapia del Nilo	20
Densidad de siembra	20
Calidad del agua.....	22
3.- Reproductores	32
Instalaciones de reproducción.....	32
Selección de reproductores.....	33
Manejo y siembra de reproductores.....	34
Alimentación de reproductores.....	35
4.- Alevines	37
Colecta de alevines.....	37
Manejo y siembra de alevines.....	37
5.- Feminización	41
Reversión sexual de las crías.....	41
Preparación de alimento hormonado.....	41
Administración del alimento hormonado.....	45
Pre-engorda de juveniles hormonados.....	47
Evaluación del crecimiento, biometrías.....	48
Evaluación de la proporción de sexos.....	50
Identificación de machos feminizados.....	53

6.- Cruza de los machos feminizados (XY) con machos normales (XY)	58
Selección de reproductores.....	58
Manejo de reproductores.....	58
Colecta y manejo de alevines.....	59
Crecimiento de juveniles.....	61
Evaluación de la proporción de sexos.....	62
7.- Identificación del supermacho (YY)	65
Selección de potenciales machos YY.....	65
Cruza con hembras normales (XX).....	66
Manejo de alevines y juveniles.....	67
Prueba de progenie.....	68
8.- Reproductores supermacho (YY)	70
Manejo de reproductores YY.....	70
Evaluación del crecimiento de la tilapia genéticamente macho.....	70
9.- Optimización del proceso de obtención de supermachos y neo-hembras (YY)	73
Cruza de machos YY con machos feminizados (XY).....	73
Obtención de neo-hembras (YY).....	74
10.- Bibliografía	76
11.- Anexo	80
Situación actual en la Universidad del Papaloapan.....	80

Prólogo

El cultivo de la tilapia del Nilo es una actividad que tiene como punto de origen el antiguo Egipto. Sin embargo, su rápido crecimiento se dio a partir de su distribución a nivel mundial a principios de los años 60. Actualmente, su cultivo ha crecido al punto de convertirse en la especie de tilapia más cultivada y en conjunto con otras especies de tilapia en el grupo de peces de agua dulce más cultivado después de la carpa. Lo anterior ha sido posible gracias al desarrollo de técnicas de reversión sexual que han permitido evitar los problemas asociados con la maduración precoz característica de esta especie.

La aplicación de tratamientos hormonales a alevines recién eclosionados ha permitido optimizar los rendimientos obtenidos a nivel comercial, pero también ha generado una creciente preocupación por el uso desmedido de hormonas sintéticas para lograr poblaciones monosexuales. La acumulación de hormonas en los cuerpos de agua cercanos a las granjas (rios y lagos), así como un creciente número de personas que no desean consumir productos que han sido tratados con hormonas, han convertido a la reversión sexual en una técnica cada vez más controvertida.

Lo anterior ha generado la búsqueda de alternativas más amigables con el ambiente y mejor vistas por el mercado. Una de estas técnicas es la producción de machos YY, también conocidos como “Supermachos”. Aunque esta técnica no es nueva, ya que en países como Filipinas tiene varios años aplicándose con éxito moderado, su aplicación en otros países, incluyendo México, es relativamente nueva. La aplicación correcta de esta técnica permite generar poblaciones monosexuales sin necesidad de aplicar hormonas directamente a los individuos que van a ser comercializados. Adicionalmen-

te, reduce los costos de producción de la granja, al eliminar el costo de la hormona, así como la cantidad de alimento proporcionada.

Desde hace más de 2 años, las investigaciones realizadas por el Laboratorio de Acuicultura de la Universidad del Papaloapan (UNPA), campus Loma Bonita, han permitido desarrollar la biotecnología para lograr la producción de machos YY a escala piloto. Lo anterior permitirá en colaboración con las granjas productoras de alevín de la región iniciar con los estudios para evaluar el desempeño de los alevines producidos por los machos YY en condiciones de cultivo experimental.

El objetivo de este manual es proporcionar las bases para un futuro acercamiento a la técnica de producción de machos YY por parte de productores de la región, así como dar a conocer el trabajo que se ha venido realizando con la tilapia del Nilo en la UNPA y en la granja “Unidad de Producción Cuenca del Tesechoacan (Sistema Cooperativo Integral, SIS-COIN)” gracias a los convenios de colaboración establecidos. Aunque la tecnología de producción de machos YY ya se encuentra en nuestro país, está es principalmente manejada por empresas extranjeras, lo cual ha impedido su crecimiento y en consecuencia arrojar un beneficio real a nuestro país.

El presente manual fue elaborado con financiamiento otorgado a la DES de Ciencias Agropecuarias de la UNPA a través del proyecto PIFI 2012-2013, así como del proyecto “Producción de Reproductores Supermachos YY de Mojarra Tilapia” apoyado durante la convocatoria 2011 para nuevos PTC de PROMEP (Número de oficio de liberación PROMEP/103.5/11/6720).

1.- Introducción

Situación actual del cultivo de la tilapia a nivel mundial

De acuerdo a la FAO, a nivel mundial, la acuicultura ha crecido a un ritmo promedio del 9,2% anual desde la década de 1970, comparado con el 1,4% de la pesca de captura y el 2,8% de los sistemas de producción de carne terrestres (Figura 1). Este crecimiento ha sido impulsado principalmente por el cultivo de peces, los cuales ocupan actualmente el quinto lugar como producto agrícola más importante y el mayor recurso de proteína animal disponible para los humanos, proveen el 25% de la proteína animal en países desarrollados y más del 75% en los países en vías de desarrollo. Se estima que más de 1000 millones de personas en el mundo dependen del pescado como fuente de proteína animal, por lo que se prevé que el consumo per cápita se incremente de los 16 kg actuales hasta los 19 a 21 kg en el 2030. Una de las especies consideradas clave para el crecimiento de la acuicultura es la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) [1].

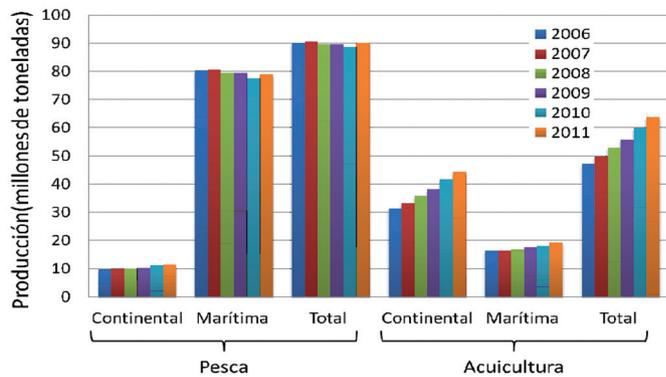


Figura 1. Producción de peces (y crustáceos) proveniente de la pesca y la acuicultura a nivel mundial. Ref. [1]

En lo que respecta a peces dulceacuícolas, en los últimos 20 años se ha registrado un incremento espectacular en la proporción de peces cultivados, impulsado principalmente por el rápido desarrollo de las especies de tilapia [1]. Actualmente más del 85% de la producción mundial de tilapia corresponde a la tilapia del Nilo *O. niloticus*, mientras que el 15% restante corresponde a las demás especies, entre las que se destacan la tilapia mossambica *O. mossambicus*, la tilapia aurea *O. aureus* y la tilapia hornorum *O. hornorum* y sus híbridos de colores rojo, naranja, azul, rosado, blanco, gris o negro [2].

Las tilapias son hoy el segundo grupo de peces más producido por la acuicultura mundial después de la carpa, con una contribución a la producción de aproximadamente el 20% del volumen total de peces, la cual se incrementa cada año [1]. La producción de tilapia tiene una amplia distribución; el 72% se cría en Asia (sobre todo en China y el sudeste asiático), el 19% en África y el 9% en América. Actualmente, el cultivo de tilapia o tilapicultura comprende el cultivo de más de 100 subespecies agrupadas en seis géneros. Por lo anterior, las tilapias recibieron el nombre popular de “pollos acuáticos”, debido a las características de su filete y a su aparente facilidad de su cultivo [1; 3].

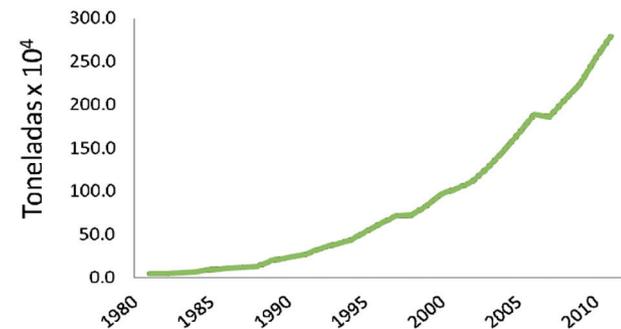


Figura 2. Producción de tilapia a nivel mundial. Ref. [4]

Originalmente el cultivo de las tilapias inició en África, Israel y Jordania, para posteriormente ser dispersado por todo el mundo, llegando al Sureste Asiático, en donde se intensificó su cultivo y su progresivo éxito en el ámbito mundial [2]. Ya en la segunda mitad del siglo pasado, estos peces fueron introducidos de forma acelerada en aproximadamente 100 países tropicales y subtropicales. Actualmente China, Indonesia y Brasil (3 de los 4 países más poblados del mundo), son los mayores productores de tilapia, mientras que Estados Unidos es el mayor importador [1].

Situación actual del cultivo de la tilapia a nivel nacional

En América Latina pocos son los países con un potencial para la producción industrial a gran escala de tilapia que puedan competir en el mercado internacional con Ecuador, Costa Rica y Honduras. Sin embargo, con base en la enorme extensión en tierra, la disponibilidad de agua en grandes regiones y los elevados consumos internos de tilapia, México junto con Brasil son los candidatos ideales [5]. Actualmente, Brasil tiene un mayor ritmo de crecimiento en la producción comercial de tilapia, reflejada en el progresivo incremento de sus exportaciones, al mismo tiempo que mantiene altos niveles de consumo interno [6]. En México por otro lado, la actividad acuícola crece en forma muy lenta a pesar de que representa seguridad alimentaria, generación de divisas, fomento al desarrollo regional y nacional, creación de nuevas fuentes de empleo, entre otros muchos beneficios. En la actualidad no hay empresas que sean líderes por su crecimiento y, por otro lado, el mercado nacional no solo ha sufrido la reducción de los volúmenes de las pesquerías, sino que enfrenta el incremento de las importaciones de tilapia para abastecer la demanda [7].

Actualmente la producción nacional de esta especie (Figura 3) se realiza en los litorales del golfo, principalmen-

te en los estados de Veracruz, Campeche y Tamaulipas, así como en algunos estados sin litoral pero con cuerpos de agua importantes como el Estado de México, Hidalgo y Puebla. Sin embargo, debido a la falta de empresas de gran envergadura, un elevado porcentaje de producción de tilapia se obtiene principalmente a partir de sistemas acuícolas de tipo rural, a través de cultivos de cría extensivos o semi-intensivos para el autoconsumo o la comercialización parcial, lo cual resulta en un abasto insuficiente a la demanda por parte de los sectores de consumo [7; 8].

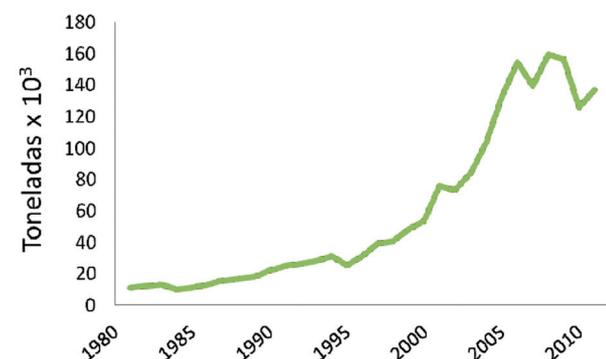


Figura 3. Producción tilapia a nivel nacional. Ref. [4]

Aspectos básicos de la biología de la tilapia del Nilo

Las tilapias son organismos tropicales principalmente dulceacuícolas, originarios del continente Africano, los cuales se encuentran actualmente distribuidos en la mayoría de los países tropicales y subtropicales con fines de cultivo. De manera general la tilapia del Nilo, al igual que otras especies de tilapia presentan una serie de características que las hacen candidatos ideales para la acuicultura. Dentro de estas características se encuentran; una alta adaptabilidad a diferentes condiciones ambientales, fácil reproducción, alta resistencia a enfermedades, alta productividad, rápida aceptación a todo

tipo de alimentos tanto naturales como artificiales, incluyendo los producidos por intermedio de la fertilización orgánica o química [1; 4; 9].

En general, la mayoría de las tilapias tienen una tendencia a ser herbívoras, aunque la tilapia del Nilo es básicamente omnívora, es decir se alimenta de fitoplancton, plantas acuáticas, pequeños invertebrados, fauna bentónica, desechos y capas bacterianas asociadas a los detritus. En cuanto a su anatomía, la tilapia del Nilo se caracteriza por poseer un cuerpo comprimido cubierto con escamas cicloideas (redondeadas). La profundidad del pedúnculo caudal es igual a su longitud con una línea lateral interrumpida y una protuberancia ausente en la superficie dorsal del hocico (característico de otras especies). La longitud de la quijada superior no muestra dimorfismo sexual. Su primer arco branquial muestra entre 27 y 33 filamentos branquiales. Presenta en la aleta dorsal una combinación de espinas rígidas y blandas de manera continua con 16 ó 17 espinas y entre 11 y 15 rayos. Asimismo, la aleta dorsal muestra numerosas líneas negras. La aleta anal por otro lado presenta 3 espinas y 10 u 11 rayos. Por último, la aleta caudal está truncada y las aletas pectoral, dorsal y caudal adquieren una coloración rojiza en temporada de desove [10; 11; 12].

La tilapia del Nilo es una especie que vive preferentemente en aguas someras dentro de un rango de temperaturas idóneas de entre 20 y 35°C. La temperatura mínima para iniciar el desove es de 24°C. Por lo general, el proceso se inicia cuando el macho establece un territorio, marca un nido a manera de cráter y vigila su territorio ahuyentando a cualquier posible competidor. La hembra madura desova sobre el nido y después de la fertilización por parte del macho, la hembra recoge los huevos con la boca y se retira. La hembra incuba los huevos en la boca y cría a los alevines hasta que se absorbe el saco vitelino. Mientras dura la incubación la hembra come

muy poco o bien nada. Debido a que la hembra incuba los huevos en la boca, el número de huevos por hembra es mucho menor en comparación con la mayoría de otros peces de cultivo. Este número de huevos es proporcional al peso corporal de la hembra. Una hembra de 200 g desovará aproximadamente 200 huevos, en tanto que una hembra de 500 g desovará 500 huevos. Esta proporción es por lo tanto de un huevo por gramo de peso corporal [12; 13; 14].

La tilapia es una reproductora asincrónica que puede desovar a lo largo del año si no se presenta una temporada fría que inhiba el desove. Por lo tanto, su desove ocurre a lo largo del año en los trópicos y durante la temporada templada en áreas subtropicales. En términos generales la tilapia del Nilo puede vivir más de 10 años y alcanzar un peso de 5 kg [13; 14].

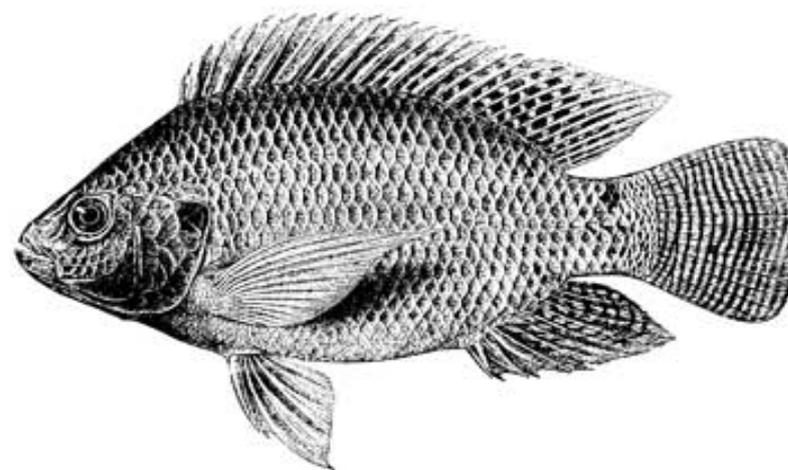


Figura 4. Esquema representativo de la morfología de la tilapia del Nilo *Oreochromis niloticus*. Ref. [4]

Cultivo monosexo y tecnología de producción de machos YY

La alta tasa de reproducción que presentan las especies de tilapia, incluida la tilapia del Nilo genera uno de los principales

problemas que enfrenta su cultivo a nivel mundial. Cuando se utilizan poblaciones mixtas a bajas densidades, estimulada por la comunicación química (feromonas), la maduración sexual ocurre a tallas muy por debajo de la talla comercial. La madurez sexual se puede presentar desde los 30 g en condiciones ambientales favorables y las tilapias pueden alcanzar esta talla en un intervalo de 2 a 4 meses. Una vez maduras las hembras pueden realizar múltiples desoves a lo largo de todo el año mientras la temperatura del agua sea superior a los 24°C. Normalmente, una hembra puede realizar de 8 a 12 puestas en un año bajo condiciones favorables de temperatura [2; 15].

La maduración gonadal y el desove demandan un mayor gasto energético, el cual conduce a una disminución de la tasa de crecimiento, ya que la energía originalmente destinada al crecimiento corporal se canaliza al desarrollo de la gónada y al proceso de reproducción, el cual incluye la construcción de nido, peleas por dominación territorial y cortejo. Desde el punto de vista económico, lo anterior causa un incremento en los costos de producción y retrasa la temporada de cosecha, disminuyendo la rentabilidad de la granja [2; 9; 15]. Adicionalmente, la maduración precoz trae como consecuencia una sobrepoblación dentro de los estanques de cultivo, la cual produce un decremento en la calidad del agua, principalmente los niveles de oxígeno disuelto y amonio.

Actualmente existen una serie de estrategias que permiten reducir o eliminar la reproducción de la tilapia en condiciones de cultivo y con esto reducir los problemas de sobrepoblación en los estanques. Una de las técnicas más básicas es el sexado manual, es decir separar machos y hembras basándose en la forma de la papila genital. Por lo general este método tiene una eficacia del 85 al 95%. Sin embargo, es muy laborioso y consume mucho tiempo. La introducción de depredadores como: la perca del Nilo, la lobina negra y la tenhuayaca, así como otras especies carnívoras pueden ayudar a controlar la

población de alevines dentro de los estanques. Por otro lado, cultivar la tilapia a elevadas densidades y/o en jaulas flotantes puede retrasar la aparición de la maduración o bien hacer físicamente imposible la fertilización de los huevos. En los últimos años, la producción de híbridos obtenidos mediante la cruce entre especies de tilapias ha arrojado buenos resultados al producir poblaciones con altos porcentajes de machos, con los que es posible establecer cultivos monosexo. Otros métodos incluyen la utilización de quimio-esterilizantes o radiación con rayos X, los cuales alteran la capacidad reproductiva de la tilapia o bien la producción de peces estériles mediante la manipulación genética (haploides, triploides, poliploides). Por último, la reversión sexual a través de hormonas ha sido reconocida por muchos años como la técnica más eficiente para producir poblaciones monosexuales. La aplicación de las hormonas se realiza antes de la diferenciación sexual de los alevines y permite obtener un 98% de machos funcionales de manera rutinaria [2; 9; 15; 16].

Debido a lo anterior, en el cultivo comercial de la tilapia del Nilo se emplean de manera rutinaria hormonas para producir cultivos monosexuales, exclusivamente de machos, ya que estos muestran una mejor tasa de crecimiento que las hembras. La aplicación de las hormonas se realiza principalmente a través de las dietas comerciales proporcionadas a los alevines inmediatamente después de la eclosión. La hormona masculinizante más efectiva es la 17- α metiltestosterona (30-100 mg/kg); del mismo modo son utilizados con gran éxito análogos como etiniltestosterona (60 mg/kg), Fluoximesterona (5-25 mg/kg) y trembolona acetato (50-100 mg/kg). Sin embargo, la utilización de hormonas para revertir el sexo dentro de la industria de la tilapia se ha convertido en un tema muy controvertido, ya que existe una creciente preocupación por la acumulación de hormonas naturales y sintéticas en el ambiente. De la misma forma un creciente número de consu-

midores demandan una producción más amigable con el ambiente y no están interesados en consumir productos que han sido tratados con hormonas o sustancias activas similares [2; 15; 17; 18].

Lo anterior ha provocado que el desarrollo y aplicación de nuevas técnicas que requieran un reducido uso de hormonas haya cobrado fuerzas en últimos años, ocupando actualmente un espacio importante como una alternativa más rentable a nivel comercial. Una de estas alternativas consiste en el desarrollo de machos YY, también conocidos como “supermachos”. Esta técnica ha sido desarrollada por la industria privada y pública en países de Europa y el Sureste de Asia (Filipinas). El objetivo final de esta técnica es producir reproductores supermachos (YY) de tilapia, que al cruzarlos con hembras normales (XX) permitan obtener poblaciones compuestas al 100% por machos naturales, también llamados organismos genéticamente machos (XY) [19; 20].

Aunque inicialmente la técnica de producción de machos YY requiere el hormonar alevines recién eclosionados, su uso se elimina por completo posteriormente y es posible generar poblaciones exclusivamente de machos sin el uso de hormonas. Esto permite comercializar un producto libre de hormonas, al mismo tiempo que se reducen los costos de operación de la granja. Adicionalmente, la eliminación de las hormonas reduce el impacto de los efluentes provenientes de la granja en los cuerpos de agua circundantes, como pueden ser ríos y lagos [17; 18]. La reducción del uso de hormonas en el cultivo de especies con alto impacto comercial como es el caso de la tilapia, así como la implementación de técnicas más amigables con el ambiente son temas centrales dentro del futuro que se espera y demanda de la acuicultura moderna.

Para obtener supermachos de tilapia del Nilo, se requiere seguir una serie de pasos (Figura 5), para los cuales es necesario el previo establecimiento de instalaciones para

el manejo de reproductores, alevines y juveniles, así como el equipamiento para el monitoreo y control de la calidad del agua durante estos estadios. La información mostrada en el presente manual es el resultado de una investigación bibliográfica detallada, así como de la experiencia obtenida por parte del grupo de trabajo de la Universidad del Papaloapan durante el desarrollo del proyecto autorizado PROMEP (Convocatoria 2011: Producción de reproductores supermachos YY de mojarra tilapia. Número de oficio de liberación PROMEP/103.5/11/6720) para obtener reproductores supermachos de la tilapia del Nilo.

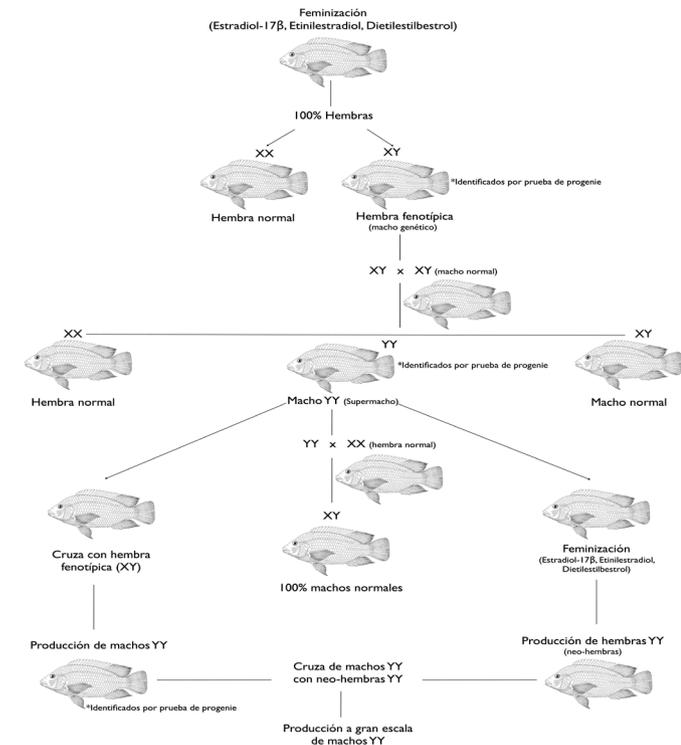


Figura 5. Diagrama de flujo de un programa para la producción de machos YY a gran escala. Ref. [20]

2.- Consideraciones generales para el cultivo de la tilapia del Nilo

Densidad de siembra

La densidad de siembra (número de organismos por metro cúbico de agua) es un parámetro muy importante del cultivo, ya que en función de éste se determina el tamaño de las instalaciones (estanques, filtros, aireadores, etc.), la cantidad de alimento a proporcionar, el consumo de oxígeno, la producción de dióxido de carbono y de amonio entre otros parámetros que son indicadores de calidad del agua y los cuales deben ser controlados para un óptimo desarrollo de los peces.

Generalmente la densidad de siembra se escoge en función de la producción (kg de peces/mes o kg de peces/año) que se requiera y de las instalaciones disponibles. Asimismo, es importante considerar la calidad y cantidad de agua que se dispone. A menor calidad de agua, menor densidad de siembra se puede obtener.

Es importante conocer las tallas y pesos estimados que el organismo alcanza en cada una de las etapas de vida porque en función de ello se determina la cantidad de alimento a proporcionar y el tiempo de permanencia en las instalaciones. De manera general, el ciclo de vida de la tilapia inicia con el desarrollo embrionario (fecundación, división celular y embrión), posterior a la eclosión del embrión sigue la etapa de alevín, en la cual el organismo presenta un tamaño de 0,5-1,0 cm y posee un saco vitelino en el vientre. Posterior a ésta talla se le considera cría. Enseguida llega la etapa juvenil y por último la etapa adulta [21].

En la Tabla 1 se muestra el peso promedio y el porcentaje de alimento diario (% de peso) recomendado en cada una de las etapas del ciclo de producción de la tilapia.

Tabla 1. Ciclo de producción de la tilapia.

Edad (semanas)	Etapas	Peso promedio (gramos)	Crecimiento diario (gramos/día)	Alimento diario (% de peso)	Conversión alimenticia	Densidad peces/m ³
0		1		15	0,83	
1	Alevín	3	0,27	10	0,85	1000-8000
2		5	0,27	8	0,85	
3		7	0,34	5,8	0,86	
4		10	0,36	5,7	0,90	
5		13	0,46	5,5	0,90	
6	Cría	17	0,58	5,1	0,90	1600
7		22	0,71	5,1	0,91	
8		29	0,93	5,0	0,95	
9		37	1,14	4,5	0,98	
10		46	1,29	4,3	0,98	
11	Juvenil	56	1,51	4,2	1,00	1000
12		69	1,79	4,1	1,03	
13		83	2,07	4,0	1,03	
14		100	2,43	4,0	1,10	
15		120	2,85	3,5	1,15	
16	Adulto	140	2,86	3,4	1,15	200
17		162	3,14	3,2	1,25	
18		184	3,14	2,9	1,25	
19		207	3,29	2,8	1,26	
20		231	3,43	2,6	1,28	
21		256	3,57	2,4	1,28	
22		282	3,71	2,3	1,28	
23		309	3,85	2,2	1,30	
24		337	4,00	2,1	1,37	
25		355	4,00	1,9	1,37	
26	393	4,00	1,8	1,37	100	
27	422	4,14	1,7	1,37		
28	451	4,14	1,6	1,37		
29	480	4,14	1,5	1,34		
30	509	4,14	1,4	1,34		
31	538	4,14	1,4	1,35	100	
32	567	4,14	1,4	1,45		
33	596	4,14	1,3	1,47		
34	629	4,14	1,3	1,49		
35	654	4,14	1,2	1,49		
36	683	4,14	1,1	1,65		

Ref. [12]

Es importante recordar que la densidad de siembra recomendada en la Tabla 1 para cada etapa, es establecida en base a experimentos realizados bajo condiciones controladas.

No hay común acuerdo para la densidad de siembra recomendable en alevines. Sin embargo, algunos autores [13; 21] recomiendan 1000, 2000 o hasta 3000 alevines por metro cubico, o bien de 1 a 3 alevines por litro (Figura 6). Si las características del agua no son buenas, se recomienda no sobrecargar el sistema (rebasar la capacidad de carga), evitando así la mortalidad de los organismos por una mala calidad del agua. Principalmente por una baja concentración de oxígeno disuelto. En caso de contar con una buena calidad de agua, se pueden seguir las recomendaciones de la Tabla 1.

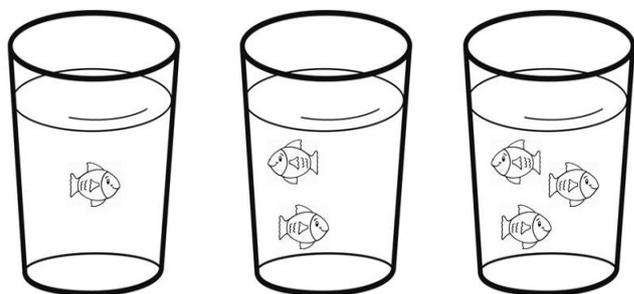


Figura 6. Densidad de siembra recomendable.

Calidad del agua

El desarrollo de los organismos, ya sea acuático o terrestre, se lleva a cabo de una mejor manera cuando no están sometidos a estrés ambiental. En el caso de los organismos acuáticos, la calidad del agua debe estar en condiciones óptimas. No todas las especies requieren la misma calidad de agua, hay algunas que son más tolerantes a ciertos parámetros que otras. Por ejemplo, la tilapia requiere de 4 a 6 mg/l de oxígeno disuelto (OD), mientras que la trucha de 6 a 8 mg/l de OD [22].

En el agua de mar, ríos, lagos o agua subterránea existen una gran diversidad de compuestos, algunos necesarios para el desarrollo de los organismos. Asimismo, están presen-

Tabla 2. Directrices de calidad de agua para la acuicultura.

Parámetro	Concentración (mg/l)
Alcalinidad (como CaCO ₃)	50-300
Aluminio (Al)	<0,01
Amonio (NH ₃ -N no ionizado)	<1,0
Amonio (Nitrógeno amoniacal total)	<3,0
Arsénico (As)	<0,05
Bario (Ba)	<5,0
Cadmio (Cd)	
Alcalinidad < 100 mg/L	<0,0005
Alcalinidad > 100 mg/L	<0,005
Calcio (Ca)	4-160
Dióxido de carbono (CO ₂)	
Tilapia	<60
Salmónidos	<20
Cloro (Cl)	<0,003
Cobre (Cu)	
Alcalinidad < 100 mg/L	<0,006
Alcalinidad > 100 mg/L	<0,05
Dureza total (como CaCO ₃)	>100
Cianuro de hidrógeno (HCN)	<0,005
Sulfuro de hidrógeno (H ₂ S)	<0,002
Hierro (Fe)	<0,15
Plomo (Pb)	<0,02
Magnesio (Mg)	<15
Manganeso (Mn)	<0,01
Mercurio (Hg)	<0,02
Nitrógeno (N₂)	<110% presión total del gas disuelto
Nitrito (NO ₂)	<103% como gas Nitrógeno
Nitrato (NO ₃)	<1
Níquel (Ni)	0-400
Oxígeno disuelto (OD)	<0,1
	>5
	>90 mm Hg de presión parcial
Ozono (O ₃)	<0,005
Bifenilos policlorados	<0,002
pH	6,5-8,5
Fosforo (P)	0,01-3,0
Potasio (K)	<5
Salinidad	Depende de la especie
Selenio (Se)	<0,01
Plata (Ag)	<0,003
Sodio (Na)	<75
Presión total del gas	<105% depende de la especie
Azufre (S)	<1
Sólidos disueltos totales	<400
Sólidos suspendidos totales	<80
Uranio (U)	<0,1
Vanadio (V)	<0,1
Zinc (Zn)	<0,005

Ref. [22]

tes otros constituyentes que no juegan un papel preponderante y que pueden llegar a ser tóxicos en altas concentraciones. Por otro lado, hay algunos elementos o compuestos que si son necesarios para los organismos acuáticos, pero a una alta concentración pueden llegar a ser tóxicos. Por eso es prioritario contar o seleccionar una fuente de agua de buena calidad. En la Tabla 2 se muestran los criterios de calidad de agua para la acuicultura [22].

Para seleccionar una fuente de agua adecuada, se requiere de un análisis químico y microbiológico completo del agua, lo cual resulta inviable económicamente para los productores. Sin embargo, a partir de dicho análisis se puede determinar qué elementos o compuestos de los presentes están en concentraciones deseables para el organismo en cuestión. Una segunda opción para determinar si una fuente de agua es adecuada, es considerar como antecedente los registros de los análisis realizados por la Comisión Nacional del Agua (CONAGUA) en la región donde se localiza la granja. Por último, otra alternativa es investigar si otros productores en la zona han presentado problemas con la fuente de agua que se pretende utilizar [23]. Lo anterior no revela qué compuestos tóxicos están presentes, pero si existen, la presencia de ellos se va a revelar por el estrés causado a los organismos, incluso puede causar la muerte en un periodo de tiempo corto, menor a 96 horas.

Una vez seleccionado la fuente de agua adecuada, se debe monitorear la temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, ion amonio, nitritos, pH y turbidez en el sistema de cultivo. Estos siete parámetros son los de mayor importancia y relativamente fáciles y económicos de realizar, ya que ayudan a tomar decisiones rápidamente sobre el estado de la calidad del agua. Asimismo, dichos parámetros se deben monitorear de manera rutinaria, dos o tres veces por semana como mínimo.

Temperatura: Este parámetro es fácil de determinar, con un termómetro de mercurio es más que suficiente. No obstante, prácticamente todos los equipos que se utilizan para monitorear la calidad del agua traen consigo un termopar que mide la temperatura del agua.

Para el caso de regiones donde existen fluctuaciones estacionales en la temperatura del agua, como es el caso de las zonas templadas o subtropicales, la temperatura es uno de los parámetros más importantes que afectan el crecimiento, reproducción y metabolismo de la tilapia. La temperatura del agua está relacionada con la del aire, dado que la temperatura del agua en un día cualquiera está relacionada con la media de las temperaturas atmosféricas de los cuatro días precedentes [22].

Las tilapias son organismos euritérmicos (soportan grandes variaciones de temperatura) con un rango de temperatura de 20-35°C para su desarrollo normal; presentando un óptimo en el rango de 25-30°C (Figura 7). No obstante, algunas especies de tilapia pueden tolerar bajas temperaturas (7-10°C) pero solo por periodos de tiempo muy cortos. Asimismo, la alimentación de la tilapia se ve reducida por debajo de 20°C, y deja de alimentarse a los 16°C. Contrario a la poca tolerancia a las bajas temperaturas, la tilapia puede tolerar relativamente temperaturas altas; el límite varía de una especie de tilapia a otra, sin embargo, algunas especies de tilapias no pueden tolerar temperaturas superiores a 40-42°C. La influencia de la temperatura dependerá de la especie de tilapia, tamaño, tiempo de exposición y otros factores ambientales. Si bien es cierto que la tilapia es tolerante a un amplio rango de temperaturas, lo mejor es reducir el estrés causado por la temperatura, manteniendo el agua en el rango óptimo de 25-30°C. Para lograr lo anterior, en el caso que se presenten altas temperaturas, se puede utilizar malla sombra como techo para cubrir los estanques, evitando así la exposición directa a la luz

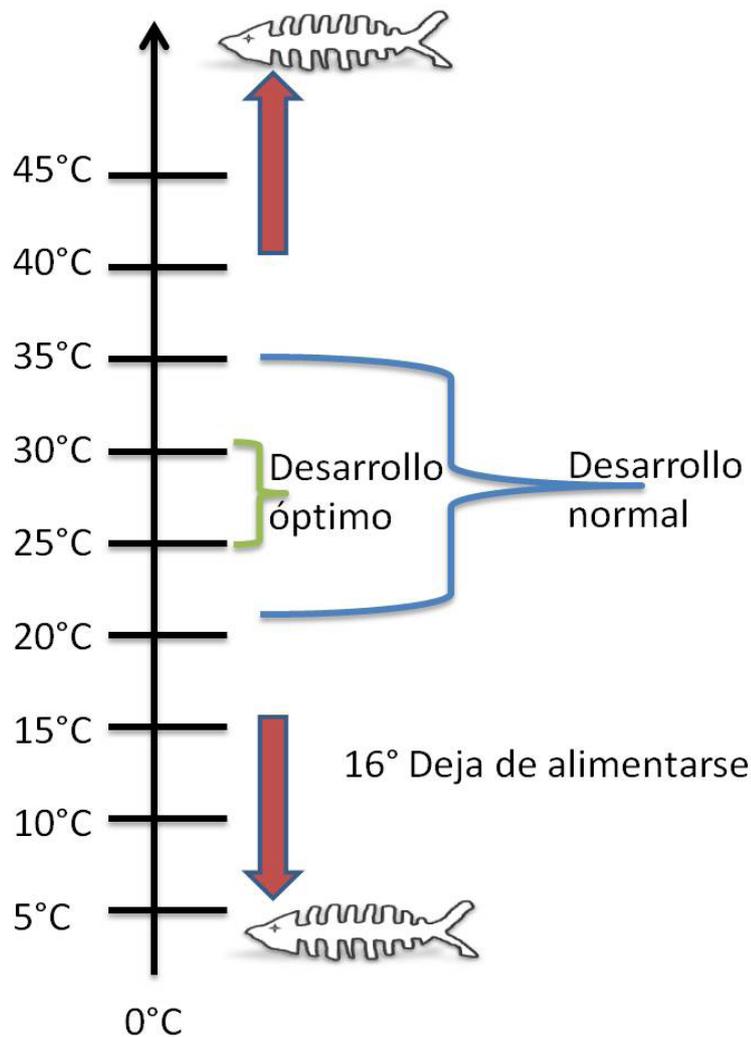


Figura 7. Intervalo de temperatura para el crecimiento de la tilapia.

solar y por consiguiente el calentamiento del agua. La aireación a través de torres lavadoras también ayuda a reducir la temperatura del agua [23; 24].

Oxígeno disuelto (OD): Por cada 100 litros de aire de la atmósfera, existen 21 litros de oxígeno. O dicho de otra forma, el aire contiene 21% de oxígeno. En el caso del agua de ríos y lagos, solamente se alcanza 10 mg/l como máximo de OD; al menos que el agua esté súper saturada con oxígeno, se puede alcanzar los 30 mg/l de OD. A pesar de que en el aire existen 210 000 mg/l de oxígeno, la cantidad que puede ser disuelto a niveles de saturación depende de tres factores i) temperatura, ii) salinidad y iii) altitud sobre el nivel del mar. A mayor temperatura, salinidad y altitud, menor será la cantidad de oxígeno disuelto que se puede alcanzar [23].

Debido a que los organismos acuáticos están adaptados a la concentración de OD que existe normalmente en sus ecosistemas de origen, se pueden desempeñar muy bien en condiciones de saturación o por debajo de la saturación de oxígeno disuelto en los sistemas de cultivo. Si no es posible obtener niveles de saturación, por lo menos se debe mantener en 5 mg/l de OD en los estanques de cultivo para un óptimo desarrollo [25]. Algunas especies de tilapia pueden tolerar niveles de OD muy bajos, de hasta 0,1-0,5 mg/l si pueden alcanzar la superficie del agua. Asimismo, la tilapia puede soportar condiciones de súper saturación de oxígeno. El rango óptimo de OD para la tilapia es de 4-6 mg/l [24].

pH: Este parámetro puede tomar valores de 0-14, e indica la cantidad de iones hidrógeno, los cuales pueden causar que el agua se torne ácida si el valor de pH es inferior a 7, por el contrario si el valor de pH es superior a 7, el agua se torna alcalina o básica. Un valor de pH igual a 7 revela que el agua no es ácida ni alcalina, es decir el agua tiene pH neutro. El rango de pH para los peces de agua dulce es entre 6-9 unidades (Figura 8). Se requiere que este parámetro se monitoree al menos una vez por semana cuando el cultivo se realiza en sistemas con recirculación [22; 23].

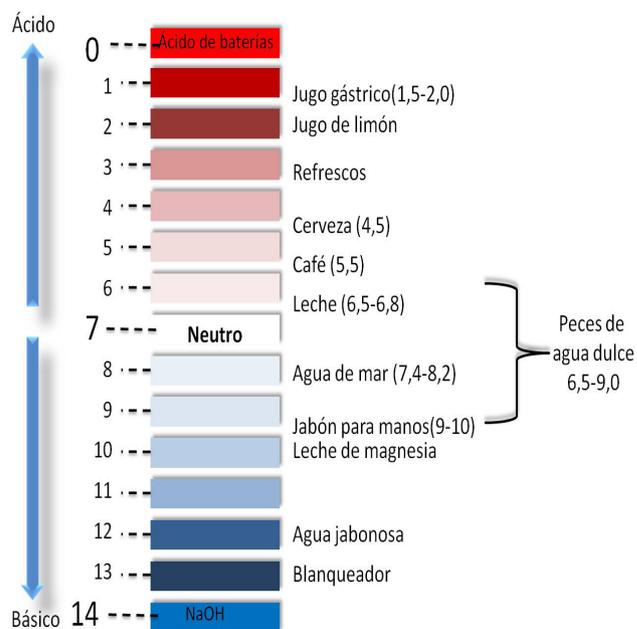


Figura 8. Intervalo de pH para peces dulceacuícolas. Escala de pH referenciada a productos de uso común.

Amonio y nitratos: La principal fuente de amonio son las excretas de los peces. Una vez que el amonio es excretado, éste puede estar en forma no ionizada (NH_3) el cual es tóxico para los peces, o bien en su forma ionizada (NH_4^+) que es menos tóxico (Figura 9). La toxicidad del amonio depende de la concentración de OD, dióxido de carbono, pero principalmente del pH del agua. En la figura 9, se muestra como a medida que el pH del agua es superior a 7, la fracción no ionizada (NH_3) empieza a tomar importancia. No se necesitan altas concentraciones de NH_3 para que este sea tóxico, de 7,39 a 7,41 mg/l de amonio no ionizado en un periodo de 48 horas pueden ocasionar la muerte del 50% de la población de alevines de tilapia del Nilo [26].

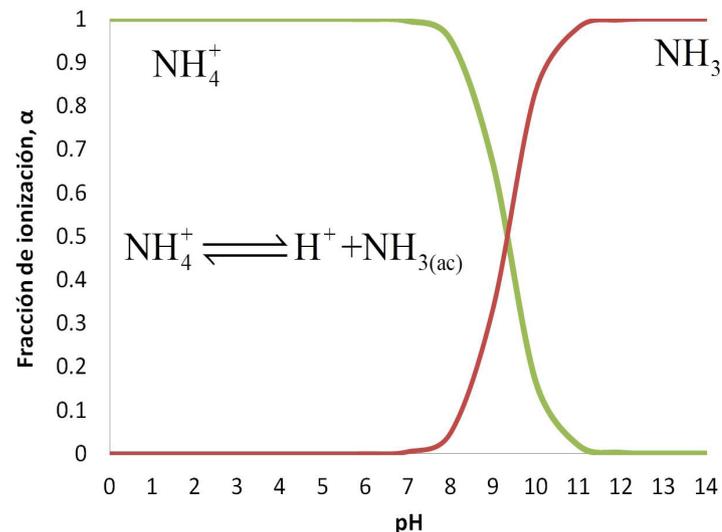


Figura 9. Diagrama de distribución para $\text{NH}_4^+ - \text{NH}_3$ en relación al pH a 25°C.

El amonio en el agua del sistema puede ser oxidado a nitritos (NO_2) y posteriormente a nitratos (NO_3) por medio de la acción bacteriana. Los NO_3 no presentan mayor problema para los peces, siempre y cuando no se expongan a concentraciones mayores a 40 mg/l y por tiempos prolongados [25]. Por el contrario, el NO_2 es altamente tóxico para los peces, niveles superiores a 0,75 mg/l puede provocar estrés en peces y mayores de 5 mg/l pueden ser tóxicos [27]. En caso de intoxicación por nitritos, se puede adicionar 25 mg/l de cloruro de sodio por cada miligramo de nitrito presente [23]. O bien, como medida preventiva adicionar 500 mg/l de cloruro de calcio (CaCl_2) o cloruro de sodio (NaCl) al agua de cultivo [24].

Salinidad: La salinidad es básicamente la cantidad de sales minerales disueltas en el agua, sin ser específico para el cloruro de sodio. Las unidades con la cuales se puede representar son gramos de sales/kg de agua, partes por mil (ppt o 0/00),

que es gramos de sales por litro de solución o bien, en unidades prácticas de salinidad (UPS), las cuales definen la salinidad en términos de una razón o cociente de conductividad. La forma más fácil para medir la salinidad del agua es utilizando un refractómetro, el cual mide el índice de refracción del agua. Este método requiere de una gota de agua para medir la salinidad con una precisión de ± 1 ppt, más que suficiente para los propósitos de la acuicultura (Figura 10).

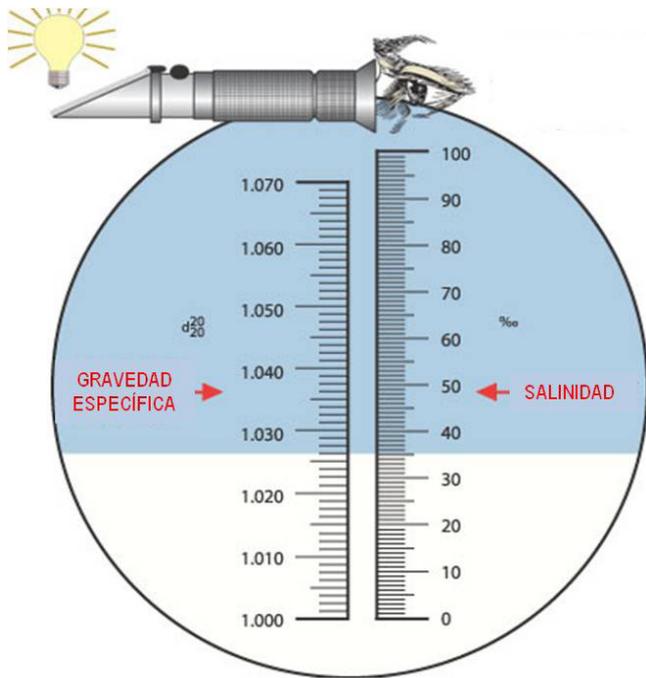


Figura 10. Refractómetro. Ref. [28]

Como referencia el agua de lluvia contiene 0,003 ppt, el agua corriente, fresca o dulce como comúnmente se le conoce tiene una salinidad menor o igual a 0,5 ppt; las aguas subterráneas generalmente contienen 0,3 ppt, mientras que el agua marina presenta una salinidad de 33 ppt; en las zonas

donde los ríos se juntan con el mar (estuario) la salinidad varía de 0.5-30 ppt. Los humanos podemos detectar la salinidad en el agua cuando ésta alcanza un valor de 2 ppt [23; 29].

Las especies de agua dulce son muy poco tolerantes a la salinidad, en general, muchas de las especies pueden soportar menos de 10 ppt [23]. En el caso de la tilapia, debido a sus ancestros marinos, pueden tolerar un amplio rango de salinidad. Sin embargo, el hecho que tolere una alta concentración de salinidad, no indica que esta sea una concentración propicia para su máximo desarrollo. Al igual que en la temperatura, la tolerancia a la salinidad dependerá de la especie de tilapia. Especies como la tilapia del Nilo puede tolerar hasta 36 ppt, siendo su límite 5-10 ppt, mientras que la tilapia mossambica tolera 120 ppt, con un límite óptimo de 17,5 ppt [24].

3.- Reproductores

Instalaciones de reproducción

Los estanques de reproducción deben ser pequeños para permitir un manejo más sencillo y una recolección de alevines más rápida. Estas unidades pueden ser exteriores o interiores, aunque por lo general son exteriores para permitir que los individuos alcancen una fase de maduración usando factores ambientales [14].

Los estanques pueden constar de un volumen de 500 a 1500 m³ [12; 13], aunque estanques de 3 m de diámetro (8 m³) pueden ser útiles al manejar un número moderado de reproductores (10 a 20 hembras y 5 a 10 machos) dependiendo de la tasa de circulación de agua. Una óptima circulación de agua consiste aproximadamente de 5 litros por minuto, para de esta manera lograr un recambio del 100% cada 24 horas.

Los estanques deben contar con una profundidad máxima de 100 a 150 centímetros [14], y pueden ser contruidos de ferrocemento, o bien, geomembrana (Figura 11). Si las paredes y el piso son de cemento, deben ser lisos, evitando salientes y rebordes que puedan dañar a los peces. El fondo debe ser plano, con una inclinación del 10% hacia el centro (el centro queda 15 cm más profundo que las orillas). Esta diferencia de nivel es muy importante para controlar el volumen remanente en el estanque durante su drenado y facilitar la captura de los peces. La forma circular del estanque, con pendiente a un drenaje central, permite un patrón de circulación que acarrea el material de la periferia al centro y de la superficie al fondo, generando un proceso de autolimpieza del estanque y conservando el agua superficial, de mejor calidad, que irá bajando progresivamente.

Es importante que los estanques de reproducción cuenten con sistemas contra pájaros, como mallas, para evitar

ataques a reproductores adultos y la depredación de alevines.

Por último, parámetros como oxígeno disuelto, temperatura, pH y sólidos disueltos deben ser monitoreados frecuentemente (al menos una vez por semana) para asegurar una producción alta y constante de alevines.



Figura 11. Estanque de ferrocemento.

Selección de reproductores

Los reproductores deben seleccionarse preferentemente a una edad de 10 a 20 meses. Aunque en algunos casos se pueden elegir reproductores de grupos en crecimiento a partir de los 4 a 6 meses para los machos y de 3 a 5 meses para las hembras (200 a 400 g en ambos casos). Debido a lo anterior, los reproductores deberán seleccionarse a partir una cohorte numerosa para poder elegir a los que presentaron el mejor crecimiento [14; 30].

Las hembras y machos sexualmente maduros, candidatos para convertirse en reproductores son fácilmente identificables. Las hembras presentan una papila genital prominente y rojiza, mientras que en el macho, la papila es de color blanquecino acompañada con una coloración rojiza al borde de la aleta caudal y dorsal [14; 30].

Los reproductores deben ser organismos que hayan tenido una alimentación baja en grasa para permitir una adecuada capacidad abdominal. El porcentaje de proteína con el cual debe alimentarse debe ser aproximadamente del 32% [30].

Se recomienda elegir reproductores que cumplan con las siguientes características; cabeza pequeña y redonda, pedúnculo caudal corto, cuerpo ancho (profundo) libre de cualquier malformación, buen filete, ser cabezas de lote y poseer buena coloración (Figura 12) [12; 13; 14; 30].



Figura 12. Individuo seleccionado como potencial reproductor.

Manejo y siembra de reproductores

Los machos y hembras de un lote de reproductores deben mantenerse separados hasta el momento de iniciar el ciclo reproductivo. Se recomienda utilizar una proporción de 1,5 a 2 machos por cada 3 hembras, sin exceder 1 kg de biomasa por metro cuadrado, para obtener una buena producción de alevines, ya que el exceso tanto en biomasa como en el número de reproductores puede provocar una disminución del desove obtenido [12; 14].

Una vez que los peces se han reproducido es necesario dejarlos descansar un tiempo antes de utilizarlos para la reproducción nuevamente. Los machos deben descansar entre 10 y 15 días, mientras que las hembras deben descansar al menos 25 días. Debido a lo anterior se debe contar con un lote de reproductores de reemplazo que produzcan alevines mientras los otros se encuentran en período de descanso [30].

Alimentación de reproductores

Como se comentó previamente, los reproductores deben alimentarse con alimento balanceado comercial extruído flotante al 32% de proteína y 6% de grasa, en partícula de 4,8 mm [12; 14]. Los reproductores pueden alimentarse dos veces al día, por la mañana (dos horas después del amanecer) y por la tarde (una hora antes del anochecer). Cada ración debe ser a saciedad, esto es, arrojar al estanque aproximadamente la cantidad de alimento equivalente al 1% del peso total de los peces (si en el estanque se tienen varios peces con un peso total de 10 kg, se arrojan 100 g en cada ración del día). Al proporcionar la ración es importante no arrojar toda de golpe, se debe proporcionar un poco y esperar durante 5 minutos, si los peces acaban todo el alimento, se repite el proceso. Si los peces dejan alimento, entonces debe reducirse la cantidad ofrecida en la siguiente ración. Es importante mencionar que un problema común en las granjas acuícolas es alimentar incorrectamente a los peces. Proporcionar demasiado alimento produce dos problemas importantes: disminuye la calidad del agua y reduce el rendimiento económico de la granja. Por otro lado, si no se proporciona el alimento necesario a los peces, se reducirá su crecimiento, prolongando el tiempo para la cosecha y disminuyendo la producción. Por último, se debe considerar que la cantidad de alimento aceptada por los peces varía dependiendo de factores ambientales (lluvia y temperatura).

Al adquirir el alimento, es importante verificar las fechas de elaboración y caducidad, las cuales deben aparecer en la etiqueta de cada costal. El volumen de alimento que se debe comprar en cada ocasión debe alcanzar para alimentar durante tres o cuatro semanas, a fin de mantener siempre el alimento fresco. El alimento debe utilizarse de acuerdo al “sistema de primeras entradas primeras salidas”, según el cual siempre debe ofrecerse a los peces el alimento que ingresó primero. El alimento debe almacenarse en un lugar seco y limpio, evitándose el ingreso de roedores e insectos. Los costales de alimento deben estibarse según las recomendaciones de los distribuidores de alimento (por camas, permitiendo áreas de ventilación entre los costales), evitando el contacto directo de los costales con el piso y las paredes de concreto, para evitar la condensación de agua que producirá hongos dentro de los costales (Figura 13).

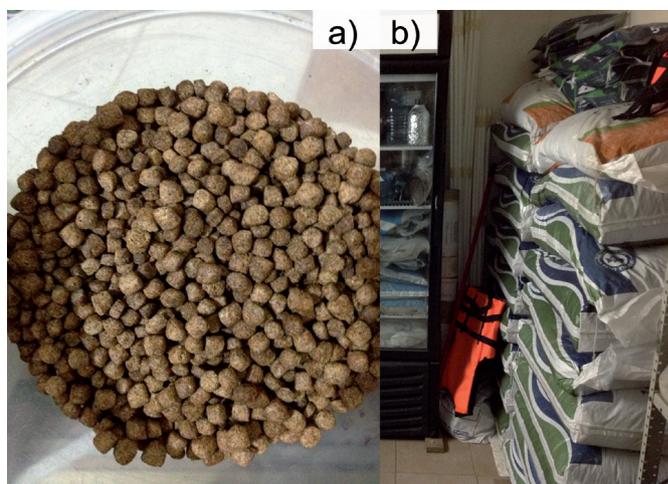


Figura 13. Alimento para reproductores. a) Partícula recomendada de 4,8 mm de diámetro b) Forma recomendada de almacenamiento.

4.- Alevines

Colecta de alevines

Bajo buenas condiciones es posible observar alevines en la orilla de los estanques después de 10 a 15 días de haber sembrado a los reproductores. Las hembras de tilapia incuban los huevos en la boca durante la absorción del saco vitelino [31]. La colecta de los alevines se puede realizar mediante una red de luz de malla muy fina, una cuchara de angeo o bien copos de tela mosquitera la cual puede pasarse suavemente en forma de barrido por la superficie del estanque para evitar el maltrato o muerte de los alevines [12; 13]. Otra manera de hacer la colecta es reducir el volumen del tanque en un 90% mediante una manguera de 5-10 cm de diámetro, cuya entrada este protegida por una malla fina. Esta manguera debe colocarse en el fondo del estanque, pegada a la pared. Una vez reducido el volumen, una persona con botas plásticas se introduce al tanque y colecta primero a los reproductores, para posteriormente llevar a cabo la recolección de los alevines. De esta forma, los alevines relativamente frágiles a esta etapa sufren menos daño físico, y en consecuencia disminuye la mortalidad asociada al manejo. Además, con este método se deja el estanque listo para ser lavado, desinfectado y reutilizado.

Se recomienda realizar la colecta de los alevines por la mañana, preferentemente antes de alimentar a los peces. Por último, los reproductores utilizados deben ser separados en estanques independientes (machos y hembras) para darles el descanso apropiado [12; 13; 30].

Manejo y siembra de alevines

Debido al pequeño tamaño de los alevines colectados (0,8 mm de longitud) es necesario el empleo de mallas suaves para

manipular los alevines, ya que se evita el contacto directo y permite un manejo rápido de un gran volumen de animales. Adicionalmente, si la manipulación se realiza eficientemente se reduce significativamente el estrés, el cual es promotor de enfermedades. Durante la manipulación de los alevines en un vivero (cubetas, bidones, etc.) o bolsa de plástico previo a la siembra, es aconsejable agregar azul de metileno al agua como medida profiláctica (2 gotas por litro). Asimismo se recomienda agregar aireación al vivero si la densidad de alevines es elevada o bien si se piensa mantenerlos por más de 30 minutos antes de la siembra.

Antes de sembrar los alevines es importante realizar un conteo preciso de una muestra o bien el total de alevines colectados, ya sea individuo por individuo, por peso o bien volumétricamente. Asimismo, la temperatura en la que se transportan los alevines (en el vivero o bolsas) y la temperatura del sistema de crianza debe ser similar para reducir el estrés térmico y la posible mortalidad. La aclimatación a la temperatura (del sistema) debe realizarse por lo menos durante 30 minutos utilizando el agua del mismo sistema donde se van a sembrar los alevines.

Debido a que los alevines son especialmente vulnerables a cambios bruscos de temperatura, es recomendable mantener un valor constante de temperatura por encima de los 26°C. Se aconseja no mantener los alevines a temperaturas por debajo de los 25°C, ya que son más susceptibles a inmunosuprimirse y ser atacados por agentes patógenos, aumentando con esto la incidencia de enfermedades y la mortalidad dentro de la población [12; 14].

Lo anterior se consigue con la construcción de los estanques en materiales que almacenen un alto calor (tierra) o con el uso de recubrimientos como plástico (sistemas de invernadero) para mantener una temperatura estable. Esto es en caso de contar con un sistema exterior. En el caso de un

sistema interior los materiales utilizados pueden ser fibra de vidrio, acrílico o bien plástico reforzado [12; 14] (Figura 14). Un sistema de enfriamiento (aire acondicionado) puede ser usado para mantener la temperatura estable y dentro de rangos aceptables.



Figura 14. Acuarios de acrílico de 85 litros usados para la reversión sexual de alevines de tilapia del Nilo.

El sistema donde se va a llevar a cabo la reversión sexual debe ser fácil de llenar y vaciar. Los estanques o acuarios de este sistema pueden variar grandemente en tamaño, pero por lo general van de los 200 a 600 m³ [14]. Se debe evitar la proliferación de microalgas para evitar que los alevines bajo reversión sexual se alimenten de microalgas. Los alevines en proceso de reversión no deben comer otra cosa más que el alimento hormonado. Asimismo, la acumulación de sólidos suspendidos debe ser mantenida al mínimo, ya que pueden causar problemas en los procesos respiratorios a nivel de branquias. Lo importante como se mencionó previamente, es mantener controladas las variables que pueden afectar el proceso de reversión sexual, como son la aparición de enfer-

medades, el crecimiento desmedido de microalgas, las variaciones de temperatura y la acumulación de sólidos suspendidos.

Por último, el alimento suministrado durante el proceso de reversión sexual debe ser alto en contenido proteico (de 50 a 53%) con un tamaño uniforme de partícula (diámetro < 0,35 mm) [12; 13; 14].

5.- Feminización

Reversión sexual de las crías

Como se mencionó previamente, en el cultivo de la tilapia, debido a las diferencias en el crecimiento entre hembras y machos, así como para evitar la reproducción indeseada en los estanques, es común el uso de una población monosexo (exclusivamente de machos). La reversión sexual es una herramienta que permite generar dichas poblaciones a través de la administración de esteroides (hormonas sexuales) al alevín durante las primeras semanas de vida, cuando la gónada indiferenciada es susceptible de desarrollar un sexo en particular [15]. En este sentido, de acuerdo a la técnica descrita, para poder producir machos YY es necesario primero producir una población compuesta exclusivamente por hembras. Es decir, es necesario feminizar en lugar de masculinizar. Los esteroides más utilizados para feminizar varias especies de tilapia son: Estradiol-17 β , etinilestradiol y dietilestilbestrol. Estos esteroides son agregados al alimento comercial suministrado al alevín para poder revertir el sexo.

Preparación de alimento hormonado

El primer paso para garantizar altos porcentajes de feminización es seleccionar la hormona a utilizar, ya que de ella depende la dosis requerida (Tabla 3). El dietilestilbestrol es actualmente una de las variedades más potentes, ya que utilizando tan solo 100 mg/kg durante 15 días es posible obtener una población compuesta por un 100% de hembras [19]. Una vez seleccionada la hormona y la dosis a utilizar, el siguiente paso es preparar la solución madre diluyendo 1 gramo de la hormona en 1 litro de alcohol etílico al 95%, el cual será utilizado como vehículo para distribuir la hormona. A partir de

la solución madre es necesario tomar 100 ml para preparar un kilo de alimento comercial hormonado. El alimento comercial que corresponde a la etapa de alevín es la llamada harina, la cual puede contener entre un 50 y 53% de proteína. La adición de la hormona al alimento se realiza siguiendo una serie de sencillos pasos.

1. Pesar un kilo de alimento comercial (harina) utilizando una balanza digital. Es importante solo preparar el alimento conforme se vaya requiriendo (Figura 15).



Figura 15. Pesado del alimento comercial para hormonar.

2. Tomar 100 ml de la solución madre previamente preparada y Adicionar 400 ml de alcohol etílico al 95%. Mezclar vigorosamente antes de vaciar el contenido total en un atomizador de plástico de 500 ml de capacidad (Figura 16).

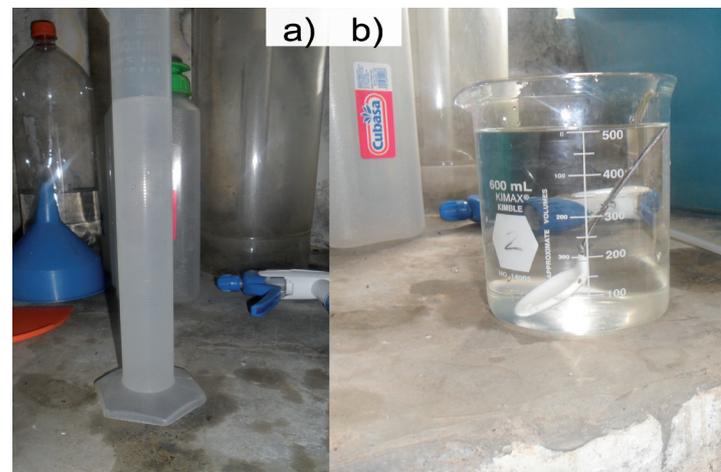


Figura 16. a) Solución madre, b) Dilución con alcohol etílico para preparar dosis seleccionada.

3. Extender el alimento en una capa fina sobre un plástico grueso de preferencia transparente (Figura 17).



Figura 17. Forma de colocar y extender sobre cubierta plástica el alimento durante el proceso de hormonado.

4. Utilizar el atomizador con la solución madre previamente diluida para esparcir por encima del alimento hasta humedecer. Es importante aplicar la hormona de las orillas

el centro para no desperdiciar hormona. Una vez humedecido, utilizar una cuchara para recoger el alimento en el centro del plástico, mezclar uniformemente y volver a esparcir en una capa fina. Repetir la aplicación de la hormona. El contenido del atomizador debe ser suficiente para aplicar entre 4 y 5 capas de hormona sobre el alimento (Figura 18).



Figura 18. Uso de atomizador para esparcir la hormona sobre el alimento.

5. Dejar secar para que el alcohol evapore por aproximadamente 3 horas en un cuarto donde el alimento no esté expuesto directamente a la luz del sol (Figura 19).



Figura 19. Secado de alimento hormonado.

6. Almacenar el alimento en recipientes de plástico de color oscuro y refrigerar para mantener su calidad (Figura 20).



Figura 20. Almacenamiento de alimento hormonado en recipientes plásticos.

Tabla 3. Hormonas utilizadas para feminizar tilapia del Nilo.

Hormona	Dosis (mg)	Duración (días)	Efectividad (%)
Estradiol-17 β	120 – 400	30 – 40	60 – 80
Etinilestradiol	50 – 200	10 – 40	90 – 100
Dietilestilbestrol	50 – 100	10 – 15	90 – 100

Administración del alimento hormonado

El alimento hormonado debe comenzar a suministrarse 4 a 5 días después de la eclosión, o bien inmediatamente después si los alevines fueron colectados una vez que la hembra los liberó de la boca. Aunque en ambos casos el vitelo todavía dura de 3 a 4 días más (dependiendo de la temperatura). Es importante iniciar la alimentación a una tasa del 15 al 20% del peso corporal diariamente. Alimentar a saciedad (*ad libitum*) es otra opción cuando se está suministrando alimento hormonado. Se recomienda alimentar a los alevines un mínimo de 8 veces al día cuando están sujetos a un proceso de hormonado.

Dependiendo del fotoperiodo utilizado este número puede incrementarse hasta 11 veces al día, una vez cada hora. En este caso el alimento debe suministrarse en pequeñas dosis consecutivas y evaluar la cantidad de alimento ingerido por los alevines (Figura 21).



Figura 21. Alimentación de alevines durante el proceso de hormonado.

Es recomendable cerrar el flujo de agua a los estanques antes de suministrar el alimento hormonado, en especial durante las primeras semanas para reforzar la alimentación y evitar la pérdida de alimento a través del conducto de desagüe.

Otro factor importante que debe ser tomado antes de iniciar un proceso de hormonado, es la duración del mismo. La duración mínima recomendada es de 15 días utilizando dietilestilbestrol a 100 mg/kg. Sin embargo, con otras hormonas como el estradiol-17 β y el etinilestradiol es recomendable extender el periodo de hormonado hasta los 30 o incluso los

40 días. Es importante tomar en cuenta que una buena reversión sexual es la base del éxito de un proyecto de producción de machos YY y por lo tanto es importante al momento de elegir la hormona y dosis a utilizar, establecer una duración adecuada que permita maximizar la eficiencia de la hormona.

Pre-engorda de juveniles hormonados

Una vez completada la etapa de hormonado, los alevines pueden mantenerse en los mismos estanques hasta alcanzar un peso de 5 g en promedio. Es recomendable utilizar alimento de iniciación tipo migaja (diámetro < 1,0 mm al 50% de proteína) una vez terminado el tratamiento (3 a 4 semanas de edad). El cambio entre alimento de iniciación harina (utilizado para hormonar) y migaja debe ser gradual a lo largo de varios días dependiendo del crecimiento registrado. Durante este periodo es recomendable alimentar 5 veces al día al 10% del peso corporal.

Una vez alcanzados los 5 g, los peces se sembrarán en estanques de geomembrana o jaulas flotantes construidas con malla extruída preferentemente antigranizo (luz de malla de 5 mm) a una densidad aproximada de 100 peces/m². Durante este tiempo los peces deben ser alimentados con alimento de desarrollo de 1,5 mm de diámetro (44% de proteína) durante 2 o 3 semanas aproximadamente antes de cambiar gradualmente a alimento de desarrollo de 2,4 mm (40% proteína) y proporcionarlo por otras 4 a 5 semanas dependiendo del crecimiento. Alimentar al 4% del peso corporal 4 veces por día es lo ideal durante este periodo. Al terminar esta etapa los peces con un peso entre 50 a 60 g en promedio deben ser trasladados a estanques o jaulas flotantes a una densidad de 24 a 30 peces/m², y alimentados al 4% del peso corporal repartido en 3 raciones diarias. El alimento utilizado en la última fase es el de 3,5 mm de diámetro con un 35% de proteína. Al final

de la etapa de pre-engorda los peces deben alcanzar un peso aproximado de 150 a 160 g.

Es importante que al finalizar el proceso de hormonado los juveniles sean cultivados en agua verde para reforzar el crecimiento, ya que la tilapia al ser un pez omnívoro aprovechará los nutrientes proporcionados por las microalgas.

Evaluación del crecimiento, biometrías

La evaluación del crecimiento durante el proceso de hormonado y pre-engorda es una herramienta que nos permite monitorear el desempeño de los peces feminizados y compararlo con el alcanzado en corridas anteriores por peces no hormonados o bien masculinizados. Adicionalmente, las biometrías nos permiten estimar el tiempo adecuado en función del alimento ingerido para iniciar o terminar las diferentes etapas de cultivo. Durante la etapa de hormonado las biometrías se deben realizar cada 7 a 10 días para ajustar la dosis de alimento proporcionada y para evaluar la dispersión de tallas dentro de la población. El peso húmedo se puede evaluar en grupo cuando no se cuenta con una balanza tan precisa. Para llevar a cabo lo anterior se colectan de 30 a 50 alevines y se colocan en un recipiente de plástico con la menor cantidad de agua posible. Una vez capturado el peso, se obtiene el peso individual promedio dividiendo el peso obtenido entre el número de alevines utilizados. Es importante registrar el peso rápidamente para evitar exceso de estrés provocado por el manejo. Para evaluar la longitud patrón de los alevines se puede utilizar un vernier digital o en caso de contar con un equipo de cómputo se puede utilizar un software de medición de imágenes (por ejemplo, ImageJ® RSB). Para llevar a cabo lo anterior es necesario tomar una fotografía digital del grupo de alevines utilizando una regla o moneda como referencia métrica (Figura 22).



Figura 22. Disposición de individuos para captura de fotografía digital. a) pre-juveniles, b) juveniles.

Una vez terminado el proceso de hormonado, las biometrías pueden llevarse a cabo cada 3 (21 días) o 4 (30 días) semanas dependiendo de la logística e instalaciones a nuestra disposición. En este caso es importante coleccionar un número adecuado de peces que nos permitan obtener un estimado de la dispersión de tallas presente dentro de la población, así como una adecuada calibración de la ración de alimento. Un número adecuado de peces lo constituye del 10 al 20% de la población total del estanque de cultivo. La captura del peso húmedo y la longitud patrón debe realizarse de manera individual (Figura 23).

Durante la realización de las biometrías es importante manipular los peces con sumo cuidado y con rapidez para reducir el tiempo que pasan fuera del agua. Asimismo, durante el manejo es importante evaluar el estado general de salud de los peces, así como evitar los golpes y caídas que pueden propiciar la aparición de heridas susceptibles de infecciones. Las bacterias son organismos que causan infecciones secundarias, es decir que surgen en respuesta a la aparición de algún agente estresante como heridas o bien otras enfermedades.



Figura 23. Biometría de juveniles de tilapia del Nilo post-hormonados.

Por último, los datos obtenidos de las biometrías son útiles para detectar problemas en el crecimiento causados por una densidad de cultivo inadecuada o bien nos indican cuando es el momento adecuado para desdoblar los peces y realizar separaciones por tallas.

Evaluación de la proporción de sexos

Para realizar la evaluación de la proporción de sexos entre la población que recibió el tratamiento de reversión hormonal se pueden seguir tres métodos claramente establecidos. El primer método consiste en sexar al individuo mediante la inspección visual de la papila genital una vez alcanzada la etapa de engorda (150-160 g). Del total de la población se colecta al azar una muestra que corresponda aproximadamente del 20 al 30%. Los peces colectados deben separarse en un estanque provisional con aireación constante. Durante el sexado los peces deben sujetarse con un trapo húmedo para evitar golpes o raspones producto del manejo. Asimismo, es importante cubrir los ojos del animal para reducir su movimiento (Figura 24).



Figura 24. Manejo de reproductores con trapo húmedo para reducir estrés y movimiento por parte del animal.

Para evidenciar las diferencias en la forma de la papila genital entre hembra y macho se utiliza azul de metileno al 1% (Figura 25). Una vez determinado el sexo, el animal debe ser colocado en un estanque designado a cada género. Al terminar se contarán el total de hembras y machos registrados para determinar la eficiencia del tratamiento de reversión sexual.



Figura 25. Utilización de azul de metileno para evidenciar diferencias entre la papila genital del macho y de la hembra.

El segundo método de evaluación de la proporción sexual requiere sacrificar una proporción de la población sujeta a reversión sexual. Lo anterior se debe a que esta técnica se realiza en la etapa de pre-engorda, cuando los juveniles son muy pequeños para que a través de la papila genital puedan ser diferenciados propiamente. Se requiere sacrificar al animal y extraer la gónada para hacer una revisión macroscópica de la misma. La gónada debe ser extraída lentamente removiendo las vísceras para evitar cualquier daño que pudiera evitar su correcta evaluación (Figura 26). El color de la gónada y sus características externas favorecen la separación entre sexos. Este método puede realizarse a partir de que los animales alcancen un peso promedio aproximado de 40 a 50 g. El número de peces requerido para obtener una estimación adecuada del porcentaje de reversión obtenido es el mismo que para el método anterior.



Figura 26. Extracción de gónada durante proceso de sexado en la tilapia del Nilo.

El tercer método de evaluación de la proporción de sexos se denomina técnica de Squash y fue desarrollado para la tilapia azul [31]. Esta técnica permite sexar individuos a partir de 2,5 cm de longitud (aproximadamente 2 g de peso). Los individuos al igual que el caso anterior deben ser sacrificados para extraer la gónada. Debido al pequeño tamaño de

los animales es necesario utilizar un kit de disección, en específico un bisturí y pinzas para poder remover con éxito la gónada. Una vez removida la gónada se coloca en un porta-objetos y se le agregan unas cuantas gotas de carmín acético, para ser finalmente cubierta con un cubre-objetos o en su defecto si la gónada es muy grande, con otro porta-objetos. Por último la gónada se observa en un microscopio compuesto con los objetivos de 25 a 100X. El carmín acético es rápidamente absorbido por el tejido gonadal de manera diferencial, permitiendo una clara diferenciación entre las estructuras y células sexuales [31]. Sin embargo, esta técnica es lenta y se requiere de experiencia para localizar la gónada dentro de la cavidad del animal inmaduro. No es extraño el uso de una lupa estereoscópica para ayudar durante la disección de la gónada. La ventaja de esta técnica es que nos permite estimar la proporción de sexos en animales muy pequeños, lo cual permite decidir si vale la pena continuar con su cultivo (en base a la proporción de hembras obtenida) o bien desechar la población, con el ahorro respectivo de alimento y tiempo invertido.

Identificación de machos feminizados

Al intentar identificar los machos feminizados en peces en etapa de engorda (a través del primer método), es importante al revisar la papila genital separar aquellos individuos con una papila “atípica”, es decir que no encaja dentro del patrón normal descrito para hembras o machos. Las papilas atípicas por lo general pueden tener una forma semejante a la de un macho pero más corta y sin el oviducto característico de las hembras (Figura 27). Los individuos con papila genital atípica tienen la apariencia externa de una hembra, pero en algunos casos pueden presentar un color rojo suave en aletas, característico de los machos. De igual forma, al aplicar un ligero masaje abdo-

minal pueden expulsar oocitos (ovocitos) a través de lo que a simple vista parece ser el conducto urogenital de los machos.



Figura 27. Papila atípica representativa de un macho feminizado.

La ausencia de un oviducto obvio, la presencia de un color rojo en aletas y rostro y la expulsión de oocitos aparentemente a través de la punta de la papila son características a buscar al intentar separar machos feminizados de hembras normales. En algunos casos al examinar la papila genital a detalle (utilizando azul de metileno) es posible observar un “cuasi-oviducto” sin formar propiamente, el cual se localiza detrás del conducto urogenital. En estos casos, después de aplicar un ligero masaje abdominal es posible observar la expulsión de oocitos a través de este “cuasi-oviducto”.

La identificación de individuos con papila genital atípica es importante durante la búsqueda de machos feminizados dentro de la población revertida. Sin embargo, en algunos casos, dependiendo de la dosis y la hormona seleccionada, los individuos revertidos pueden formar una papila genital normal, es decir con un oviducto y sus conductos propiamente formados. En estos casos se recomienda separar las hembras

de mayor tamaño y las que presenten una ligera coloración roja en aletas y rostro, ya que estas son probablemente los machos feminizados.

En ambos casos; es importante tomar una pequeña muestra de los peces identificados como potenciales machos feminizados y sacrificarlos para extraer la gónada. La presencia de ovarios típicos es otra característica que confirma el criterio de selección empleado. Por último, al desarrollar el cultivo se debe tener en mente que los peces seleccionados mantienen el estatus de “potenciales machos feminizados” hasta que se confirme su carga cromosómica a través de una prueba de progenie (evaluación de la proporción de sexos obtenida en su descendencia, también llamada F1). Una vez confirmada, estos peces deben ser marcados y separados en un estanque o jaula especial.

Engorda de los machos feminizados

Una vez finalizada la identificación de los potenciales machos feminizados, el siguiente paso es la etapa de engorda. Al iniciar esta etapa los peces deberán tener un peso promedio aproximado de 150 g y deberán sembrarse a una densidad de 24 peces/m². El alimento utilizado debe ser el de 3,5 o 4,8 mm de diámetro con un porcentaje de proteína del 32 a 36%, en lugar del 25% regular, ya que la finalidad de estos peces es convertirse en reproductores en la siguiente etapa de la búsqueda del macho YY. El alimento debe suministrarse al 3% del peso corporal por día, distribuido en 3 raciones diarias. Al finalizar esta etapa los peces seleccionados tendrán un peso de 300 a 350 g, es decir el peso ideal para poder convertirse en reproductores.

Es importante que al iniciar la etapa de engorda y durante el desarrollo de la misma, se evalué el estado de salud de los peces y su crecimiento. Sólo se deben seleccionar

como reproductores de la siguiente etapa individuos sanos, libres de cualquier deformación, de buena conformación corporal (cabeza pequeña, pedúnculo caudal corto) y de rápido crecimiento (Figura 28).



Figura 28. Evaluación de condición de potenciales machos feminizados con la finalidad de seleccionar reproductores.

Debido a que los individuos seleccionados pueden presentar una papila atípica (descrita previamente), es recomendable tomar una muestra al azar cada mes durante el periodo de engorda y verificar que la papila genital en dichos individuos no haya sufrido modificaciones como resultado del incremento en peso y talla. En algunos casos (observados en laboratorio) conforme el pez va ganando peso es posible observar al realizar un masaje abdominal suave, que los oocitos no son expulsados por el conducto urogenital como se describió originalmente, sino que aparece un cuasi-oviducto pequeño muy cercano a la punta de la papila recubierta de una membrana casi transparente. En esos casos la decisión de mantener o eliminar a ese potencial macho feminizado corresponde al acuicultor. La presencia de una papila genital atípica no es garantía de macho feminizado, lo importante es que al final todos los individuos seleccionados sean utilizados como reproductores y realizar una prueba de progenie sobre los ale-

vines producidos para poder confirmar su carga cromosómica.

En total, hasta finalizar la etapa de engorda el periodo de cultivo tendrá una duración de 4 a 6 meses dependiendo del manejo de los sistemas.

6.- Cruza de los machos feminizados (XY) con machos normales (XY)

Selección de reproductores

Una vez finalizado el periodo de engorda, del grupo de potenciales machos feminizados se deben seleccionar los peces con el mejor crecimiento y un excelente estado de salud. En caso de contar con individuos con papila genital atípica, es recomendable seleccionarlos. El número de huevos obtenido por cada macho feminizado al igual que en las hembras dependerá en gran medida de su peso, por lo cual es importante elegir machos feminizados de tallas medianas a grandes, descartando los de tamaño pequeño.

Los machos a elegir deben tener un tamaño similar o bien ligeramente mayor al del potencial macho feminizado seleccionado. Por cada macho feminizado se deben colocar dos machos (1:2) debido a la agresividad de algunos especímenes. Si se colocan en una proporción de uno a uno es posible que el macho agrede al macho feminizado. Siempre el macho feminizado debe ser colocado primero dentro del estanque designado para el desove, un estanque por cada macho feminizado. Una vez transcurridos dos o tres días, los dos machos seleccionados se agregan al estanque y se inicia el ciclo de reproducción.

Manejo de reproductores

El tiempo para la producción y colecta de los alevines puede variar cuando se emplean machos feminizados en comparación con reproductores normales. Si el clima es propicio, es recomendable esperar de 2 a 4 semanas antes de revisar el tanque en búsqueda de alevines. Durante el tiempo que dura

el ciclo de reproducción es importante alimentar a los peces *ad libitum* dos veces al día, una vez por la mañana y otra vez por la tarde, con alimento balanceado al 32% de proteína. El recambio de agua en los estanques debe ser moderado y la temperatura se debe monitorear diariamente.

Una vez detectada la presencia de alevines dentro de los estanques, es importante después de colectarlos, identificar al macho feminizado mediante una marca para llevar un registro preciso de su desempeño reproductivo, así como la cantidad de alevines obtenidos. Esto nos permitirá identificar reproductores de bajo desempeño, es decir que no hayan desovado, o bien, que hayan producido pocos alevines. Por último, el relacionar los potenciales machos feminizados con los desoves obtenidos nos permitirá comprobar a través de la prueba de progenie la presencia de machos feminizados con un 100% de confianza.

En algunos casos se puede presentar dentro de los estanques de reproducción agresión por parte de los potenciales machos feminizados o bien por parte de alguno de los machos seleccionados. En estos casos es recomendable detener el proceso de reproducción en dicho tanque, colectar al espécimen agredido y tratarlo con azul de metileno o algún otro profiláctico, para evitar la aparición o avance de infecciones generadas en los tejidos externos donde sufrieron daño. Una vez hecho lo anterior, se puede volver a formar otro grupo de reproducción siguiendo los pasos comentados previamente.

Colecta y manejo de alevines

Aproximadamente 5 días después de la eclosión, los alevines son expulsados de la boca del potencial macho feminizado, por lo que los reproductores son retirados del estanque y se procede a colectar a los alevines. Para realizar la colecta, se recomienda seguir lo descrito en el subtema Colecta de alevi-

nes. En caso de que el estanque cuente con un registro (tubo de drenaje) es recomendable colocar una malla fina en el desagüe que proviene del estanque, para poder colectar cualquier alevín no recolectado previamente. Al momento de la colecta, con el objetivo de reducir el estrés los alevines deben colocarse en una cubeta con abundante agua y aireación antes de ser transportados al sistema de crianza designado para alevines.

Es importante registrar la temperatura del agua del tanque de reproducción y la de los estanques del sistema de crianza; la diferencia no debe ser mayor a 1°C entre ambos volúmenes de agua. En caso de existir una mayor diferencia de temperatura es recomendable igualar ambas temperaturas mediante el paso controlado de agua al recipiente donde se encuentran los alevines. Durante el proceso se debe medir la temperatura constantemente utilizando un termómetro digital o en su defecto uno de mercurio, además de agregar suficiente aireación para homogeneizar el agua dentro del recipiente y para asegurar un apropiado nivel de oxígeno disuelto a los alevines.

Una vez sembrados los alevines en el sistema de crianza, el alimento balanceado (sin hormona) debe comenzar a suministrarse inmediatamente aunque todavía existan remanentes de vitelo. La tasa de alimentación debe mantenerse entre un 15 al 20% del peso corporal diario, repartido en 6 raciones. El alimento utilizado debe contener un porcentaje de proteína de 50 a 53% (harina). Es recomendable cerrar el flujo de agua a los estanques antes de suministrar el alimento, en especial durante las primeras semanas, para reforzar la alimentación y evitar la pérdida de alimento a través del conducto de desagüe.

Es importante llevar un registro preciso del origen y destino de cada desove, pues es importante poder relacionarlo con el potencial macho feminizado del cual proviene.

Crecimiento de juveniles

Al completar la etapa de alevín, los pre-juveniles deben trasladarse a estanques exteriores de mayor tamaño, cuidando siempre de no mezclar entre grupos de alevines (desoves). Durante el inicio de esta etapa es recomendable utilizar alimento de iniciación migaja (< 1,0 mm y al 50% de proteína) y proporcionarlo 5 veces al día al 10% del peso corporal. Una vez alcanzados los 5 g, se les debe proporcionar alimento de desarrollo de 1,5 mm (44% de proteína) durante 2 o 3 semanas aproximadamente antes de cambiar gradualmente a alimento de desarrollo de 2,4 mm (40% proteína) y proporcionarlo por otras 4 a 5 semanas dependiendo del crecimiento (al 4% del peso corporal 4 veces por día). Para la parte final del crecimiento, los juveniles con un peso entre 50 a 60 g en promedio deben ser trasladados a estanques o jaulas flotantes de mayor tamaño (Figura 29), y alimentados al 4% del peso corporal distribuido en 3 raciones diarias. El diámetro de alimento a utilizar en esta última fase es de 3,5 mm con un 35% de proteína. Al final de la etapa de pre-engorda los peces deben alcanzar un peso aproximado de 150 a 160 g.



Figura 29. Jaulas flotantes para juveniles de tilapia del Nilo.

Aunque es importante mantener los alevines de un mismo desove juntos, no se debe olvidar el mantener una apropiada densidad de cultivo para cada una de las etapas de crecimiento. Esto nos permitirá alcanzar más rápidamente el tamaño necesario para realizar la prueba de progenie.

Por último, la evaluación del crecimiento se debe realizar de manera rutinaria durante el desarrollo de los peces. Como se mencionó previamente la biometría es una herramienta que nos permite monitorear el desempeño de los peces y hacer los ajustes necesarios para estimar el tiempo, en función del alimento ingerido, para iniciar o terminar las diferentes etapas de cultivo. Dependiendo de la edad de los peces, las biometrías se pueden realizar cada 10 a 30 días, evaluando el peso húmedo y la longitud de una muestra representativa (10 al 20% de la población).

Evaluación de la proporción de sexos

Con el objetivo de ahorrar tiempo, alimento y espacio, la evaluación de la proporción de sexos debe realizarse preferentemente sacrificando una proporción de la población en la etapa de pre-engorda (peso promedio de 60 g) (Figura 30).



Figura 30. Colecta y separación de individuos durante la evaluación de proporción de sexos.

En esta etapa la gónada ya es visible macroscópicamente, lo cual permite una adecuada identificación del sexo. Como se comentó, la gónada debe ser extraída removiendo las vísceras para evitar cualquier daño que afecte su correcta evaluación.

La proporción de sexos que se busca en esta etapa es de 3 machos por cada hembra, es decir, 75% de machos y 25% de hembras [20]. En la realidad, esta proporción puede verse alterada por factores internos (genéticos), externos (temperatura) o bien una interacción de ambos. Por lo tanto, se deben buscar desoves con una proporción de machos cercanos al 75%. En teoría los machos feminizados arrojan un porcentaje aproximado de 25% de hembras normales (XX), 50% de machos normales (XY) y un 25% de supermachos o machos YY (Figura 31). Esta proporción de sexos confirmará el estatus de los machos feminizados utilizados como reproductores.

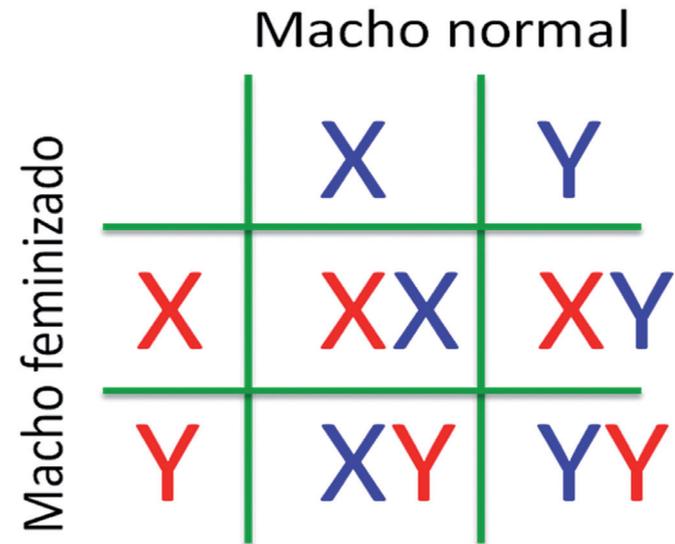


Figura 31. Genotipos de la progenie obtenida de la cruce entre un macho feminizado y un macho normal.

Los desoves que presenten una proporción de sexos que se ajuste a los estándares normales (50% de machos y 50% de hembras en promedio) deben ser desechados junto con el reproductor empleado, ya que esto indicará que el potencial macho feminizado utilizado es en realidad una hembra normal XX.

Por último, es importante intentar asociar la forma de la papila genital de los potenciales machos feminizados al éxito o fracaso durante la evaluación de la proporción sexual.

7.- Identificación del supermacho (YY)

Selección de potenciales machos YY

Una vez identificados los desoves con la proporción adecuada de machos y hembras (75% de machos y 25% de hembras en promedio), es importante poder distinguirlos adecuadamente. Para esto se pueden utilizar marcas fabricadas de elastómero u otros materiales comerciales (Figura 32). En esta etapa es recomendable eliminar las hembras y solo conservar los machos. El seguimiento y alimentación durante el periodo previo a la engorda debe realizarse de acuerdo a lo descrito anteriormente. Una vez alcanzada la etapa de engorda será necesario volver a realizar un sexado manual para iniciar la selección de los potenciales machos YY. Para realizar lo anterior, se debe tomar en cuenta que los machos YY son prácticamente idénticos, tanto física como conductualmente a los machos normales, y aunque actualmente se están desarrollando técnicas (análisis de imágenes) para distinguirlos con mayor efectividad, estas técnicas todavía no se encuentran distribuidas ampliamente.



Figura 32. Marcas de elastómero para peces Northwest, Inc.

A pesar de la aparente similitud entre machos normales y machos YY, los machos YY son en teoría más fusiformes y presentan mejores tasas de conversión alimenticia, lo cual se traduce en un mejor crecimiento comparado con el de los machos normales. Al momento de seleccionar los potenciales machos YY es importante tomar esto en cuenta y elegir solo los machos con el mejor crecimiento como reproductores para la siguiente etapa del cultivo.

Por último, el acuicultor debe tomar en cuenta las características fenotípicas (externas) de su población, resultado de generaciones de cruce selectiva, al momento de realizar la separación entre machos YY y machos normales.

Cruza con hembras normales (XX)

Una vez completado el periodo de engorda y seleccionados los potenciales machos YY, se deben formar parejas utilizando hembras normales (es decir con carga cromosómica XX). El utilizar en cada estanque un solo potencial macho YY por cada hembra nos permitirá identificar correctamente el origen de cada desove, así como comprobar o no si el macho seleccionado posee una carga cromosómica YY.

Dependiendo del número de estanques disponibles para reproducción se deben seleccionar las hembras con el mejor crecimiento y estado de salud. Como se mencionó, el número de huevos obtenido por hembra depende de su peso, por lo cual es importante elegir hembras de tallas medianas a grandes.

Las hembras seleccionadas deben tener un tamaño similar o bien ligeramente menor al del potencial macho YY. Es importante que las hembras seleccionadas hayan tenido un periodo de descanso y alimentación adecuada previo a la cruce con machos YY potenciales. Lo anterior, para asegurar una buena calidad en los desoves obtenidos.

Es importante alimentar a los peces *ad libitum* dos veces al día, una vez por la mañana y otra vez por la tarde, con alimento balanceado al 32% de proteína. El recambio de agua en los estanques debe ser moderado y la temperatura se debe monitorear diariamente.

El periodo entre la formación del grupo de reproductores y la obtención de los alevines dependiendo del clima tendrá una duración normal. Al detectar la presencia de alevines dentro de los estanques se deben retirar la hembra y el macho YY potencial. Si el potencial macho YY no se encuentra identificado, hay que marcarlo utilizando alguna marca comercial antes de trasladarlo a un estanque de reposo. Es importante llevar un registro preciso que nos permita identificar que desove proviene de cada macho, ya que a la hora de realizar la prueba de progenie podremos comprobar o descartar el estatus del macho seleccionado.

Manejo de alevines y juveniles

La colecta de los alevines se debe realizar de acuerdo a lo descrito previamente. Una vez colectados todos los alevines, es importante reducir el estrés al mínimo colocándolos en una cubeta con abundante agua antes de ser transportados al sistema de crianza. Es necesario registrar la temperatura constantemente durante el transporte previo a la siembra para evitar mortalidades asociadas a cambios bruscos de temperatura. Adicionalmente, se debe proveer suficiente aireación para asegurar un apropiado nivel de oxígeno.

El alimento balanceado proporcionado a los alevines debe mantenerse entre un 15 al 20% del peso corporal diario, repartido en 6 raciones. Es importante, como se comentó en capítulos anteriores llevar un registro preciso del origen y destino de cada desove.

Una vez completada la etapa de alevín, los pre-juveni-

les deben trasladarse a estanques o jaulas exteriores y alimentarse utilizando el calendario recomendado previamente hasta alcanzar la etapa de engorda. Dependiendo del crecimiento registrado se pueden realizar modificaciones al calendario propuesto.

Durante los periodos de crecimiento, tanto del alevín como el juvenil, es importante mantener la población a una densidad de cultivo apropiada y realizar biometrías de manera rutinaria.

Prueba de progenie

Alcanzada la etapa de engorda, la identificación de machos YY se debe realizar sacrificando un porcentaje de la progenie obtenida de la cruce entre potenciales machos YY y hembras normales. En este caso la proporción de machos dentro de la muestra analizada debe ser del 100% o bien cercana al 100% (Figura 33). Una pequeña proporción de hembras puede presentarse debido a la interacción entre factores genéticos (parentales) y ambientales (temperatura), los cuales tienen un papel secundario en la determinación del sexo. El sistema de determinación sexual de la tilapia es controlado principalmente a nivel genético, es decir es monofactorial [32].

Aunque la separación entre hembras y machos es algo rutinario en las granjas de producción, es importante realizar el sexado cuidadosamente y utilizando un número de muestra apropiado. Entre mayor sea la muestra utilizada, mayor la probabilidad de descartar la presencia de hembras. Esto es importante, ya que de esto depende en gran medida la selección precisa de machos YY.

Una vez completado el sexado, los desoves compuestos solo por machos deben ser separados y marcados para ser utilizados posteriormente en pruebas de desempeño de crecimiento bajo condiciones de cultivo a nivel piloto y comercial.

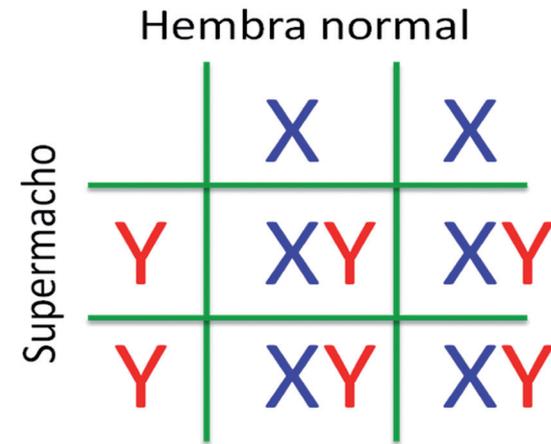


Figura 33. Genotipos de la progenie obtenida de la cruce entre un supermacho y una hembra normal.

8.- Reproductores supermacho (YY)

Manejo de reproductores YY

Una vez identificados los machos YY obtenidos, el siguiente paso es separarlos del resto del grupo. De preferencia a un estanque designado exclusivamente para ellos. Es importante recordar que cada macho YY obtenido debe ser identificado (marcado) y evaluado. La alimentación de los machos YY se debe realizar con alimento comercial al 32% de proteína, ya que como se mencionó previamente, serán utilizados como reproductores. La ración y el número de veces que se alimentarán diariamente deben ser elegidos basándonos en las tablas de alimentación comerciales. No existen diferencias entre un macho YY y uno normal en cuanto a la técnica de alimentación que debe seguirse.

Antes de utilizar un macho YY como reproductor se debe proporcionar un descanso apropiado para que gane peso, al mismo tiempo entre periodos de reproducción se debe dejarlo descansar 15 días como mínimo, para asegurar picos de producción constantes. Por último, se recomienda llevar a cabo tratamientos preventivos con la finalidad de evitar cualquier tipo de enfermedad.

Evaluación del crecimiento de la tilapia genéticamente macho

De acuerdo al protocolo establecido, los machos YY deben cruzarse con hembras normales (XX) para obtener una población compuesta por un 100% de machos genéticos [20]. En algunas ocasiones debido a la interacción de los genes de la tilapia con factores ambientales, específicamente la temperatura, esta proporción se puede ver comprometida. En general, la proporción obtenida puede bajar hasta un 90% de machos,

con un 10% de hembras. Debido a que esta proporción de hembras es suficiente para crear problemas de reproducción indeseada dentro de los estanques de crecimiento, se recomienda revisarlos constantemente y separar las pocas hembras producidas antes de que alcancen la madurez. Es importante realizar sexados manuales una vez que la descendencia de los machos YY haya alcanzado una talla apropiada para determinar el porcentaje de machos obtenido. Como se comentó previamente es importante elegir un tamaño de muestra apropiado para poder determinar si se cuenta con hembras dentro de la población y en qué porcentaje.

Realizar sexados manuales para cada macho YY obtenido nos permitirá determinar su grado de eficacia, es decir, el porcentaje de machos producido rutinariamente. Una vez determinado lo anterior, es posible combinar los machos YY con un grupo de hembras (en la proporción normalmente manejada) y obtener una gran cantidad de alevines genéticamente machos.

Cada vez es más común la utilización de la temperatura como un agente de reversión sexual, debido a que su influencia en la diferenciación sexual de la tilapia es bien conocida. Temperaturas elevadas (28 a 37°C) durante los primeros 10 días de vida del alevín pueden favorecer una mayor proporción de machos [32]. Si a pesar de contar con machos YY aun se presenta cierto porcentaje de hembras dentro de la población, es recomendable aumentar la temperatura del cultivo para asegurar que las hembras genéticas sean revertidas a machos fisiológicos. De esta forma se puede reducir aún más la presencia de hembras dentro de la población.

Debido a que la finalidad de la técnica de producción de machos YY es optimizar el funcionamiento de granjas acuícolas, es importante evaluar el crecimiento de los alevines producidos por la cruce machos YY y hembras normales (XX). La comparación se debe realizar principalmente contra

individuos hormonados (masculinizados) que son el tipo comúnmente utilizado en las granjas con gran éxito. Para llevar a cabo lo anterior es recomendable seguir un protocolo estricto (diseño experimental y realización de biometrías) que nos permita discernir claramente si existen diferencias favorables o no acerca del cultivo de alevines genéticamente machos. Si la granja cuenta con bitácoras precisas se puede comparar el crecimiento obtenido contra el registrado previamente. Lo ideal en este caso, es obtener el mismo rendimiento con los alevines genéticamente machos que con aquellos hormonados. En términos reales el beneficio para el acuicultor sería el ahorro de la hormona masculinizante, así como el ahorro en horas hombre y la oportunidad de comercializar producto libre de hormona. Adicionalmente, los beneficios al ambiente no deben ser dejados fuera como uno más de los aportes de esta técnica.

9.- Optimización del proceso de obtención de supermachos y neo-hembras (YY)

Cruza de machos YY con machos feminizados (XY)

Una vez finalizado el proceso de obtención de machos YY, el acuicultor terminará con un número valioso pero reducido de reproductores. Una de las desventajas de esta técnica es la poca cantidad de machos YY que pueden ser obtenidos al final de las cruza llevadas a cabo. Como una solución a este problema, existe una alternativa para incrementar significativamente el número de machos YY. Consiste en cruzar los machos YY con los machos feminizados (XY) obtenidos previamente. Teóricamente, esta cruza arrojaría una población compuesta por un 50% de machos YY y un 50% de machos normales XY [20]. De esta manera el acuicultor solo tendría que esperar a realizar una prueba de progenie como las realizadas previamente y separar la mayor cantidad posible de machos YY siguiendo los criterios previamente desarrollados (Figura 34).

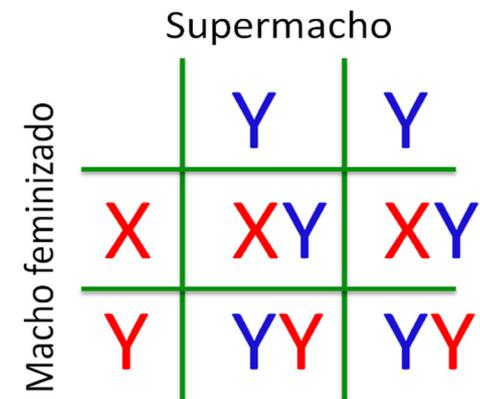


Figura 34. Genotipos de la progenie obtenida de la cruza entre un macho feminizado y un supermacho.

En este punto, es importante recordar que los machos YY obtenidos provienen de los machos feminizados producidos previamente, por lo cual se debe evitar cruzar el macho YY con el macho feminizado del cual proviene (para prevenir problemas de consanguinidad). Lo anterior se puede evitar contando con un registro preciso, así como mantener a los peces adecuadamente identificados y evaluados.

Obtención de neo-hembras (YY)

Como parte final de esta técnica se recomienda intentar producir la denominada neo-hembra. Esta hembra posee un genotipo YY, y por lo tanto al cruzarla con un macho YY nos proporcionaría una población compuesta por un 100% de machos YY [20]. Es decir, el acuicultor podría obtener cientos de machos YY para poder establecer y mantener un programa de producción de machos genéticos libres de hormonas.

El primer paso para obtener neo-hembras es feminizar un desove obtenido de la cruce de un macho YY y un macho feminizado (XY). La cruce de estos dos individuos arrojará un porcentaje de 50% machos YY y 50% machos normales. Al feminizar (de acuerdo a lo descrito en el tema de Feminización) este desove de manera exitosa, tendremos un 50% de neo-hembras y un 50% de machos feminizados (XY), los cuales a su vez pueden servir como reproductores de machos YY (Figura 35). Una vez aplicada la hormona feminizante de manera oral, el siguiente paso es crecer los peces hasta alcanzar una talla que facilite la separación entre ambos genotipos (tipos de hembras). En este caso tendremos que separar hembras YY de hembras XY [20]. Al igual que durante la separación de machos YY y machos XY (ver tema Cruza de los machos feminizados (XY) con machos normales (XY)) se desarrolló un criterio basado en su crecimiento y forma fenotípica, en este caso el criterio debe ser similar. Las hembras YY y las

hembras XY son muy parecidas entre sí, lo cual puede dificultar su separación.

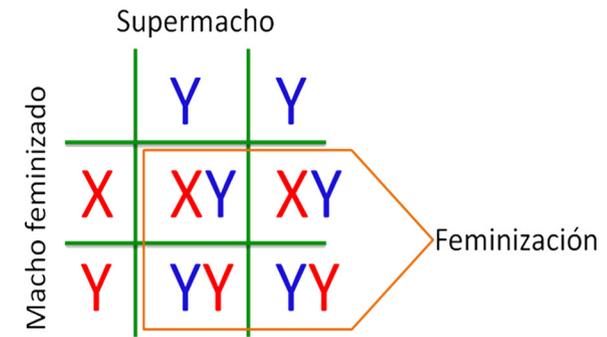


Figura 35. Feminización de los genotipos obtenidos de la cruce entre un macho feminizado y un supermacho.

Un elemento importante que hay que considerar al intentar feminizar machos YY, es que de acuerdo a la literatura existente son más difíciles de revertir mediante hormonas que los machos normales [17; 20; 31]. Por lo tanto, es recomendable considerar un ajuste de la dosis hormonal (incrementar la dosis) que se utilizará para feminizar a un lote de machos YY. Este ajuste debe acompañarse de un proceso de prueba que nos permita decidir cual es la dosis hormonal optima para feminizar machos YY. Sin embargo, un beneficio de esta técnica es que no es necesario feminizar al 100% la población objetivo. Solo se debe asegurar un número importante de individuos revertidos para poder realizar una selección precisa.

10.- Bibliografía

1. FAO. 2012. El estado mundial de la pesca y la acuicultura (SOFIA). Roma. 213 p.
2. Daza, V.P., Parra, L.M.G. y Sanabria, A.I.O. 2005. Reproducción de los peces del trópico. Imprenta Nacional de Colombia. Universidad Nacional de Colombia. Ministerio de Agricultura, Bogotá Colombia. 245 p.
3. Arboleda, O.D.A. 2005. Reversión sexual de las tilapias rojas (*Oreochromis* Sp), una guía básica para el acuicultor. Revista Electrónica de Veterinaria, REDVET, Vol. VI. 1-5.
4. FAO. 2005. Cultured aquatic species information programme *Oreochromis niloticus*. Programa de información de especies acuáticas. Texto de Rakocy, J.E. In; Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO (en línea). Roma. citado 9 Septiembre 2013.
5. FAO. 2005. Informe de la reunión *ad hoc* de la comisión de pesca continental para America Latina sobre la expansión de los diferentes tipos de acuicultura rural en pequeñas escala como parte del desarrollo rural sostenido. FAO, Informe de Pesca N° 694 RLC/FIRI/R694. Panamá, República de Panamá, 21-24 de Mayo.
6. Arredondo, J.L. y Lozano, S. 2003. La acuicultura en México. México, D.F. Universidad Autónoma Metropolitana. 266 p.
7. Suresh, A.V. 1999. Recent advances in tilapia broodstock management. Proceedings de Acuicultura. Nov, 17-20. Puerto La Cruz, Venezuela.
8. Ponce, P.J.T., Romero, C.O., Castillo V.S., Arteaga, N, P., García, U.M., González, S.R., Febrero, T.I. y Esparza, L.H. 2006. El desarrollo sostenible de la acuicultura en América Latina. Revista Electrónica de Veterinaria REDVET Vol. VII, no. 07, Julio/2006. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n070706.html>

9. Hurtado, T.N. 2005. Inversión sexual en tilapias. Revisión bibliográfica. Perú: INH, Ingenieros Consultores. 43 p.
10. Morales, A. 1974. Datos biológicos. El cultivo de la tilapia en México. Instituto Nacional de la Pesca. INP/si. 24-25.
11. Basurto, O.M. 2008. Algunos aspectos reproductivos de la Tilapia *Oreochromis niloticus* (Linneo) en la laguna de Chila, Veracruz. Centro Regional de Investigación Pesquera en Puerto Morelos, Quintana Roo. <http://ecologia.uat.mx/biotam/v6n3/art6.html>.
12. Nicovita. 2007. Manual de crianza de la tilapia. Alicorp. Lima, Peru. 48 p.
13. Tsang, S.H. y Quintanilla, M. 2008. Manual sobre reproducción y cultivo de tilapia. Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG). CENDEPESCA, El salvador. 64 p.
14. SAGARPA. 2011. Manual de producción de tilapia con especificaciones de calidad e inocuidad. FUNPROVER, Veracruz, Mexico. 143 p.
15. Jiménez, B.M. L. y Arredondo, J.L. 2000. Manual técnico para la reversión sexual de tilapia. Serie Desarrollos Tecnológicos. Universidad Autónoma Metropolitana. 36 p.
16. Arias-Rodríguez, L. y Paramo-Delgadillo, S. Biotecnología cromosómica en peces. Producción de peces triploides. Kuzulkab' Revista de divulgación. Vol, 11. 8-12.
17. Müller, B.A. y Hörstgen-Scharwk, G. 2004. Development of a YY-male tilapia (*Oreochromis niloticus*) strain and growth performance testing of the genetically all male progenies. Deutscher Tropentag, October 5-7. Berlin, Germany.
18. Leet, K.L., Gall, E.H. y Sepulveda, M.S. 2011. A review of studies on androgen and strogen exposure in fish early life stages: effects on gene and hormonal control of sexual differentiation. Journal of Applied Toxicology. Vol, 31. 337-341.
19. Varadaraj, K. 1989. Feminization of *Oreochromis mossambicus* by the Administration of diethylstilbestrol. Aquaculture. Vol, 80. 337-341.

20. Mair, G.C., Abucay, J.S., Skibinski, D.O.F., Abella, T.A. y Beardmore, J.A. 1997. Genetic manipulation of sex ratio for the large scale production of all-male tilapia *Oreochromis niloticus* L. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. Vol, 54. 396-404.
21. Camacho-Berthely, E., C. Luna-Romo, C. y Moreno, M.A. 2002. Guía para el cultivo de tilapia *Oreochromis* spp (Gunter, 1984). SEMARNAP. 136 p.
22. Timmons, M.B. y Ebeling, J.M. 2010. Recirculating Aquaculture. Segunda edición. NRAC. Cayuga Aqua Ventures. 769 p.
23. Stickney, R. 2005. Aquaculture an Introductory Text. CABI Publishing. Cambridge, MA, USA. 320 p.
24. El-Sayed, A.F.M. 2006. Tilapia Culture. CABI Publishing. Cambridge, MA, USA. 277 p.
25. Bautista-Covarrubias, J.C. y Ruiz-Velasco, J.M.J. 2011. Calidad de agua para el cultivo de tilapia en estanques de geomembrana. Revista Fuente, Julio-Septiembre. No. 8. 10-14.
26. Karasu Benli, A.C. y Köksal, G. 2005. The acute toxicity of ammonia on tilapia (*Oreochromis niloticus*) larvae and fingerlings. Turkish Journal of Veterinary & Animal Science. Vol, 29. 339-334.
27. Pullin, R.S.V y Lowe-McConnell, R.R. 1982. The biology and culture of tilapias. International Center for Living Aquatic Resources Management. Manila, Filipinas. 432 p.
28. Refractometers. Doctor Foster and Smith, educational staff. www.drsofostersmith.com/pic/article.cfm?aid=769.
29. Martínez-Cordoba, L. 1998. Ecología de los sistemas acuícolas. Bases ecológicas para el desarrollo de la acuicultura. Primera edición. AGT Editor. 227 p.
30. Haylor, G. y Bland, S. 2001. Integrating aquaculture into rural development in coastal and inland areas. [ed.] R.P., Bueno, P., Phillips, M.J. Hough, C., McGladdery, S.E. y Arthur, J.R. Subasinghe. Aquaculture in the Third Millennium. Thai-

land: NACA, Bangkok and FAO. 73-81.

31. Mair, G.C., Abucay, J.S., Beardmore, J.A. y Skibinsky, O.F. 1995. Growth performance trials of genetically male tilapia (GMT) derived from YY-males in *Oreochromis niloticus* L.: On station comparisons with mixed sex and sex reserved male populations. Aquaculture. Vol. 137. 313-323.
32. Wang, H.L. y Tsai, L.C. 2000. Effect of temperature on the deformity and sex differentiation of tilapia, *Oreochromis mossambicus*. Journal of Experimental Zoology, Vol. 286. 543-537.

Anexo

Situación actual en la Universidad del Papaloapan.

Actualmente en la Universidad del Papaloapan se continua trabajando bajo el auspicio de recursos provenientes del proyecto autorizado por PROMEP (Número de oficio de liberación PROMEP/103.5/11/6720). A partir de la implementación del proceso de feminización de alevines XY se ha logrado formar un lote de aproximadamente 30 machos feminizados de 750 a 800 g. Estos reproductores se han utilizado en la producción de machos YY. Del total de machos feminizados utilizados como productores de supermachos, se ha tenido un éxito de aproximadamente el 90%, lo cual indica que el criterio de selección utilizado para seleccionar individuos con el sexo revertido (machos feminizados en este caso) fue el correcto.

Como parte del protocolo de feminización, se ha iniciado una serie de experimentos encaminados a optimizar el porcentaje de feminización obtenido. Para llevar a cabo esto se están utilizando hormonas sintéticas más potentes, como es el caso del etinilestradiol y el dietilestilbestrol. Las cuales requieren de una menor concentración en el alimento, así como aplicarse por un periodo de tiempo más corto para arrojar porcentajes de feminización del 100%. Adicionalmente, a través del manejo de la temperatura del agua de cultivo durante la etapa de alevín se ha logrado obtener un 100% de feminización. Lo anterior nos permitirá en última instancia formar lotes de reproductores de manera más eficiente y constante.

Con apoyo de recursos provenientes del proyecto se ha logrado la construcción y adquisición de estanques de geomembrana, así como jaulas flotantes, las cuales han permitido el establecimiento de un protocolo para el manejo exitoso de los lotes obtenidos producto de la cruce de machos femi-

zados y machos normales. Siguiendo un estricto control del origen y tamaño de cada desove, ha sido posible obtener altas proporciones de machos en prácticamente todos los desoves analizados.

Para lograr una exitosa separación de potenciales machos YY, se sigue un proceso que involucra de dos a tres análisis de la proporción sexual, los cuales se realizan a diferentes edades. Esto nos permite eliminar no solo a las hembras presentes, sino a los machos de menor tamaño, así como aquellos que no presentan las características típicas deseables para convertirse en un reproductor (tamaño de cabeza, profundidad, ancho del lomo, etc.).

Gracias a los convenios de cooperación establecidos con productores de la región, como la granja “Unidad de Producción Cuenca del Tesechoacan (Sistema Cooperativo Integral, SISCOIN)” se ha logrado la transferencia de lotes de machos YY producto de la cruce de machos feminizados con machos normales. Estos machos serán utilizados para evaluar el desempeño en crecimiento y supervivencia con respecto a los alevines hormonados de manera rutinaria.

Por último, se ha iniciado el desarrollo de las etapas posteriores a la obtención del machos YY. Una de estas etapas (descritas previamente en este manual), consiste en la cruce de machos YY con machos feminizados con la finalidad de producir una mayor cantidad de machos YY. Asimismo, la producción de neo-hembras es una prioridad en el futuro cercano. Al mismo tiempo se ha iniciado con el diseño de una cámara de radiación de luz UV con la finalidad de aplicar una técnica que combina la reversión sexual (feminización) con la ginogénesis. A través de esta técnica será posible obtener un gran número de machos YY en una sola generación, eliminando la subjetividad que rodea a las pruebas de progenie, ya que esta técnica solo produce machos YY y hembras normales.

MANUAL PARA LA PRODUCCIÓN DE SUPERMACHOS
DE TILAPIA DEL NILO (*Oreochromis niloticus*)
de Juan Pablo Alcántar-Vázquez, Cristobal Santos-Santos,
Raúl Moreno-de la Torre, Carolina Antonio-Estrada,
terminó de editar en febrero de 2014.
Diseño Editorial de I.D. Carol Castro Reyes.

JUAN PABLO ALCÁNTAR VÁZQUEZ

Es doctor en ciencias. Profesor-investigador de la carrera de Ingeniería en Acuicultura de la Universidad del Papaloapan. Es miembro del Sistema Nacional de Investigadores nivel candidato. Especialista en reproducción y mejoramiento genético de organismos acuáticos. Cuenta con más de 30 participaciones en congresos nacionales e internacionales, 2 capítulos de libros y tres artículos indexados. Imparte las materias de Biología de la Reproducción, Fisiología, Genética, Mejoramiento Genético y Reproducción de Organismos Acuáticos.

CRISTOBAL SANTOS SANTOS

Es maestro en ciencias. Se desempeñó como profesor-investigador de la carrera de Ingeniería en Acuicultura de la Universidad del Papaloapan durante el periodo de elaboración del presente manual, actualmente labora en la Universidad de la Costa (UNCOS). Cuenta con más de 5 participaciones en congresos nacionales. Especialista en sistemas de recirculación y calidad de agua. Imparte las materias de Procesos y Operaciones Unitarias, Hidráulica, Química Acuática, Ingeniería Sanitaria y Mecánica de Fluidos.

RAÚL MORENO DE LA TORRE

Es maestro en ciencias. Profesor-investigador de la carrera de Ingeniería en Acuicultura de la Universidad del Papaloapan, en donde actualmente ocupa el cargo de jefe de carrera. Especialista en nutrición y cultivo de organismos acuáticos. Cuenta con más de 10 participaciones en congresos nacionales y un artículo indexado. Imparte las materias de Acuicultura, Biología y Cultivo de Moluscos y Nutrición Acuícola.

CAROLINA ANTONIO ESTRADA

Es maestra en ciencias. Profesor-investigador de la carrera de Ingeniería en Acuicultura de la Universidad del Papaloapan. Es perfil deseable ante PROMEP. Especialista en bioquímica y técnicas de transformación de productos acuáticos. Cuenta con más de 10 participaciones en congresos nacionales y dos artículos en revistas indexadas. Imparte las materias de Tecnología de Alimentos, Bioquímica, Microbiología, Bioquímica de los Alimentos.

