

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y AGROPECUARIAS

DIVISION DE CIENCIAS VETERINARIAS



“MANUAL PRACTICO PARA LA CRIA Y EXPLOTACION
DE LA CARPA DE ISRAEL (*Cyprinus carpio specularis*)”.

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

P R E S E N T A N

P.M.V.Z. JOSE DE JESUS IBARRA NAVA

P.M.V.Z. RAUL DAMIAN LOPEZ

DIRECTOR DE TESIS:

M.V.Z. HECTOR CRUZ MICHEL PARRA

ASESOR DE TESIS:

M.V.Z. MARIA EUGENIA LOEZA CORICHI

ZAPOPAN, JAL. MARZO DE 1996

CONTENIDO

	<u>Página</u>
Resumen	i
Introducción	1
Planteamiento del problema	4
Justificación	5
Objetivos	6
Metodología	7
Resultados	9
Discusión	73
Conclusiones	75
Bibliografía	76

Resumen

La carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*) se constituye en una alternativa importante en la producción de proteínas de origen animal en México. El objetivo del presente trabajo, fue el de elaborar un manual para la cría y explotación de la Carpa de Israel. Para ello se procedió a la búsqueda y recopilación de material bibliográfico relacionado con el tema en diferentes fuentes de información, tales como revistas, libros, folletos y trabajos de tesis, entre otros. La información fué analizada y organizada en el siguiente capitulado:

- Capítulo I. Aspectos generales y biológicos de la carpa de Israel.
- Capítulo II. Descripción morfológica de la carpa.
- Capítulo III. Información básica para el establecimiento de un estanque.
- Capítulo IV. Mantenimiento operacional de los estanques.
- Capítulo V. Selección de reproductores.
- Capítulo VI. Reproducción de la carpa.
- Capítulo VII Siembra, engorda y cosecha.
- Capítulo VIII Principales enfermedades de la carpa.

Introducción

Dentro del marco de la producción de proteína animal en el sector agropecuario del país, está contemplada la actividad de la piscicultura o acuicultura. La piscicultura se refiere a la producción de peces mediante su cultivo, a través de la utilización de diversas técnicas desarrolladas para tal propósito ya que controlando ciertos factores físicos, químicos y biológicos del medio, se favorece la reproducción, crecimiento y engorda de ciertas especies piscícolas, las cuales se constituyen como una importante fuente adicional de alimentación y de trabajo en muchas zonas del país (1, 5, 9, 11, 12, 18, 22, 25, 28).

Una de dichas especies es la carpa, de la cual se reconocen nueve taxa, las cuales son las siguientes (1, 5, 7, 8, 9, 11, 20, 22, 28, 30):

- Carpa espejo (*Cyprinus carpio specularis*)
- Carpa común (*Cyprinus carpio comunis*)
- Carpa barrigona (*Cyprinus carpio rubroguscus*)
- Carpa cabezona (*Aristhycthis nobilis*)
- Carpa dorada (*Carassius auratus*)
- Carpa herbívora (*Ctenopharyngodon idellus*)
- Carpa plateada (*Hypophthalmichthys molitrix*)
- Brema (*Megalobrema amblycephala*)
- Carpa negra (*Mylopharyngodon piceus*)

A partir del año de 1872, se inició la introducción y explotación de las carpas en México, incrementándose poco a poco la popularidad de este tipo de pez; éste cobra una gran importancia a partir de 1956, año en el cual el Banco Nacional de Crédito Ejidal distribuyó a nivel nacional la Carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*), como parte del **Programa de Piscicultura Nacional** (7, 8, 9, 11, 25, 28, 30).

La ciprinocultura ó carpicultura aporta un importante apoyo a la economía nacional. Así, la carpa producida en 16 estados de la República Mexicana ocupaba el segundo lugar de producción y valor producido (23, 345 millones de pesos) en el año de 1986 (14).

Los estados del país que destacan por sus niveles de producción de carpas, son, hasta el año de 1992: Michoacán, con el 16.81% de la producción nacional; Guanajuato, con el 16%; y Jalisco con el 10% (el cual equivale a 2, 343 toneladas anuales) (14).

El éxito en la explotación de esta especie animal, se debe en parte a la gran adaptabilidad de la carpa ya que puede ser cultivada en regiones templadas o subtropicales, pudiéndose utilizar para tales fines, terrenos pobres de nulo o escaso valor agrícola; a su afinidad por ciertos niveles de la columna de agua, por

lo que no compiten entre sí las diferentes especies de carpa por el alimento, lo que proporciona un mejor rendimiento; y finalmente, por el gran impacto biológico positivo que presenta, ya que la carpa utiliza al lirio como alimento, pudiendo así efectuar un control biológico sobre la plaga del lirio acuático que afecta a importantes zonas lacustres del país (8, 11, 28).

Planteamiento del problema

Actualmente en el país, existe una demanda cada vez más apremiante de proporcionar proteínas de origen animal a la cada vez más creciente población humana.

Una fuente de proteínas de origen animal que últimamente ha cobrado importancia en el sector agropecuario del país, son las diversas especies piscícolas de agua dulce que se explotan en las aguas continentales del país.

La explotación de estas especies, entre las cuales se pueden mencionar a la Carpa Espejo o Carpa de Israel y la Carpa Común, entre otras, debe de realizarse mediante técnicas apropiadas que permitan una adecuada reproducción, crecimiento y engorda de los peces, manteniéndolos en un estado de salud que les permita ser utilizados para el consumo humano.

Por ello es importante que los Médicos Veterinarios, así como todas aquellas personas relacionadas con la crianza y explotación de peces, entre ellos la Carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*) posean los conocimientos necesarios para llevar a cabo de manera adecuada y racional, esta actividad.

Justificación

La Carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*) se constituye como una alternativa más en la producción de proteínas de origen animal en el país.

La cría y explotación de esta especie piscícola (al igual que otras como el Bagre), debe de ser realizada mediante técnicas adecuadas que posibiliten una producción eficiente y racional de este recurso biológico.

Sin embargo, la información existente sobre el tema se encuentra dispersa y es poco accesible a la mayoría de las personas interesadas. Por ello se considera necesario llevar a cabo el presente trabajo, para poder reunir y presentar la información básica, necesaria para la adecuada explotación de dicha especie.

Con ello se posibilitaría el fortalecimiento en la producción de especies animales alternativas, para el consumo humano en el país.

Objetivos

General

Elaborar un manual para la cría y explotación de la Carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*).

Particular

1. Presentar información clara y concreta sobre los principales aspectos para la cría y explotación de la Carpa de Israel.

Metodología

Para llevar a cabo el presente trabajo, se realizó la búsqueda y recopilación de material bibliográfico relacionado con el tema en diferentes fuentes de información, tales como libros, revistas, trabajos de tesis y folletos, entre otros.

La búsqueda y consulta del material bibliográfico se llevó a cabo en la biblioteca del Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias (CUCBA) de la Universidad de Guadalajara; en la biblioteca del Centro de Investigaciones Pecuarias de Jalisco (CIPEJ)-Instituto Nacional de Investigaciones Forestales y Agropecuarias (INIFAP); en la biblioteca de la Facultad de Ciencias de la UNAM; así como en bancos computarizados de información, tales como el SECOBI del CONACyT.

Posteriormente se procedió a la revisión y análisis crítico de la información obtenida, para más tarde proceder a su organización en los capítulos que conforman el presente manual, el cual quedó integrado por el siguiente capitulado:

- Capítulo I. Aspectos generales y biológicos de la Carpa de Israel.
- Capítulo II. Descripción morfológica de la carpa.
- Capítulo III. Información básica para el establecimiento de un estanque.
- Capítulo IV. Mantenimiento operacional de los estanques.
- Capítulo V. Selección de reproductores.
- Capítulo VI. Reproducción de la carpa.
- Capítulo VII. Siembra, engorda y cosecha
- Capítulo VIII. Principales enfermedades de la carpa.

Resultados

Capítulo I

Aspectos generales y biológicos de la Carpa de Israel

La carpa es un pez cuya Taxonomía es la siguiente (8, 11):

Clase Osteichthyes

Subclase Actinopterygii

Orden Cyprinoidei

Familia Cyprinidae

I Género Cyprinus

Especie *Cyprinus carpio specularis* (Carpa de Israel o Carpa Espejo)

II Género Carassius

Especie *Carassius carassius* (Carpin)

III Género Carassius

Especie *Carassius auratus* (Carpin Dorado)

IV Género Ctenopharyngodon

Especie *Ctenopharyngodon idellus* (Carpa Herbívora)

V Género Hypophthalmichthys

Especie *Hypophthalmichthys molitrix* (Carpa Plateada)

VI Género Mylopharyngodon

Especie *Mylopharyngodon piceus* (Carpa negra)

Aspectos generales y biológicos.

La carpa se ha escogido frecuentemente para su cultivo, debido a que es un pez adaptado desde hace mucho tiempo a la piscicultura en casi todas las regiones del mundo, ya que posee un amplio rango de adaptabilidad a diferentes climas. Soporta temperaturas que oscilan entre los 0 y los 40 C, aunque abajo de los 13 C su crecimiento se ve afectado; a 0 C cesa de alimentarse y sus movimientos y signos vitales se reducen al mínimo. Su reproducción se lleva a cabo cuando alcanzan un mínimo de 18 C y la actividad sexual comienza a declinar cuando la temperatura sube a 26 C, cesando completamente a los 28 C. Lo anterior se encuentra relacionado con la adaptación de la especie (18, 28).

La carpa se adapta a casi todas las aguas lénticas del país: en los lagos poco profundos, canales y surcos tranquilos, así como en los grandes embalses, tales como Chapala, Patzcuaro, Infiernillo, entre otros. Estos tres ejemplos en ese orden son de aguas semicálidas, templadas y cálidas (7, 8, 19, 28, 30).

La carpa comienza a reproducirse dos o tres años después de su nacimiento; depositan los huevos en plantas acuáticas sumergidas o en raíces de la vegetación flotante. El macho los fecunda posteriormente, dispersando su semen sobre ellos. Es una especie muy prolífica, pues una hembra llega a ovopositar de 10, 000 a 15, 000 óvulos por kilogramo de peso (8, 11, 28).

Su crecimiento depende de muchos factores, pero los principales son: la disponibilidad de alimento y la temperatura. En condiciones adecuadas puede alcanzar en el término de seis meses, de 600 a 700 g de peso en aguas cálidas, ya que su desarrollo y crecimiento es más acelerado que en aguas frías (8, 11, 28).

La carpa en cautiverio aprende a aceptar cambios de hábitat, al ser manejados en estanques; también se adaptan a diferentes tipos de alimento preparado (leguminosas, cereales, alimentos secos y concentrados, entre otros).

Distribución.

Las carpas son peces propios de aguas dulces, cuya distribución abarca los continentes de África, Europa, Asia y América. Comprenden 275 géneros y más de 1,500 especies; es la familia más grande de peces primitivos, a causa de su fuerte dependencia a un hábitat de agua dulce y su incapacidad para tolerar el agua salada (1, 7, 11, 15, 20, 28).

En México existen actualmente nueve especies introducidas de carpa, traídas principalmente de China y Japón, entre las cuales se puede mencionar al Carpin (*Cyprinus carassius*), la Carpa Dorada (*C. auratus*), la Carpa Herbívora (*C. idellus*), la Carpa Plateada (*Hypothalcmichthys molitrix*) y la Carpa Negra (*Mylopharyngodon piceus*) (1, 5, 8, 11, 28, 30).

Hábitos alimenticios.

Su régimen alimenticio es omnívoro y detritófago, nutriéndose de organismos planctónicos y de pequeños organismos del bentos. Es un animal de hábitos nocturnos.

Se le puede alimentar artificialmente con alimentos variados, tales como el salvado de arroz, avena, granos de varias oleaginosas, así como con plantas acuáticas, bulbos de raíces, algas, etc.

Las crías son planctófagas y se alimentan de pequeños organismos que se encuentran en el microplancton. Como adulto, es un pez con tendencia a alimentarse de insectos, gusanos, huevos de otras especies, así como de desechos que recoge hozando en el fondo de su hábitat (8, 11, 28).

Capítulo II

Descripción morfológica de la carpa

La carpa presenta un cuerpo ovoide, arqueado dorsalmente, y cubierto en diversos grados por escamas cicloides grandes. En la cabeza se distingue el cráneo encefálico con los órganos de los sentidos (ojos, nariz, oído) y el visceral con el aparato mandibular, opérculos, cavidad branquial, huesos de la faringe y órganos del gusto (Figura 1).

La boca es terminal y posee unos labios gruesos, que pueden ser proyectados hacia adelante. La presencia de barbillas en el labio superior, la identifica de otras especies. Presenta dos barbillas anteriores que son cortas y delgadas, mientras que las posteriores son largas y gruesas (5, 7, 8, 11, 15, 18, 19, 25, 28, 30).

El color del cuerpo es pardo verdoso en el dorso, y blanco amarillento en el vientre; sin embargo, existen ejemplares con el vientre de color anaranjado, amarillo o blanco. Su cuerpo es robusto y compacto; presentan una longitud promedio de 50 cm a 60 cm, pudiendo llegar a alcanzar una longitud máxima de 80 cm, y un peso promedio de 3.2 kg, aunque algunos ejemplares han llegado a alcanzar los 10 kg de peso (Figura 1) (5, 7, 8, 11, 15, 18, 19, 25, 28, 30, 31).



En el tronco se observan dos pares de aletas: las pectorales o torácicas y las abdominales o pélvicas. En el dorso se presenta una aleta dorsal única, muy alargada y con tres o cuatro radios simples; el último de ellos es grueso y denticulado, y presenta unos 17 a 22 radios ramificados.

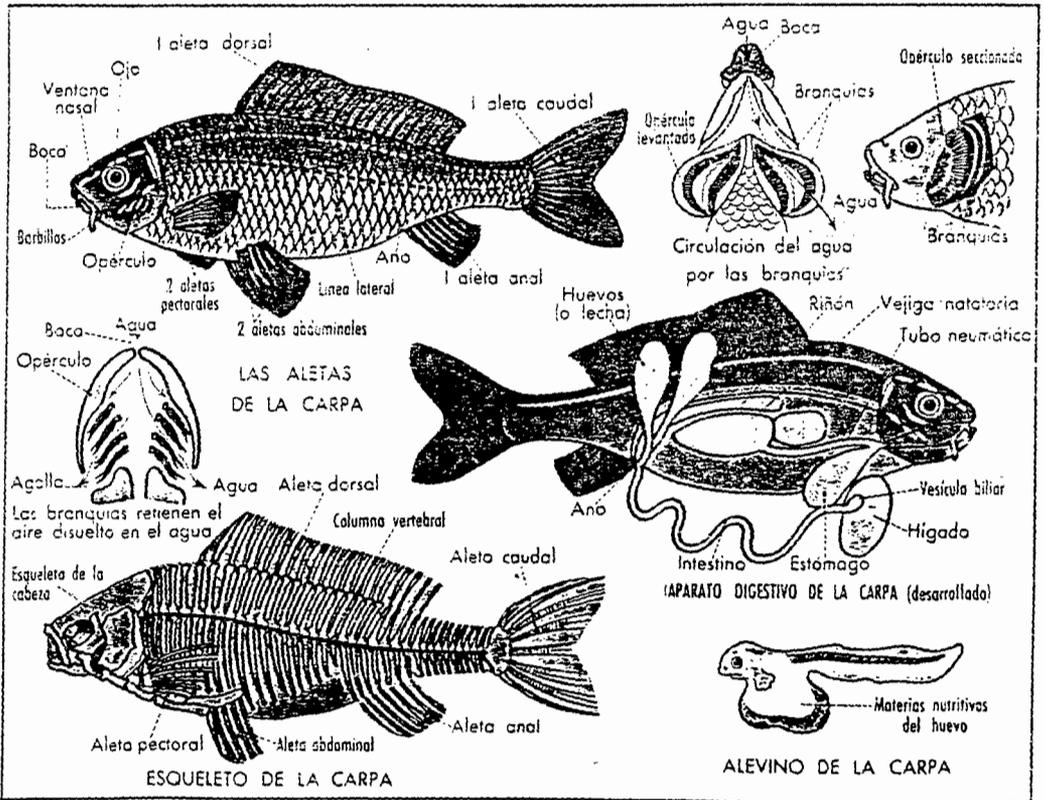
En el extremo posterior del cuerpo se encuentra la aleta caudal, mientras que la anal se encuentra situada en la línea media ventral. Se observan asimismo dos orificios: el ano y el urogenital, los cuales se encuentran muy próximos entre sí, quedando el urogenital más cercano a la aleta anal (7, 8, 11, 15, 18, 28).

Generalmente el macho es de menor tamaño que la hembra, la cual presenta, en el caso de estar madura sexualmente, el abdomen hinchado o abultado debido al desarrollo de las gónadas. Su abertura genital cónica se enrojece, o se aprecia de un color rosado y abultado.

Los machos pueden tener o no el abdomen abultado, pero generalmente presentan tubérculos nupciales sobre los opérculos, así como en las aletas pectorales y ventrales. El poro genital es más profundo y cerrado, por lo que parece más pequeño y retraído que en la hembra (7, 8, 11, 15, 18, 28, 30, 31).

La Carpa de Israel (o Espejo) es reconocida asimismo por su rápido crecimiento, alta fecundidad, pocas escamas, pocas espinas y gran cantidad de carne, lo que hace de ella una de las variedades de carpa de mejor aceptación y cultivo en el mundo (8, 28, 32).

Figura 1. Morfología de la Carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*).



Capítulo III

Información básica para el establecimiento de un estanque

Para llevar a cabo el establecimiento de un estanque para la crianza y explotación de la Carpa de Israel, y en general para todas las especies acuícolas susceptibles de ser explotadas, es necesario tomar en cuenta los siguientes puntos:

I. Estanquería: Para el cultivo de los peces pueden utilizarse los bordos, jagüeyes y lagos de la región que contengan agua temporal o permanente, así como estanques construidos de acuerdo al comportamiento de la especie, al volumen del agua del que se dispone y de la producción que se desea obtener (1, 5, 8, 12, 15, 20, 24, 25, 28, 30, 34).

1. Características del sitio de ubicación.

a) Disponibilidad del agua. Se debe contar con una buena cantidad de agua cercana y constante durante todo el año, la cual puede provenir de un río, arroyo, presa, canal, etc.; de tal manera que la cantidad de agua para los estanques sea como mínimo de 10 l/seg/Ha, siempre y cuando en el terreno no se filtre, ya que de ser así, la cantidad de agua necesaria será mayor.

b) Selección de sitios o terrenos. Para la construcción de estanques rústicos o de tierra, debe seleccionarse un lugar sin piedras y grandes árboles.

b.1 Tipo de suelo. El tipo de suelo debe ser de preferencia arcilloso, para evitar que se pierda el agua por filtración. El suelo se considera como bueno cuando contiene un 30% de arcilla aproximadamente, y cuando existe un promedio de filtración de 0.62 l /seg.

b.2 Topografía del terreno. La topografía del terreno deberá tener un declive o pendiente suave, y con una vegetación media para que ésta sirva de protección contra la erosión y el viento (1, 5, 8, 12, 15, 20, 24, 25, 28, 30).

2. Características de construcción.

a) Ubicación del estanque. Es muy importante que los estanques se coloquen a un nivel más bajo que la toma de agua para ahorrar trabajo y/o energía eléctrica, además de facilitar su conducción para que ésta llegue por gravedad a través de un canal abierto de tierra, mampostería, ladrillo, o si es posible, entubada.

b) Tamaño del estanque. Podrán ser éstos de diversos tamaños, lo cual estará en función del espacio disponible. Pueden ser simples excavaciones sobre el terreno; o bien, utilizando el canal hecho por una corriente, un viejo arroyo, etc. y cerrándolo con un dique. El dique puede ser de mampostería y recubierto de cemento para que no se filtre el agua, o de cualquier otro material de acuerdo con los recursos con los que se cuente.

c) Profundidad máxima. La profundidad máxima de los estanques será de 1.5 m del lado de la salida del agua, y de 1.0 m como mínimo del lado de la entrada, por lo que el fondo del estanque debe estar inclinado un 0.5% hacia la salida del agua.

d) Paredes o taludes. Deben tener una inclinación que corresponda al doble de la altura máxima del dique del estanque. Sobre las orillas del estanque debe sembrarse pasto, para que la tierra se compacte y se evite la erosión por la acción del viento y del agua. Es muy importante que el borde libre del estanque quede a una altura de 25 a 35 cm por arriba del nivel del agua, a fin de evitar que ésta llegue a rebasarlo y se escape durante una avenida o lluvia, con la consiguiente pérdida de peces.

e) Entrada de agua. Deberá colocarse una rejilla de tela de mosquitero u otro material, para evitar que entren al estanque objetos, basura u organismos depredadores. Se recomienda que la toma de agua del estanque se encuentre por encima del nivel de agua de 20 a 40 cm, con el objeto de captar oxígeno del aire.

f) Salida del agua. Otra rejilla similar a la anterior deberá ser colocada en el vertedero, lugar por donde sale la demasia de agua del estanque. Esta consiste en una abertura de 25 a 35 cm de alto aproximadamente, y todo lo ancho que se desee sobre el dique opuesto a la entrada del agua. Otra estructura que debe colocarse en el fondo y en la parte más profunda del estanque, es el desagüe y que de acuerdo con el tamaño del estanque puede consistir en un tubo de diversos materiales o en otra estructura más sofisticada. Cuando se trate de un estanque de regular tamaño (menor de 100 m²), puede utilizarse un tubo como desagüe, y éste ser tapado con un tronco envuelto en plástico, hule de llanta u otro material, para que el agua no salga por los orificios que queden entre el tubo y el tronco (1, 5, 8, 12, 15, 20, 24, 25, 28, 30, 34).

3. Fertilización y tipos de fertilizante.

a) Definición de fertilizante. Los fertilizantes orgánicos e inorgánicos son todos aquellos materiales de origen animal, vegetal y compuestos químicos, respectivamente, que al adicionarse al agua, la vuelven más rica en nutrientes (12, 19, 23, 25, 28).

b) Fertilizantes Orgánicos. Dentro de los fertilizantes de origen vegetal, se tienen los siguientes: pastos, pajas, hierbas, etc., los cuales se proporcionan en cantidades de 1, 400 g/Ha/año. Asimismo se pueden agregar los esquilmos agrícolas, tales como el bagazo de la semilla de algodón, girasol, pulpa del café y otros, los cuales se adicionan de 3 a 10 Ton/Ha/año. Lo anterior depende de la temperatura, ya que las aguas cálidas necesitan menor cantidad de abono que las templadas (1, 2, 3, 5, 7, 11).

Los fertilizantes de origen animal utilizados, por orden de importancia son los siguientes:

- Gallinaza: Se aplica en cantidad de 4, 000 kg/Ha/año, en dos porciones.
- Estiércol de cerdo: El cual se puede administrar de 3 a 5 Ton/Ha/año en tres aplicaciones.
- Estiércol de ganado vacuno: Se utilizan 7, 900 kg/Ha/año en tres aplicaciones, siendo la primera de 3, 300 kg/Ha y las dos siguientes de 2, 300 kg/Ha cada una.

Se puede utilizar la mezcla de estiércol de suino, bovino, equino y ave en proporción variable, siendo el total de 700 kg/Ha/año en tres aplicaciones (12, 19, 23, 25, 28).

c) Fertilizantes Inorgánicos. Los fertilizantes inorgánicos más utilizados en la actualidad son: Nitrato de Sodio, Sulfato de Amonio, Superfosfato de Amonio y Muriato de Potasio. Dentro de las fórmulas más comunes de fertilizantes inorgánicos, se tienen las siguientes:

c.1 10 kg de sulfato de amonio por Ha

150 kg de superfosfato por Ha

12.5 kg de Muriato de Potasio por Ha

c.2 Aplicaciones mensuales de Nitrógeno, Fósforo y Potasio, en una proporción de 16-16-4 a una tasa de 45 kg/Ha.

c.3 250-300 kg/Ha de nitrógeno

400-450 kg/Ha de fosfato

c.4 330-350 kg/Ha de nitrógeno

500-550 kg/Ha de fósforo

En muchos casos los fertilizantes inorgánicos se utilizan combinados con los orgánicos, de tal forma que se obtienen mayores beneficios. Las combinaciones que se manejan son las siguientes:

- 3 partes de estiércol y una parte de superfosfato, aplicado a una tasa de 500 kg/Ha/año.
- 7 partes de estiércol de bovino, por una parte de nitrato o sulfato de amonio, a una tasa de 800 kg/Ha/año.

Para obtener un crecimiento y desarrollo sano y rápido, es necesario seguir las recomendaciones de acuerdo a las condiciones ambientales, densidad y alimentación ya indicadas (12, 19, 23, 25, 28).



Capítulo IV

Mantenimiento operacional de los estanques

El mantenimiento es la conservación de los estanques y encierros en buenas condiciones, para poder obtener el número de peces deseado, en adecuadas condiciones de salud.

Así el mantenimiento incluye aspectos sanitarios, como lo son la limpieza de los sedimentos en el fondo y en las paredes del estanque, así como el encalado el cual se realiza cada vez que se cambian los peces de estanque para evitar la propagación de infecciones.

También incluye la instalación de bombas para proporcionar oxígeno al estanque, cuando la cantidad de éste es muy baja (12, 19, 23, 25, 28).

Periodicidad del mantenimiento.

Este se puede dividir en dos aspectos:

a) **Mantenimiento diario:** Es recomendable llevar a cabo diariamente el mantenimiento, ya que así se previenen complicaciones futuras en los estanques y se asegura un excelente funcionamiento de los mismos.

Se recomienda elaborar una lista de puntos a revisar, para el mantenimiento de los estanques. Dichos puntos a considerar son:

1. Revisión del estanque (para detectar fugas de agua).
2. Limpieza de los filtros.
3. Observar el comportamiento de los peces en el área de alimentación.
4. Alimentación adecuada de los peces.
5. Agregar fertilizantes, en caso de ser necesario.
6. Vigilar la presencia de depredadores.

La revisión de los estanques debe realizarse a la misma hora cada día, preferentemente temprano por la mañana (12, 19, 23, 25, 28).

b) Mantenimiento mensual: Los estanques que se revisen diariamente, requieren poco tratamiento; sin embargo, se debe poner atención a los siguientes puntos, por lo menos cada mes:

- 1.- Verificar las paredes del estanque; cortar el pasto si está crecido o las plantas en caso de ser necesario.

2.- Verificar el fondo del estanque; si existe cieno o materia orgánica, debe retirarse dicho material utilizando pala o bombas succionadoras. El lodo puede servir de abono para el campo, ya seco.

3.- Verificar y retirar la maleza que pudiera ocasionar problemas al cosechar.

4.- Proporcionar un especial cuidado a las entradas y salidas del estanque; observar sobre todo las fugas de agua y los bloqueos.

5.- Observar la fertilidad y la turbidez del agua. Aunque sea un estanque bien fertilizado al principio, puede necesitarse más fertilizante cada mes.

6.- Revisar cuidadosamente a los peces: signos de enfermedades (comportamiento normal, cambios en el aspecto de la piel, aleta, boca, cola, vientre, etc.).

7.- Añadir cal, en caso de ser necesario. Si el pez no ha obtenido el suficiente peso o no se mueve bien en el agua, tal vez sea necesario un ajuste en la calidad del agua (verificar el oxígeno disuelto, el bióxido de carbono y el pH).

Un buen manejo es la clave para una buena cosecha, por lo cual es importante que el piscicultor realice este mantenimiento diariamente, sobre todo la limpieza, ya que los desperdicios pueden producir toxinas dañinas a los peces (8, 12, 19, 23, 25, 28).

Capítulo V

Selección de reproductores

Las labores del cultivo de la carpa se inician con la selección y confinamiento de los reproductores; en ella se debe tener en cuenta tanto el buen aspecto del pez, como la robustez y el tamaño, así como la edad de los reproductores elegidos. Los reproductores pueden obtenerse de varias maneras:

- Si existe algún cuerpo de agua natural en el que existan informes sobre su existencia, se pueden capturar ejemplares con la debida asesoría de personal técnico en acuicultura, para su identificación.
- Se pueden comprar los peces, garantizando así su eficiencia reproductiva.
- Pueden obtenerse de las crías que se hayan engordado en un periodo anterior, mediante previa selección de éstos (1, 8, 12, 19, 20, 25, 26, 28, 30).

Las características que deben presentar los reproductores para llevar a cabo dicha reproducción con éxito, son principalmente las siguientes:

- 1.- Edad de 2 a 4 años; aquellas carpas que han adquirido un desarrollo más rápido entre las de su camada, darán crías más vigorosas y conservarán esa ventajosa característica de precocidad. Deberán substituirse cuando rebasen los 5 años.

- 2.- Un peso mínimo de 2.5 kg en machos, y en hembras un máximo de 6 kg.

- 3.- Que no manifiesten enfermedad alguna o malformación. El vigor del animal es una expresión positiva tanto de su salud como de su fortaleza física, y será una ventaja que los ejemplares elegidos para reproductores sean ejemplares inquietos y poderosos en su resistencia al manejo.

- 4.- Que la cabeza sea pequeña en relación a su cuerpo, y el hocico afilado para garantizar así una mejor calidad de los descendientes en lo referente a la cantidad de carne, objeto de la producción.

- 5.- Cuerpo moderadamente suave y profundo.

- 6.- Pedúnculo caudal relativamente ancho pero flexible.

- 7.- Cuerpo alargado y con reducido número de escamas (8, 19, 20, 25, 26, 28).

Los peces seleccionados para reproductores, deben mantenerse desde los seis meses de edad separados por sexos en estanques diferentes, donde se les proporcionará una alimentación adecuada.

El número de reproductores está en función de la cantidad de crías que se desee producir, así como de la posibilidad de construir estanquería o disponer de ésta (8, 19, 20, 25, 26, 28).

Diferenciación sexual.

La carpa es un organismo heterosexual, es decir, los sexos se encuentran separados por lo que es necesario diferenciarlos para poder separar a ambos sexos. Cuando las carpas son jóvenes resulta difícil reconocer el sexo mediante los caracteres externos; generalmente el macho es de menor tamaño que la hembra. Sin embargo se pueden diferenciar cuando se encuentran maduros sexualmente, ya que la hembra presenta el abdomen abultado y la textura de la epidermis es más blanda en las hembras que en los machos; además, la forma del orificio urogenital suele ser más alargado, sumergido y cerrado en los machos, en tanto que en las hembras es perfectamente redondeado y con frecuencia protuberante y rojizo.

Los machos usualmente presentan dos tubérculos que son del tamaño de la cabeza de un alfiler, como pequeñas manchas blancas a los lados de la cabeza, por los opérculos (membrana que cubre y protege las branquias o agallas) y en la aletas pectorales y ventrales (7, 8, 14, 15, 18, 28, 30, 31).

Instalaciones para el confinamiento de reproductores.

Para confinar a los reproductores durante el tiempo de maduración de sus gónadas, es necesario contar con estanquería suficiente para su alojamiento.

El número de estanques puede variar, dependiendo de la producción que se desee obtener. Las dimensiones del estanque no deben ser menores de 90m^2 . Los más estrechos tendrán 3m de ancho y alrededor de 5m los otros, con profundidades que no sobrepasen el 1.50 m (8, 12, 19, 24, 25, 28, 30).

El estanque debe dividirse en dos partes, o bien si se cuenta con más de uno, los machos se colocarán en uno y las hembras en otro; para ello puede utilizarse una malla de luz pequeña (de $\frac{1}{4}$ a $\frac{1}{2}$ pulgada) colocando en su parte inferior plomos, pesas o piedras que la mantengan fija en el fondo. Utilizando un solo estanque se podría facilitar después la mezcla de machos y hembras, quitando únicamente la red o malla, evitando así la manipulación de los peces ya maduros (8, 11, 19, 24, 25, 28, 30).

Manejo de reproductores.

Cuando el estanque se encuentre dividido y lleno de agua se introducen los peces, machos en un lado y hembras en el otro evitando con ello que existan desoves antes de tiempo.

La densidad de organismos con respecto al peso es de 0.500 kg/m^3 de agua, lo que equivale a 5 m^3 para un reproductor de 2.5 kg . En base a ésto y al tamaño del estanque, se debe calcular cuántos peces caben (capacidad de carga) para evitar problemas de competencia por espacio, alimento y oxígeno, así como la sobresaturación del agua del estanque con CO_2 y metabolitos producidos por los desechos de los peces (8, 11, 19, 24, 25, 28, 30).

La densidad de organismos depende de las condiciones del agua; en este caso, se ha considerado que el agua está estancada, es decir, que no habrá un intercambio grande de agua y que únicamente se va a reponer la que se pierda por evaporación y filtración, lo que a su vez servirá para conseguir y mantener la temperatura adecuada en los estanques.

En caso de contar con suficiente agua para que exista cuando menos un recambio de agua por día, la densidad de organismos aumenta pudiendo tener 1 kg de peces por m^3 con un flujo de agua de 1 l/seg (8, 11, 19, 24, 25, 28, 30).

Es necesario que el nivel del agua del estanque se mantenga constante y se debe verificar periódicamente que las condiciones del agua se encuentren en los rangos de temperatura de 18 a 25 C, con un pH de 7.5 a 8, y con 5 ppm de oxígeno disuelto (11, 12, 15, 20).

Alimentación de reproductores.

A los futuros reproductores se les proporcionará alimento que contenga proteínas (30-32%) para su maduración; grasas (3 a 8%); carbohidratos para su metabolismo (20%); fibra (10-20%); y un complejo vitamínico (vitaminas A y B) de 28 U.I. (2, 3, 8, 28, 29).

Entre algunos alimentos naturales que se les puede suministrar a los peces reproductores, se encuentran el trigo, cacahuate, cereales, papa, chícharo, arroz, maíz, germen de trigo, pasta de soya, así como desechos secos y molidos de animales y vegetales.

Para la preparación de éstos existen varios métodos, tales como la división o trituración, el remojo, la desecación y la cocción. Esta preparación deberá realizarse cada vez que se suministre el alimento, ya que las semillas partidas no se conservan (2, 3, 8, 28, 29).

En algunas granjas piscícolas la alimentación a base de piensos concentrados para pollos (iniciador), es exclusiva para estos peces; solo es necesario manejar distintas concentraciones de proteína para sus diferentes etapas de desarrollo (2, 3, 8, 28, 29).

Por otra parte, resulta conveniente que durante la época de reproducción se mantenga en ayuno a los peces, ya que de esta manera la freza (huevo) sale limpia y no existe contaminación de los huevos con el excremento. Además, el tenerlos sin comer facilita la tarea del desove inducido (2, 3, 8, 28, 29).

Condiciones para la reproducción de la carpa.

En la mayoría de los peces, el factor más importante para que se lleve a cabo la reproducción es la temperatura, puesto que se requiere de un cierto rango específico para cada especie, así como que éste sea alcanzado en el momento conveniente lo que da como resultado el éxito en la reproducción.

Para el caso de la carpa, la época de reproducción se sitúa en las estaciones de primavera y verano (marzo a junio), aunque en climas tropicales pueden presentarse desoves durante todo el año (8, 11, 25, 28, 30).

Como ya se ha mencionado anteriormente, la temperatura para que se lleve a cabo el desove y la eyaculación, es de 20 C. La actividad sexual comienza a declinar cuando la temperatura sube a 26 C y cesa a los 28 C (8, 26, 28).

Generalmente las carpas desovan y eyaculan por la noche, por lo que hay que tomar en cuenta los frecuentes descensos en la temperatura, lo cual puede provocar una producción de huevos no viables. En este caso, es necesario cubrir con algún plástico o manta la superficie del estanque o pileta, evitando así los descensos de temperatura.

En ocasiones, la variación en la temperatura ocasiona alteraciones en el desove de las hembras, es decir, no desovan toda la freza o masa de huevecillos en un solo intento, sino que lo hacen por periodos (8, 26, 28).

Cuando la temperatura se manifiesta favorable, el desove y la eyaculación se realiza a las 48 horas e incluso a las 24 horas, después de haber unido a los reproductores en el estanque o pileta destinada para la reproducción (8, 26, 28).

Parámetros físico-químicos que deben ser observados para la reproducción de la carpa.

Como se mencionó en líneas anteriores, el agua debe encontrarse con una temperatura que oscile entre los 20 y 24 C, con un pH de 7.5 a 8.0 y con una cantidad de oxígeno disuelto de 5 a 7 ppm. El oxígeno debe verificarse constantemente, ya que un incremento en la temperatura trae como consecuencia el abatimiento del oxígeno.

Antes de aparear a los reproductores o pie de cría, es necesario proporcionarle un baño con agua de sal, conteniendo un 2.5% de Cloruro de Sodio (sal común) durante 15 minutos; su objeto es el de reducir los parásitos de la piel y de las branquias que pudieran estar presentes, y evitando así probables infecciones a la freza (8, 26, 28).

Capítulo VI

Reproducción de la carpa

Se ha mencionado en el capítulo anterior que la época de reproducción natural de la carpa, está comprendida entre la primavera y el verano. Sin embargo, la reproducción puede ser provocada o inducida, ya sea mediante la elevación de la temperatura del agua de los estanques, o mediante procesos efectuados directamente en los peces como lo es la hipofización. De esta manera entonces, la reproducción de la carpa puede clasificarse como reproducción natural y reproducción inducida (1, 8, 9, 11, 12, 19, 23, 24, 25, 26, 27, 28).

Reproducción Natural.

Es preciso indicar que la carpa es uno de los peces que poseen una fecundidad de las más altas, ya que la hembra es capaz de ovopositar miles de huevecillos en una sola puesta, llegando incluso a desovar hasta 10, 000 huevecillos por kg de peso (1, 8, 11, 28).

La reproducción natural se lleva a cabo con organismos maduros sexualmente, en reservorios naturales y en estanques con fines de cultivo, desencadenándose el cortejo o juego amoroso previo al desove y fertilización de los huevos.

El cortejo danza nupcial se inicia cuando el macho comienza a perseguir a la hembra, empujándola en forma vigorosa y golpeándole el vientre con el hocico. Por lo general, el desove ocurre cuando la hembra descansa del correteo, lanzando los huevecillos en sucesivas partidas y el macho eyacula sobre ellos, fertilizándolos.

Los huevecillos miden aproximadamente de 1 a 5 mm de diámetro, son esféricos y de color amarillo. De los huevos fertilizados puede obtenerse entre el 50% y el 75% de eclosión. Es por ello que resulta necesario tomar en cuenta que para garantizar un mayor número de huevos fecundados o fertilizados, es recomendable una proporción de dos machos por cada hembra, ya que así se puede alcanzar hasta un 85% de eclosión (8, 11, 12, 19, 20, 23, 24, 25, 26, 28).

Conducta inducida por medio de Hipofización.

La hipofización consiste esencialmente en inyectar a los reproductores, hipófisis de carpa adulta para de esta manera estimular el desarrollo y maduración de las gónadas, así como la expulsión de los productos sexuales (óvulos y espermatozoides) permitiendo una fertilización natural o artificial. Con este método se aumentan los periodos reproductivos, incrementando así el número de crías producidas por año (8, 11, 26, 28).

Proceso de hipofización.

Para llevar a cabo este proceso, se deben seguir los siguientes puntos:

- 1.- Selección de reproductores y donadores de hipófisis.
- 2.- Extracción de la hipófisis: Estas son extraídas de peces maduros sexualmente por medio de dos cortes. El primer corte consiste en separar la cabeza del pez del resto del cuerpo. En el segundo, se realiza un corte a la altura del borde superior de la cabeza; cuando queda al descubierto la masa encefálica, ésta se mueve hacia arriba y adelante con ayuda de una pinza de disección, quedando sostenida solamente por los nervios ópticos. Posteriormente, con un bisturí se aísla la hipófisis, se coloca en un mortero (previa esterilización) para macerarla, sin líquido alguno; se deseca con acetona o alcohol puro para su almacenamiento.
- 3.- La solución inyectable de hipófisis, se prepara mezclando 3 ml de glicerina y 1 ml de suero fisiológico (6 g de Cloruro de Sodio por 1 l. de agua), utilizándose 1 ml de esta solución por cada 2.5 mg de hipófisis (equivalente a una hipófisis, aproximadamente).

4.- La dosificación total del extracto hipofisiario se inyecta en dos dosis. 1º un 10% del total, y a las 24 hrs el 90% restante. El cálculo de la cantidad de hipófisis total por organismo se hace en base a 5 mg/kg para las hembras, y 3 mg/kg en los machos, a los que se les inyecta una sola dosis junto con la segunda dosis de las hembras (Técnica Woynarovich).

5.- La inyección a los reproductores, deberá ser una maniobra rápida. El sitio en donde se aplica la inyección puede ser la región dorsal, 3 cm abajo de la aleta dorsal, o también en el pedúnculo de la aleta pectoral. El tiempo transcurrido desde ser aplicada la 1a. inyección hasta el desove, está comprendido entre 20 y 24 hrs; en él influye la oxigenación, la alimentación, potencial biológico y la edad, tanto en los donadores como en los receptores (8, 11, 26, 28).

Después de haber hipofizado se tienen dos alternativas de desove en las hembras: el desove natural y el inducido.

Desove natural.

Después de haber hipofizado a los reproductores, éstos se introducen en el estanque que ha sido destinado para llevar a cabo la reproducción utilizando el mismo proceso que en la reproducción natural (8, 11, 26, 28).

Desove inducido.

Consiste en obtener naturalmente y por separado los óvulos y los espermatozoides, y llevar a cabo la fecundación de los óvulos agregando el semen. Aunque este proceso requiere de más tiempo y trabajo que el desove natural, presenta la ventaja de poder obtener un 100% de fertilización de óvulos y un porcentaje máximo del 30% de mortalidad del huevo o cría (8, 11, 26, 28).

Una vez transcurridas aproximadamente 12 horas después de haber inyectado la 2a. dosis de extracto hipofisario a las hembras, se realiza una "prueba" para asegurar el momento adecuado de efectuar el desove: se introduce un macho al estanque de las hembras, y si éste es perseguido y rodeado por las hembras, entonces las hembras ya están aptas para el desove. Si por el contrario, éstas no responden e ignoran al macho, habrá que esperar más tiempo ya que se corre el riesgo de obtener óvulos inmaduros (8, 11, 26, 28).

Asimismo es usual que al aplicar la 2a. dosis de hipófisis, se suture con hilo de seda el poro genital femenino para evitar la pérdida de huevecillos, desprendiendo ésta sutura hasta que llegue el momento del desove.

Llegado el momento de desovar manualmente a los reproductores (los que siguen separados por sexos), es necesario tener preparado de antemano el material necesario para el desove:

- Mesa de desove
- Piletas de agua corriente
- Recipientes plástico perfectamente limpios y secos.
- Brochas de plástico o plumas de ave, limpias y secas
- Lienzos de franela
- Reactivos
- Anestésico para reproductores MS 222, 10 g/100 l de agua para 8-10 reproductores, o quinina 5 ml/m³ de agua.
- Solución con 40 g de Cloruro de Sodio + 30 g de Urea en un litro de agua para 1 kg de huevo.

Como primer paso se procede a anestesiarse ligeramente a los organismos no más de 15 minutos, con la solución MS 222 o con la quinina. Esto con la finalidad de poder manejar con mayor tranquilidad a los organismos sin lastimarlos (8, 11, 26, 28).

Se saca al reproductor de la pileta colocándolo sobre la mesa y se envuelve con los lienzos de franela, dejando al descubierto únicamente la región genital, la cual se secará perfectamente bien.

Esta maniobra es realizada por lo general entre dos personas, una de las cuales sujetará a la hembra por el pedúnculo caudal con ambas manos, en tanto que la otra persona sujetará la cabeza con la mano izquierda ,y con los dedos pulgar e índice de la mano derecha ejerce una presión desplazable sobre ambos costados de la parte inferior del abdomen del animal, deslizándolos lentamente desde por atrás de las agallas hasta el conducto anal, sin apretar con exceso ya que podría herir a la hembra.

Este movimiento se puede repetir las veces que sea necesario, hasta obtener completamente la freza (masa de huevecillos) manteniendo siempre a la hembra fuera del agua y sobre el recipiente que recogerá el producto. Inmediatamente después se regresará al organismo a la pileta de agua fresca para que se reponga (8, 11, 26, 28).

El semen se recolecta mediante el mismo procedimiento que se utilizó para la hembra, pero es colocado en un vaso de precipitado, o bien, en una pipeta o en un *colector de semen*. Terminada la operación se restituye rápidamente el semental al su estanque, continuando sin demorar con el siguiente macho hasta haber *exprimido* dos machos por cada hembra que se desove, o alguno más si la cantidad de semen que se obtuvo de los reproductores no fué suficiente (8, 11, 26, 28).

Para la fertilización de los óvulos, se agregan 10 ml de contenido seminal por 1 kg de óvulos más la solución de cloruro de sodio y urea, en pequeñas cantidades y mezclando suave y constantemente con la brochita o pluma hasta cubrir la freza con unos 5 cm de solución para que se lleve a cabo la fertilización. Después de aproximadamente 15 min se efectuará un lavado de la freza con agua limpia a baja presión, con el fin de eliminar el semen sobrante y el excremento que pudiera haber sido eliminado por los reproductores. Posteriormente los huevecillos se trasladan a la incubadora (8, 11, 26, 28).

Estanquería para desoves naturales.

La reproducción natural y la natural inducida por hipofización, se realiza en estanques rústicos con dimensiones de 25 a 50 m² desprovistos de vegetación y cuyo fondo se descansa varios días antes del llenado. Para llenar el estanque debe utilizarse agua clara y bien oxigenada. La profundidad no debe ser mayor a 1m, de preferencia entre los 30 y 60 cm de agua.

Deben estar protegidos de vientos fríos; el agua debe renovarse lo menos posible, únicamente para compensar la pérdida ocasionada por la filtración y evaporación, ya que es necesario mantener el nivel del agua constante (8, 14, 20, 23, 25, 26, 28).

Todos estos factores facilitan el calentamiento necesario del agua para que se lleve a cabo la reproducción. A los estanques se les colocarán ramas o sustratos que servirán para el cortejo y el desove, así como para que se adhieran los huevecillos y se lleve a cabo el proceso de incubación o desarrollo embrionario satisfactoriamente (8, 11, 20, 26, 28).

Para los sustratos se puede utilizar diferente tipo de material, generalmente natural, ya que resulta muy económico: ramas de casuarina, lirio acuático, hojas de palmera. Los artificiales puede ser fibras o telas de plástico. Cuando se ha realizado el desove, se observa el sustrato y se puede ver claramente a los huevecillos.

Si se tiene a disposición otro estanque para la eclosión, se sacan las ramas y se introducen en éste procurando que queden cubiertos por el agua; posteriormente se pasarán a estanques de alevinaje. En caso de no contar con otro estanque, será necesario sacar a los reproductores para evitar que éstos se coman a las crías o a los huevos.

Incubación en garrafas o incubadoras.

Como anteriormente se mencionó, los huevecillos pueden quedarse a incubar en el mismo estanque de reproducción; o pasarse a un estanque exterior; o bien, introducirse en incubadoras, ya que con la utilización de este dispositivo se reduce a un mínimo la cantidad y el tiempo de incubación (8, 11, 28).

Existen dos variantes de incubadoras, siendo la base para ambas un garrafón de vidrio transparente de 19 litros de capacidad, sin fondo (se reduce a una capacidad de 16 litros) y se coloca de manera invertida. En la boca del garrafón por la parte inferior, se coloca una manguera de $\frac{1}{4}$ de pulgada de diámetro la cual a su vez se encuentra conectada a una llave que suministra el agua necesaria continuamente, y con un flujo constante de dos a tres litros /min, lo que mantiene en movimiento a los huevecillos (8, 11, 28).

La otra incubadora se basa en el burbujeo, en donde en lugar de la corriente continua de agua, se dispone de un vibrador que mantiene al huevecillo en movimiento por lo que ofrece una mayor eficiencia y menos posibilidades de mortalidad (8, 11, 28).

Es preciso tomar en cuenta que la duración de la incubación está directamente relacionada con la temperatura del agua. Con el uso de las incubadoras, se puede regular el tiempo de incubación. La mortalidad en incubadoras puede ir del 5 al 40%, según las condiciones y manejo que se les dé (8, 26, 28).

Parámetros físico-químicos para la incubación del huevo de la carpa.

Temperatura	Duración
22 C	48 hrs
28 C	24 hrs
30 C	20 hrs
pH	7.5
Oxígeno disuelto	6-7 ppm

Alimentación y crecimiento de los alevines.

En este caso se deberá tomar en cuenta que durante los primeros ocho días, los carpillones se alimentan de las reservas nutritivas que poseen en su saco vitelino; pero en cuanto los pececillos se conviertan en nadadores, y antes aún de la total reducción de esa vesícula, debe comenzarse a proporcionarles alimento (a los tres días) ya que desde entonces hasta los 5 o 7 cm de longitud (1 mes

aproximadamente) se encuentran en el periodo más crítico y requieren de mayor cuidado (8, 27, 28, 29). Pero si por alguna razón el piscicultor no llega a conseguir alimento balanceado para esa edad, lo podrá improvisar fácilmente.

La composición básica para el alimento de alevines hasta de tres cm, es la siguiente: carne seca pulverizada, polvo de yema de huevo cocido, polvo de desperdicios de camarón seco o de acocil, de langosta de chacal, cangrejo etc. (8, 27, 28, 29). La fórmula más común es la yema de huevo cocido y licuado con 500 ml de agua y 50 gr de leche en polvo, para 10, 000 alevines (8, 28).

Como la digestión de los alevines de ésta talla es muy rápida, y sus necesidades de energía y nutrientes son muy grandes, la frecuencia de la alimentación deberá ser cuando menos cada dos o tres horas. Es un gasto ínfimo dada la pequeñez de la dosis necesaria, pero les ayudará mucho a entrar sanos y robustos en la etapa juvenil subsiguiente (8, 28).



Precauciones y manejo de los estanques de crecimiento hasta la talla de siembra o primer alevinaje.

Los estanques o reservorios en donde se mantendrán las crías, no deberán exceder en profundidad los 70 cm. Los pececillos se mantendrán bajo estricto cuidado y limpieza hasta que alcancen la talla mínima de siembra; esto es, cuando alcancen de 5 a 7 cm que es cuando se encuentran en condiciones de enfrentar nuevos ambientes, ya que su movilidad, tamaño y hábitos alimenticios han cambiado de tal manera que son capaces de resistir mejor las condiciones ambientales adversas. Es por esto que se establece que la talla mínima de siembra, traslado a otros estanques o embalses para su engorda o talla comercial, sea de 5 a 7 cm de longitud (8, 11, 19, 25, 28).

El llenado de los estanques deberá ser con agua limpia filtrada y con una temperatura de 26 ± 2 C. El llenado de los estanques y la fertilización de los mismos deberá iniciarse en el momento en el que se comienzan las operaciones de reproducción, de tal manera que dé tiempo para la formación y desarrollo del fito y zooplancton que les servirá de alimento. Cabe recordar que la fertilización de los estanques se realiza con la finalidad de favorecer la productividad primaria.

Es fundamental el control de la densidad de carga inicial, pues la sobrepoblación en el estanque provoca el crecimiento deficiente, aumento de la mortalidad y la facilidad en la propagación de plagas y enfermedades. El nivel del agua se mantendrá siempre constante, para aumentar así la densidad de carga por m^2 .

Es importante calcular el flujo de agua para la reposición total del agua cada ocho días. Para realizar la estimación de la densidad o capacidad de carga animal por estanque, es necesario tomar en cuenta los Cuadros 1 y 2 (8, 28).

Cuadro 1. Densidad para el cultivo de carpa en estanquería rústica, con agua estancada y con reposición por pérdidas de filtración y evaporación.

Tipo de organismo	Densidad
Reproductores	0.5 kg/ m^2
Crías hasta 2 cm	800,000 crías/ m^2
Crías hasta 5 cm	400,000 crías/ m^2
Crías hasta 15 cm	4 crías/ m^2
Crías hasta 20 cm	2.5 crías/ m^2
Mayores de 20 cm	1.5 crías/ m^2

Cuadro 2. Requerimientos fisico-químicos del agua.

Características del agua	
Temperatura	26 ± 2°C
Oxígeno disuelto	< 3 mg/l
pH	6.5 - 8.4
Dureza	300.0
Saturación de Oxígeno	105%
Turbidez	1 = JTU para incubadoras 60 = JTU para cría o engorda los metales pesados no deben exceder de 5 mg/l como un grupo.

Cuadro 2. Requerimientos fisico-químicos del agua (Continuación).

Límite de tolerancia en iones	
Ion	Cantidad
Amoniaco	0.3 mg/l
Ácido Nítrico	0.3 mg/l
Aluminio	0.2 mg/l
Arsénico	1.0 mg/l
Bario	5.0 mg/l
Cadmio	0.05 mg/l
Cromo Hexavalente	0.5 mg/l
Cromo Trivalente	1.0 mg/l
Cobre	0.02 mg/l
Cianuro	0.025 mg/l
Fenol	0.2 mg/l
Hierro	0.05 mg/l
Plomo	0.1 mg/l
Zinc	0.1 mg/l

Capítulo VII

Siembra, engorda y cosecha de la carpa

Cuando las crías han alcanzado la talla mínima de siembra (5-7 cm) y pesan alrededor de 10 g, deben ser trasladadas a otros estanques o cuerpos de agua para su crecimiento o engorda a la talla de consumo o comercial. El hecho de cambiarles de estanque responde a que en ésta época sus requerimientos de espacio, condiciones ambientales y alimentación son distintos a la etapa de alevines (8, 28, 29).

Los estanques para las crías de más de 7 cm, deberán tener una profundidad promedio de 1.25 m (de tipo rústico) con cierta cantidad de vegetación acuática, ya que sus hábitos alimenticios son fundamentalmente herbívoros (8, 28).

Para capturar y trasladar a las crías de 5 a 7 cm del estanque de primer alevinaje al de crecimiento, se vacía el estanque a un nivel de agua de 30 cm aproximadamente, y con una red de captura fabricada de tela de tul, gasa o manta de cielo, procurando no remover demasiado el fondo, se capturan los alevines; se llevan hasta una esquina del estanque y con una red de cuchara (que puede servir de medida para conocer la cantidad de peces capturados), se colocan en un recipiente (cubeta o bolsa de plástico de 50 cm de alto por 95 cm de ancho) con agua del mismo estanque (8, 28).

En caso de tener que transportarlos a lugares lejanos, se utiliza un recipiente de aluminio, polipropileno o plástico de forma cilíndrica de 50 cm de alto por 40 cm de diámetro, con asa. En su interior se coloca la bolsa con las crías (100 crías de 10 g de peso en 12 l de agua); posteriormente se le adiciona oxígeno con una manguera, se cierra con una liga no olvidando que cuando el viaje sea largo el oxígeno deberá reponerse cada 12 horas. Cuando el clima sea cálido, se recomienda colocar hielo alrededor de la bolsa, para evitar que la temperatura exceda los 18 C; mejor que esto, es viajar de noche, para evitar el sobrecalentamiento; además se debe disponer de transportadores especiales (8, 28).

Para introducir las crías a su nuevo estanque, éste debe reunir las condiciones ambientales adecuadas como lo es la cantidad de agua, la temperatura, el oxígeno disuelto y el pH de ésta, la vegetación acuática, etc. Al llegar al lugar de la siembra, ésta se debe efectuar de inmediato y de la siguiente manera:

Se introducen las bolsas transportadoras al estanque y se dejan reposar durante unas 4 o 5 horas, después de lo cual se abren dentro del agua, permitiendo que se efectúe una mezcla de agua del transportador con la del estanque y que las crías salgan por sí solas. Previa a esta operación, habrá que extraer a los peces muertos durante el trayecto. Debe tenerse cuidado de no verter

los peces desde lo alto, pues además de poder sufrir daños durante la caída la diferencia de la temperatura del agua del transportador y del estanque pueden provocarles enfermedades mortales (8,28).

Con respecto a la alimentación de los juveniles y adultos en desarrollo y engorda, las carpas de Israel además de ingerir vegetales, aceptan toda clase de desechos agrícolas como las oleaginosas, algodón, cacahuate, coco, frijol, soya, salvado de trigo, arroz y maíz molido, entre otros; así como también desperdicios domésticos o animales sacrificados, por lo que se considera la engorda de esta especie animal es muy económica (3, 8, 26, 28, 29).

Cuando se pueden obtener piensos balanceados, las firmas productoras facilitan una tabla que establece la cantidad y tipo de nutriente, que edad o tamaño requiere. Además, se debe tener cuenta que existen circunstancias que influyen notablemente en el apetito de los peces; sin embargo, todos ellos se rigen por las siguientes generalidades:

1. De los 15 C de temperatura hacia abajo, mientras más fría se encuentre el agua menos nutrientes consumen; al igual que cuando la temperatura del agua sobrepasa los 40 C en el estanque.

2. Cuando se advierte que la población piscícola no acude al servirle el alimento, y éste quede flotando sin manifiesto interés de los peces por su presencia, esto puede deberse a tres circunstancias principales:

- Que la población piscícola se encuentre enferma
- Que exista estrés (que haya pasado una lancha con motor, que esté lloviendo, que haya oleaje, etc) y no salgan a la superficie.
- Que exista una sobrealimentación.

Cuando esto último suceda, se les deberá reducir la dosis de alimento e incluso resulta conveniente dejar a la población sin alimento durante un día cada 10 días, para que aprovechen desahogadamente el alimento que no fue consumido y que quedó en el estanque. El alimento debe proporcionárseles arrojándolo "al voleo" de modo que caiga extendido, y no se aglomeren los peces y se estorben entre sí al recogerlo (8, 18, 19, 20, 22, 23, 25, 28, 29).

Es necesario acondicionar o acostumbrar a los peces a que coman en un mismo lugar y a una misma hora fija, ya que así se condicionan a ingerirlo totalmente en ese momento; esto se debe practicar desde la etapa de crecimiento y desarrollo, incluyendo a los reproductores, con el objeto de que todos ingieran más o menos la misma cantidad de alimento reduciéndose así el desperdicio que pudiese haber si éste fuera distribuido por todo el estanque.

En algunas piscifactorías se utilizan comederos automáticos, en los cuales el pez mueve una palanca dentro del agua provocando la salida del alimento. También existen comederos eléctricos que por medio de un mecanismo de reloj, se programa la cantidad de alimento necesario así como la hora e intervalos en los que se desee alimentar a los peces durante el día (8, 18, 19, 20, 22, 23, 25, 28, 29).

Por otra parte, además del alimento suministrado en cualquier etapa del crecimiento o desarrollo, es conveniente fertilizar los estanques; lo anterior depende del fertilizante que se adquiera más fácilmente y que puede o no, ser orgánico.

En el momento en que se considera que las carpas ya tienen la talla suficiente para ser consumidas o comercializadas, se procede a la cosecha. Cuando ésta es masiva, es decir, que se va a extraer la totalidad de los organismos, el estanque se vacía a poco más del 50% del nivel del agua; o bien, con un chinchorro u otro tipo de red, con una luz de malla o abertura no mayor de $1\frac{1}{2}$ pulgada (3.75 cm), para no extraer a los organismos pequeños que no hayan alcanzado la talla adecuada. De todas maneras se debe revisar la captura y hacer una selección de organismos por talla y características, ya que los mejores ejemplares se podrán emplear en un futuro como reproductores o pie de cría.

Cuando la captura o cosecha se realiza para consumo familiar, es suficiente el contar con una red de cuchara de mango largo, y como anteriormente se indicó, es recomendable hacer una selección de organismos (8, 18, 22, 23, 28).

Muestreo de las condiciones físicas de los peces.

El realizar un muestreo periódico de las condiciones físicas de los peces, representa una gran utilidad para el cultivo ya que mediante el análisis de los datos, se puede aceptar de manera cuantitativa las condiciones en las que éstos se encuentran y relacionarlos con los factores ambientales tales como temperatura, pH, oxígeno disuelto, etc., así como con la competencia entre los peces, alimentación y enfermedades, entre otros.

Los principales parámetros o condiciones físicas a medir en los peces, son:

1. Talla o longitud total y altura.
2. Peso del pez.
3. Mortalidad.

El material y equipo necesario para realizar los muestreos, es el siguiente:

- Tabla de registro de datos de campo y de gabinete.
- Cinta métrica o regla graduada.
- Balanza o báscula granataria.
- Artes de pesca para tomar la muestra (red de cuchara, chinchorro, etc.).
- Recipiente para contener a los ejemplares que serán muestreados.
- Lápiz o tinta que no se borre con el agua.

Generalidades del muestreo (8, 28).

1. Para cualquier muestreo, es importante que la muestra o cantidad de peces a medir y pesar, sea representativa del total de organismos que contenga el estanque. Esto es, medir un número tal que no sea ni muy grande ni muy pequeño para el número de registros, con el objeto de que todos puedan participar en el muestreo. Se ha considerado un mínimo del 10% de la población total. En caso de ser posible, puede aumentarse lo que equivaldría a disminuir el error que pudiera presentarse en el resultado del muestreo.
2. La muestra debe tomarse al azar, es decir, que no se van a escoger a los mejores ejemplares, si no que la muestra será tomada aleatoriamente. Por ejemplo: al meter la red de cuchara o chinchorro, sacar los peces y vaciar éstos en una tina o cubeta con agua, serán éstos los que se pesarán y medirán hasta cubrir con el número representativo.

3. Es necesario contar, medir y pesar a todos los peces en el momento en que se van a introducir o sembrar en el estanque, así como sacar el promedio de las tallas y los pesos.
4. Deben tenerse hojas de registro para cada muestreo.
5. Los registros deben ser periódicos; esto quiere decir que el muestreo debe realizarse cada 15 o 30 días.
6. Deben pesarse y medirse todos los ejemplares con el mismo equipo, para evitar la posibilidad de que exista error.
7. La medición deberá realizarla la misma persona, para que no varíen las apreciaciones en cuanto a exactitud.
8. Para el caso de la talla, ésta será tomada en centímetros, mientras que el peso será tomado en gramos.

Procedimiento para el muestreo de talla y peso (8, 28).

Se toma el pez con cuidado, una vez que se tiene la muestra representativa; se procede a taparle los ojos, ya que con esta acción el pez permanecerá quieto. Inmediatamente, éste es colocado sobre una regla graduada o cinta métrica. La medición de la longitud se realiza midiendo desde la punta del hocico hasta la punta de la cola; la altura se toma de la parte más alta del dorso (sin incluir la aleta dorsal) al vientre y de manera perpendicular, y se anotan los datos. Después, el pez es colocado en la balanza, es pesado y el dato es también registrado.

Una vez que se efectuó la medición y el pesaje, se regresa el pez al estanque. El procedimiento para la medición y pesaje de los organismos debe realizarse lo más rápido posible, para evitar el sufrimiento de los peces así como lastimarlos. Se repite esta operación con cada uno de los peces, hasta terminar con la muestra.

Procedimiento para el muestreo de la mortalidad.

Este muestreo debe realizarse diariamente, para llevar un registro actualizado de los peces que mueren; éstos son sacados y contados, y el dato se anota en la tabla de registro.

Es necesario analizar a los peces muertos, para determinar la causa de su muerte; de ésta manera se pueden tomar las medidas necesarias para evitar que aumente o continúe la mortalidad en el estanque. Contando el número de organismos muertos que se recogen a diario, los datos pueden ser representados por medio de gráficas semanales, mensuales, semestrales y anuales, representando la sumatoria y el promedio contra un periodo X de tiempo.

Y al igual que como sucede con la talla y el peso, se puede relacionar la mortalidad de los peces con los factores ambientales, y deducir, por ejemplo: si en un mes determinado hubo un gran número de muertes y en ese mes coincide con que la temperatura del estanque se encontraba elevada, entonces se puede inferir de lo anterior que la causa de la muerte pudo haber sido la disminución del oxígeno por el aumento de la temperatura (8, 28).



BIBLIOTECA CENTRAL

Capítulo VIII

Principales enfermedades de la carpa

Los parásitos y enfermedades de las carpas, constituyen uno de los problemas más importantes que se presentan en el desarrollo de la carpinocultura, causando fuertes pérdidas económicas al ocasionar la muerte de los peces, o bien, el retardo en su crecimiento y/o desarrollo. Asimismo, el valor comercial de éstos se ve mermado al presentarse lesiones con aspecto desagradable en el cuerpo (2, 22, 23, 28, 28, 29, 31).

Las enfermedades que se presentan en la carpa son causadas por diversos agentes etiológicos, tales como bacterias, virus y hongos; así como por parásitos como protozoarios y helmintos. A continuación se mencionan las principales enfermedades que afectan a las carpas.

1. Enfermedades producidas por bacterias.

Tuberculosis.

Etiología: El organismo que provoca esta enfermedad no ha sido completamente identificado; algunos científicos suponen que el agente causal es la bacteria *Mycobacterium piscium*, la cual tiene forma de bastón (bacilo); es Gram + (se tiñe de color púrpura y azul oscuro con la tinción de Gram). Es inmóvil y ácido resistente; tiene una longitud que varía de 2 a 12 micras; se desarrolla óptimamente a los 25 C (23, 29).

Signos clínicos: Los signos externos de la enfermedad son: adelgazamiento interno y del dorso; inapetencia; palidez de los colores del cuerpo; defectos en las escamas y caída de éstas; úlceras superficiales; destrucción de aletas; deformación de las mandíbulas y columna vertebral; los peces se vuelven apáticos y permanecen en un ángulo del estanque.

Diagnóstico: Este se realiza tomando una muestra del material infeccioso y observando éste al microscopio, previa tinción; se realizan también cultivos en medios nutritivos de agar, para el aislamiento e identificación del agente causal. Al realizar la necropsia, en la superficie de los órganos se aprecian nódulos blandos, de color gris; la vejiga natatoria se observa blanca y llena de líquido seroso; en ocasiones se observa un líquido incoloro en la cavidad visceral.

Profilaxis y tratamiento: Entre los factores que predisponen a la aparición de ésta enfermedad, se pueden mencionar a las malas condiciones de higiene de los estanques y la sobrepoblación, por lo que se recomienda mantener a los estanques con buena limpieza, verificar las densidades de población y una buena alimentación. Debido a que ésta enfermedad aún no ha sido bien estudiada, y que hasta ahora no se han observado resultados satisfactorios con diversos fármacos para combatirla, se recomienda sacar a los peces muertos, incinerarlos o enterrarlos con cal viva; y también sacar a los peces enfermos, sacrificarlos e incinerarlos (23, 29).

Enfermedad pulmonar.

Etiología: Esta enfermedad es producida por la bacteria ***Chondrococcus columnaris***, la cual tiene forma de bastón largo, es móvil y puede ser observada moviéndose en una corta distancia en línea recta acompañada por una flexión sinuosa del cuerpo. Su óptimo desarrollo se presenta entre los 25 y los 30 C; miden de 5 a 12 micras de largo por 0.3 micras de ancho; son Gram -. Al igual que otras enfermedades, las causas de ésta son las malas condiciones de los estanques, la higiene y la situación del pez debilitado por el manejo, estrés, mala alimentación, etc. (23, 29).

Signos clínicos: La enfermedad se caracteriza por la aparición de manchas blanco-parduzcas sobre la cabeza, branquias, aleta o alguna otra parte del cuerpo. Las manchas se encuentran rodeadas por una zona con distinta tonalidad rojiza, semejando las lesiones producidas por hongos, pero carecen de la apariencia algodonosa, tan característica de una infección micótica. La infección comienza frecuentemente sobre las aletas, tornándose los bordes externos de éstas de un color más claro; si la infección se incrementa puede alcanzar desde la epidermis hacia la dermis y músculo esquelético.

Diagnóstico: El agente causal se puede identificar al remover un poco de material de las lesiones, y observarlo al microscopio previa tinción. La masa de bacterias adopta una apariencia de columnas.

Profilaxis y tratamiento: La infección puede ser prevenida sumergiendo al pez, en una solución de sulfato de cobre a una concentración de 1:2 000 durante uno o dos minutos. Cuando la infección se hace evidente los peces pueden ser curados mediante el mismo tratamiento, pero puede ser necesario sumergirlos dos a tres veces a intervalos de 12 a 24 horas. Si la enfermedad se encuentra muy avanzada, los peces deben ser destinados al sacrificio y existe la necesidad de cambiar a los otros peces a otro estanque con agua limpia (23, 29).

Furunculosis.

Etiología: esta enfermedad es causada por la bacteria *Aeromona salmonicida*. Se presenta en climas cálidos cuando los peces se encuentran en condiciones de tensión, debido a fenómenos de sobrepoblación, bajas temperaturas y falta de oxígeno.

Signos clínicos: Los peces muestran necrosis u ulceraciones en la piel. En los casos severos de la enfermedad las aletas (sobre todo las caudales) se encuentran corroídas. Existen cambios degenerativos en el hígado y riñones.

Profilaxis y tratamiento: Básicamente es necesario mejorar las condiciones ambientales. Se ha recomendado la utilización de antibióticos, como la Estreptomicina por vía intraperitoneal (8, 11, 23, 29).

Columnarisis.

Etiología: Esta enfermedad es ocasionada por la bacteria *Flexibacter columnaria*.

Signos clínicos: En la piel se observan lesiones de tipo circular con radiación en todos los ángulos, observándose una capa mucosa sobre el área de las lesiones; hay presencia de necrosis branquial.

Diagnóstico: Este se basa en la observación de los signos clínicos, así como en el aislamiento e identificación del agente causal.

Profilaxis y tratamiento: Se puede proporcionar Oxitetraciclina en el alimento, en una dosis de 50 mg/kg de peso corporal; baños rápidos por 20 minutos en una solución de sulfato de cobre a una concentración de 1:25 000 (40 mg/l) (2, 8, 11, 17, 23, 29, 33).

2. Enfermedades causadas por hongos.

Saprolegniasis.

Etiología: Esta enfermedad es producida por *Saprolegnia sp.*, que es un hongo acuático constituido por una serie de filamentos llamados hifas, los cuales en su conjunto reciben el nombre de micelio. Las hifas forman una serie de estructuras más típicas llamadas esporangios, los cuales tienen una forma de mazo; éstas

estructuras originan las esporas, las cuales son flageladas y nadan libremente hasta encontrar un sustrato adecuado, en donde se implanta, infectándolo.

Signos clínicos: Este grupo de hongos ataca a los huevos muertos de los peces, así como a éstos cuando han sufrido lesiones en la superficie de su cuerpo. Pueden infectar en forma secundaria, como en el caso de la enfermedad llamada necrosis dérmica ulcerativa, emitiendo hifas hacia los tejidos de la epidermis; destruyen la epidermis y desaparecen incluso la capa basal, quedando expuesto el músculo. Existen manchas algodonosas sobre piel, cabeza y aletas.

Diagnóstico: El hongo se identifica al tomar muestras de las manchas blancas algodonosas; se observan al microscopio para ver los filamentos y esporangios llenos de esporas. Este hongo se desarrolla sobre todo a bajas temperaturas, cuando los estanques no se encuentran en buenas condiciones higiénicas y los peces se encuentran lesionados.

Tratamiento: Para su curación se puede utilizar el Permanganato de Potasio (1 g de $KMNO_4$ en 100 litros de agua) sumergiendo al pez durante 90 minutos. También se utiliza comúnmente el Verde de Malaquita en una proporción de 1 mg por l de agua, para 30 minutos de flujo (8, 11, 23, 28, 29, 33).

Existen otras enfermedades ocasionadas por hongos, las cuales no son muy frecuentes. Entre ellas se encuentra la podredumbre de las branquias ocasionada por *Brachyomicas sp.*, el cual crece en el interior del epitelio branquial formando túbulos con endosporas. Estos túbulos perforan el epitelio branquial y en el agua forman otras esporas que se difunden con el agua, afectando otras regiones branquiales o las de otros peces. También los peces pueden enfermarse en otros casos al consumir hongos con los alimentos (aflatoxinas), responsables de los frecuentes hepatomas (degeneración cancerosa del hígado) de algunos peces (8, 11, 23, 28, 29, 33).

3. Enfermedades producidas por helmintos.

Dactilogirosis.

Etiología: Esta enfermedad es producida por *Dactylogyrus sp.*, el cual es un gusano perteneciente al grupo de los Monógenos caracterizado porque su desarrollo no requiere de hospederos intermediarios. El parásito mide aproximadamente 1 mm de longitud como mínimo; es alargado y en la parte anterior presenta dos pares de ojos o manchas pigmentadas, colocadas dos adelante y dos atrás. Más o menos a este nivel se encuentra un órgano de fijación, el cual se encuentra constituido por dos grandes ganchos centrales unidos por una barra pequeña, y numerosos ganchos pequeños en la periferia. Todos estos ganchos son de naturaleza quitinoide.

Estos gusanos son hermafroditas y cuando forman sus huevecillos, éstos en su interior originan una fase larvaria que presenta cilios, los cuales le van a servir para desplazarse en el agua cuando sale del huevo, en busca de un pez al cual van a parasitar. Este parásito se presenta principalmente en carpas y es muy frecuente observarlo en las branquias de peces introducidos en embalses o cuerpos de agua en el país.

Signos clínicos: Esos gusanos infectan principalmente las branquias, pero cuando son muy abundantes pueden fijarse en el cuerpo. Producen un exceso de mucosidad, ya sea en el cuerpo o en las branquias; alteran el epitelio branquial, afectando la captación de oxígeno, por lo cual cuando se presentan en cantidades abundantes en crías, pueden causarles la muerte por asfixia.

Diagnóstico: Se realiza observando al microscopio una muestra de mucosidad, ya sea del cuerpo o de las branquias; se observan los movimientos típicos de los gusanos, de contracción y extensión. Cuando son muchos se observan a simple vista manchas blancas en las branquias, debido a la acumulación de los vermes en ciertas regiones. Se desarrollan principalmente por la sobrepoblación de peces y la falta de higiene.

Tratamiento: Se recomienda utilizar Masoten en los estanques, en una proporción de 1 kg por cada 1.5 a 3 m³ de agua, repitiendo cada dos o tres semanas. Se puede utilizar el mismo medicamento en baños de corta duración, colocando de 25 a 30 g/l de agua durante cinco minutos. Se recomienda utilizar baños cortos de formol comercial, agregando en un recipiente de 20 a 25 ml de formol a 100 l de agua, durante 30 minutos (8, 17, 22, 28, 29, 33).

Existe otro tremátodo llamado *Gyrodactylus sp.*, el cual se puede encontrar en la piel de las carpas, pero a diferencia de *Dactylogyrus sp.* no presenta ojos, los ganchos centrales están unidos por dos barras, y son menos frecuentes que *Dactylogyrus sp.* Para su tratamiento puede utilizarse el anteriormente citado (8, 11, 16, 17, 28, 29, 33).

Botriocefalosis.

Etiología: Esta parasitosis es producida por el céstodo *Bothriocephalus acheilognathi*. El escólex tiene forma de corazón y presenta dos botridios profundos. Mide de 13 a 35 mm de longitud. Sus hospederos intermediarios son crustáceos.

Signos clínicos: Retraso en el crecimiento; pérdida de peso; anemia; llega a causar la muerte por obstrucción intestinal y perforación del intestino, sobre todo en los alevines.

Diagnóstico: A partir de los signos clínicos y examen post-mortem.

Tratamiento: Para el control de éste céstodo, se pueden utilizar diversos productos tales como Yomezan, el Dilurato dibutil estano (6, 11, 17, 33).

4. Enfermedades producidas por crustáceos.

Dentro de los crustáceos que ocasionan enfermedades en los peces, tenemos a uno principalmente: *Lernaea cyprinacea*.

Lerneosis

Etiología: Esta enfermedad es producida por *Lernaea cyprinacea* y ataca principalmente a ciprinidos. Este crustáceo queda comprendido dentro del grupo de los copépodos. La hembra adulta es la que se encuentra fija al cuerpo del pez; mide de 5 a 22 mm de longitud. Está constituida por una cabeza y un cuerpo alargado, como de gusano; tiene patas natatorias atrofiadas. La cabeza se expande anteriormente como grandes cuernos cefálicos, los cuales son blandos y de textura coriácea.

En la parte posterior del cuerpo se puede observar generalmente dos sacos ovíferos. Del huevo sale una forma larvaria que es libre nadadora y que recibe el nombre de Nauplio; posteriormente esta larva muda y se transforma en Metanauplio, la cual posteriormente mudará y originará cuatro estados sucesivos de Copepoditos. En el cuarto estado ocurre la fecundación entre macho y hembra, después de la cual el macho desaparece y la hembra penetra en la piel, permaneciendo fija durante un cierto tiempo; incrementa en longitud y se desarrolla.

Signos clínicos: Las infecciones iniciales ocasionan el nado errático del pez; también el que se talle contra los lados y fondo del estanque. Los peces muy infectados, pueden voltearse o quedar suspendidos verticalmente. Este parásito ocasiona retardos en el crecimiento; pérdida de peso; cambios en el cuadro hemático; destruye las escamas produciendo ulceraciones y hemorragias en el punto de penetración. Además origina infecciones secundarias por hongos, bacterias y posiblemente también por virus. La infección puede ocurrir por medio del agua que contenga los estados de libres nadadores, o por la introducción de peces infectados.

Tratamiento: Se recomienda el uso de Dipterex para combatir al parásito, en una dosis de 1 g por cada 2 a 4 m³ de agua, repitiendo varias veces, con intervalos de dos a tres semanas si la temperatura es menor de 20 C; y una a dos semanas si es mayor a los 20 C. En términos generales se puede decir que una vez que este

parásito se desarrolla en una piscifactoría, es difícil su erradicación; por lo tanto, se debe aplicar Dipterex con cierta periodicidad, para evitar que se reproduzca excesivamente y ocasione problemas. Debe tenerse especial cuidado con los métodos de prevención (4, 8, 11, 28, 29).

Argulosis.

Etiología: Esta enfermedad es causada por **Argulus sp.** que se constituye como uno de los parásitos más difundidos en agua dulce. Se encuentra interiormente en estanques de carpas, adhiriéndose a la piel y aletas por medio de dos discos succionadores; ejercen una fuerte acción exfoliatriz a través de una aguda probocis.

Signos clínicos: Retraso en el crecimiento; pérdida de peso; hemorragias pequeñas en piel; rara vez ocasiona mortalidad en los peces.

Tratamiento: Adicionar Masoten (polvo) o Dipterex en el agua del estanque, en una dosis de 2.5 mg/l semanalmente hasta su erradicación (8, 11, 28, 29).



5. Enfermedades producidas por protozoarios.

Ictioftiriasis.

Etiología: Esta enfermedad es conocida también como enfermedad del punto blanco, y se considera como una de las más peligrosas para los peces. Es ocasionada por el protozoario *Ichthyophthirius multifiliis*, el cual es esférico, ciliado, con un núcleo característico en forma de herradura. Las infestaciones fuertes ocurren durante los meses fríos, aunque también se presentan brotes esporádicos en verano.

Signos clínicos: Se observa un puntillito blanco en la piel del cuerpo, aletas, y en ocasiones en las branquias. Los peces afectados se frotan contra las paredes y fondo del estanque.

Tratamiento: Se utiliza formalina a 15 ppm (0.0138 mg/l) en días alternados, hasta que se elimine; o también, Verde de Malaquita en dosis de 1-2 g/10 m³, tres veces cada dos días (13, 17, 28, 29).

Discusión

La cría y explotación de la Carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*), es subutilizada a pesar de que se constituye como una alternativa más en la producción de proteínas de origen animal en México.

Es evidente que para llevar a cabo de manera eficiente la explotación de esta especie, es necesario el poseer el conocimiento sobre las técnicas adecuadas para la selección de reproductores y manejo de éstos, cría de alevines, alimentación, manejo de estanques, etc., así como contar con conocimientos básicos sobre las principales enfermedades que afectan a este tipo de carpa (11, 23, 26).

Durante el desarrollo del presente trabajo, se observó una diversidad de fuentes de información sobre la cría y explotación de la carpa; sin embargo, dichas fuentes son poco accesibles a la mayoría del público interesado en el tema, encontrándose en forma casi exclusiva en bibliotecas especializadas como la de la Facultad de Ciencias de la UNAM y la del CIPEJ-INIFAP.

Este hecho lleva a evidenciar la necesidad de contar con un manual que permita el reunir y presentar toda aquella información necesaria de manera clara y concreta, para llevar a cabo con bases adecuadas la cría y explotación de una especie piscícola, que es necesario rescatar del estado de subutilización en que se encuentra actualmente: la Carpa de Israel

Conclusiones

1. La información referente a la cría y explotación de la Carpa de Israel (*Cyprinus carpio specularis*), se encuentra de una manera dispersa e inaccesible a la mayoría del público interesado en esta actividad.
2. La elaboración del presente manual permite reunir y presentar información clara y concreta, para realizar de una manera adecuada la crianza y explotación de la Carpa de Israel.

Bibliografía

- 1.- Balfour, H. Cultivo de peces comerciales. Basado en las experiencias piscícolas en Israel. Ed. Limusa. México. 1990. Págs. 42, 43, 57-62, 75-94.
- 2.- Cawley, G.D. and Ryconot, L.T. Management, nutrition and housing of farmed fish. Veterinary Record. 1983 112: 5 Págs. 101-104.
- 3.- Ceballos, O.M.L. y Velázquez, E.M.R. Perfiles de la alimentación de peces y crustáceos en los Centros y Unidades de Producción Acuícola en México. Secretaría de Pesca. México. 1988. Págs. 37-39.
- 4.- Cossarini, D.M., Monod, G.D. and Lepot, D. Effect of Gammahexacholocyclohexane (Liudane) on carp (*Cyprinus carpio*). Ecotoxicology and Enviromental Safety. Ecole Nat. Vet. Charbonnieres, France. 1987. 13: 3 Págs 339-345.
- 5.- Chakroff, M. Piscicultura. Ed. Concepto, S.A. México. 1983. Págs. 7-14, 21, 35.

- 6.- Davydor, D.N. Growth, development and fecundity of *Botriocephalus gowkongensis*, a parasite of Cyprinid Fish. Inst. of Zool. Acad. of Sci. of the Ukrainian SSR. Kiev, USSR. Gidrobiologicheskii-Zhurnal. 1978. 24: 4 Págs. 70-77.

- 7.- De Buen, F. Investigación sobre Ictiología Mexicana. Instituto de Biología, UNAM. México. 1986. Págs. 261-281.

- 8.- Dirección General de Acuacultura. Manual técnico para el cultivo de la carpa. SEPESCA. México. 1982.

- 9.- Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero (FONDEPESCA). Acuavisión. Revista Mexicana de Acuacultura. No. 9. Año 2. 1987.

- 10.- Gelmar, M.T.I. Experimental verification of the effect of water temperature on micropopulation growth of *Gyrodactylus katharineri* Malmberg. 1964. (Monogea) parasiting carp fry (*Cyprinus carpio* L.). Inst. Parasit. Czechoslovak. Acad. Sci. Dudejovice. Czechoslovakia. Folia Parasitologia. 1987. 34: 1. Págs. 19-23.

- 11.- García P., I.L. Revisión bibliográfica sobre la crianza y explotación de la carpa. Tesis de Licenciatura. División de Ciencias Veterinarias. C.U.C.B.A., Universidad de Guadalajara. Marzo. 1995.
- 12.- Hopher, B. y Piuginia, B. Cultivo de peces comerciales. Ed Limusa. México. 1985. Págs. 11-23, 30-45.
- 13.- Houghton G., Healey, L.J. and Matthews, R.A. The cellular proliferative response, humoral antibody reponse and cross reactivity studies of the *Tetrahymena pyriformis* with *Ichthyophthirius multifiliis* in juvenile carp (*Cyprinus carpio* L.). Department of Biological Sciences. Polytechnic South West, Plymouth, England. Dev. Comp. Immunol. 1992. Jul-Aug 16 (4): 301-312.
- 14.- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. Censo de Pesca. 1987-1992. INEGI. México. 1994.
- 15.- Juárez P., J.R. y Palomo M, G.G. Acuicultura. Ed. C.E.C.S.A. México. 1985. Págs. 34-46.

- 16.- Kollman, A. *Dactylogyrus vastator* Nybelin 1984. (Trematoda: Monogenoidea) as a pathogen of the gills of carp (*Cyprinus carpio* L.). Part 2. Zeitschrift für Fischerei und deren hilfswissenschaften. 1970. 18: 3 Págs. 259-288.
- 17.- Kuperman, B.I. and Timoshechina, L.G. The prevalence of parasites in cyprinids in the Varegono pond fisheries in the Yaroslavl region. Inst. of the Biol. of inland waters. Acad. of Sci. of the USSR. Ekologiya Gel. Mintou. 1981. Págs. 36-41.
- 18.- Ludor, W. El pescado y los productos de la pesca. 2a. Edición. Ed. Acribia. España. 1978.
- 19.- Martínez, T.Z. y Albrege, A.J.O. Modelo mexicano del policultivo. Una alternativa de desarrollo. Ed. FONDEPESCA. México. 1988.
- 20.- Moreno, R.M. Biología acuática y piscicultura en México. Series de materiales didácticos en Ciencia y Tecnología del mar. Marzo. 1992.
- 21.- Musselins, V.A. y Golovina, N.A. Some characteristics of reproduction in *Icthyophthirius multifiliis*. Bolexni i paraziti i teplonodon rybnon Khozvaistve. 1988. Págs. 56-59.

- 22.- Pérez S., L.A. y Ruíz L., A. Los animales comestibles de importancia comercial en aguas mexicanas. Ed. C.E.C.S.A. México. 1985. Págs. 114-120.
- 23.- Pérez S., L.A. La piscicultura: ecología, explotación e higiene. Ed. Siglo XXI. México, D.F. 1990. Págs. 7, 24-30, 118-123.
- 24.- Rubín, R. La piscifactoría. Ed. C.E.C.S.A. México. 1892. Págs. 10-38, 129-144, 160-172.
- 25.- Rubín, R. Manual práctico de piscicultura rural. Ed. C.E.C.S.A. México. 1985. Págs. 70-89, 92-98.
- 26.- Rodríguez, G.M. Temas actuales sobre reproducción de teleosteos. Ed. Facultad de Ciencias. UNAM. México. 1988.
- 27.- Santillán M. y Morales L.J. Production of a carp bared habuiger like product by reducing the water activity. Instituto Nacional de Nutrición "Salvador Zubirán". México. D.F. Arch. Latinoam. Nutr. 1992. Jun 42(2): 173-179.
- 28.- Secretaría de Pesca. El cultivo de la carpa. Folleto para la capacitación pesquera. SEPESCA. México, D.F. 1982.

- 29.- Secretaría de Pesca. Lineamientos normativos para sanidad y nutrición acuícola en México. SEPESCA. Coordinación General de Delegaciones Federales de Pesca. México. D.F. 1987.
- 30.- Secretaría de Pesca. Manual técnico para el aprovechamiento de existencias silvestres. SEPESCA. Dirección General de Comunicación Social. Dirección de Publicaciones. México, D.F. 1987.
- 31.- Sevilla, H.M. Introducción a la acuicultura. Ed. Continental. México. 1990. Págs. 4-10, 14-18, 22-32.
- 32.- Schwartz F.J. ad Kirchgessner M. Digestion, growth and body composition of carp (*Cyprinus carpio* L.) after feeding different starch varieties. Arch. Tierernahr. 1993. 43(3): 275-282.
- 33.- Stiehler W. and Herms J. Some problems in the raising of juvenile herbivorous carp in ponds under production conditions. Zeitscherift fur die Binnenfischereide DDR. 1981. 28: 11 Págs. 332-337.
- 34.- Villalvazo, N.J. y Cruz G.M. Economía técnica de la piscicultura. Tiempos de Ciencia. CONACYT. México. Junio 1987. Págs. 34-37.