



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

REPORTE FINAL DEL TRABAJO PROFESIONAL
EN LA MODALIDAD DE PISCICULTURA

P A R A O B T E N E R E L T Í T U L O D E
M É D I C O V E T E R I N A R I O Z O O T E C N I S T A
P R E S E N T A :

ALVARO FRANCISCO ALONSO VALENCIA

TUTOR: MVZ. LUIS ANDRÉS CASTRO FUENTES.

ASESOR: MVZ. ANGEL GARCÍA HERNÁNDEZ.



MÉXICO, D.F.,

MAYO 2007



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

AGRADECIMIENTOS

Agradezco al Centro de Educación Ambiental "Acuexcomatl", por las facilidades permitidas para hacer el Trabajo Profesional.

A todo el personal que elabora en el Centro, a la maestra Amparo, Sra. Alejandrina, entre otras personas que fue parte importante para la realización de este trabajo.

A todo el personal de la UNAM que trabaja en el Centro, al MVZ. Luis Andres Castro por apoyarme y darme su confianza, MVZ Ma. Luz Chabacan por el apoyo en el proyecto del acocil, y al Maestro Daniel Prieto por el asesoramiento para la realización del proyecto.

DEDICACIONES

Antes que nada darle gracias a dios y a la vida por llegar a esta etapa de mi vida.

A mi papá y a mi mamá por ser los albañiles de mi vida.

A mis hermanas Cristina y Paloma, por darme el apoyo cuando más lo he necesitado.

A mis amigos de la facultad a Sara, Lorena, Lili, Karla, Pedro, Cheko, Edgar, Emilio, Uziel, Muciño, Ernesto el "güero", Jorge, por todos los momentos buenos y malos que pasamos durante todo este tiempo.

A Paulina por ser parte importante en mi vida.

A todas las persona que ha influido para bien o para mal en mi vida.

A todas las personas con las que elabore en el consultorio Gilda, Yanei.

Y sobre todo a todas las personas que me gustaría que estuvieran físicamente para compartir este momento, como Mis abuelos Paco, Lupe, Alvaro; mis tíos Federico, Cesar; y por su puesto al MVZ. Oscar Oliveros, por enseñarme a ser un profesional pero sobre todo una gran persona.

ÍNDICE

1.0	INTRODUCCIÓN	1
1.1	PECES	3
1.1.1	REPRODUCCIÓN	3
1.1.2	ALIMENTACIÓN	3
1.1.3	BIOMASA	6
1.1.4	HIGIENE	6
1.1.5	SUJECCIÓN	6
1.1.6	CAMBIOS PARCIALES DE AGUA	7
1.1.7	ENFERMEDADES	7
1.1.8	TRATAMIENTO	8
1.1.9	MEDICINA PREVENTIVA	9
1.1.10	DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES	10
1.1.11	COMERCIALIZACIÓN	24
2.0	OBJETIVOS GENERALES	26
2.1.	OBJETIVOS PARTICULARES	26
3.0	DESCRIPCIÓN DE ACTIVIDADES	28
3.1	DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE PSCICULTURA DEL CENTRO DE EDUCACIÓN AMBIENTAL ACUEXCOMATL	28
3.1.1	ESTANQUES EXTERNOS	28
3.1.2	ESTANQUES DE EXPOSICIÓN	29
3.2	GENÉTICA	31
3.2.1	GUPPY (<i>Poecilia reticulata</i>)	31
3.2.2	PEZ JAPONÉS (<i>Carassius auratus</i>)	31
3.3	REPRODUCCIÓN	32
3.3.1	POECILIDOS GUPPY (<i>Poecilia reticulata</i>), MOLLY (<i>Poecilia velifera</i>) VARIEDAD NEGRA Y PLATEADA.	32
3.3.2	PEZ JAPONÉS (<i>Carassius auratus</i>)	33
3.3.2.1	ELABORACIÓN DE MECHUDOS	33
3.3.2.2	COLOCACIÓN DE MECHUDOS	33
3.3.2.3	REPRODUCCIÓN	33

3.3.2.4	INCUBACIÓN	34
3.4	PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO	35
3.4.1	PRODUCCIÓN DE MICROALGA	35
3.4.1.1	MUESTREO Y CONTEO DE MICROALGA	35
3.4.1.2	PASES DE MICROALGA	36
3.4.2	PRODUCCIÓN DE MICROGUSANO (<i>Panagrellus redivivus</i>)	37
3.4.2.1	MATERIAL PARA EL CULTIVO	37
3.4.2.2	CULTIVO	37
3.4.2.3	DIETA	38
3.4.3	PRODUCCIÓN DE PULGA DE AGUA (<i>Daphnia maya</i>)	38
3.4.3.1	MANTENIMIENTO	38
3.4.3.2	DIETA	38
3.4.4	PRODUCCIÓN DE ALIMENTO BALANCEADO	39
3.4.4.1	PELLET EN POLVO	39
3.4.4.2	ALIMENTACIÓN	39
3.5	CONTENCIÓN DE LOS ORGANISMOS	40
3.5.1	SUJECIÓN FÍSICA DE REPRODUCTOR JAPONÉS (<i>Carassius auratus</i>)	40
3.5.1.2	SUJECIÓN FÍSICA DE CRÍAS Ó JUVENILES GUPPY (<i>Poecilia reticulata</i>)	41
3.5.2	BIOMETRÍAS	41
3.5.2.1	BIOMASA	42
3.6.1	SEXADO DE ORGANISMOS	42
3.6.2	SEXADO DE POECILIDOS	42
3.6.2	SEXADO DEL JAPONÉS (<i>Carassius auratus</i>)	43
3.7	CALIDAD DE AGUA	43
3.7.1	LIMPIEZA	43
3.7.1.1	LIMPIEZA DE ESTANQUES	43
3.7.1.2	LIMPIEZA DE ACUARIOS	45
3.7.1.2.1	LIMPIEZA DE FILTROS CON CABEZA DE PODER	47
3.7.1.2.2	LIMPIEZA DE CRISTALES	47
3.7.1.3	LIMPIEZA DE TINAS	48
3.7.2	RECAMBIO DE AGUA	48

3.7.2.1	RECAMBIO DE AGUA EN ESTANQUE	48
3.7.2.2	RECAMBIO DE AGUA EN ACUARIO	48
3.7.3	PARÁMETROS FÍSICO - QUÍMICOS DEL AGUA	49
3.7.3.1	OXÍGENO DISUELTO (OD)	49
3.7.3.2	TEMPERATURA	50
3.7.3.3	POTENCIAL DE HIDRÓGENO (pH)	51
3.7.3.4	AMONIA NH_3 - NH_4^+	51
3.7.3.5	NITRITOS NO_2	52
3.7.3.6	DUREZA GENERAL (GH)	53
3.7.3.7	DUREZA ESPECÍFICA (KH)	53
3.7.3.8	DIÓXIDO DE CARBONO (CO_2)	54
3.8	SANIDAD	54
3.8.1	MEDICINA PREVENTIVA	54
3.8.1.1	COLORO (Cl)	54
3.8.2	APLICACIÓN DE DESINFECTANTES	55
3.8.2.1	CLORURO DE TETRAMETILTIONINA (AZUL DE METILENO)	55
3.8.2.2	VERDE DE MALAQUITA	55
3.9	OTRAS	56
3.9.1	REALIZACIÓN DE ESTUDIO DE MERCADO	56
3.9.2	PRÁCTICA REALIZADA EN LA GRANJA DE PECES DE ORNATO "CUAUTITLA"	56
4.0	TORTUGAS	57
4.1	REPRODUCCIÓN	57
4.2	ALIMENTACIÓN	58
4.3	BIOMASA	59
4.4	HIGIENE	59
4.5	SUJECCIÓN EN TORTUGAS	59
4.6	ENFERMEDADES	60
4.7	TRATAMIENTO	60
4.8	DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES	61
4.9	CONTENCIÓN DE LAS TORTUGAS	66

4.9.1	SUJECCIÓN DE TORTUGAS	66
4.10	BIOMETRÍAS	66
4.10.1	BIOMASA	66
4.11	SEXADO DE ORGANISMOS	67
4.11.1	SEXADO DE TORTUGAS	67
4.12.	NECROPSIA	68
4.13	ENFERMEDADES PRESENTES DURANTE LA ESTANCIA	69
4.13.1	BLEFAROCONJUNTIVITIS	69
4.13.2	ULCERACIÓN EN PLASTRÓN	69
5.0	RECOMENDACIONES	71
6.0	FUENTES CITADAS	74
7.0	ANEXOS	76

1.0 INTRODUCCIÓN

La República Mexicana posee un enorme potencial en lo que se refiere a las actividades acuícolas, los recursos hidrológicos están representados por 1.3 millones de hectáreas de agua epicontinentales, 1.6 millones de hectáreas de lagunas costeras, las costas mexicanas se extienden a lo largo de 11,592.76 Km e incluyen a más de 130 lagunas costeras. La zona económica exclusiva comprende una superficie de 3.5 millones de Km² que de manera conjunta con la superficie territorial nacional hace un total de más de 5 millones de Km², donde los escurrimientos superficiales sobre la corteza terrestre permite retener grandes volúmenes de agua, que son utilizados por la generación de energía eléctrica y para la agricultura entre sus usos más relevantes.¹

Además, inciden cuatro tipos de climas existentes, 30 tipos de vegetación y cerca de 100 zonas geoeconómicas, algunas de ellas corresponden a núcleos de gran originalidad y son únicas en el mundo por sus características tan particulares.¹

La biodiversidad es elevada debido a la confluencia de dos regiones biogeográficas bien delimitadas que son la Neártica y la Neotropical, ambas a su vez agrupan a 18 provincias bióticas, con características particulares donde es posible encontrar áreas de endemismo marcado y polos de especiación de algunos grupos de animales principalmente peces, situación que llevó a Meek (1904) a considerar a México como una zona de gran importancia desde el punto de vista ictiofaunístico.¹

Esta situación permite disponer de más de 100 especies de algas, moluscos, crustáceos, peces, anfibios y reptiles con amplias posibilidades de ser utilizadas en la acuicultura y que representan más del 25% de la disponibilidad total de especies a nivel mundial, por lo que representan condiciones de privilegio, que confirman las amplias posibilidades que tienen esta actividad a futuro como una fuente generadora de alimentos para el consumo humano.¹

El Instituto Nacional de Estadística Geográfica e Información (INEGI) no hay datos de producción en el Distrito Federal hasta el año 2000, pero se menciona que es el principal mercado de la nación en peces ornamentales y de consumo.²

La Secretaría de Agricultura Ganadería Desarrollo Rural Pesca y Alimentación (SAGARPA) en su Anuario Estadístico de Pesca 2003 reporta para el Distrito Federal (D.F.) existe 2,455 m³ de espacio disponible para engorda en granjas comerciales, 58 empresas pesqueras registradas, 1,627 personas registradas en la captura y acuacultura, hasta el 2002 había un financiamiento al sector pesquero por FIRA-FOPESCA de \$13,763,000.00 M.N., y que el volumen de la materia prima procesada y producción obtenida en las plantas para las principales especies de escama es de 80 toneladas.³

La Delegación de Xochimilco se encuentra ubicada en el Distrito Federal, limita con la Delegación de Iztapalapa, Tláhuac, Milpa Alta con una superficie de 122 Km², el número de habitantes es de 368,798 (último censo 2000), de los cuales 180,763 son hombres y 188,035 son mujeres, la población económicamente activa es de 76,697 personas dedicadas a la producción manufacturera, tareas agropecuarias, la construcción y la minería; su ubicación geográfica es al norte 19°36', al sur 19°03' de latitud norte; al este 98°57', al oeste 99°22' de longitud oeste; con temperaturas en promedio de 16°C, el mes más frío es enero con 11.8°C; el mes más caluroso es mayo con 18.9°C en promedio (ver anexo 8). La precipitación pluvial en promedio es de 700.1 ml, siendo noviembre el mes que menos llueve con 4.7 ml y julio el mes que más llueve con 147.7 ml. Presenta un clima de templado sub-húmedo con lluvias en verano (ver anexo 9).^{4, 5}

Uno de los pueblos que se encuentra dentro de la jurisdicción de la Delegación Xochimilco es San Luis Tlaxialtemalco, sede del Centro de Educación Ambiental "Acuexcomatl" en el cual se realizó el Trabajo Profesional.⁴

El trabajo profesional se desarrolló en las instalaciones del Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl, ubicado en el pueblo de San Luis Tlaxialtemalco, Delegación Xochimilco. Dicho Centro tiene áreas recreativas, administrativas y de producción tanto en apicultura y piscicultura.

1.1 PECES

Es el nombre vulgar que designa a los cordados con cráneo y de respiración branquial. Se aplica también a los ciclóstomos y elasmobranquios.⁶

1.1.1 REPRODUCCIÓN

En la reproducción de los peces encontramos dos patrones generales muy bien definidos: los ovovivíparos y los ovíparos.⁷

Los **Ovovivíparos** (que también requieren de fertilización interna), son aquellos donde los huevos son retenidos por la madre hasta la eclosión, pero la nutrición del embrión no depende de la madre sino del vitelo del huevo. Esta estrategia reproductiva no es muy común en los peces marinos. La familia *Poeciliidae* como Guppy (*Poecilia reticulata*), Molly (*Poecilia velifera*) y Pez Espada (*Xiphophorus helleri*) tiene representantes de aguas dulces, salobres y en aguas marinas. En este grupo encontramos que en los machos la aleta anal (gonopodio) es la que se modifica para introducir los espermatozoides en la cavidad ovárica de la hembra.⁷

La gran mayoría de los peces marinos son **Ovíparos**. En éstos, los huevos son expulsados al medio y la fertilización es externa. Los ovíparos se pueden clasificar.^{7,8}

- Las especies que dispersan los huevos, ejemplo Tetra cardenal (*Cheirodon axelrodi*).⁸
- Las especies que depositan y entierran los huevos, ejemplo Pez Ángel (*Pterophyllum scalare*), Pez Japonés (*Carassius auratus*).⁸
- Los peces que construyen nidos y las crían en la boca, ejemplo Tilapia (*Oreochromis sp.*).⁸

1.1.2 ALIMENTACIÓN

Los peces como todos los animales, requieren una alimentación equilibrada que incluye proteínas, carbohidratos, grasas, vitaminas y minerales. En los acuarios la mayoría de los peces se alimentan con productos comerciales, aunque también hay que proporcionar alimento vivo.⁸

- Proteína: Los peces más jóvenes tienen mayor necesidad de proteína que los individuos adultos, a menudo requieren un 40% de proteína.⁸
- Carbohidratos: Un pez requiere alrededor del 15%, si los niveles son superiores del 25% los excedentes se acumulan en el hígado, que interfiere con su funcionamiento normal.⁸
- Grasas: El nivel de grasa en los alimentos para peces son alrededor del 10%, puede haber problema si el equilibrio de ácidos grasos en alimentos supera esta cantidad.⁸
- Vitaminas: Las vitaminas que benefician particularmente a los peces son la A y la E, que estimulan el sistema inmunológico, y la vitamina C, que es muy importante durante los periodos de estrés.⁸

En la actualidad hay una gran variedad de alimento vivo para elegir. Entre estos alimentos se incluyen:

- Microalga: Las algas tienen una función importante en la naturaleza; representan la producción primaria en ambientes acuáticos. Las algas son organismos que contienen clorofila, no poseen un sistema vascular ni desarrollan embrión, se reproducen por esporas o gametos. Las clorofitas son las más numerosas de las microalgas, se conocen 450 géneros y 7,500 especies. Se presentan en aguas dulces o marinas como constituyentes importantes del plancton. Sus pigmentos están conformados por clorofilas a y b, alfa, beta y gama carotenos, principalmente.⁹
- Microgusano (*Panagrellus redivivus*): Es un nemátodo de vida libre con una coloración blanca y transparente. Mide como máximo dos milímetros de longitud y no es perceptible a simple vista. Su cuerpo es cilíndrico y no segmentado, carece de cilios y flagelos.⁹

- Pulga de agua (*Daphnia maya*): Es de cuerpo ovalado y dividido en tres regiones. La pulga esta envuelta por un caparazón bivalvo que deja la cabeza al descubierto. El tamaño de la pulga adulta está entre 2.0 y 4.0 milímetros de longitud; su coloración puede verse rojo, gris y castaño.⁹
- Alimento comercial: Los peces se dividen en tres clases, según su anatomía y hábitos alimenticios. Los peces que se alimentan en la superficie, tienen la boca orientada hacia arriba diseñada para atrapar insectos y otras presas que flotan sobre la superficie del agua. Los peces que se alimentan en los niveles de intermedio como el Pez Ángel toman su alimento a medida que cae a través del agua y consumen algas y otros alimentos que transportan las corrientes acuáticas. Aquellas especies como el Plecostomo suele buscar sus alimentos en el fondo del acuario, adaptada especialmente para que esté dirigida hacia abajo.⁸
- Los alimentos procesados se consiguen en forma de migas, gránulos, comprimidos y hojuelas. Sus fórmulas les permiten actuar de forma distinta en el agua para atender las necesidades de los peces que se alimentan en cualquier nivel. Los alimentos en hojuelas son adecuados para cualquier tipo de peces, ya que flotan sobre la superficie y cuando se saturan se hunden poco a poco hasta llegar al fondo, (ver Fig. 1).⁸



FIG. 1: Alimentos Balanceados en Hojuelas y Pellets.

1.1.3 BIOMASA

Es el peso vivo o el peso total de la materia viva en una superficie determinada. Se expresa en unidades de peso/área ejemplo, Kg/ha. En acuicultura es el peso total de los organismos por unidad de área del lugar donde se realiza en cultivo con el fin de observar si realmente están creciendo y calcular el porcentaje de alimento que se ofrece.⁶

1.1.4 HIGIENE

Los estanques deben limpiarse continuamente para prevenir la acumulación de materia orgánica. Los peces muertos deben ser retirados al mismo tiempo en el que se hace la limpieza y deberán examinarse un cierto número de peces en busca de parásitos como parte de esta rutina diaria. La limpieza es manual pero puede estar favorecida por la corriente de agua. Algunos estanques están diseñados para generar corrientes autolimpiadoras; por esta razón muchos estanques son circulares con un drenaje central. Se debe ser cuidadoso durante la limpieza para minimizar las perturbaciones, ya que fuertes corrientes de agua prolongadas incrementan el estrés del organismo.¹⁰

1.1.5 SUJECCIÓN

Un examen minucioso de un pez generalmente requiere anestesia, pues al examinarlos sin ésta se necesita de mucha práctica para no lastimar al organismo.¹¹

Los peces comúnmente se manejan con las manos aunque puede parecer precario, las mucosas producidas por el organismo puede hacer difícil el manejo y ponerlo en peligro, además estas mucosas pueden ocasionar alergia en algunas personas. Para evitar estos problemas se utilizan guantes de látex, las técnicas que utilizan guantes de algodón o toallas de papel puede dañar la piel del organismo.¹¹

Tradicionalmente la exploración clínica se debe realizar fuera del agua; aunque es benéfico mantener en decúbito lateral al organismo en la superficie del agua, de esta forma cuando menos una parte del pez respira y se prolonga el tiempo de exploración.¹¹

El tiempo que resiste un pez fuera del agua va a depender de la especie, de los individuos y de la condición de los organismos, por lo cual se asume que un

periodo de corto tiempo es mejor para el pez, se recomienda examinar el pez completamente en 2 o 3 minutos, pero dejando intervalos de 45 a 60 segundos dentro del agua para que respiren.¹¹

1.1.6 CAMBIOS PARCIALES DE AGUA

En un acuario con una densidad de población muy baja es posible el control de las concentraciones de amoníaco y nitritos simplemente por la realización de cambios parciales de agua. Incluso en sistemas con filtros bacterianos, se recomienda la realización de dichos cambios.¹⁰

En acuarios de agua dulce y marinos, alrededor del 25 % del volumen del tanque debería eliminarse cada 2 – 4 semanas y rellenando con agua adicionada con una temperatura y una calidad similares. En estanques, el 25 % del volumen debería eliminarse una o dos veces al año colocando una manguera en el estanque y dejando que se desborde el agua en exceso.¹⁰

1.1.7 ENFERMEDADES

La mayoría de las enfermedades de los peces son provocadas por deficientes condiciones de mantenimiento. Los peces bien alimentados y en buenas condiciones son resistentes y no suelen enfermarse. Ningún acuario está libre de agentes patógenos o parásitos, pero el sistema inmunológico de los peces suele ser capaz de frenarlos. Sólo cuando los peces están debilitados por condiciones ambientales desfavorables o por el estrés, se manifiestan las enfermedades. El tratamiento de las mismas sólo tiene éxito aparente si se mejoran las condiciones de mantenimiento, de no ser así, volverán a presentarse.¹²

Entre las enfermedades más frecuentes se encuentran:

1. Los microparásitos: Los protozoos son organismos microscópicos unicelulares que se alimentan de bacterias y restos orgánicos. La afección más común que produce es el punto blanco, que afecta a la epidermis de los peces. Esta enfermedad está causada por *Ichthyophthirus multifilis*, un protozoo ciliado que afecta indistintamente a la mayoría de peces de acuario.¹³

Oodinium sp. pertenece al grupo de los infusorios y mide aproximadamente 1/10 mm. Su cuerpo está provisto de un flagelo y

no de cilios, los signos son semejante a los producidos por *Ichthyophthirus multifilis*, consiste también en puntos blancos pero más pequeños que aparecen sobre la piel y posteriormente en branquias, formando una especie de polvo blanco.¹³

Saprolegnia sp. es un hongo microscópico que se fijan a la piel del pez y propagan su micelio en la dermis del organismo alimentándose de un fermento que destruye los músculos.¹³

Ichthyophonus hoferi es un hongo responsable de una micosis que afecta a los labios y la boca del pez.¹³

Pseudomona es una bacteria que provoca ascitis (acumulación de agua en una cavidad) y erizamiento de las escamas. Esta enfermedad es contagiosa y difícil de erradicar.¹³

2. Los crustáceos parásitos: Son diversos tipos de crustáceos que parasitan a los peces. El más conocido es el piojo de los peces *Argulus foliaceus* que mide 5 mm de longitud, se fija a la epidermis de su huésped mediante dos ventosas y con sus órganos bucales en forma de trompa, perfora los vasos sanguíneos para succionar la sangre.¹³
3. Las enfermedades no infecciosas: La presencia de metales (cobre o plomo), cantoneras metálicas o pinturas a base de metal en el agua, pueden ser también los causantes de enfermedades.¹³

1.1.8 TRATAMIENTO

Para tratar de forma eficaz los peces enfermos es preferible aislarlos en un acuario de cuarentena. Pero si deseamos tratar el acuario comunitario debemos de aumentar la aireación y retirar el carbón activado del sistema de filtración. Una vez terminado el tratamiento conviene hacer un recambio de agua del 50% realizando el aporte de agua limpia paulatinamente a lo largo de varios días.¹³

Los principales productos empleados en acuariofilia son los siguientes, (ver Fig. 2):

1. Sulfato de Cobre: Es mortal para los invertebrados. Se parte de una solución madre formada a partir de 16 g de sulfato de cobre diluidos

en 1 l de agua destilada. Solo 10 ml de esta solución vertidos en 100 l de agua constituyen un potente tratamiento curativo.¹³

2. Hidrocloruro de Quinina: Este es un desinfectante fuerte que debe utilizarse con precaución. En un acuario colectivo se añade 1 g por cada 100 l.¹³
3. Verde de Malaquita: Se trata de un desinfectante que no debe de utilizarse en presencia de alevines. Sí podemos emplearlo de dos formas diferentes, la primera en baño de corta duración (menor de 30 segundos) con una solución concentrada a 60 mg/l; y la segunda en baño prolongados en una solución más diluida que es de 0.15 mg/l.¹³
4. Azul de Metileno: Destruye numerosos parásitos y algunos hongos. Con una solución madre al 1% se trata 1 l de agua del acuario diluyendo 0.4 a 0.8 cm³ de esta solución. Los baños repetidos durante 1 a 2 horas resultan inofensivos para los alevines. Contra tremátodos se pueden emplear dosis de hasta 7 mg/l durante tres días.¹³



FIG. 2: Productos utilizados en Acuarios.

1.1.9 MEDICINA PREVENTIVA

La prevención de enfermedades en un acuario se da en varios factores como son: no poner demasiados peces en el acuario, el espacio vital es 1 cm (del pez) por cada 4 litros, esto se debe a que cualquier brote de enfermedad se propagará rápidamente; no pueden convivir peces de tamaño grande con peces de tamaño pequeño; no se le suministre poco alimento; proporcionar una dieta variada, una alimentación cotidiana puede carecer del aporte vitamínico adecuado; evitar la penetración al acuario de posibles agentes tóxicos, como humo de tabaco, emanaciones de pintura, aerosoles; mantener limpios los filtros y efectuar cambio de agua parcial con regularidad; evitar ocasionar algún

tipo de estrés en los organismos; adquirir peces sanos; a los organismos de nueva adquisición mantenerlos en un periodo de cuarentena.¹⁴

1.1.10 DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES

Nombre Común	Carpa koi																		
Nombre Científico	<i>Ciprinus carpio</i>																		
Familia	Ciprinidae																		
Distribución	África, Asia, América y Europa																		
Hábitat	Ríos																		
Parámetros Físico – Químicos de la Calidad de Agua	<table border="0"> <tr> <td>T:</td> <td>23 - 30</td> <td>°C</td> </tr> <tr> <td>pH:</td> <td>8</td> <td></td> </tr> <tr> <td>GH:</td> <td>0 – 10</td> <td>°alemanes</td> </tr> <tr> <td>DO₂:</td> <td>5 – 7</td> <td>mg/l</td> </tr> <tr> <td>NH₃–NH₄⁺:</td> <td>0</td> <td>mg/l</td> </tr> <tr> <td>NO₂:</td> <td><1.8</td> <td>mg/l</td> </tr> </table>	T:	23 - 30	°C	pH:	8		GH:	0 – 10	°alemanes	DO ₂ :	5 – 7	mg/l	NH ₃ –NH ₄ ⁺ :	0	mg/l	NO ₂ :	<1.8	mg/l
T:	23 - 30	°C																	
pH:	8																		
GH:	0 – 10	°alemanes																	
DO ₂ :	5 – 7	mg/l																	
NH ₃ –NH ₄ ⁺ :	0	mg/l																	
NO ₂ :	<1.8	mg/l																	
Compatibilidad	Acuario comunitario																		
Alimentación	Omnívoro																		
Dimorfismo Sexual	Poco evidente																		
Número de Huevos	500 – 100																		
Tiempo de Eclosión	3 – 10 días																		
Número de Crías	400 – 800																		
Inversión Parental	Inexistente																		
Longitud en Acuario	20 cm																		
Descripción	Hay tres formas de carpas comunes, en la naturaleza la coloración es pardo verdusco; la carpa de cuero o carpa desnuda (cuerpo sin escamas); la carpa de espejos o de Galicia (con pocas escamas, dispuestas irregularmente sobre el dorso y la línea lateral), y la carpa común reina o de escamas (cuerpo completamente cubierto de escamas), (ver Fig. 3). ¹⁵																		



FIG. 3: Carpa Koi (*Ciprinus carpio*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

Nombre Común	Pez Ángel
Nombre Científico	<i>Pterophyllum scalare</i>
Familia	Cichlidae
Distribución	Río Amazonas y del Orinoco
Hábitat	Ríos y lagos con agua tranquila
Parámetros Físico –	T: 22 - 30 °C
Químicos de la Calidad	pH: 7
de Agua	GH: 8 - 12 ° alemanes
	DO ₂ : 5 mg/l
	NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l
	NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Acuario Comunitario
Alimentación	Omnívoro
Dimorfismo Sexual	Prácticamente inexistente
Número de Huevos	Hasta 1,000
Tiempo de Eclosión	24 – 36 horas
Número de Crías	800
Inversión Parental	Ambos progenitores
Longitud en Acuario	Hasta 15 cm
Descripción	Tiene forma de disco, de costado aplastado y aletas sumamente grandes. Si se excluyen sus aletas, su cuerpo mide solamente un tercio más largo que de alto. Los costados de un pez ángel común son plateados, y presentan un matiz amarronado y 4 notorias rayas transversales negras. La primera de estas rayas describe una curva que parte desde la nuca, atraviesa el ojo y llega a la inserción de las aletas abdominales, la segunda se extiende desde la parte anterior de la aleta dorsal hasta el ano, la tercera, la mas ancha, parte de la punta de la aleta dorsal y llega hasta la punta de la aleta anal y la cuarta atraviesa el pendúculo caudal. Los radios espinosos extendidos de las aletas abdominales, tiene un color blanco azulado, y los radios espinosos de la aleta dorsal son de color marrón amarillento a negruzco, (ver Fig. 4). ¹⁴



FIG. 4: Pez Ángel (*Pterophyllum scalare*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

Nombre Común	Plecostomo
Nombre Científico	<i>Plecostomus punctatus</i>
Familia	Loricaridae
Distribución	Sudamérica, en el sur de Brasil
Hábitat	En aguas tranquilas y profundas
Parámetros Físico – Químicos de la Calidad de Agua	T: 22 - 27 °C pH: 6 - 7 GH: 5 – 15 ° alemanes DO ₂ : 5 mg/l NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Acuario comunitario
Alimentación	Fitófago (come algas)
Dimorfismo Sexual	Prácticamente inexistente
Número de Huevos	Hasta 3,000
Tiempo de Eclosión	10 – 15 días
Número de Crías	Hasta 1,800
Inversión Parental	Solo el macho
Longitud en Acuario	Hasta 120 cm
Descripción	Su cuerpo es alargado y sus costados están solo ligeramente aplastados, tienen el cuerpo totalmente cubierto de placas óseas, excepto en la zona del vientre. Su cabeza, muy ancha y aplanada, posee una boca ventral, que actúa como ventosa con los barbillones. El dorso y los costados son de color marrón o gris, y muestran unos puntos oscuros y 5 rayas transversales oblicuas. El vientre es de un tono blanquecino a marrón pálido, tiene unas manchas relativamente grandes y redondeadas dispuestas en hileras. Su aleta dorsal es especialmente alta y tiene forma de bandera. Posee una aleta adiposa, (ver Fig. 5). ¹⁴



FIG. 5: Silúrido Plecostomos (*Plecostomus punctatus*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

Nombre Común	Cichlasoma
Nombre Científico	<i>Cichlasoma nigrofasciatum</i>
Familia	Cichlidae
Distribución	América central y Sudamérica
Hábitat	Ríos, lagos y lagunas
Parámetros Físico – Químicos de la Calidad del Agua	T: 22 - 28 °C pH: 6.5 - 7.5 GH: 8 - 20 ° alemanes DO ₂ : 5 mg/l NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Únicamente con especies de igual tamaño
Alimentación	Omnívoro
Dimorfismo Sexual	Es poco evidente
Número de Huevos	Hasta 1,000
Tiempo de Eclosión	10 – 15 días
Número de Crías	Hasta 800
Inversión Parental	Ambos progenitores
Longitud en Acuario	10 cm
Descripción	Es moderadamente alargado y de costado aplastado. Su boca es pequeña. En los costados presenta de 8 - 9 rayas transversales oscuras. En el macho la aleta dorsal empieza en la misma línea vertical de la hendidura branquial, es alargada afilada hacia el final. La punta de dicha aleta llega hasta la mitad de la aleta caudal e incluso más lejos. En el pedúnculo caudal y en el opérculo hay una gran mancha negra. El color de la aleta caudal, dorsal y anal es verde iridiscente, y las dos últimas están ribeteadas de rojo. La hembra no presenta un color tan vivo como el macho, (ver Fig. 6). ¹⁶



FIG. 6: Cíclido Cichlasoma (*Cichlasoma nigrofasciatum*).

T:	Temperatura	DO₂:	Oxígeno Disuelto
NH₃ - NH₄⁺:	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO₂:	Nitritos		

Nombre Común	JOYA
Nombre Científico	<i>Cichlasoma nigrofasciatum</i>
Familia	Cichlidae
Distribución	Lago Nyasa
Hábitat	Lago
Parámetros Físico – Químicos de la Calidad del Agua	T: 23 - 26 °C pH: 8 GH: 12 - 20 ° alemanes DO ₂ : 5 mg/l NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Monoespecie
Alimentación	Omnívoros
Dimorfismo Sexual	Las manchas en aleta caudal en machos, son más marcadas y numerosas
Número de Huevos	40 – 80
Tiempo de Eclosión	10 – 15 días
Número de Crías	40 – 80
Inversión Parental	Únicamente la hembra
Longitud en Acuario	Hasta 10 cm
Descripción	Es alargado y de costados aplastados tiene una aleta caudal redondeada, pero la dorsal y la anal son puntiagudas. Tiene el dorso de color marrón grisáceo o aceituna oscuro con iridiscencias verdosas y el vientre amarillento. Sus costados, amarilloverdosos muestran una franja longitudinalmente oscura que se extiende sobre el opérculo, el centro de los costados y la base de la cola, para formar unas grandes manchas. Las aletas son de un tono ocre oscuro a verdoso. En el momento del desove el colorido de estos peces es mucho más brillante. El dorso y la frente presentan un color aceituna con iridiscencias rojas, las manchas del opérculo y de los costados adquieren un tono negruzco, (ver Fig. 7). ¹⁶



FIG. 7: Cíclido Joya (*Cichlasoma nigrofasciatum*).

T:	Temperatura	DO₂:	Oxígeno Disuelto
NH₃ - NH₄⁺:	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO₂:	Nitritos		

Nombre Común	Caramelo
Nombre Científico	<i>Melanochromis auratus</i>
Familia	Cichlidae
Distribución	Malawi
Hábitat	Lagos
Parámetros Físico-Químicos de la Calidad de Agua	T: 23 - 27 °C pH: 7.5 – 8.5 GH: 15 ° alemanes DO ₂ : 5 mg/l NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Monoespecie
Alimentación	Herbívora
Dimorfismo Sexual	Por la distribución de colores
Número de Huevos	2 – 3
Tiempo de Eclosión	25 días
Número de Crías	2 – 3
Inversión Parental	Solo la hembra
Longitud en Acuario	10 – 13 cm
Descripción	En macho, la coloración es marrón oscuro atravesado horizontalmente por una raya central que se extiende desde el ojo hasta la base de la aleta caudal. La parte superior de lomo es de color amarillento brillante, en algunos organismos es blanco. Las aletas a excepción de la dorsal son de la misma tonalidad oscura con un ribete blanco azulado. La aleta dorsal es de color amarillo y la parte superior de la aleta caudal presenta puntos negros. En hembras presenta la coloración invertida, (ver Fig. 8). ¹⁷



FIG. 8: Cíclido Caramelo (*Melanochromis auratus*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

Nombre Común	Johani
Nombre Científico	<i>Melanochromis johani</i>
Familia	Cichlidae
Distribución	Malawi
Hábitat	Lagos
Parámetros Físico-Químicos de la Calidad del Agua	T: 23 - 27 °C pH: 7.5 - 8.5 GH: 15 ° alemanes DO ₂ : 5 mg/l NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Acuario comunitario
Alimentación	Omnívoro
Dimorfismo Sexual	Por la distribución de colores
Número de Huevos	40
Tiempo de Eclosión	3 semanas
Número de Crías	40
Inversión Parental	Hembra
Longitud en Acuario	12 cm
Descripción	Las hembras son de color anaranjado o amarillento. Los machos de la especie portan en la aleta anal los clásicos señuelos redondos de color amarillento. En algunas especies las hembras también pueden presentar los mismos patrones de coloración del macho, (ver Fig. 9). ¹⁷



FIG. 9: Cíclido Johani (*Melanochromis johani*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

Nombre Común	Molly
Nombre Científico	<i>Poecilia velifera</i>
Familia	Poeciliidae
Distribución	América Central y Sudamérica
Hábitat	Ríos y lagos en agua salobres
Parámetros Físico – Químicos de la Calidad de Agua	T: 20 - 26 °C pH: 7 - 8 GH: 15 - 30 °alemanes DO ₂ : 5 mg/l NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Machos son agresivos
Alimentación	Omnívoros
Dimorfismo Sexual	Presencia de gonopodio en macho
Número de Huevo	20 – 60
Tiempo de Eclosión	40 – 70 días después de la copula
Número de Crías	20 – 60 alevines
Inversión Parental	Inexistente
Longitud en Acuario	10 cm
Descripción	La aleta dorsal del molly macho es enorme, alcanzando una altura de 1.5 cm incluso hasta de 2 cm. Su forma es más bien angular y ligeramente redondeada. El macho muestra un intenso color, pero el de la hembra varía, (ver Fig. 10). ¹⁴



FIG. 10: Platy Moly (*Poecilia velifera*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

Nombre Común	Pez espada
Nombre Científico	<i>Xiphophorus helleri</i>
Familia	Poeciliidae
Distribución	América central
Hábitat	Lagos, ríos y pequeños cursos naturales de agua
Parámetros Físico –	T: 22 - 26 °C
Químicos de la Calidad	pH: 7 - 8
del Agua	GH: 10 - 20 ° alemanes
	DO ₂ : 5 mg/l
	NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l
	NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Acuario comunitario
Alimentación	Omnívoro
Dimorfismo Sexual	Presencia del gonopodio
Número de Huevo	20 – 100
Tiempo de Eclosión	4 – 6 semanas
Número de Crías	20 – 100
Inversión Parental	Inexistente
Longitud en Acuario	10 – 12 cm
Descripción	Estilizado y de costados aplastados. Los machos presentan una “espada” formado por los radios espinosos situados en la parte más baja del lóbulo inferior de su aleta caudal. La hembra carece de espada. El color del dorso de los ejemplares que viven en la naturaleza es verde aceituna. Los costados son de un color verde amarillento y los bordes de las escamas son marrones. Del hocico parte una banda que está ribeteada en ambos lados por una zona de un tono verde pálido. La espada puede ser de color verde, anaranjado, rojo o amarillo y en todos los casos presentan un ribete negro en su parte superior, (ver Fig. 11). ¹⁴



FIG. 11: Pez Espada (*Xiphophorus helleri*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

Nombre Común	Guppy
Nombre Científico	<i>Poecilia reticulata</i>
Familia	Poeciliidae
Distribución	Trinidad, Barbados, Venezuela, Guyana y norte de Brasil
Hábitat	Aguas estancadas y corrientes
Parámetros Físico – Químicos de la Calidad de Agua	T: 20 - 28 °C pH: 7 - 8 GH: 10 - 25 ° alemanes DO ₂ : 5 mg/l NH ₃ – NH ₄ ⁺ : 0 mg/l NO ₂ : <1.8 mg/l
Compatibilidad	Acuario común
Alimentación	Omnívoro
Dimorfismo Sexual	Presencia de gonopodio en macho
Número de Huevo	40 – 50
Tiempo de Eclosión	4 – 5 semanas
Número de Crías	40 – 50
Inversión Parental	Inexistente
Longitud en Acuario	3 – 6 cm
Descripción	El colorido de las hembras es menos intenso. Estas diferencias no es solo por el color, sino también a distintas peculiaridades de sus aletas caudales (como cola redonda, cola en forma de pala, cola de lanza, cola de alfiler, cola de abanico, etc.), (ver Fig. 12). ¹⁴



FIG. 12: Pez Guppy (*Poecilia reticulata*).

T:	Temperatura	DO₂:	Oxígeno Disuelto
NH₃ - NH₄⁺:	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO₂:	Nitritos		

Nombre Común	Tilapia		
Nombre Científico	<i>Oreochromis</i> sp.		
Familia	Cichlidae		
Distribución	África		
Hábitat	Aguas estancadas		
Parámetros Físico –	T:	12 - 30	°C
Químicos de la	pH:	6 - 9	
Calidad de Agua	GH:	12 - 20	° alemanes
	DO ₂ :	3 – 5	mg/l
	NH ₃ – NH ₄ ⁺ :	0	mg/l
	NO ₂ :	<1.8	mg/l
Compatibilidad	Monoespecie		
Alimentación	Omnívoros		
Dimorfismo Sexual	La diferenciación externa de los sexos se puede efectuar observando la papila urogenital, el macho presenta dos orificios bajo el vientre: el ano y el orificio urogenital, mientras que la hembra posee tres: el ano, el poro genital y el orificio urinario.		
Número de Huevos	800 – 1,000		
Tiempo de Eclosión	4 – 5 días		
Número de Crías	600 – 800		
Inversión Parental	Únicamente la hembra		
Longitud en Acuario	Hasta 20 cm		
Descripción	Presenta una aleta dorsal con 16 a 18 espinas y de 29 a 31 radios, la aleta caudal presenta bandas negras características de la especie, en esta especie presenta microbranquiespinas en un número que varía de 14 a 27, (ver Fig. 13). ¹⁸		



FIG. 13: Tilapia (*Oreochromis* sp.).

T:	Temperatura	DO₂:	Oxígeno Disuelto
NH₃ - NH₄⁺:	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO₂:	Nitritos		

Nombre Común	Goldfish	
Nombre Científico	<i>Carassius auratus</i>	
Familia	Cyprinidae	
Distribución	Asia	
Hábitat	Ríos y cuerpos de agua	
Parámetros Físico-Químicos de la Calidad del Agua	T:	5 - 25 °C
	pH:	8
	GH:	12 - 20 ° alemanes
	DO ₂ :	5 mg/l
	NH ₃ – NH ₄ ⁺ :	0 mg/l
	NO ₂ :	<1.8 mg/l
Compatibilidad	Acuario comunitario	
Alimentación	Omnívoro	
Dimorfismo Sexual	Poco aparente	
Número de Huevos	500 – 1,000	
Tiempo de Eclosión	3 – 10 días	
Número de Crías	400 – 800	
Inversión Parental	Inexistente	
Longitud en acuario	10 - 30 cm	
Descripción	Posee una aleta dorsal desarrollada y una caudal recortada en cuatro lóbulos. En los adultos se pueden presentar protuberancia en la cabeza (variedad cabeza de león). En la variedad telescopio, los ojos son simétricos y ligeramente saltones. La aleta dorsal puede presentar diversidad de colores, (ver Fig. 14). ¹⁸	



FIG. 14: Pez Japonés (*Carassius auratus*).

T:	Temperatura	DO₂:	Oxígeno Disuelto
NH₃ - NH₄⁺:	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO₂:	Nitritos		

Nombre Común	Pez Abeja		
Nombre Científico	<i>Botia macracantha</i>		
Familia	Cobitidae		
Distribución	Indonesia		
Hábitat	Ríos		
Parámetros Físico –	T:	24 - 28	°C
Químicos de la Calidad	pH:	6 - 7	
de Agua	GH:	5 - 10	° alemanes
	DO ₂ :	5	mg/l
	NH ₃ – NH ₄ ⁺ :	0	mg/l
	NO ₂ :	<1.8	mg/l
Compatibilidad	Acuario comunitario		
Alimentación	Omnívoro		
Dimorfismo Sexual	Poco evidente		
Número de Huevos	Sin datos		
Tiempo de Eclosión	Sin datos		
Número de Crías	Sin datos		
Inversión Parental	Sin datos		
Longitud en Acuario	Hasta 15 cm		
Descripción	Tiene rayas negras arteciopeladas sobre el cuerpo rojo – anaranjado y sus aletas son totalmente rojas, (ver Fig. 15). ¹⁶		



FIG. 15: Pez Abeja (*Botia macracantha*).

T:	Temperatura	DO₂:	Oxígeno Disuelto
NH₃ - NH₄⁺:	Amoníaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO₂:	Nitritos		

Nombre Común	Bagre	
Nombre Científico	<i>Ictalurus punctatus</i>	
Familia	Ictaluridae	
Distribución	Asia	
Hábitat	Ríos y lagos	
Parámetros Físico –	T: 23 - 26	°C
Químicos de la Calidad	pH: 8	
de Agua	GH: 8 - 10	° alemanes
	DO ₂ : 3 - 5	mg/l
	NH ₃ – NH ₄ : 0	mg/l
	NO ₂ : <1.8	mg/l
Compatibilidad	Monoespecie	
Alimentación	Omnívoro	
Dimorfismo Sexual	Es poco evidente	
Número de Huevos	6,000 – 9,000	
Tiempo de Eclosión	6 – 7 días	
Número de Crías	5,000 – 7,000	
Inversión Parental	Inexistente	
Longitud en Acuario	Hasta 30 cm	
Descripción	<p>El bagre de canal presenta las siguientes características anatómicas:</p> <p>Cuerpo desnudo (sin escamas).</p> <p>La cabeza del macho es grande y gruesa, en las hembras la cabeza es un poco más chica.</p> <p>Cuerpo aplanado.</p> <p>Boca grande con labios delgados.</p> <p>En la boca tiene seis pares de barbillas sensoriales (de ahí el nombre de pez gato “catfish”).</p> <p>Coloración azul-olivácea en el dorso, plateada en los costados y blanca en el vientre.</p> <p>Presentan una espina en la parte dorsal, con la cual hay que tener cuidado, ya que una punzada de esta es similar a una quemadura. Aleta caudal fuertemente bifurcada, (ver Fig. 16).²⁰</p>	



FIG. 16: Pez Bagre (*Ictalurus punctatus*).

T:	Temperatura	DO ₂ :	Oxígeno Disuelto
NH ₃ - NH ₄ ⁺ :	Amoniaco y Ion Amonia	GH:	Dureza General
NO ₂ :	Nitritos		

1.1.11 COMERCIALIZACIÓN

Cada día se sabe más sobre el papel beneficioso del pescado u otros alimentos marinos en nutrición animal. Tras los descubrimientos efectuados en las dos primeras décadas del siglo XX, cuando se supo que el aceite de hígado de bacalao ejercía acciones preventivas y terapéuticas en las carencias las vitaminas A y D, se administraron aceites concentrados de hígado de pescado a jóvenes y niños. Más tarde, como consecuencia de la competitividad desarrollada por las vitaminas sintéticas, los aceites de pescado perdieron su importante consideración.²¹

El pescado también es muy importante en la dieta humana por aportar proteína de alto valor biológico, así como una amplia variedad de sales minerales y microelementos. El pescado es capaz, por consiguiente, de contribuir a satisfacer por lo menos tres de las diez propuestas más populares de nutrición racional.²¹

En México la acuicultura de los peces de ornato es una de la industrias productivas que más se encuentra desaprovechada en nuestros días. Esta comprobado que en nuestro País existe una gran demanda de peces ornamentales y que cada día crece más y más. El abastecimiento de estos organismos proviene directamente de los Estados Unidos, Sudamérica y algunos países Asiáticos en donde la comercialización de estos peces es una gran industria . Son pocas las granjas que operan en México e incluso existen personas que producen peces en su propia casa dado que la demanda esta sumamente insatisfecha. Es necesario mencionar que un requerimiento importante es producir peces de buena calidad, ya que algunos establecimientos del Distrito Federal, prefieren importar los peces ornamentales; que aunque su precio es mas caro, son especies de una óptima calidad. Por lo que si alguien de nosotros nos interesaría incursionar en este interesante negocio, debemos de tener muy en cuenta que lo importante no solo radica en obtener una buena producción, sino también en sacar buenos ejemplares. Como dato importante mencionaremos que si piensa reproducir

peces de ornato, es necesario contemplar un previo conocimiento sobre estos organismos, para continuar investigando en busca de variedades nuevas, ya que esto provocaría un gran impacto en el mercado y tendría como consecuencia una exclusividad de compra con comercios especializados en acuario que se encuentren en el vecino País.

2.0. - OBJETIVOS GENERALES

1. Aplicar en forma integral los conocimientos médicos zootécnicos relacionados con los organismos acuáticos.
2. Desarrollar habilidades y destrezas aplicadas en acuicultura
3. Conocer y sugerir posibles alternativas técnicas de solución que sean económicamente viables en el cultivo de organismos acuáticos.

2.1.- OBJETIVOS PARTICULARES

1. Conocer los principales sectores que conforman la acuicultura nacional, la producción, la comercialización y la investigación de organismos acuáticos de consumo y ornamental del Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl.
2. Integrar y aplicar los conocimientos médico-zootécnicos enfocados a la producción acuícola en diversas especies como: pez Japonés (*Carassius auratus*), pez Guppy (*Poecilia reticulata*); Tortuga Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), Tortuga Mapa (*Graptemys geographica*), Tortuga Dragón (*Clemmys insculpta*). Tortuga tres lomos (*Staurotypus salvinii*) y Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*) del Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl.
3. Identificar las características morfológicas y fisiológicas de las especies: pez Japonés (*Carassius auratus*), pez Guppy (*Poecilia reticulata*), Tortuga Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), Tortuga Mapa (*Graptemys geographica*), Tortuga Dragón (*Clemmys insculpta*). Tortuga tres lomos (*Staurotypus salvinii*) y Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*).
4. Seleccionar y aplicar las técnicas de Mejoramiento Genético de las especies pez Japonés (*Carassius auratus*), pez Guppy (*Poecilia reticulata*), Tortuga Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), Tortuga Mapa (*Graptemys geographica*), Tortuga Dragón (*Clemmys insculpta*). Tortuga tres lomos (*Staurotypus salvinii*) y Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*).
5. Aprender las técnicas de reproducción natural de los organismos: pez Japonés (*Carassius auratus*), pez Guppy (*Poecilia reticulata*), Tortuga Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), Tortuga Mapa (*Graptemys*

- geographica*), Tortuga Dragón (*Clemmys insculpta*), Tortuga Tres Lomos (*Staurotypus salvinii*) y Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*).
6. Conocer la forma de alimentación y crecimiento de los organismos pez Japonés (*Carassius auratus*), pez Guppy (*Poecilia reticulata*), Tortuga Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), Tortuga Mapa (*Graptemys geographica*), Tortuga Dragón (*Clemmys insculpta*). Tortuga Tres Lomos (*Staurotypus salvinii*) y Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*).
 7. Participar en el manejo rutinario que se realiza en el Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl en la producción de crías y crecimiento de peces ornamentales: pez Japonés (*Carassius auratus*), pez Guppy (*Poecilia reticulata*); así como el mantenimiento de reptiles Tortuga Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), Tortuga Mapa (*Graptemys geographica*), Tortuga Dragón (*Clemmys insculpta*); Tortuga Tres Lomos (*Staurotypus salvinii*) y Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*) en cautiverio.
 8. Practicar y comprender las bases técnicas de operación y manejo de los estanques del Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl.
 9. Determinar el tipo, la calidad y el volumen de agua para manejar las especies en el Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl.
 10. Conocer y llevar a cabo la captura y selección de los organismos.
 11. Conocer el método de transporte para cada una de las etapas de los organismos.
 12. Comprender y practicar la aclimatación de los organismos en cada una de sus etapas de desarrollo.
 13. Poner en práctica los métodos de prevención de problemas de enfermedades y tratamientos.
 14. Reconocer y realizar el diagnóstico de enfermedades presentes durante la estancia en el Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl.

3.0 DESCRIPCIÓN DE ACTIVIDADES

3.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE PISCICULTURA DEL CENTRO DE EDUCACIÓN AMBIENTAL ACUEXCOMATL

La ubicación geográfica del Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl es al norte 19°36', al sur 19°03' de latitud norte; al este 98°57', al oeste 99°22' de longitud oeste; con temperaturas en promedio de 16°C, el mes mas frío es enero con 11.8°C; el mes más caluroso es mayo con 18.9°C en promedio (ver anexo 8). La precipitación pluvial en promedio es de 700.1 ml, siendo noviembre el mes que menos llueve con 4.7 ml y julio el mes que más llueve con 147.7 ml. Presenta un clima de templado sub húmedo con lluvias en verano (ver anexo 9).^{4, 5}

El área de piscicultura cuenta con dos zonas: la de estanques externos y la de exposición.

3.1.1 ESTANQUES EXTERNOS:

Aquí se realiza la reproducción y el crecimiento del pez japonés (*Carassius auratus*) y el cultivo de pulga de agua (*Daphnia* sp.), en esta área los estanques son de fibra de vidrio; siendo estos: 2 estanques redondos con capacidad de 8 m³, 4 estanques rectangulares con capacidad de 4 m³ y 2 estanques rectangulares con capacidad de 1.5 m³, identificados con las letras A, B, C, D, E, F, G y H respectivamente.

El estanque A es utilizado para el mantenimiento del pez japonés (*Carassius auratus*) en su etapa juvenil, en el estanque B se realiza la reproducción de esta especie, del estanque C al E se mantiene y favorece la incubación de los huevos, la eclosión de los alevines y el crecimiento de los organismos de esta especie.

Del estanque F al H, se tiene un cultivo natural de la pulga de agua (*Daphnia* sp.).

Cada estanque tiene su toma de agua, de aire y su desagüe, además de su manguera y piedra aireadora.

3.1.2 ESTANQUES DE EXPOSICIÓN:

La finalidad es mantener y exhibir diversas especies ornamentales y de consumo, (ver Fig.19). Esta área posee acuarios de diversos tamaños y tinas de plástico.

Los acuarios son de vidrio con un grosor de 5 cm, identificados con número del 1 al 11. El acuario número 1 tiene una capacidad de 210 l y en él se mantienen los Ángeles (*Pterophyllum scalare*) y Plecostomus (*Plecostomus punctatus*); el acuario número 2 tiene una capacidad de 320 l y en él se mantienen los organismos de cíclidos Áfricanos de las especies Joya (*Cichlasoma nigrofasciatum*), Caramelo (*Melanochromis auratus*) y Johani (*Melanochromis johani*). El acuario número 3 tiene una capacidad de 310 l y en él se mantienen los organismos de las especies Black Molly (*Poecilia velifera*) y Pez Espada (*Xiphophorus helleri*); el acuario número 4 tiene una capacidad de 300 l y en él se mantiene al Guppy macho (*Poecilia reticulata*). El acuario número 5 tiene una capacidad de 300 l y en él se mantienen a las Tilapias (*Oreochromis* sp.). El acuario número 6 tiene una capacidad de 300 l y en él se mantienen a los Molly (*Poecilia velifera* variedad *velifera*). El acuario número 7 tiene una capacidad de 310 l y en él se mantienen a la Guppy hembra (*Poecilia reticulata*). El acuario número 8 tiene una capacidad de 220 l y en él se mantienen a los Japonés (*Carassius auratus*). En los acuarios número 9, 10 y 11 con una capacidad de 300 l cada uno; se mantienen a los Japonés (*Carassius auratus*). Cada acuario está equipado con un filtro de plataforma (ver Fig. 20), piedras aireadoras, un filtro con cabeza de poder de la marca Sunny modelo SPF 38 W con capacidad de filtrar 200 l/hora, un termómetro de mercurio barnizado y un calentador con termostato automático de la marca SUNNY modelo SAH 300.

Además se cuenta con 9 tinas de plástico con una capacidad de 449 l identificadas con números del 1 al 9; de la tina número 1 a la 4 se mantienen los acociles (*Cambarellus montezumae*); de la tina 5 a la 6 están algunos peces juveniles de japonés (*Carassius auratus*); en la tina número 7 se encuentran las Tortugas Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), en la tina número 8 se encuentran

las Tortugas Mapa (*Graptemys geographica*) y Tortuga Dragón (*Clemmys insculpta*), la tina número 9 se mantiene a las Tortugas Tres Lomos (*Staurotypus salvinii*) y Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*)

Cada tina cuenta con su drenaje, nivel de agua, toma de aire, y su piedra aireadora, (ver Fig. 22).

3.2 GENÉTICA

Se realizó la selección fenotípica de dos especies: Guppy (*Poecilia reticulata*) y pez Japonés (*Carassius auratus*).

3.2.1 Guppy (*Poecilia reticulata*)

La selección de las características fenotípicas que se buscaron en el macho son:

1. Organismos sanos y que sus características fenotípicas (tamaño, color, variedad de la cola) sean acordes a la especie y variedad.
2. Tamaño del reproductor con una longitud total mayor a 5 cm y una altura máxima de 1 cm.
3. Cola de velo totalmente desarrollada y completa.
4. Cuerpo colorido.

Ya seleccionado el macho se colocó en la pecera donde se encuentran las hembras por un periodo de 7 días con la finalidad de aparearse con las hembras, cumplido este tiempo es redeado y reintroducido al acuario del cual proviene, realizándose cada 15 días.

3.2.2 Pez Japonés (*Carassius auratus*)

La selección se realizó tanto en el macho como en la hembra y las características fenotípicas que se buscaron son:

1. Organismos sanos y con características fenotípicas como color y variedad de la cola.
2. Tamaño reproductor con una longitud total mayor a 15 cm y altura máxima mayor a 4 cm.
3. Variedad cometa y variedad cola de velo.
4. Color dorado, golondrino, calicó.

Seleccionados los organismos fueron colocados dentro de 5 jaulas para lotificar a los organismos con las características deseadas por tiempo indefinido, llevándose a cabo una sola vez.

3.3 REPRODUCCIÓN

3.3.1 Poecilidos Guppy (*Poecilia reticulata*), Molly (*Poecilia velifera*) variedad negra y plateada.

Después del tiempo de apareamiento (7 días), las hembras que fueron fertilizadas sufren un aumento de tamaño en la región del abdomen; signo de desarrollo embrionario, caracterizado por un punto blanco alrededor del gonoporo, por lo que están en continua observación.

La hembra con punto blanco es capturada y colocada en redes tipo maternidad individual (ver Fig. 23 y 24), hasta que expulse a la cría. Una vez que la hembra finaliza la expulsión de las crías se regresa al acuario, en caso contrario se puede comer a las crías, siendo esta eventual.

3.3.2 Pez Japonés (*Carassius auratus*)

3.3.2.1 Elaboración de Mechudos

El japonés es un ciprínido que requiere un sustrato en el cual van a ovopositar, los huevos poseen como característica adherirse a un sustrato, por lo que este último deberá ser inocuo para estos.

El material utilizado para la elaboración de mechudos fue rafia que es un material textil sólido, con una presentación comercial en bola. Este se va desenrollando y cortando hasta tener un conjunto de 100 hilos con 40 cm de largo cada uno, los cuales son atados por unos de sus cabos dando la forma de un mechudo. El número de mechudos requeridos fueron 10.

3.3.2.2 Colocación de Mechudos

Los mechudos son sujetados del cabo atado a una piedra porosa para mantenerse en el fondo del estanque simulando plantas acuáticas frondosas en los cuales se llevara a cabo la reproducción. Se colocaron dos mechudos por

jaula a una distancia de 10 cm entre ellos durante 4 días, sin una desinfección previa, (ver Fig. 25).

3.3.2.3 Reproducción

Tanto el macho como la hembra se meten entre los mechudos para aparearse, la hembra va ovopositando en el sustrato e inmediatamente después el macho los fertiliza para posteriormente salir de los mechudos, (ver Fig. 26).

Los mechudos se revisan diariamente para observar la fertilidad del huevo; un huevo fértil presenta una coloración que va de naranja a rojo y es transparente, un huevo infértil presenta una coloración que va del blanco nacarado al gris y es opaco. Al cuarto día en que permanecieron los mechudos en el estanque se retiraban y colocaban en otro estanque para llevar a cabo la incubación. Esta actividad se realizaba quincenalmente.

3.3.2.4 Incubación

Los mechudos con huevo fertilizado se colocaron en un estanque rectangular previamente fertilizado donde permanecerán hasta la eclosión de alevín, tiempo que depende de la temperatura del agua del estanque, (ver Fig. 27).

Durante esta fase se muestrearon 3 huevos por mechudo para observar el desarrollo embrionario en el microscopio estereoscópico hasta la eclosión.

3.4 PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO

3.4.1 Producción de Microalga

La microalga utilizada se obtuvo de los pasos de otros estanques con productividad primaria del Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl.

3.4.1.1 Muestreo y Conteo de Microalga

Consiste en introducir un palo de madera sujetando en una de sus puntas un vaso de 1 l de agua hasta el fondo del estanque para recolectar la productividad primaria retirándolo cuidadosa y paulatinamente para evitar la caída de la muestra (ver Fig. 28), ésta era llevada al laboratorio para observarla posteriormente en el microscopio óptico compuesto.

Después con una pipeta Pasteur se toma un ml de la muestra y es colocada en una Cámara de Newbahuer la cual es colocada en la platina del microscopio óptico compuesto para observarla con el objetivo de 40X, (ver Fig. 29).

La Cámara de Newbahuer posee 5 bloques de 16 cuadros en los cuales las microalgas se reparten y se contabilizan las células del alga de la especie *Clorella* sp. que caen dentro de los 16 cuadros y en las líneas dobles superiores y del lado izquierdo. La cantidad total de células es expresada en 1 ml, ésta se extrapola a un litro y posteriormente al volumen total del estanque. El conteo más alto es el que determina el estanque del cual se realizaron los pases.

Ejemplo:

Si se determino que una muestra tiene 30 células de microalga *Clorella* sp. en un mililitro, entonces:

$$\begin{array}{rcl}
 30 & \text{-----} & 1 \text{ ml} \\
 X & \text{-----} & 1000 \text{ ml (1 litro)} \\
 X = 30,000 \text{ células / l} & &
 \end{array}
 \qquad
 \begin{array}{rcl}
 30,000 & \text{-----} & 1 \text{ l} \\
 X & \text{-----} & 8,000 \text{ l (8 m}^3\text{)} \\
 X = 240'000,000 \text{ células / m}^3 & &
 \end{array}$$

Por lo tanto un estanque de 8 m³ tiene 240'000,000 células / m³

3.4.1.2 Pases de Microalga

Para conocer la cantidad de litros que se requiere para alimentar la cría es necesario conocer el número de estas a fin de que cada una consuma 5 células después de perder el saco vitelino. El muestreo se realiza de manera similar a la microalga, de la muestra de un litro en el mismo estanque se vacía contabilizando el número de organismos que se encuentran, teniendo 10 repeticiones a lo largo del estanque estas se promedian y se tiene el resultado expresado en un litro de agua y se extrapola al volumen total del estanque teniendo el número de organismos promedio que requieren alimentarse. Esta cantidad se multiplica por 5 y nos representa el total de células de microalga requeridas para el estanque. Esta cantidad es dividida en el número de células de microalga por litro de agua del estanque con productividad primaria que se

determino y de esta manera da como resultado los litros de agua con células de microalga que serán traspasados al estanque de la cría.

3.4.2 PRODUCCIÓN DE MICROGUSANO (*Panagrellus redivivus*)

El cultivo inicial procede del Departamento de Producción Animal: Abejas, Conejos y Organismos Acuáticos (ACyOA) de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México en el área de Organismos Acuáticos del cual se obtuvo una muestra para posteriormente cultivarlo en el Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl.

3.4.2.1 Material para el cultivo

1. Un recipiente de plástico de forma rectangular con una longitud de 25 cm, un ancho de 14 cm y una profundidad de 5 cm con bordes curvos, con su respectiva tapa teniendo una ventilación de 20 cm de longitud y 9.5 cm de ancho, la ventilación esta dada por una malla de 200 micras de ojo.
2. Harina de Trigo (250 g).
3. Agua (250 ml).
4. Muestra inicial de microgusano (5 g).

3.4.2.2 Cultivo

Para la preparación del cultivo se colocaron uniformemente los 250 g de harina dentro del recipiente para posteriormente agregar de manera paulatina los 250 ml de agua homogenizando la mezcla hasta observar una consistencia pastosa, este momento es el indicado para la siembra de microgusano, esta deberá ser en diagonal y extenderse a lo largo del recipiente, dejándolo reposar de 24 - 48 horas para poder ser utilizado y después de este reposo se mezcla cada 24 horas, (ver Fig. 30).

3.4.2.3 Dieta

Esta se ofreció a la cría de Guppy (*Poecilia reticulata*), de Molly (*Poecilia velifera*), (ver Fig. 31) y pez Japonés (*Carassius auratus*), donde se les proporcionaba el raspado sobre las paredes del recipiente mediante una cuchara para que el microgusano subiera a través de ésta, la toma es agitada dentro de las redes tipo maternidad. Esta actividad se realizaba cada 24 horas.

3.4.3 PRODUCCIÓN DE PULGA DE AGUA (*Daphnia maya*)

El Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl, tiene un estanque exclusivo para el mantenimiento y desarrollo de la pulga de agua (*Daphnia maya*).

3.4.3.1 Mantenimiento

Se mantiene el nivel de agua constante a temperatura y fotoperiodo ambiente, con aireación entre 5 - 7 mg/l.

3.4.3.2 Dieta

Se capturaron las pulgas de agua con una red tipo cuchara del estanque exclusivo para su cultivo; después eran llevadas en una cubeta de plástico con capacidad de 15 l y eran introducidas a los acuarios.

Esta actividad se realizaba eventualmente y dependía del número de organismos que existían.

3.4.4 PRODUCCIÓN DE ALIMENTO BALANCEADO

Consiste en proporcionar pellet extrudizado (flotante) de la marca Aqualinea de Agribrands de Purina 25 kg con un costo de \$ 400, el tamaño de la partícula es 0.5 cm de diámetro, (ver Fig. 32).

3.4.4.1 Pellet en Polvo

El pellet entero fue colocado dentro de una bolsa de plástico para golpearlo con un martillo con el fin de tritarlo hasta obtener 1 Kg de polvo para proporcionarse a los organismos, (ver Fig. 32).

3.4.4.2 Alimentación

El pellet entero se ofrece a los organismos que tienen una boca tres veces mayor al pellet (1.5 cm), siendo estos los reproductores de Japonés (*Carassius auratus*), las Tilapias (*Oreochromis sp.*), el Bagre (*Ictalurus punctatus*) y las Tortugas sin importar la especie, (ver Fig. 33).

Con el pellet molido se alimentaba al resto de los organismos presentes en los acuarios, (ver anexo 4).

Cabe mencionar que el alimento no se ofreció con relación a la biomasa calculada por carecer de báscula, por lo que la cantidad solo era 1 g (aproximadamente) de alimento. Esta actividad se realizaba diariamente, (ver Fig. 34).

3.5 CONTENCIÓN DE LOS ORGANISMOS

Tiene la finalidad de sujetar cualquier organismo para la realización de un manejo específico y el método de contención debe ser seguro para el ser humano y para la especie permitiendo la aplicación del trabajo.

3.5.1 Sujeción Física de Reproductor Japonés (*Carassius auratus*)

Los reproductores al ser capturados con cualquier red, deben de sujetarse con las dos manos para acomodarlo en la palma de una de las manos, de manera tal que el dedo índice de esta cubra el rostro del pez y el dedo pulgar y el medio presione ligeramente el cuerpo del organismo y los dedos anular y

meñique presionen al pez hacia la palma de la mano (ver Fig. 35); así con la mano que quede libre se pueda realizar el trabajo programado.

Esta actividad es eventual y se realiza cada que se programa la realización de la biometría o algún examen físico.

3.5.1.2 Sujeción Física de Crías ó Juveniles Guppy (*Poecilia reticulata*)

La mayoría de los organismos eran capturados con una red tipo cuchara y eran sujetados del cuerpo con los dedos índice, medio y pulgar, tratando que el rostro del pez se encuentre hacia la palma de la mano.

3.5.2 Biometrías

Es una actividad que consiste en medir la longitud total, longitud parcial, altura máxima, altura mínima, el grosor y pesar a los organismos con el fin de monitorear su crecimiento y calcular la cantidad de alimento que se debe de ofrecer. Esta actividad se realiza cada mes.

Una vez sujetado el organismo se procedía a medir con una regla la longitud total que va desde el punto más craneal hasta el punto más caudal del organismo (ver Fig. 36), la longitud parcial que va desde el punto más craneal hasta donde finaliza el pedúnculo caudal, la altura máxima que va desde la inserción de la aleta dorsal hasta la inserción de la aleta ventral (ver Fig. 37), la altura mínima que se realiza en el pedúnculo caudal, (ver Fig. 38) y el grosor que se mide a la altura de las aletas pectorales, (ver Fig. 39). Además se colocaba en una báscula para registrar su peso.

3.5.2.1 Biomasa

Es la suma total de los pesos de los organismos presentes en un espacio determinado, (ver Fig. 40). Una vez sumada se calculaba el porcentaje de alimentación en base a la biomasa, que en caso de peces era del 10%.

3.6 Sexado de Organismos

Esta actividad se realiza con la finalidad de dividir los organismos en grupos de machos y hembras, de no ser así no se lleva un control reproductivo.

3.6.1 Sexado de Poecílicos

Los organismos juveniles de guppies, mollies y platys que se encontraban en las redes tipo maternidades antes de ser ingresados a los acuarios comunitarios correspondientes se les observaba el gonoporo, si presentaban la aleta anal modificada corresponde al gonoporo de los machos, si presentaba la aleta anal sin modificación correspondía a la hembra, inmediatamente después de ser sexados se introducían al acuario correspondiente. Esta actividad era eventual y dependía del crecimiento de la cría.

3.6.2 Sexado del Japonés (*Carassius auratus*)

Los organismos reproductores de esta especie se sexaban durante la época de reproducción con dos métodos: Uno de ellos era la palpación o masaje abdominal que en el caso de los machos sale del gonoporo semen y en el caso de las hembras ovocitos (ver Fig. 41); el otro método es morfológico, los machos en la espina de la aleta pectoral presenta tubérculos y en el caso de las hembras son inexistentes. Esta actividad era mensual.

3.7 CALIDAD DE AGUA

3.7.1 Limpieza

Se realiza cuando existe un desequilibrio en la calidad de agua, este es un manejo rutinario de mantenimiento en los estanques y en los acuarios.

3.7.1.1 Limpieza de Estanques

La limpieza general consiste en bajar el nivel de agua, al mismo tiempo con un cepillo de cerdas duras se tallaba la pared interna (ver Fig. 42), cuando el nivel de agua permitía observar a los organismos se capturaban con una red tipo cuchara, (ver Fig. 43) y eran colocados en una tina de plástico con 80 l de agua del mismo estanque junto con una piedra aireadora para mantener constante el Oxígeno Disuelto (ver Fig. 44); el drenaje del estanque no eliminaba el 100 % del agua por lo que era necesario retirarla con cubetas de 20 l para posteriormente tallar el fondo del estanque. Debido a que los estanques nunca habían recibido mantenimiento, es difícil hacer un tallado fuerte porque puede dañar el estanque, por lo que el tallado es suave y poco a poco se va

eliminando toda el alga adherida al estanque, hasta observar sin mancha el recubrimiento este. Una vez limpio se continua el llenado del estanque hasta alcanzar un volumen de agua de 3.5 m³, (ver Fig. 45).

El equipo accesorio como la manguera y la piedra aireadora también se tallaban ya que la microalga tapa los poros de la piedra, una vez que están limpias son reintroducidas al centro del estanque.

El agua contenida en el estanque no requiere de reposo ya que esta se encuentra en una cisterna. Esta actividad se realiza cada mes o en caso que se detrimente la calidad del agua.

3.7.1.2 Limpieza de Acuarios

Este manejo esta programado para realizarse cada 6 meses, debido a que los acuarios cuentan con el equipo adecuado para mantener la calidad de agua, como son los filtros de plataforma y el filtro con cabeza de poder.

La limpieza del acuario comienza desconectar todos los equipos eléctricos (calentador, aireación y filtros) (ver Fig. 46), continuando con un desagüe parcial del agua del acuario hacia un recipiente de 40 l con aireación constante (ver Fig. 47), a continuación son capturados los organismos y colocados dentro de este recipiente, (ver Fig. 48).

Se retiran los calentadores, filtros y adornos que contiene el acuario dejando solamente el filtro de plataforma junto con la grava, (ver Fig. 49). El sustrato es agitado vigorosamente para que las partículas sedimentadas suban a la superficie enturbiando el agua del acuario y así sifonear todas las partículas suspendidas; para eliminar la mayoría de partículas se agrega agua para repetir el procedimiento, (ver Fig. 50).

El equipo complementario como lo es el calentador con termostato automático y las piedras ornamentales se tallan ligeramente con una esponja y son reintroducidos al acuario antes de su llenado.

Posteriormente a la limpieza general y del montaje del equipo complementario, continúa el llenado del acuario tratando que la fuerza del agua no destruya el adorno y los accesorios, esto se logra mediante la administración de agua por la pared del acuario.

Inmediatamente después hay que equilibrar las temperaturas entre el agua contenida en el recipiente de 40 l con los organismos y el agua nueva del

acuario (ver Fig. 51), cuando estas temperaturas sean iguales es el momento ideal para reintroducir los peces. Esta actividad se realizó en 15 ocasiones.

3.7.1.2.1 Limpieza de Filtros con Cabeza de Poder

Los filtros son retirados del acuario para su limpieza general que consiste en desmontar y desarmar cada uno de sus componentes, las esponjas son enjuagadas hasta eliminar los residuos, y las partes plásticas son talladas con una esponja fina. Nuevamente se arman y se montan en el lugar de origen. Se realizaba esta actividad en todos los acuarios cada 15 días.

3.7.1.2.2 Limpieza de Cristales

La acumulación de alga en los cristales de acuarios con iluminación natural es un fenómeno común, por lo que es necesario limpiar los cristales del acuario para que cumpla su objetivo ornamental, con una esponja fina que no raye los cristales se tallan interna y externamente para retirar la microalga adherida a estos, (ver Fig. 52). Esta actividad se realizaba cada semana en todos los acuarios.

3.7.1.3 Limpieza de Tinas

Se retira el tubo de nivel o drenaje de la tina para desaguar el volumen de agua, se talla con un cepillo de cerdas duras el fondo y las paredes de la tina enjuagando con agua a presión eliminando el resto de agua sucia, (ver Fig. 53). Posteriormente se llenaba al nivel requerido.

3.7.2 Recambio de Agua

3.7.2.1 Recambio de Agua en Estanque

Se realiza un recambio del 25 % de agua del volumen total del estanque, primeramente se baja el tubo de nivel del agua y ésta es drenada expulsando del fondo la mayoría de detritos, hasta eliminar la cantidad de agua deseada. Posteriormente se sube el tubo de nivel del agua para detener la salida de esta y después se agrega la cantidad de agua eliminada. Esta actividad se realiza cada semana.

3.7.2.2 Recambio de Agua en Acuario

Se realizan recambios del 25 % de agua del volumen total del acuario; se introduce una manguera de plástico con diámetro de ¼ pulgada para sifonear el fondo de este, cuidando de no lastimar a los organismos.

A continuación se llena el acuario hasta el nivel que tenía. Esta actividad se realiza semanalmente.

3.7.3 Parámetros Físico - Químicos del Agua

El medio acuático abarca una gran variedad de parámetros físicos, químicos y biológicos interrelacionados entre sí, dando lugar a lo que se llama “calidad del agua”, condición muy importante que interviene en la salud de los peces.

3.7.3.1 Oxígeno Disuelto (OD)

El oxígeno es el gas más abundante en el agua después del nitrógeno, pero a su vez el más indispensable. Cuando los niveles de OD se encuentran muy bajos en los estanques de acuicultura, los organismos cultivados pueden estresarse y eventualmente, morir.

Este elemento era monitoreado mediante un oxímetro digital marca Jenway modelo 9071, éste es un aparato electrónico equipado con una sonda polarográfica, (ver Fig. 54). La sonda esta cubierta por una membrana de teflón y dentro de ella aloja un ánodo de plata y un cátodo de oro, ambos bañados por una solución de cloruro de potasio (KCl).

El oxímetro, dependiendo del modelo y del fabricante puede ya tener incorporado termómetro.

El oxímetro tiene 4 pantallas diferentes que expresan: la cantidad de OD en mg/l, la cantidad de OD en porcentaje de saturación, la temperatura en °C y la pantalla de calibración o zero.

Se calibra el oxímetro a 0.00 positivo, posteriormente se cambia de pantalla a la cantidad de OD en mg/l y en este momento se introducen las sondas hasta el fondo del estanque, esperando que se estabilice la pantalla en un número fijo que posteriormente es registrado.

3.7.3.2 Temperatura

Es el parámetro físico más observado debido a la facilidad con la que puede ser registrado, es uno de los principales limitantes dentro de los procesos

biológicos, desde la velocidad de simples reacciones químicas hasta la distribución ecológica de una especie animal, los organismos acuáticos son animales poiquiloterms y a diferencia de los mamíferos y aves, su sangre no está internamente regulada, en vista a esto, la temperatura ambiental tiene un profundo efecto sobre el crecimiento, tasa de alimentación y metabolismo de estos animales, que se encuentran subordinados a su ambiente, ya que su actividad y sobrevivencia están permanentemente sujetas a la temperatura prevaleciente, la temperatura de un organismo acuático sigue de cerca de la del agua. En realidad este factor juega un papel importante con todos los organismos acuáticos y los demás parámetros físico-químicos.

La temperatura era monitoreada con el oxímetro (mencionado anteriormente) que a la par, además de medir el OD presente en el agua medía la temperatura en °C, (ver Fig. 55). Las sondas eran introducidas hasta el fondo del estanque y la pantalla se colocaba en temperatura °C, hasta que se estabilizara en un número fijo; este era registrado.

Otra forma de monitorear la temperatura era con un termómetro de la marca Brannan con capacidad de registrar 100°C, el cual era introducido y retirado con sumo cuidado para no quebrarlo, dentro del volumen de agua se mantenía 2 minutos para registrar la cantidad indicada.

3.7.3.3 Potencial de Hidrógeno (pH)

El pH es un parámetro especial en los animales acuáticos, este puede ser la causa de muchos fenómenos químicos y biológicos, pero también puede ser consecuencia de otra serie de fenómenos. Por ejemplo, el pH alcalino es responsable de que un mayor porcentaje de amonio no ionizado esté presente en el agua, pero a su vez, el pH alcalino puede ser el resultado de otra serie de factores tales como abundancia de fitoplancton en los estanques de cultivo.

La acidez o alcalinidad de un líquido está definida por el tipo de sustancias que ella posee. Se define ácido como una sustancia que libera iones hidrógeno (H) en una solución acuosa o que acepta electrones en las reacciones químicas. Una base, es una sustancia que libera iones hidroxilo (OH) en una solución acuosa o que cede electrones en las reacciones químicas.

Este parámetro es monitoreado mediante un kit de prueba de la marca Tetratest, y el protocolo es el siguiente:

1. Enjuagar la probeta con el agua del estanque.
2. Llenar la probeta con 5 ml con agua del estanque.
3. Agregar 7 gotas del reactivo para pH a la probeta con 5 ml de agua.
4. Agitar ligeramente la probeta.
5. Coloca la probeta sobre la escala vertical y compara el color de la solución con el de la escala para registrar el valor del color que más se asemeje entre ellas.
6. Después de cada prueba se enjuaga la probeta junto con su tapa.

3.7.3.4 Amonia NH_3 - NH_4^+

El principal producto de excreción de los organismos acuáticos es el amonio (NH_3), compuesto resultante del catabolismo de proteínas. Es un gas extremadamente soluble en agua y es un compuesto del proceso de nitrificación; la forma no ionizada (NH_3) es la más tóxica para los organismos acuáticos, los problemas con este tipo de toxicidad pueden ocurrir en todos los sistemas de cultivos, causando daños a nivel celular, en la excreción, osmoregulación, transporte de Oxígeno y bajas en el crecimiento de los organismos; por ello recae la importancia de monitorearlo continuamente.

Este parámetro era monitoreado mediante un kit de prueba de la marca Tetratest, siendo el protocolo el siguiente:

1. Enjuagar la probeta con el agua del estanque.
2. Llenar la probeta con 5 ml con agua del estanque, es importante que la temperatura del agua a muestrear se encuentre en un rango de 20-30°C.
3. Agregar 14 gotas del reactivo número 1 para Amonia NH_3 - NH_4^+ a la probeta con 5 ml de agua tapando la probeta y agitar ligeramente.
4. Agregar 7 gotas del reactivo número 2 para Amonia NH_3 - NH_4^+ a la probeta tapando ésta y agitar ligeramente.
5. Agregar 7 gotas del reactivo número 3 para Amonia NH_3 - NH_4^+ a la probeta tapando ésta y agitar ligeramente.
6. Se deja reposar 20 minutos a temperatura ambiente.

7. Colocar la probeta sobre la escala vertical y comparar el color de la solución con el de la escala para registrar el valor del color que más se asemeje entre ellas.
8. Después de cada prueba se enjuaga la probeta junto con su tapa.

3.7.3.5 Nitritos NO₂

El nitrito es la forma ionizada del ácido nitroso. El nitrito también es un compuesto intermediario del proceso de nitrificación, en que el amonio es oxidado por bacterias del género (*Nitrosomona*) y se transforma en nitritos estos son oxidados por bacterias del género (*Nitrobacter*) en nitratos y son utilizados por las plantas para el proceso de la fotosíntesis. El efecto más importante del nitrito en peces se refiere a la capacidad que este compuesto tiene al oxidar la hemoglobina de la sangre, convirtiéndola en metahemoglobina, la cual es incapaz de transportar oxígeno, provocando de esta manera la muerte por asfixia de los organismos.

Este parámetro era monitoreado mediante un kit de prueba de la marca Tetratest, con el protocolo siguiente:

1. Enjuagar la probeta con el agua del estanque.
2. Llenar la probeta con 5 ml con agua del estanque.
3. Agregar 7 gotas del reactivo número 1 para Nitritos NO₂ a la probeta con 5 ml de agua.
4. Agitar ligeramente la probeta.
5. Agregar 7 gotas del reactivo número 2 para Nitritos NO₂ a la probeta y agitarla ligeramente.
6. Se deja reposar de 2 a 5 minutos a temperatura ambiente.
7. Colocar la probeta sobre la escala vertical y comparar el color de la solución con el de la escala para registrar el valor del color que más se asemeje entre ellas.
8. Después de cada prueba enjuagar la probeta junto con su tapa.

3.7.3.6 Dureza General (GH)

La GH del agua se refiere a la concentración de sales y carbonatos de calcio y de magnesio. Estas sales influyen directamente en el metabolismo de los peces, las plantas y los microorganismos. En el agua dulce, el rango para GH

debe ser 6° - 16° alemanes, este valor nos permite conocer la clasificación en base al grado de dureza presente en el agua.

Este parámetro era monitoreado mediante un kit de prueba de la marca Tetratest, el protocolo es el siguiente:

1. Enjuagar la probeta con el agua del estanque.
2. Llenar la probeta con 5 ml con agua del estanque.
3. Agregar del reactivo para GH gota por gota hasta que el contenido se observe de un color rojo, teniendo cuidado de agitar la probeta entre gota y gota.
4. Agregar y contabilizar el número de gotas necesarias para que cambie de color rojo a verde, agitando la probeta entre gota y gota.
5. El número de gotas contabilizadas es el grado alemán de dureza general.
6. Después de cada prueba enjuagar la probeta junto con su tapa.

3.7.3.7 Dureza Específica (KH)

La dureza específica esta determinada por la concentración de carbonatos y bicarbonatos contenidos en el agua. Es un elemento particular e importante ya que hay una relación entre KH y pH. Un valor de KH de 3° - 10° alemanes es recomendado para la mayoría de peces de agua dulce, los peces de agua salada requieren valores altos entre 8° y 10° alemanes.

Este parámetro era monitoreado mediante un kit de prueba de la marca Tetratest, el protocolo es el siguiente:

1. Enjuagar la probeta con el agua del estanque.
2. Llenar la probeta con 5 ml con agua del estanque.
3. Agregar del reactivo para KH gota por gota hasta que el contenido se observe de un color azul, teniendo cuidado de agitar la probeta entre gota y gota.
4. Agregar y contabilizar el número de gotas necesarias para que cambie de color azul a amarillo, agitando la probeta entre gota y gota.
5. El número de gotas contabilizadas es el grado alemán de dureza específica.
6. Después de cada prueba enjuagar la probeta junto con su tapa.

3.7.3.8 Dióxido de Carbono (CO₂)

Cada que se determina el pH y la dureza específica, se puede conocer el contenido de dióxido de carbono mediante una tabla de cálculo de CO₂ y relacionar el valor que se obtuvo por pH con KH; la concentración se mide en mg/l.

Todos los parámetros físico-químicos de la calidad del agua era una actividad eventual con excepción de la temperatura y la concentración de Oxígeno Disuelto.

3.8 SANIDAD

3.8.1 Medicina Preventiva

Los agentes infecciosos para los organismos acuáticos se encuentran estrechamente influenciados por el medio ambiente. El fenómeno que designamos regular e indiscriminadamente como estrés se presenta cuando se producen cambios bruscos en uno o más parámetros físico-químicos del agua, por lo que es importante realizar monitoreos periódicos, observando con especial cuidado temperatura, oxígeno y elementos nitrogenados.

3.8.1.1 Cloro (Cl)

Al término de cada ciclo reproductivo, a los estanques exteriores C, D, y E así como su equipo complementario se les realizaba una limpieza (mencionada anteriormente), una vez hecha se llenaba el estanque al nivel de uso más 1.5 l de cloro de la marca patito en concentraciones comerciales, el cloro se dispersaba a lo largo y ancho del estanque y se reposaba por un periodo de 4 horas, posteriormente se aireaba el agua durante 5 días para que el cloro se eliminara por evaporación.

Después de este tiempo se realizaba un cambio total de agua para iniciar un nuevo ciclo reproductivo. Esta actividad era eventual y se realizaba cada 3 meses en cada uno de los estanques.

3.8.2 Aplicación de Desinfectantes

3.8.2.1 Cloruro de Tetrametiltionina (Azul de Metileno)

Se empleaba como tratamiento preventivo de la enfermedad del punto blanco (ICH), y tremátodos que afectan la piel y branquias, así como en situaciones y enfermedades que afectan la respiración, el tinte se absorbe por la piel independientemente de las condiciones de los líquidos presentes en los estanques incrementando la respiración de los peces.

En estanques externos A y B; después de la limpieza, la desinfección y el cambio total de agua; se agregaba 3 ml de azul de metileno al 1 % por cada 480 l de agua con una aireación intensa para que este se diseminara en todo el estanque. Este manejo se realiza mensualmente.

3.8.2.2 Verde de Malaquita

Se utilizó este producto para el tratamiento de enfermedades provocadas por hongos dentro del acuario, la presentación del verde de malaquita era en polvo en grados puros, por lo que se realizó una solución de 0.22 mg/ml de agua en un recipiente con 1.5 l. Para la prevención de enfermedades micóticas se utilizaba de la solución 1 ml por cada litro de agua. Esta actividad era eventual.

3.9 OTRAS

3.9.1 Realización de Estudio de Mercado

Las prácticas de la materia Medicina y Zootecnia Acuícola es la realización de un estudio de mercado en la central de abastos de la nueva viga, dicho lugar es el mercado de pescados y mariscos más grande en el Distrito Federal.

A los comerciantes se les interrogó el precio, la procedencia y el método de conservación de las especies que vendían y los resultados obtenidos se muestran en el anexo 6.

3.9.2 Práctica realizada en la Granja de Peces de Ornato "Cuautitla"

Esta granja se ubica en el municipio de Tetecala, Estado de Morelos, en este lugar se trabaja con varias familias de peces: Anabántidos, Carácidos, Silúridos, Ciprinidos y Cíclidos.

La finalidad de esta práctica es conocer otro sistema de producción integral de peces de ornato. Así como calcular el volumen de cada estanque con un flexómetro de la marca Truper de 3 m, con el que se mide el largo, ancho y la altura de los estanques y así determinar la densidad de población que puede contener dicho volumen.

4.0 TORTUGAS

Las tortugas son reptiles caracterizados por tener un tronco ancho y corto, protegido por un caparazón formado, generalmente, por placas óseas revestidas de placas córneas, y a veces sólo por placas córneas. Del caparazón salen, por delante, la cabeza y las patas anteriores, y por detrás, las patas posteriores y la cola. Hay tortugas que lo tienen dividido en dos partes, una dorsal o superior y otra ventral, unidas entre sí. La característica más importante del esqueleto de las tortugas es que la columna vertebral está soldada a la parte dorsal del caparazón. El esqueleto hace que la respiración sea imposible por movimiento de la caja torácica y se lleva a cabo, principalmente, por la acción de las extremidades.²²

El cráneo presenta características de un gran primitivismo. No tienen dientes, pero sí una mandíbula afilada, parecida a un pico. La reproducción es ovípara y la incubación se realiza por irradiación solar. Es proverbial la extrema longevidad de las tortugas. Diversas especies pueden llegar a vivir 150 años o más. Hay tortugas de hábitat terrestre, acuático, marino y de agua dulce. También existen gran cantidad de especies con hábitat semi-acuático: pasan una parte del tiempo en tierra firme y otra parte en agua dulce. Las de hábitat terrestre presentan dedos libres, mientras que las de los hábitats acuáticos tienen las extremidades transformadas en aletas o bien los dedos unidos por una membrana.²²

4.1 REPRODUCCIÓN

Los machos presentan características como uñas muy largas en las extremidades anteriores que usan para acariciar la cara de la hembra con un aleteo rápido con la palma hacia afuera. El pene es negro y en forma de seta y posee una cavidad seminal que debe introducirse en la cloaca de la hembra para que el apareamiento sea eficaz.²³

Las gónadas son pares. Los ovarios de la hembra pueden contener varios folículos de diferentes tamaños, partiendo de pocos milímetros de diámetro hasta el tamaño de una yema que casi ocupa todo el huevo. Los oviductos se

dividen en cuatro regiones principales: infundíbulo, magnum, útero y vagina. El infundíbulo posee un extremo con forma de embudo y una parte tubular cubierta de una pared delgada con células glandulares y ciliadas. El magnum es la región que segrega albumen y ocupa dos terceras partes de la longitud total del oviducto. El útero cambia de forma y pasa de una "cinta plisada" a una sección transversal cilíndrica.²³

4.2 ALIMENTACIÓN

Las tortugas acuáticas y las terrestres pueden ser alimentadas diariamente o cada tercer día. Las especies grandes sólo necesitan alimentarse una vez a la semana. Con frecuencia es necesario exponerlos por 10 a 15 minutos a una lámpara de luz solar sin filtro o una luz negra para producir el estímulo del apetito en las tortugas.²⁴

En los neonatos se requiere un toque delicado para inducir la alimentación, lo cual se debe retardar 1 a 2 semanas hasta que el saco de la yema esté absorbido por completo. Las especies acuáticas pequeñas se pueden empezar a alimentar con lombrices de tierra cortadas en pedazos, lombrices de tubifex. Una vez que la alimentación tiene una base regular, hay que disminuir a los insectos y ofrecer una presa completa o pellets para tortuga. Para las tortugas terrestres y tortugas omnívoras es esencial una dieta pulverizada.²⁴

Las tortugas de agua dulce comen pescado pero también gambas, camarones y otros animales que se encuentran en su hábitat natural. Durante otros períodos del año deberían variarse la dieta con renacuajos, escarabajos de agua, larvas de insectos, caracoles de agua, lombrices y algunas plantas de agua como los berros. Las tortugas jóvenes deberían disponer de un hueso de sepia en el acuaterrario. Algunas tortugas les gusta comer dentro del agua, pero hay que evitar que el alimento se le suministre en su estanque principal por que los restos de comida y los aceites del pescado contaminan el agua.²³

4.3 BIOMASA

Es el peso vivo o el peso total de la materia viva en una superficie determinada. Se expresa en unidades de peso/área ejemplo kg/ha. En acuicultura es el peso total de los organismos por unidad de área del lugar donde se realiza en cultivo con el fin de observar si realmente están creciendo y para calcular el porcentaje de alimento para ofrecer.⁶

4.4 HIGIENE

La limpieza es esencial en el mantenimiento de tortugas si queremos evitar las enfermedades. Los acuaterrarios no sólo deberían tener todos los sistemas necesarios para el mantenimiento de los organismos, sino también deberían mantenerse limpios. En los terrarios, las heces deben sacarse diariamente usando una pequeña pala o una cuchara para después limpiar el fondo de la tierra sucia. Más o menos una vez cada quince días hay que poner a las tortugas en instalaciones provisionales mientras se lleva a cabo una limpieza completa del terrario; la gravilla o cascajo y otros materiales del sustrato se han de extraer y reemplazarse. Los materiales sucios pueden desinfectarse y lavarse con una manguera.²⁵

4.5 SUJECCIÓN EN TORTUGAS

Una manipulación excesiva de algunas especies puede causarles estrés, con el consiguiente efecto adverso para su salud o para su capacidad reproductiva. Naturalmente, una manipulación ocasional de todas las tortugas en cautiverio es necesaria a para inspeccionarlas. Algunas, como las tortugas mordelonas y las tortugas de concha blando, pueden ser muy agresivas y los ejemplares grandes pueden dar mordidas graves.²⁵

El manejo de las tortugas de agua dulce es fácil su manejo, pero muchas tortugas muerden y pueden ocasionar lesiones considerables. Para sujetarlas sin peligro se recomienda agarrar la parte posterior del caparazón en posición craneal a las partes posteriores. Las tortugas con caparazón blando (*Trionyx*) también suelen morder y con esta especie se recomienda el uso de guantes de piel.²³

4.6 ENFERMEDADES

- Abscesos: Son muy comunes y se presentan como abscesos timpánicos, inflamaciones de las extremidades y articulaciones. Cuando existe inflamación de las articulaciones y extremidades, hay que hacer una radiografía de la lesión puesto que el hueso puede estar afectado. Algunas bacterias causan osteolisis y es posible que el hueso llegue a destruirse totalmente, aunque no todos los abscesos afectan al hueso.²³
- Hipovitaminosis A: Este proceso muy conocido en tortugas jóvenes muy pocas veces se presentan solo. Las inyecciones de vitamina A no son muy útiles. La tortuga debería recibir una dosis semanal durante 4 semanas consecutivas mediante una inyección intramuscular de 1.000 – 5.000 UI. Hay que retirar los restos celulares blancos de los sacos conjuntivales y aplicar una pomada.²³
- *Balantidium coli*: Es un microorganismo grande y ciliado, fácilmente visible en una muestra fecal con un microscopio. Una infección intensa puede matar a las crías.²³
- Ceguera: Cuando las tortugas se presenta para tratamiento debido a anorexia o peso bajo en relación con la longitud del caparazón, se aconseja examinar los ojos. La ceguera puede evaluarse moviendo la cabeza y observando si el animal vacila o si retira la cabeza por reflejo.²³

4.7 TRATAMIENTO

La mayoría de las bacterias que afectan a las tortugas son Gram-negativas por lo que es inútil el uso de antibióticos como la penicilina. La tetraciclina puede ocasionar reacciones secundarias y afectar a las bacterias intestinales esenciales y también causar ulceración intestinal y hemorragias fatales. El bloqueo neuromuscular puede afectar a reptiles que reciben el tratamiento con aminoglicósidos.²³

A continuación se mencionarán a los antimicrobianos recomendados:

Antimicrobianos	Dosis
Ampicilina	4 mg/Kg intramuscular o subcutáneo diariamente
Carbencilina	200 – 400 mg/Kg intramuscular diariamente
Ceftazida	20 m/Kg intramuscular cada 72 horas
Cefuroxina	50 mg/Kg intramuscular cada 72 horas
Cefalotina	40 mg/Kg intramuscular cada 48 horas
Framomycin 5 %	10 mg/Kg intramuscular cada 48 horas
Framomycin Anti-Scour	100 mg diariamente por vía oral
Gentamicina	2.5 mg/Kg subcutáneo cada 72 horas
Kanamicina	10 mg/Kg intramuscular o subcutáneo cada 72 horas
Estreptomicina	10 mg/Kg intramuscular o subcutáneo cada 48 horas
Tilosina	25 mg/Kg intramuscular diariamente ²²

4.8 DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES

Nombre Común	Tortuga orejas rojas
Nombre Científico	<i>Trachemys scripta</i>
Familia	Emydidae
Distribución	Estados Unidos, México, Argentina y Colombia
Hábitat	Ríos
Temperatura Requerida	23 – 30 °C
Compatibilidad	Acuaterrario comunitario
Alimentación	Omnívoro
Dimorfismo Sexual	Machos: presenta uñas largas; cola gruesa y larga
Número de Huevos	10
Número de Crías	10
Inversión Parental	Inexistente
Longitud	Hasta los 20 cm
Descripción	Presenta una mancha de color rojo detrás de los ojos. El caparazón es alargado y presenta una coloración verde uniforme, (ver Fig. 56). ²⁶



FIG. 56: Tortuga Orejas Rojas (*Trachemys scripta*).

Nombre Común	Tortuga mapa
Nombre Científico	<i>Graptemys geographica</i>
Familia	Emydidae
Distribución	Estados Unidos
Hábitat	Lagos
Temperatura Requerida	23 – 30 °C
Compatibilidad	Acuaterrario comunitario
Alimentación	Carnívoro
Dimorfismo Sexual	Machos son de menor tamaño que las hembras
Número de Huevos	12
Número de Crías	12
Inversión Parental	Inexistente
Longitud	15 cm
Descripción	Presenta una superposición de ocelos concéntricos en cada uno de los escudos del espaldar. El color es oliva y se oscurece con la edad. Tiene una quilla vertebral, con un círculo de color amarillo detrás de los ojos, (ver Fig. 57). ²⁶



FIG. 57: Tortuga Mapa (*Grappemys geographica*).

Nombre Común	Tortuga Dragón
Nombre Científico	<i>Clemmys insculpta</i>
Familia	Emydidae
Distribución	Estados Unidos
Hábitat	Ríos
Temperatura Requerida	23 – 30 °C
Compatibilidad	Acuario comunitario
Alimentación	Carnívoro
Dimorfismo Sexual	Poco evidente
Número de Huevos	8 – 9
Número de Crías	8 – 9
Inversión Parental	Inexistente
Longitud	Hasta los 20 cm
Descripción	El caparazón es de color marrón claro y los escudos grabados de manera concéntrica. Presenta una quilla vertebral semejante a <i>Graptemys</i> , aunque no tan pronunciada. La cabeza es de color negro, sobre todo en la parte superior, y el cuello de color anaranjado. La cola es bastante grande, (ver Fig. 58). ²⁶



FIG. 58: Tortuga del Bosque (*Clemmys insculpta*).

Nombre Común	Tortuga tres lomos
Nombre Científico	<i>Staurotypus salvinii</i>
Familia	Kinosternidae
Distribución	Sur de México, Guatemala y El Salvador
Hábitat	Ríos
Temperatura Requerida	23 – 30 °C
Compatibilidad	Acuario comunitario
Alimentación	Carnívoros
Dimorfismo Sexual	Poco evidente
Número de Huevos	5 – 9
Número de Cría	5 – 9
Inversión Parental	Inexistente
Longitud	Hasta 38 cm
Descripción	El espaldar es de color verde oliva oscuro a pardo negro. Presenta tres quillas longitudinales altas, en forma de banda. El espaldar y el plastrón se hayan fuertemente unido en la zona del puente por medio de unas suturas óseas. El plastrón tiene forma de cruz. Los escudos de los brazos forman la sutura central más larga del plastrón; los escudos ventrales son mucho más anchos y largos. Como sólo está recubierto 1/3 de la parte inferior, recibe el nombre de “bikini”, (ver Fig. 59). ²²



FIG. 59: Tortuga Tres Lomos (*Staurotypus salvinii*).

Nombre Común	Tortuga casquito
Nombre Científico	<i>Sternotherus minor</i>
Familia	Kinosternidae
Distribución	Estados Unidos
Hábitat	Ríos
Temperatura Requerida	23 – 30 °C
Compatibilidad	Acuario comunitario
Alimentación	Carnívoro
Dimorfismo Sexual	El plastrón en los machos, tiene la forma cóncava; mientras que en las hembras es totalmente plano.
Número de Huevos	2
Número de Cría	2
Longitud	10 - 13 cm
Descripción	Posee un caparazón de color marrón claro, que está moteado de líneas negras de escaso grosor. El plastrón, dotado de un diminuto escudo gular. La cabeza es de color ocre con manchas negras distribuidas de manera irregular. La coloración de los ojos es amarillo brillante. Los orificios nasales están situados en la punta de la trompa, (ver Fig. 60). ²²



FIG. 60: Tortuga Casquito (*Sternotherus minor*).

4.9 CONTENCIÓN DE LAS TORTUGAS

Tiene la finalidad de sujetar cualquier organismo para la realización de un manejo específico y el método de contención debe ser seguro para el ser humano y para la especie, permitiendo la aplicación del trabajo.

4.9.1 Sujeción de Tortugas

Todas las tortugas se sujetaban de la región caudal del plastrón y del caparazón, jamás se tiene que sujetar de la parte craneal o dorsal porque pueden morder, ni tampoco de la parte lateral porque pueden rasguñar, (ver Fig. 61).

4.10 BIOMETRÍAS

Es una actividad rutinaria obligada que consiste en medir la longitud total y el ancho del caparazón y el plastrón, para después pesar a los organismos con el fin de monitorear su crecimiento y calcular la cantidad de alimento que se debe de ofrecer. Esta actividad se realiza cada mes

Una vez sujeta la tortuga se procedía a medir con un vernier la longitud y el ancho sin curvas del caparazón y la longitud y el ancho del plastrón para posteriormente colocarlo en una báscula y así registrar el peso.

4.10.1 Biomasa

Es la suma total de los pesos de los organismos presentes en un espacio determinado. Una vez sumada, se calculaba el porcentaje de alimentación en base a la biomasa, que en caso de tortugas era del 3%, (ver Fig. 62).

4.11 SEXADO DE ORGANISMOS

Esta actividad se realiza con la finalidad de dividir los organismos en grupos de machos y hembras, de no ser así no se lleva un control reproductivo.

4.11.1 Sexado de Tortugas

Esta dependía de la especie, en el caso de Tortugas Orejas Rojas (*Trachemys scripta*) el macho presenta uñas largas, la cola es larga y gruesa; en el caso de las hembras tienen uñas pequeñas y la cola es corta y delgada, (ver Fig. 63).

Las tortugas Tres Lomos (*Staurotypus salvinii*) y Casquito (*Sternotherus minor*) en el caso del macho, el plastrón presenta una forma cóncava y en las hembras el plastrón es totalmente plano. Esta actividad se realiza mensualmente.

4.12 NECROPSIA

Una herramienta básica para el diagnóstico de una enfermedad es la realización de necropsia, esta actividad se realizó en una Tortuga de Orejas Rojas (*Trachemys scripta*), hembra con un peso de 895 g, una longitud del caparazón de 17 cm y una longitud del plastrón de 17.5 cm. La tortuga presentaba erosiones en los escudos abdominales y femorales del plastrón así como ictericia generalizada.

A la necropsia se encontró un hígado aumentado de tamaño con focos de necrosis en la parte distal (ver Fig. 66), puntos blancos multifocales y con pérdida del funcionamiento del órgano (ver Fig. 67), y petequias en el intestino. El área de Piscicultura no cuenta con formol al 10% para mantener los órganos y llevarlos a los laboratorios de patología y realizar un diagnóstico acertado, los órganos fueron incinerados.

Un diagnóstico presuntivo puede ser cirrosis hepática aunque era recomendable realizar pruebas de laboratorio para un diagnóstico definitivo.

4.13 ENFERMEDADES PRESENTES DURANTE LA ESTANCIA

4.13.1 Blefaroconjuntivitis

La inflamación de los párpados es causada por una irritación constante del agua sobre la conjuntiva, esta se da por un hacinamiento continuo de las tortugas dentro del agua.

Durante la estancia en el Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl 5 tortugas presentaron este problema y fueron tratadas con una gota de vitamina A en el ojo afectado hasta la desinflamación de éste, sin estar en contacto directo con el agua y asoleándolas durante 30 minutos diarios, este tratamiento se realizó en 5 ocasiones hasta que las tortugas sanaran.

4.13.2 Ulceración en Plastrón

Las lesiones en plastrón son frecuentes cuando no se tienen instalaciones adecuadas, las tortugas que son mantenidas en pisos de cemento presentan un daño severo en el plastrón (ver Fig. 64), por esta razón se debe diseñar una protección especial para las tortugas la cual consiste en la aplicación de cera de abeja en todo el plastrón de la tortuga con la finalidad de proteger e impedir la introducción de agentes patógenos a cavidad celómica además de favorecer la cicatrización del tejido, antes de colocar la capa de cera de abeja, en la región afectada se realizó una limpieza del plastrón con agua oxigenada, posteriormente se desinfectó con yodo de la marca Isodine bucofaríngeo (ver Fig. 65), después se aplicó un antimicótico (terbinafina al 1%) en toda la zona afectada para finalmente colocar la capa de cera de abeja; esta última se debe calentar a fuego lento hasta que sea líquida y de esta manera se pueda manipular con facilidad; se debe tener cuidado de no quemar la piel del resto del cuerpo con la aplicación de la cera.

5.0 RECOMENDACIONES

Después de las actividades realizadas en el Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl se recomienda lo siguiente:

1. Traer organismos de las especies pez Japonés (*Carassius auratus*), pez Guppy (*Poecilia reticulata*), pez Ángel (*Pterophyllum scalare*), pez Molly (*Poecilia velifera*), de edad adulta de otras granjas acuícolas para reproducirlos con los organismos del Centro y evitar consanguinidad, así como la elaboración de un programa reproductivo que contemple: la identificación de los reproductores (tatuando un número con tinta china), la fecha de fertilización o puesta, el porcentaje de fertilidad, tiempo de incubación, la temperatura de incubación, tiempo de eclosión, número de alevines, porcentaje de mortalidad de alevines, número de cría (s), porcentaje de mortalidad en cría (s), (ver anexo 11).
2. Contar con un área exclusiva para la reproducción de los organismos, la cual deberá contar con acuarios de acuerdo a la etapa de desarrollo (reproductores, huevo, alevín, cría), cuando los organismos cultivados lleguen a la etapa de juvenil pasaran a los acuarios de venta. Esta área deberá estar cerrada al público con el fin de evitar estrés en los reproductores así como la diseminación de enfermedad.
3. Elaborar incubadoras con embudos o recipientes cónicos con medidas de 16 – 20 cm de diámetro con una altura de 30 cm para Tilapia (*Oreochromis sp.*).
4. El Centro requiere de instalaciones y equipo especializados para la producción de alimento vivo, en el caso de Microalga se necesita una cepa inicial (*Chlorella sp.*), material de cristalería como matraz marca Pimax de 250 ml y un mueble con 4 repisas que permita mantener los matraces, contenedores de 1 l, 2 l y 20 l, cada repisa debe tener una lámpara de 1000 lux (es el nivel de iluminación) con 12 horas luz y 12 horas oscuridad a una temperatura constante de 15 °C. Para la Artemia, se emplearan recipientes de vidrio y plástico, a una densidad de 5 g/l de nauplio de Artemia con una salinidad de 40 g/l, luz y aireación continua durante 24 horas.
5. Contar con alimento comercial de acuerdo a la talla de la especie, ya que el alimento debe ser de 1/3 el tamaño de la boca del organismo que

se va alimentar, además se tiene que calcular la biomasa por acuario y por estanque para elaborar un protocolo de alimentación, y de esta manera llevar un control del alimento.

6. Que cada acuario tenga su propio equipo de manejo (esponja, maternidad, red y manguera), para evitar la dispersión de enfermedades.
7. Contar con un área exclusiva de sanidad, la cual deberá tener acuarios hospitales (sin filtros químicos) aptos para la aplicación de medicamentos, y acuarios de cuarentena (con filtros químicos) para aislar a los organismos de recién ingreso.
8. Los organismos de recién ingreso al área de cuarentena deberán pasar por el siguiente tratamiento para evitar la diseminación de enfermedades, un baño de agua con sal del 3 – 5 % durante 2 minutos para eliminar ectoparásitos; 15 días con Verde de Malaquita con dosis de 0.1 mg/l para eliminar hongos, 1 ml en 450 l de formaldehído al 40% durante 1 hora con la finalidad de romper el ciclo de ectoparásitos.
9. Como tratamiento preventivo se recomienda el uso de azul de metileno a dosis 0.1 mg/l a cada recambio de agua y limpieza total del acuario.
10. Para prevenir enfermedades bacterianas se debe ofrecer en el alimento 7.5 mg/g de oxitetraciclina ó 3 mg/g de sulfonamida ó 1 mg/g de Ácido oxolínico durante 5 días, estos fármacos se encuentran en presentación de tabletas, estas se muelen y diluyen en 1 l de alcohol y con un aspersor se baña el alimento antes de ofrecerlo.
11. Tener tapetes sanitarios con fenoles sintéticos (Pentaclorofenol) a una dosis de 50 ml/l en la entrada y salida de las áreas de acuarios de exposición y de estanques externos, y se cambien cada 3 meses.
12. Desinfectar con Cloro al 5% las botas de trabajo antes y después de realizar las actividades y manejo en los estanques externos.
13. Cerrar el área por completo con malla ciclónica para evitar la entrada de fauna nociva como aves y tuzas; y la construcción de dique para evitar el derrumbe de los estanques.
14. Se sugiere la instalación de calderas en un sistema cerrado con el fin de reproducir especies tropicales en el área de estanques externos.

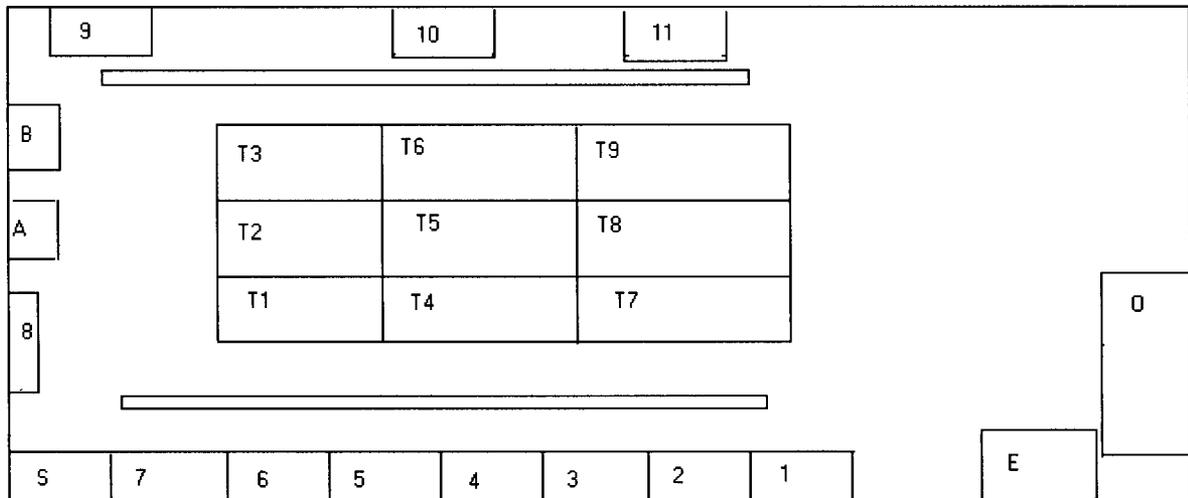
15. La salida de agua en los estanques externos debe de estar localizada en el centro del estanque para facilitar la limpieza y el drenado por completo al estanque.
16. Realizar pruebas de calidad del agua en todos los acuarios y estanques, la medición de Oxígeno y temperatura deberá ser diaria, mientras que Potencial de Hidrógeno (pH), Dureza General (GH), Dureza Específica (KH), Nitritos (NO_2), Amonia ($\text{NH}_3 - \text{NH}_4$) y Dióxido de carbono (CO_2) serán medidos cada 15 días.
17. Calcular la densidad de población en los acuarios, teniendo en cuenta que por cada 1 cm de pez debe tener 4 l de agua.
18. Realizar un calendario de actividades semanal y mensual para cada uno de los estanques y acuarios (ver anexo 12 y 13).
19. Contar con personal para fines de semana y días festivos y así cumplir cada uno de los protocolos del área.
20. El área de venta debe estar visible para el público y de preferencia en la puerta de salida de los acuarios de exposición, para que conozcan los organismos en venta.
21. Comprar o elaborar incubadora para los huevos de tortugas, los huevos deben de ser enterrados (con vermiculita) en una cubeta de plástico de capacidad de 10 l, dicha cubeta se pondrá en un acuario llenándolo hasta la mitad de su capacidad manteniéndolo a una temperatura de 30 °C, es importante que el acuario permanezca totalmente tapado con Kleen pack para mantener la humedad en su interior.
22. Realizar análisis químico proximal a la dieta de las tortugas que se ofrece actualmente para corroborar si cubre las necesidades de las tortugas, de no ser así, elaborar una dieta específica
23. Que el manejo de las tortugas se debe realizar semanalmente para evitar estrés.
24. Separar las tortugas por especie, peso y sexo e identificarlas permanentemente.
25. No recibir más donaciones de tortugas, para evitar un hacinamiento entre estas.

6.0 FUENTES CITADAS

1. Arredondo JL. La acuicultura en México. Primera edición. México. Universidad Autónoma de México. 2003.
2. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Anuarios Estadístico Delegacional Xochimilco. México. 2000.
3. SAGARPA. Sistema integral de Información Agro Alimentaria y pesquera Anuario Estadístico de pesca [en línea] 2003. [citada 2007 Marzo]. Disponible en:
<http://www.siap.sagarpa.gob.mx/integra/Pesquero/AnPes2003.pdf>.
4. Delegación Xochimilco. [en línea] 2006. [citada 2007 Marzo]. Disponible en: <http://www.xochimilco.df.gob.mx/delegacion/limites.html>.
5. INEGI. Ubicación Geográfica. [en línea] 2003. [citada 2007 Febrero]. Disponible en:
http://mapserver.inegi.gob.mx/geografia/espanol/estados/df/ubic_geo.cfm?c=442&e=09&CFID=1525503&CFTOKEN=20730865.
6. Lanza EG. La Acuicultura en Palabras. Primera edición. AGT Editor. México.1991.
7. Club del Mar. Como se Reproducen los Peces. [en línea] 2005. [citada 2007 Febrero]. Disponible en:
<http://www.clubdelamar.org/reproduccion.htm>.
8. Scott P. Guía Completa del Acuario. Primera edición. Italia. Blume. 1996.
9. Castro T. Alimento Vivo Para Organismos Acuáticos. Primera edición. AGT. México. 2003.
10. Brown L. Acuicultura para Veterinarios, Producción y Clínica de Peces. Primera edición. Acriba. España. 2000.
11. Stoskop MK. Fish Medicine. Primera edición. Saundera Company. Estados Unidos. 1993.
12. Wilkerling K. El Acuario de Agua Dulce. Primera edición. Madrid. Susaeta. 2004.
13. Breitenstein A. Atlas Ilustrado del Acuario. Primera edición. Madrid, Susaeta. 2004.
14. Mills D. Guía Práctica Ilustrada de los Peces de Acuario. Primera edición. Barcelona. Blume. 1996.

15. Garca IJ. Carpa. [en línea] 2003. [citada 2007 Febrero]. Disponible en:
<http://www.monchoragar.com/fauna/carpa.htm>.
16. Parisse GL. El gran Libro de los Peces Tropicales. Primera edición. Barcelona. De Vecchi. 2005.
17. Aquanovel. Atlas de Peces de Acuario de Agua Dulce. [en línea] 2002. [citada 2007 Febrero]. Disponible en:
<http://www.aquanovel.com/auratus.htm>.
18. Ministerio de la Producción. Tilapia [en línea] 2004. [citada 2007 Marzo]. Disponible en: http://www.produce.gob.pe/mipe/dna/doc/ctilapia_1.pdf.
19. Favré H. El Primer Acuario. Primera edición. México. Daimon. 1981.
20. Secretaría de la Reforma Agraria. Bagre. [en línea] 2003. [citada 2007 Marzo]. Disponible en.
http://www.sra.gob.mx/internet/informacion_general/programas/fondo_tieras/manuales/bagre_canal_jaulas_flotantes.pdf.
21. Sikorski ZE. Tecnología de los productos del mar: Recursos, Composición nutritiva y Conservación. Primera edición. Zaragoza. Acribia. 1994.
22. Wikipedia, La Enciclopedia libre. [en línea] 2003. [citada 2007 Abril]. Disponible en: <http://es.wikipedia.org/wiki/Tortuga>.
23. Beynon PH, Cooper JE. Manual de Animales Exóticos. Primera edición. Barcelona. Harcourt Brace. 1999.
24. Birchard SJ. Manual de Pequeñas Especies. Primera edición. DF México. McGraw-Hill. 1996.
25. Cobor JC. Guía Completa de las Tortugas. Primera edición. Barcelona. Hispano Europea. 1995.
26. Merchán FC. El Maravilloso Mundo de las Tortugas. Segunda edición. Madrid. Antiquaria. 1991.
27. INEGI. Tipos de Climas del Distrito Federal. [en línea] 2003. [citada 2007 Febrero]. Disponible en:
http://mapserver.inegi.gob.mx/geografia/espanol/estados/df/climas_map.cfm.
28. INEGI. Regiones Hidrológicas del Distrito Federal. [en línea] 2003. [citada 2007 Febrero]. Disponible en:
<http://mapserver.inegi.gob.mx/geografia/espanol/estados/df/rh.cfm>.

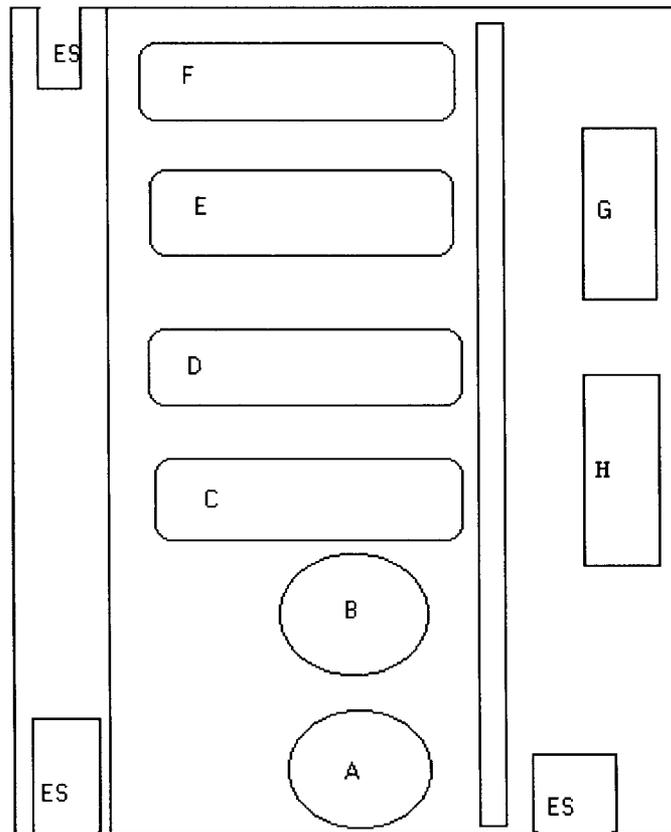
**ANEXO 1. CROQUIS DE LA SALA DE EXHIBICIÓN DE PECES DE ORNATO
DEL CENTRO DE EDUCACIÓN AMBIENTAL ACUEXCOMATL.**



- | | |
|-----|--------------------------------------|
| 1. | Pez Ángel y Plecostomus |
| 2. | Cichilasoma, Joya, Caramelo y Johani |
| 3. | Mollys negros y Espada |
| 4. | Guppy macho |
| 5. | Tilapia |
| 6. | Mollys |
| 7. | Guppy hembra |
| 8. | Japonés |
| B | Botia |
| 9. | Japonés |
| 10. | Bagre y Tilapia |
| 11. | Japonés |
| T1 | Tortugas Orejas Rojas |
| T2 | Acocil adulto |
| T3 | Acocil juvenil |
| T4 | Tortugas Orejas Rojas |
| T5 | Cría Japonés |
| T6 | Crías Japonés |
| T7 | Tortugas Orejas Rojas |
| T8 | Tortuga Mapa |
| T9 | Tortugas Casquitos y 3 Lomos |
| S | Salamandra |
| A | Ajolotes |
| O | Oficina |
| E | Entrada |

Elaboró: Alvaro Francisco Alonso Valencia

**ANEXO 2. CROQUIS ACTUAL DE LOS ESTANQUES EXTERIORES DEL
CENTRO DE EDUCACIÓN AMBIENTAL ACUEXCOMATL.**



- A Japonés juvenil
- B Japonés Reproductores
- C Estanque reproductor
- D Cría de japonés
- E Mechudos para cría Japonés
- F Producción pulga de agua
- G Producción pulga de agua
- H Producción pulga de agua
- ES Entrada y Salida

Elaboró: Alvaro Francisco Alonso Valencia

ANEXO 3. MEDIDAS DE ESTANQUES, ACUARIOS Y TINAS.

Tabla. 1: Medidas de los Estanques Exteriores Redondos.

Estanque	Radio	Altura total	Volumen Total
A	1.725 m	.9 m	8.413 m ³
B	1.725 m	.9 m	8.413 m ³

Tabla. 2: Medidas de los Estanques Exteriores Rectangulares.

Estanque	Largo	Ancho	Altura Total	Volumen Total
C	4 m	1.525 m	.70 m	4.27 m ³
D	4 m	1.525 m	.70 m	4.27 m ³
E	4 m	1.525 m	.70 m	4.27 m ³
F	4 m	1.525 m	.70 m	4.27 m ³
G	1.995 m	1 m	.80 m	1.596 m ³
H	1.995 m	1 m	.80 m	1.596 m ³

Tabla. 3: Medidas de los Acuarios de Exposición.

Pecera	Largo	Ancho	Altura	Volumen Total
1	1.20 m	.32 m	.57 m	.21 m ³
2	1.00 m	.50 m	.64 m	.32 m ³
3	1.00 m	.50 m	.62 m	.31 m ³
4	1.00 m	.50 m	.60 m	.30 m ³
5	1.00 m	.50 m	.60 m	.30 m ³
6	1.00 m	.50 m	.60 m	.30 m ³
7	1.00 m	.50 m	.60 m	.30 m ³
8	1.28 m	.40 m	.43 m	.22 m ³
9	1.00 m	.50 m	.60 m	.30 m ³
10	1.00 m	.50 m	.60 m	.30 m ³
11	1.00 m	.50 m	.60 m	.30 m ³

Tabla. 4: Medidas de las Tinas.

Incubadora	B	b	Ancho	Altura	Volumen Total
1	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
2	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
3	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
4	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
5	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
6	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
7	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
8	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³
9	1.42 m	1.32 m	.80 m	.41 m	.449 m ³

B: Base Mayor b: Base Menor

ANEXO 4. DIETAS COMERCIALES Y DE ALIMENTO VIVO.



Acuario	Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes
A1	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A2	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A3	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A4	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A5	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A6	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A7	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A8	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
A9	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua	Pellet molido	Pellet molido Pulga de agua
EB	Pellet entero Microalga	Pellet entero Microalga	Pellet entero Microalga	Pellet entero Microalga	Pellet entero Microalga
ED	Microalga	Microalga	Microalga	Microalga	Microalga
M	Microgusano Pulga de agua	Microgusano Pulga de agua	Microgusano Pulga de agua	Microgusano Pulga de agua	Microgusano Pulga de agua

A1 = Acuario 1
A5 = Acuario 5
A9 = Acuario 9

A2 = Acuario 2
A6 = Acuario 6
EB = Estanque B

A3 = Acuario 3
A7 = Acuario 7
ED = Estanque D

A4 = Acuario 4
A8 = Acuario 8
M = Maternidad

Elaboró: Alvaro Francisco Alonso Valencia

ANEXO 5. FORMATO DE ALIMENTACIÓN.



Número de Acuario _____
 Fecha de Registro _____

Biomasa _____
 Biometría: _____
 Longitud Total _____
 Longitud parcial _____
 Altura Máxima _____
 Altura Mínima _____
 Grosor _____

Día	Tipo de Alimento	Cantidad	Hora	Firma de quien alimento	Nombre y Firma de la Persona que Atendio
1-04-06	Alimento vivo Pellet				
2-04-06	Alimento vivo Pellet				
3-04-06	Alimento vivo Pellet				
4-04-06	Alimento vivo Pellet				
5-04-06	Alimento vivo Pellet				
6-04-06	Alimento vivo Pellet				
7-04-06	Alimento vivo Pellet				
8-04-06	Alimento vivo Pellet				
9-04-06	Alimento vivo Pellet				

 NOMBRE Y FIRMA DEL
 RESPONSABLE DE ÁREA

Elaboró: Alvaro Francisco Alonso Valencia

ANEXO 6. ESTUDIO DE MERCADO EN EL MERCADO DE PECES Y MARISCOS DE LA VIGA.

Nombre Común	Precio \$	Procedencia	Conservación
Tilapia	22-23	Tampico	Hielo
Lisa	12-13	Tampico	Hielo
Bobo	22-24	Tampico	Hielo
Cocinero	13-14	Campeche	Hielo
Sierra	45-56	Campeche	Hielo
Jaiba	25-26	Tampico	Hielo
Ostras	1.5,3,4 (pieza) 120-160 (bolsa)	Veracruz, Tampico Tabasco	Hielo Bolsa con agua
Huachinango	80	Tabasco	Hielo
Villajaiba	80	Tabasco	Hielo
Carpa	12	Michoacán	Hielo
Dorado	35	Sinaloa	Hielo
Tiburón	38	Tamaulipas	Hielo
Trucha pinta	25	Campeche	Hielo
Pardo	30	Campeche	Hielo
Cornuda	34	Campeche	Hielo
Melo	32	Mérida	Hielo
Jaibon	30	Tamaulipas	Hielo
Camarón	80	Tampico	Sin conservador
Almeja	6-20	Veracruz	Agua
Piña	10	Sinaloa	Hielo
Pulpo	35-40	Tamaulipas	Hielo
Colote	25	Sinaloa	Hielo
Martillo	42	Tamaulipas	Hielo
Tripa	38	Tamaulipas	Hielo
Lebrancha	9	Tampico	Hielo
Camarón blanco	50	Mazatlán	Agua
Camarón Rojo	65	Sonora	Agua
Pardo habanero	55	Yucatán	Hielo

Ballas	18	Golfo	Hielo
Charal	20	Valle de Bravo	Hielo
Robalo	75	Golfo	Hielo
Camarón grande	75	Tampico	Hielo
Mano cangrejo	80	Tampico	Hielo
Trucha pinta	27	Tampico	Hielo
Nueva naca	25	Acapulco	Hielo
Camarón seco	100	Campeche	Hielo
Tentáculo calamar	9	Baja California Sur	Hielo
Camarón jumbo	182	Tampico	Hielo
Filete mero	120 g. 90	Campeche	Hielo
	300 g 120	Yucatán	Hielo
Macabil	Pieza 10	Campeche	Hielo
	Kg. 40	Campeche	Hielo
Aeron	10	Tabasco	Hielo
Lengua	45	Tabasco	Hielo
Tilapia	70	Taiwán	Hielo
Nopa	22	Golfo	Hielo
Bacalao	50	Tamaulipas	Hielo
Perico	20	Yucatán	Hielo
Atún	35	Tampico	Hielo
Plateado	22	Tampico	Hielo
Guitarra	20	Baja California	Hielo
Tilapia	50	Chino	Hielo

Nota: Datos tomados el día 20 de octubre de 2006 en el nuevo Mercado de la Viga.

**ANEXO 7. ESTUDIO DE MERCADO EN PECES ORNAMENTALES Y
TORTUGAS**

Nombre Común	Talla	Precio \$	Origen	Cantidad
Pez Ángel	< 3 cm	45	Nacional	Cada uno
Pez Ángel	4 – 6 cm	60	Nacional	Cada uno
Pez Ángel	> 6 cm	80	Nacional	Cada uno
Pez Japonés	< 3 cm	45	Importados	Cada uno
Pez Japonés	4 – 6 cm	60	Importados	Cada uno
Pez Guppy	4 – 6 cm	35	Nacional	Cada uno
Pez Molly	4 – 6 cm	30	Nacional	Cada uno
Pez Espada	4 – 6 cm	30	Nacional	Cada uno
Pez Cíclido	4 – 6 cm	30	Importados	Cada uno
Cebra				
Tortugas Orejas Rojas	6 cm	50	Nacional	Cada uno
Tortuga Mapa	6 cm	116	Importados	Cada uno

Nota: Datos tomados el día 12 de Mayo de 2007 en la tienda Maskota sucursal Plaza Universidad.

ANEXO 8. FORMATO PARA LLEVAR A CABO UNA NECROPSIA.



Fecha _____ Hora de Muerte _____
Especie _____ Sexo _____
No. de Tina _____ Peso _____
Longitud Total _____

Inspección Externa

Piel _____
Ojos _____
Conjuntivas _____
Mucosas _____
Escamas _____

Inspección interna

Tracto Digestivo
Boca _____
Esófago _____
Estómago _____
Intestino Delgado _____
Intestino Grueso _____
Hígado _____
Tracto Respiratorio
Cavidad Nasal _____
Tráquea _____
Pulmones _____
Aparato Circulatorio
Corazón _____
Venas y Arterias _____
Aparato Reproductor
Formación de huevo _____
Inspección Física del Huevo _____
Gónadas Masculinas _____
Diagnóstico Presuntivo _____
Diagnóstico Definitivo _____

NOMBRE Y FIRMA DEL
RESPONSABLE DE ÁREA

NOMBRE Y FIRMA DEL
PERSONAL QUE ATENDIO

Elaboró: Alvaro Francisco Alonso Valencia

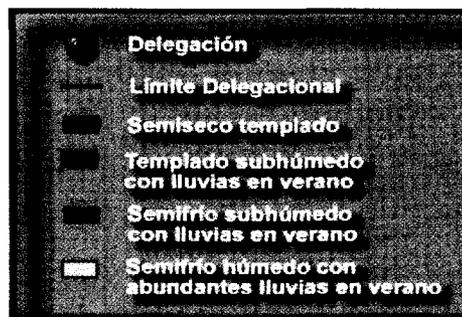
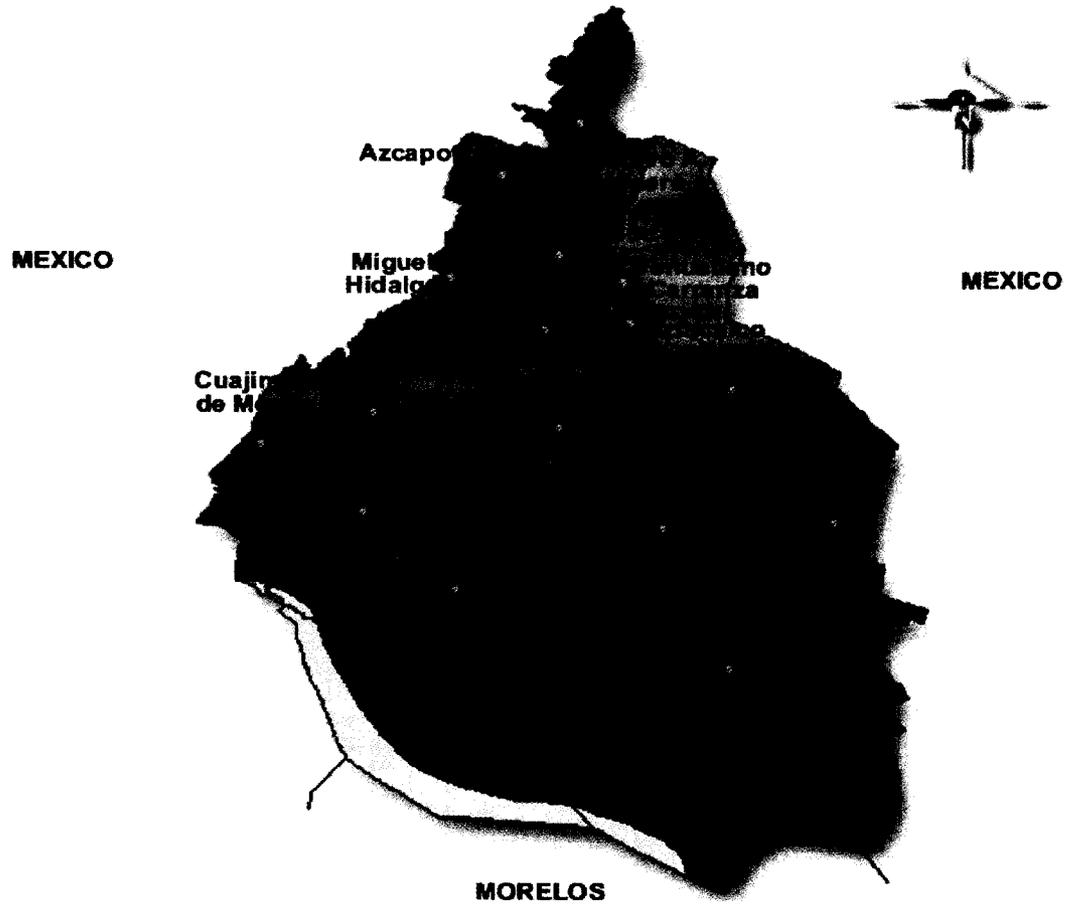
ANEXO 9. TEMPERATURA PROMEDIO DEL DISTRITO FEDERAL DE CADA DELEGACIÓN.²⁷



ANEXO 10. CLIMAS DEL DISTRITO FEDERAL.²⁸



ANEXO 10. CLIMAS DEL DISTRITO FEDERAL.²⁸



ANEXO 12. CALENDARIO DE ACTIVIDADES SEMANAL.



LUNES	MARTES	MIÉRCOLES	JUEVES	VIERNES
Alimentación de Peces				
Alimentación de Tortugas				
Limpieza de Tinas				
Mantenimiento de Alimento Vivo				
_____	_____	_____	_____	Recambio Parcial de Agua en Acuarios
_____	_____	_____	_____	Recambio Parcial de Agua en Estanques

 NOMBRE Y FIRMA DEL
 RESPONSABLE DE ÁREA

Elaboró: Alvaro Francisco Alonso Valencia

ANEXO 13. CALENDARIO DE ACTIVIDADES MENSUAL.



LUNES	MARTES	MIÉRCOLES	JUEVES	VIERNES
Biomasa en Acuarios	Biomasa de Tortugas	Elaboración de dietas en Peces	Elaboración de dietas en Tortugas	Limpieza Total de Acuarios
Biomasa en Estanques	Biometría en Tortugas	Tutoría	Limpieza Total de los Estanques	_____
Biometría en Acuarios	_____	_____	_____	_____
Biometría en Estanques	_____	_____	_____	_____

 NOMBRE Y FIRMA DEL
 RESPONSABLE DE ÁREA

Elaboró: Alvaro Francisco Alonso Valencia



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

REPORTE FINAL DEL TRABAJO PROFESIONAL
EN LA MODALIDAD DE PISCICULTURA

**INFLUENCIA DEL FOTOPERIODO EN
EL**

**P A R A O B T E N E R E L T Í T U L O D E
M É D I C O V E T E R I N A R I O Z O O T E C N I S T A**

P R E S E N T A :

ALVARO FRANCISCO ALONSO VALENCIA

TUTOR: MVZ. LUIS ANDRÉS CASTRO FUENTES



MÉXICO, D.F.,

MAYO 2007

1.0 INTRODUCCION

1.1 IMPORTANCIA

1.2 DESCRIPCION DE LA ESPECIE

1.3 TAXONOMIA

1.4 DISTRIBUCION

1.5 HABITAT

1.6 REQUERIMIENTOS DE LA ESPECIE

1.7 ALIMENTACION

1.8 SISTEMA REPRODUCTOR FEMENINO

1.9 SISTEMA REPRODUCTOR MASCULINO

1.10 CORTEJO Y APAREAMIENTO

1.11 DESOVE

1.12 FOTOPERIODO

2.0 OBJETIVO GENERAL

3.0 HIPOTESIS

4.0 MATERIAL Y METODO

5.0 RESULTADOS

6.0 DISCUSION

7.0 CONCLUSIONES

8.0 FUENTES CITADAS

9.0 ANEXO

1.0 INTRODUCCIÓN

1.1 IMPORTANCIA

Son organismos endémicos del lago de Xochimilco, teniéndose registrado desde los primeros asentamientos indígenas en el gran lago del valle de México.¹

Existen estudios taxonómicos, morfológicos y de distribución detallados, relativos al acocil (*Cambarellus montezumae*) y sus subespecies. Se tiene información básica respecto a la ecofisiología: Rosas en 1976 estudió de manera preliminar este aspecto de la subespecie del acocil (*Cambarellus montezumae patzcuarensis*).²

Latournier y colaboradores en 1990 hicieron experimentos preliminares ecofisiológicos como resistencia térmica en el acocil (*Cambarellus montezumae*). Existen investigaciones etológicas utilizando la subespecie acocil (*Cambarellus montezumae zempoalensis*). El acocil (*Cambarellus montezumae*) también se ha utilizado para estudios neurofisiológicos.²

En relación con su ciclo de vida se conoce algo de su desarrollo embrionario.

No existe información específica relativa a diversos temas relacionados con los aspectos de producción, se hace referencia a lo observado por otros autores en diversas especies de Astácidos.²

1.2 DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE

Son camarinos pequeños con el rostro con espinas laterales, la espina acuminal rebasa ligeramente el segundo artejo del pedúnculo antenular. Los bordes postorbitales terminan anteriormente en un proceso corto y romo, (ver Fig. 1 y 2).³

El exoesqueleto no presenta espinas laterales, y tiene areola ancha. Los adultos tienen el exoesqueleto más firme que los jóvenes, algunos son completamente oscuros por entrar en contacto directo con el cieno, el cual se adhiere a su superficie; la pigmentación normal marca dos líneas anchas a uno y otro lado del dorso del abdomen, las que se prolongan hasta el escudo cefalotorácico; además de estas líneas, las regiones pleurales también aparecen pigmentadas; los cromatóforos se dispersan homogéneamente en toda su superficie impartiendo un color café-verdoso, (ver Fig. 3).³

Los ángulos posterolaterales de la primera sección del telson presentan una espina, (ver Fig. 4).³

1.3 TAXONOMÍA

Reino: Animal
Phylum : Arthropoda
Subphylum : Euarthropoda
Superclase : Mandibulata
Clase : Crustacea
Subclase : Malacostraca
Serie : Eumalacostraca
División : Eucárida
Orden : Decápoda
Suborden : Reptantia
Sección : Astacura
Tribu : Nephropsidea
Familia : Astacidae
Subfamilia : Cambarellinae
Género : *Cambarellus*
Especie : *montezumae*³

1.4 DISTRIBUCIÓN

El género *Cambarellus* presenta una distribución geográfica discontinua, ubicada en la cuenca del río Lerma. En México se menciona una ubicación en cuencas cerradas del eje neovolcánico que abarca desde Puebla hasta Jalisco, en la actualidad ha quedado registrada a pequeños sistemas acuáticos como la presa Guadalupe Victoria en el Estado de México, Timilpa y Atequiaca, Laguna de Xico, Lago de Guadalupe y remanentes de los antiguos lagos de Texcoco, Xochimilco y Chapultepec.⁴

1.5 HABITAT

La existencia de acociles tienen una gran diversidad de ambientes dulceacuícolas, tanto en medios lénticos o lóticos con una amplia distribución latitudinal que incluye climas templados y tropicales.⁴

1.6 REQUERIMIENTOS DE LA ESPECIE.

Su rango de temperatura es de 10 – 35 °C, en invierno se reporta que en machos es 15 – 32 °C y en hembras 22 – 29 °C (en verano), y 22 – 30 °C (en invierno) para los dos sexos.⁴

Con lo que respecta al oxígeno disuelto, no se han realizado estudios para establecer la concentración de oxígeno que necesita, pero se puede intuir que al ser un organismo que habita aguas lénticas requiere entre 3 - 5 ppm². El pH 7, GH de 8 - 12° alemanes, NH₃ - NH₄⁺ igual 0 mg/l, NO₂ < 1.8 mg/l.⁴

1.7 ALIMENTACIÓN

La familia de los Cambaridae en general es de hábitos omnívoros, prefiriendo los jóvenes alimentarse de vegetales y detritus, pero los adultos manifiestan además una clara tendencia depredadora y que su adaptabilidad a diversas fuentes de alimento les permite mantener poblaciones densas, adaptándose a fluctuaciones en la disponibilidad de recursos alimenticios.²

1.8 SISTEMA REPRODUCTOR FEMENINO

El aparato reproductor de la hembra está constituido por el ovario, que es un órgano trilobulado situado inmediatamente abajo y adelante del corazón, entre el seno pericárdico y el tubo digestivo; de los tres lóbulos que lo forman, dos son anterolaterales y un medio posterior impar. Del tercio anterior de los lóbulos laterales y ventrales, salen dos conductos cortos y gruesos que constituye los oviductos, los cuales desembocan en las coxas.³

Las partes del ovario están formadas por un epitelio cúbico, de núcleo pequeño y cromatina compacta que se tiñe intensamente; entre estas estructuras se distinguen las ovogonias por su forma redondeada, su citoplasma claro y su núcleo grande con la cromatina dispuesta en forma de red laxa. Estos elementos sexuales al crecer, arrastran consigo las células epiteliales de las paredes del ovario, que acaban por formar en torno de cada ovogonia una capa de células aplanadas que se ponen en contacto directo con la membrana vitelina del óvulo. Cuando la ovogonia ha llegado al final de su etapa de madurez, se ha transformado en óvulo apto para la fecundación y forma junto con su envoltura epitelial una pequeña saliente que se proyecta hacia la luz del tubo ovárico.³

El abdomen de las hembras es más ancho, lo que permite tener mayor superficie para portar los huevecillos. Presentan los gonoporos en los coxopoditos del tercer par de pereópodos y una estructura en forma de herradura denominada *Annulus ventralis* (estructura copulatoria) que esta ubicado entre el cuarto y quinto par de apéndices torácicos en forma de "U" con una articulación en cualquiera de sus ramas, tienen un proceso espiniforme en el quinto pereiópodo, (ver Fig. 5).³

1.9 SISTEMA REPRODUCTOR MASCULINO

El testículo es un órgano impar, situado debajo del corazón y arriba y atrás del hepatopáncreas; de los tres lóbulos que lo forman, los dos anteriores son

cortos y laterales, en tanto que el posterior es largo y situado hacia la línea media. A uno y otro lado del punto de unión de estos tres lóbulos parten los conductos deferentes, que son muy largos y estrechos, describiendo numerosas vueltas antes de llegar a los orificios genitales situados en las coxas del último par de periópodos.³

Los lóbulos testiculares están formados por un gran número de vesículas esferoidales formadas por las dilataciones de las extremidades y de las paredes de los tubos seminíferos, parte de las células que forman la pared de cada vesícula, al llegar la época de reproducción se multiplican y experimentan los cambios relativos a la espermatogénesis y a la espermiogénesis.³

Los espermatozoides de las vesículas testiculares llegan a los conductos deferentes en donde unidos a otras secreciones, forman un material viscoso que se expulsa al exterior en forma de un espermatóforo.³

La longitud del exoesqueleto (en el macho) es proyectada sobre el abdomen, que llega hasta la sexta somita abdominal. El dimorfismo sexual se presenta en las quelas. Isquiopoditos de los pereopodos del segundo y tercer par presentan ganchos. El primer par de pleópodos tiene forma de Y, subiguales en longitud; y el proceso mesial membranoso y acanalado.³

Los gonoporos se encuentran en el quinto par de pereopodos y sus dos primeros pleópodos están modificados para efectuar la cópula. El segundo par de pleopodos es más largo que los demás y contribuye para que los espermatóforos sean depositados en el *Annulus ventralis*.³

El ciclo de vida de los camaridos se caracteriza por que los machos presentan dos formas alternantes, el cambio de una a otra ocurre en los machos maduros durante las mudas semianuales. La forma sexual activa se presenta después de la última muda juvenil. Esta forma más agresiva se distingue por crecimiento, endurecimiento y coloración de los primeros pleópodos. Los primeros quelípedos son grandes y los conductos espermáticos están llenos de espermátidas. La segunda forma es sexualmente inactiva.³

1.10 CORTEJO Y APAREAMIENTO

El cortejo entre los acociles es iniciado por los machos y consiste en una actitud aparentemente agresiva hacia las hembras, primero las persiguen hasta que pueden detenerlas con sus quelas y después de una breve lucha, la hembra es volteada de manera que su dorso toca el fondo y su abdomen queda flexionado hacia arriba para poder mantener a la hembra en esa posición, durante la cópula, el macho presiona con las quelas del primer par de apéndices torácicos, y los tres primeros pereiópodos de la hembra y con el resto toca el fondo para guardar el equilibrio, a su vez el macho estira su abdomen y lo posa sobre el de su pareja.

Los machos presentan en los segundos y terceros pares de pereiópodos, pequeños ganchos que también sirven para detener a la hembra durante la cópula.³

Los espermátóforos son depositados en el *Annulus ventralis* (estructura copulatoria) durante la constante agitación de los dos primeros pares de pleópodos del macho. En numerosas ocasiones se realizan movimientos bruscos que provocan la separación de los individuos, sin embargo, no pasa mucho tiempo antes de que se vuelvan a reunir.³

La duración de la cópula puede variar entre 10 y 150 minutos en condiciones de laboratorio, (ver Fig. 7).³

1.11 DESOVE

El vitelo aparece formado por dos componentes fundamentales, una sustancia homogénea y las gotas de materiales lipoides que son muy refringentes a la luz. Cada huevo presenta tres envolturas, la membrana de adhesión a las patas, el corión y la membrana vitelina.³

Con el fin de poder manejar la información en términos generales, se ha dividido el desarrollo embrionario en cuatro estadios:

- El estadio I es de los 2 - 4 días después de la monta, los huevos se ven de un tono verde-oscuro.
- El estadio II va de los 6 - 9 días postmonta, los huevos se ven traslucido y de coloración café-oscuro.
- El estadio III va de los 10 - 14 días postmonta, los huevos se alcanzan a observar el apéndice, su coloración es café rojiza a blanca.
- El estadio IV va de los 17 - 19 días postmonta, el huevo eclosiona, este estadio termina hasta la primera muda, (ver Fig. 8).³

1.12 FOTOPERIODO

El término de fotoperiodo alude a la relación que hay entre el tiempo de luz (fotofase) y el tiempo de oscuridad (escotofase) durante un ciclo o periodo determinado. También ha sido definido como el periodo de iluminación durante un ciclo determinado. La forma más usual de designar las características de un cierto fotoperiodo (FP) es la de definir el tiempo de iluminación (L), el tiempo de oscuridad (O) y la duración del intervalo considerado. Así, un régimen fotoperiódico LO 20:4, por ejemplo, significa que en un ciclo de 24 horas, 20 horas son luz y 4 son de oscuridad. La idea de que hay factores que actúan como un verdadero marcapasos del proceso de muda se puede aplicar con toda propiedad a

la acción que ejercen los ciclos de luz y oscuridad (fotofase y escotofase), sobre este proceso.⁵

1.13 ECDISIS

La muda o ecdisis es un proceso crítico para el crecimiento de los acociles. El ciclo de la muda de los decápodos consiste en periodos de premuda, muda, postmuda e intermuda, todas estas están controladas endócrinamente. La cutícula que es secretada por la epidermis subyacente, tiene varias capas. La más externa es la epicutícula, una capa muy fina de proteína impregnada de lípidos. El grueso de la cutícula lo forman varias capas de procutícula:

1. La exocutícula, que está justo por debajo de la epicutícula y que contiene proteína, sales de calcio y quitina.
2. La endocutícula, que a su vez está formada por una capa principal, que contiene más quitina y menos proteína, y que está fuertemente calcificado, y una capa membranosa no calcificada y relativamente fina de quitina y proteína.

Poco antes de la ecdisis, las células epidérmicas aumentan considerablemente de tamaño, se separan de las capas membranosas, secretan una nueva epicutícula y comienzan a producir una nueva exocutícula. Así mismo, se secretan enzimas en la zona que queda inmediatamente sobre la nueva epicutícula: las enzimas comienzan a disolver la endocutícula antigua, y los productos solubles son absorbidos y almacenados en el interior del cuerpo de los crustáceos.⁶

Algunas de las sales de calcio se almacenan como gastrolitos (concentración mineral) en las paredes del estómago. Finalmente, de la antigua cutícula sólo permanecen la exocutícula y la endocutícula, debajo del cual está la nueva exocutícula y epicutícula. El animal ingiere agua, que es absorbida por el intestino, y el volumen sanguíneo aumenta. La presión interna provoca la rotura de la cutícula y el animal sale por sí mismo de su antiguo exoesqueleto. También presenta un estiramiento de la todavía blanda cutícula, la reposición de las sales inorgánicas almacenadas, y el endurecimiento de la nueva cutícula, (ver Fig. 9 y 10).⁶

1.13.1 CONTROL HORMONAL DE LA ECDISIS

Las células neurosecretoras que regulan la ecdisis se encuentran en las papilas sensoriales y el órgano X (O-X) de la médula terminalis, ambas estructuras se sitúan en el pénduculo ocular junto con la glándula sinusal. Esta última recibe secreciones del O-X y entonces se producen hormonas que inhiben o estimulan la ecdisis regulando la longitud de periodo de intermuda. Las secreciones de la glándula sinusal tiene como blanco el órgano-Y (O-Y) quien secreta la hormona iniciadora de la muda para comenzar la premuda. La hormona de la muda o ecdisona, se menciona que esta presente en el organismo 15 minutos en sangre⁷. En esta etapa las reservas de glucógeno aumentan y los minerales son reabsorbidos y almacenados. Una enzima suaviza la cutícula provocando el desprendimiento de las células epidérmicas, lo que estimula la formación de una epicutícula que es impermeable a dicha enzima. A continuación, el cuerpo acumula líquidos aumentando el volumen para que la cutícula vieja se desprenda del cuerpo. Los tejidos se desarrollan rápidamente durante un periodo corto de postmuda, mientras que la nueva capa se hace rígida por la deposición de minerales de Calcio en la cutícula. Después de la postmuda entra el periodo de intermuda.⁸

2.0 OBJETIVO GENERAL

- Evaluar el efecto del fotoperiodo sobre el proceso fisiológico de la muda del acocil (*Cambarellus montezumae*).

2.1 OBJETIVO ESPECÍFICO

- Comparar diversos periodos de horas luz-oscuridad, para determinar el periodo en el cual se presentará el mayor número de mudas del acocil (*Cambarellus montezumae*).

3.0 HIPÓTESIS

- Influirá el fotoperiodo en el proceso fisiológico de la muda, y si es así, un número mayor de horas luz inducirá a un mayor número de mudas en el acocil (*Cambarellus montezumae*).

4.0 MATERIAL Y MÉTODO

Se utilizaron 324 acociles (*Cambarellus montezumae*) del Centro de Educación Ambiental Acuexcomatl, ubicado en el pueblo de San Luis Tlaxialtemalco, en la Delegación de Xochimilco D.F, cuyas coordenadas son al norte 19°36', al sur 19°03' de latitud norte; al este 98°57', al oeste 99°22' de longitud oeste; con temperaturas en promedio de 16°C, el mes mas frío es enero con 11.8°C; el mes más caluroso es mayo con 18.9°C en promedio. La precipitación pluvial en promedio es de 700.1 ml, siendo noviembre el mes que menos llueve con 4.7 ml, y julio el mes que más llueve con 147.7 ml. Presenta un clima de templado sub-húmedo con lluvias en verano⁹. Los acociles (*Cambarellus montezumae*) fueron marcados con tinta indeleble por el dorso del exoesqueleto de las hembras para identificarlas en el proceso de mudas (ver Fig.11), se pesaron y medieron (longitud total) todos los organismos para seleccionar las tallas adultas (2.30 a 5 cm), (ver Fig. 12) colocándolos en seis grupos de 54 organismos con una relación macho:hembra 1:1, cada grupo se expusieron a diferentes periodos de horas luz-oscuridad, el primer grupo se expuso a un fotoperiodo de 14 horas luz y 10 horas oscuridad, el segundo grupo se expuso a un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad, el tercer grupo se expuso a un fotoperiodo de 10 horas luz y 14 horas oscuridad, el cuarto grupo se expuso a un fotoperiodo de 24 horas luz, el quinto grupo se expuso a un fotoperiodo de 24 horas oscuridad, y el sexto será el grupo control que se expuso a un fotoperiodo natural, (ver Fig. 13).

Los organismos estuvieron en tinas de plástico transparente con capacidad de 15 y 47 litros, con áreas de 0.0925 y 0.214 m² (ver Fig. 14) respectivamente, cada tina contaba con un termostato de 100 watts marca Automatic Herter para mantener la temperatura de 21°C, (ver Fig. 15) y aireación constante para que el oxígeno disuelto esté por arriba de las 3 ppm, las tinas fueron colocadas en un mueble con 5 niveles, cada nivel estuvo forrado con tela fomi, cartulina, y bolsas de plástico negros para evitar la entrada de luz externa al experimento, (ver Fig. 16).

Las horas luz se proporciono a través de lámparas fluorescentes de 30 watts con luz blanca de 1 m de longitud, cada lámpara esta separada de la base de la tina a una altura de 30 cm y conectada a un programador de tiempo marca Intermatic para modificar los periodos luz:oscuridad (ver Fig. 17).

La alimentación proporcionada se ofrecía cada 48 horas y consistió en corazón de res molido, en proporción al 10% de la biomasa correspondiente a cada grupo.

El análisis estadístico realizado fue un análisis de variables comparando mudas y tratamiento con una prueba Tukey.

5.0 RESULTADOS

Después de 40 días de experimento los resultados obtenidos fueron los siguientes:

- El tratamiento con un fotoperiodo de 14 horas luz y 10 horas oscuridad obtuvo un total de 36 mudas.
- El tratamiento con un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad obtuvo un total de 35 mudas.
- El tratamiento con un fotoperiodo de 10 horas luz y 14 horas oscuridad obtuvo un total de 40 mudas.
- El tratamiento con un fotoperiodo de 24 horas luz obtuvo un total de 31 mudas.
- El tratamiento con un fotoperiodo de 24 horas oscuridad obtuvo un total de 19 mudas.
- El grupo control que se expuso a un fotoperiodo natural obtuvo un total de 27 mudas.
-
- La mortalidad en el tratamiento con un fotoperiodo de 14 horas luz y 10 horas oscuridad fue del 20.4%.
- La mortalidad en el tratamiento con un fotoperiodo de 12 horas luz y 12 horas oscuridad fue de 29.6%.

- La mortalidad en el tratamiento con un fotoperiodo de 10 horas luz y 14 horas oscuridad fue de 20.4%.
- La mortalidad en el tratamiento con un fotoperiodo de 24 horas luz fue del 50.0%.
- La mortalidad en el tratamiento con un fotoperiodo de 24 horas oscuridad fue de 14.8%.
- La mortalidad en el grupo control fue de 59.3%.
- La mortalidad en general en las hembras fue de 32.7% y en los machos fue 33.3%.
 - El promedio de Temperatura fue de 21.5°C y de Oxígeno Disuelto 6.8 mg /l.

Comparación de Peso en Hembras al Inicio y al Final del Experimento				
Tratamiento	Promedio Inicial (g)	Promedio Final (g)	C.V. Inicial	C.V. Final
14:10	0.52	0.61	29.31	24.57
12:12	0.55	0.65	27.51	30.29
10:14	0.56	0.60	26.06	20.26
24:00	0.59	0.88	29.42	36.29
00:24	0.54	0.62	39.97	19.56
CONTROL	1.24	1.37	42.45	26.24

C.V.= Coeficiente de Variación; indica en porcentaje la dispersión de la muestra

Comparación de Longitud en Hembras al Inicio y al Final del Experimento				
Tratamiento	Promedio Inicial en cm	Promedio Final en cm	C.V. Inicial	C.V. Final
14:10	2.76	2.89	8.70	11.14

12:12	2.78	2.85	8.34	8.30
10:14	2.83	2.74	6.70	10.38
24:00	2.81	3.00	6.62	11.07
00:24	2.66	2.82	16.00	9.79
CONTROL	3.50	3.61	14.52	11.39
C.V.= Coeficiente de Variación; indica en porcentaje la dispersión de la muestra				

El último día del experimento se contaron las hembras con huevos que se tenían por tratamiento, el resultado fue el siguiente:

Comparación Hembras Ovígeras al Final del Experimento	
Tratamiento	<i>No. de Hembras Ovígeras</i>
14:10	1
12:12	2
10:14	1
24:00	4
00:24	3
CONTROL	6

Comparación de Peso en Machos al Inicio y al Final del Experimento

Tratamiento	Promedio Inicial (g)	Promedio Final (g)	C.V. Inicial	C.V. Final
14:10	0.54	0.60	24.58	24.57
12:12	0.51	0.62	29.26	25.96
10:14	0.59	0.61	28.32	20.26
24:00	0.61	0.76	27.21	25.85
00:24	0.52	0.56	34.87	23.78
CONTROL	1.31	1.13	37.94	26.24

C.V.= Coeficiente de Variación; indica en porcentaje la dispersión de la muestra

Comparación de Longitud en Machos al Inicio y al Final del Experimento

Tratamiento	Promedio Inicial (cm)	Promedio Final (cm)	C.V. Inicial	C.V. Final
14:10	2.80	2.84	9.55	9.52
12:12	2.70	2.85	9.34	8.86
10:14	2.71	2.83	6.87	8.13
24:00	2.73	3.01	6.91	8.48
00:24	2.71	2.77	13.75	6.76
CONTROL	3.65	3.39	15.36	11.80

C.V.= Coeficiente de Variación; indica en porcentaje la dispersión de la muestra

6.0 DISCUSIÓN

Existen diversos estudios de la influencia del fotoperiodo en diversos procesos fisiológicos como son frecuencia cardíaca, frecuencia respiratoria y en la secreción de otras hormonas en los acociles (*Procambarus clarkii*) y acocil (*Procambarus digueti*), a pesar de que el acocil (*Cambarellus montezumae*) es una especie endémica que presenta una distribución en la presa Guadalupe Victoria en el Estado de México, Timilpa y Atequiaca, Laguna de Xico, Lago de Guadalupe y remanentes de los antiguos lagos de Texcoco, Xochimilco y Chapultepec, existen relativamente pocos estudios en esta especie.

La literatura no da cuenta de estudios en la influencia del fotoperiodo sobre el proceso fisiológico de la muda en el acocil (*Cambarellus montezumae*).

La Hormona de la Muda (HM) necesita del estímulo de la luz para su secreción esta referencia responde el porque el tratamiento **LO 00:24** presento el menor número de mudas **9**, el tratamiento **LO 10:14** presentó el mayor número de mudas **40**.

El pico de mudas se refiere al día en el que dentro de una población se encontró la mayor cantidad de mudas. En el tratamiento **LO 12:12** se dio este pico al primer día encontrándose un segundo pico a los **8 días** de experimento. El tratamiento **LO 10:14** su pico de muda fue el **día 5**, el tratamiento **LO 14:10** su pico de muda fue el **día 8**, el tratamiento **LO 00:24** su pico de mudas fue el **día 13**, el tratamiento **LO 24:00** su pico de mudas fue el **día 20** y el tratamiento control fue el **día 27**. Mostrando diferencias en el día en que este proceso se presentó.

El intervalo de muda se refiere a el número de días que existen entre un pico de muda hasta el siguiente pico dentro de una población. En el tratamiento **LO 12:12** tuvo un intervalo de **8 días**, los tratamientos **LO 24:00** y **00:24** tuvieron un intervalo de **14 días**, los tratamientos **LO 14:10** y **10:14** tuvieron un intervalo de **18 días** y el tratamiento control tuvo un intervalo de **26 días**.

Los resultados anteriormente mencionados fueron analizadazos con el programa estadístico JMP versión 5.1, en donde se utilizó la prueba estadística de Tukey la cual estadísticamente no mostró diferencias significativas en el

número de mudas encontrados en los diferentes tratamientos, aunque existe una diferencia algebraica en el día del pico de mudas e intervalo de estas en el tratamiento **LO 12:12**. El tratamiento **LO 10:14** presentó la mayor cantidad de mudas al final del experimento.

Los tratamientos **LO 24:00** y el grupo control tuvieron una mortalidad mayor del **50%**, debido a que por falta de recursos económicos se concentró la población en una sola tina respectivamente, además de que el acocil (*Cambarellus montezumae*) necesita refugios para su protección que no fueron colocados a fin de evitar alteraciones en el resultados. El tratamiento **LO 00:24** obtuvo la más baja mortalidad con tan solo un **14.8%**, seguido por los tratamientos **LO 14:10** y **10:14** con **20.4%** de mortalidad y el tratamiento **LO12:12** con **29.6%** de mortalidad.

Con lo que respecta al peso promedio al inicio y al final del experimento, se encontró una ganancia de **0.29 g** en **hembras** y **0.15 g** en **machos** en el tratamiento **LO 24:00**.

La longitud promedio en el tratamiento **LO 24:00** mostró el mayor incremento, con **.19 cm** en **hembras** y **29 cm** en **machos**.

Al no encontrar diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos con lo que respecta al número de mudas encontradas en estos, se puede inferir que a los 40 días de experimento, aparentemente el fotoperiodo no influye en el proceso fisiológico de la muda en el acocil (*Cambarellus montezumae*).

7.0 CONCLUSIONES

Con este diseño experimental no se observó influencia del fotoperiodo en el proceso fisiológico de la muda en el acocil (*Cambarellus montezumae*), aunque se encontraron diferencias en el pico e intervalo de mudas, que quizás con un mayor periodo de tiempo puedan encontrarse diferencias estadísticamente significativas.

El tratamiento **LO 10:14** que se puede proponer para que presente un mayor número de mudas el acocil (*Cambarellus montezumae*).

En el tratamiento **LO 24:00** se pudiera manejar para el aumento de crecimiento y ganancia de peso, pero se debe de observar que hay una mortalidad del 50% de la población total.

Este experimento sienta las bases para posteriores investigaciones.

Antes de iniciar una investigación, se debe contar con los recursos necesarios para un mejor desarrollo de este.

Se deben de realizar otros estudios del acocil (*Cambarellus montezumae*) para fines de producción ya que no hay estudios relacionados con estos aspectos.

8.0 FUENTES CITADAS

1. Robles AG. Biotecnología para producir en cautiverio acocil (Tesis de Licenciatura). Distrito Federal México: Universidad Autónoma de México – Iztapalapa. 1995.
2. Moctezuma MA. Bases biológicas para el cultivo del acocil *Cambarellus montezumae* (Tesis de Maestría). Colima (Colima) México: Universidad de Colima. 1996.
3. Civera CR, Cruz SL. Bioensayo de incubación artificial del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure, 1858) (Decápoda Astacidae) (Reporte de Servicio Social). Distrito Federal México: Universidad Autónoma de México – Iztapalapa. 1982.
4. Cornejo R. Selección térmica del acocil *Cambarellus montezumae* (Saussure) (Crustácea Astacidae) y su correlación con algunos índices fisiológicos: diferencias estructurales. (Tesis de licenciatura). Distrito Federal. México. Universidad Nacional Autónoma de México-Facultad de Ciencias. 1991.
5. Corona GS. Inducción de la ecdisis en el acocil *Procambarus digueti*. (Tesis de Maestría). Distrito Federal. México. Universidad Nacional Autónoma de México-Facultad de Ciencias. 1993.
6. Hickman C. Principios Integrales de Zoología. Madrid España. 13^a edición. Editorial Mc Graw-Hill. 2006
7. Azebedo B. Perfil de Ecdisosteroides en el Ovario del camarón *Palaemon serretus* a lo largo del ciclo reproductor. VIII Congreso Nacional de Acuicultura. Santander. Mayo 2001.

8. Fara LA. Efecto del fotoperiodo y la intensidad de luz sobre la frecuencia cardiaca y respiratoria del acocil *Procambarus clarkii*. (Tesis de Licenciatura). Distrito Federal. México. Universidad Nacional Autónoma de México-Facultad de Ciencias. 2001.

9.0 ANEXO

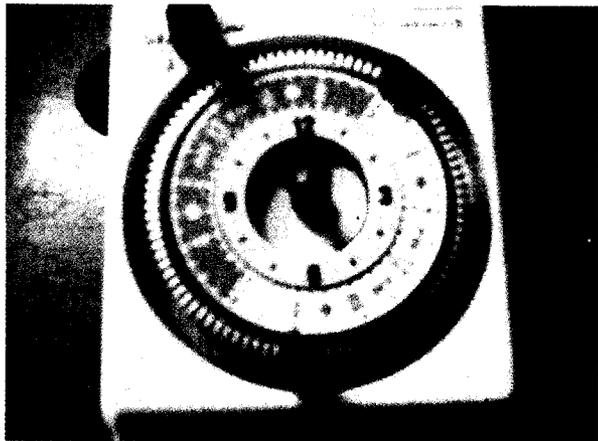


Fig. 19: Utilización de Timer de la Marca Intermatic para el Controlar el Encendido y Apagado de las Horas Luz.

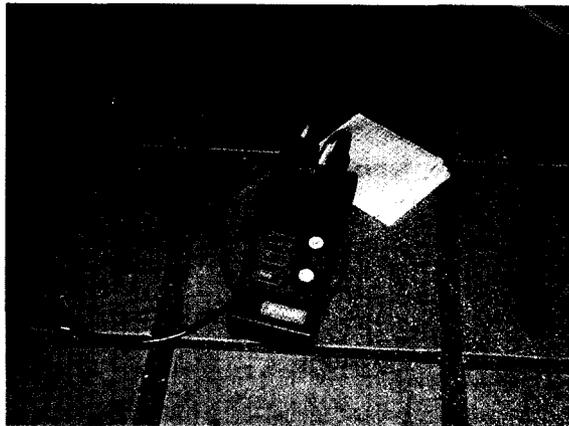


Fig. 20: Toma de la Lectura del Oxígeno Disuelto con el Oxímetro de la Marca Meter Durante el Experimento.



Fig. 21: Báscula Digital de la Marca Fisher Scientific Material Utilizado para Llevar a cabo la Investigación.



Fig. 22: Toma de la lectura de Temperatura con el Oxímetro de la Marca Meter Durante el Experimento.