

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA

MANUAL DE MANTENIMIENTO EN CAUTIVERIO Y MEDICINA
VETERINARIA APLICADA AL AJOLOTE DE XOCHIMILCO
(*Ambystoma mexicanum*) EN EL ZOOLOGICO DE CHAPULTEPEC

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA

ERIKA SERVÍN ZAMORA

Asesores:

M.Sc. MVZ Fernando Gual Sill – Director de tesis
MVZ Xóchitl Ramos Magaña

México D.F, a 17 de marzo de 2011



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.

DEDICATORIA

A mi mamá,

Por todo tu apoyo, cariño, por estar conmigo siempre, en los tiempos buenos y en los difíciles, por todas tus enseñanzas. Gracias mami, por ti aquí estoy.

A mi hermano,

Por que siempre has estado a mi lado, gracias por estar ahí, te quiero.

A mi papá,

Que aun que ahora se encuentra en el cielo, siempre estuvo y estará conmigo. Gracias papi por todo tu apoyo, cariño y por todas tus enseñanzas y consejos, sin ti no estaría en donde estoy hoy. Gracias por todo papi.

A mi abuelita,

Gracias por todo tu apoyo, tu amor y paciencia conmigo, sabes que siempre estarás en mi corazón. Abue... gracias por ser mi angelito en la tierra.

A mi familia,

Gracias por todo su apoyo y su cariño. Especialmente a mi tía Lulú, a Lilí, Brenda y Ale. Así como a mi abuelita Licha y a mi abuelito Marino, quién me enseñó a que siempre se puede aprender, a mis tías Carmen y Marina, gracias por su apoyo en los momentos difíciles.

A mis amigos,

Por su amistad y ayuda incondicional. Especialmente a mis amigos del Zoológico de Chapultepec: Everardo, Edgar, Beto, Javier, Adriana, Rogelio, Elías, Lulú, Ángeles, Itzel, Nacho, Osvaldo, Mariela, Toño, Miryam, Gaby, Miguel, Cacho, Gerardo, Carlos, Alfonso, Paty, Claudia, y a todos con los que comparto día a día ese lugar tan especial.

Gracias Rosy, por todo tu apoyo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México, así como a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, ésta gran casa de estudios a la que le debo mi formación y el gusto por mi carrera.

A mis asesores,

El Dr. Fernando Gual, por toda su paciencia y apoyo para la elaboración de este trabajo. Gracias por impulsarme en mi formación profesional y por todas las oportunidades que me ha dado.

A la Dra. Xóchitl Ramos, por todo su apoyo y enseñanzas.

A mis sinodales,

El Dr. Juan Arturo Rivera, el Dr. Ángel Hernández, la Dra. Alma Rosa Naranjo y el Dr. Luis Andrés Castro. Muchas gracias por todos sus comentarios y aportaciones al presente trabajo.

CONTENIDO

| | |
|--|--------|
| Resumen..... | - 1 - |
| Introducción..... | - 2 - |
| Objetivos..... | - 4 - |
| Material y métodos (procedimiento)..... | - 5 - |
| CAPITULO I: Biología del ajolote de Xochimilco | - 6 - |
| I.1 Características generales de la especie y ciclo de vida | - 6 - |
| I.2 Características generales del hábitat | - 14 - |
| Flora y fauna de Xochimilco..... | - 15 - |
| I.3 Modificación del hábitat del ajolote a lo largo de la historia | - 17 - |
| I.4 Importancia cultural e historia del ajolote en México | - 21 - |
| I.5 Anatomía y fisiología..... | - 26 - |
| Anatomía externa | - 26 - |
| Anatomía interna | - 29 - |
| Características particulares del ajolote: neotenia y regeneración..... | - 45 - |
| CAPITULO II: MANTENIMIENTO EN CAUTIVERIO..... | - 49 - |
| II.1 Mantenimiento de <i>Ambystoma mexicanum</i> en fase acuática | - 49 - |
| II.1.1 Instalaciones..... | - 49 - |
| II.1.2 Agua | - 50 - |
| II.1.3 Características de los acuarios: | - 69 - |
| Filtrado | - 73 - |

| | |
|---|---------|
| Higiene de las instalaciones..... | - 79 - |
| II.2 Manejo de <i>Ambystoma mexicanum</i> en fase terrestre..... | - 83 - |
| CAPITULO III: ALIMENTACIÓN | - 86 - |
| III.1 Generalidades | - 86 - |
| III. 2 Frecuencia y técnicas de alimentación..... | - 96 - |
| III. 3 Propuestas para crianza y mantenimiento de alimento vivo | - 97 - |
| CAPITULO IV: REGISTROS E IDENTIFICACIÓN | - 103 - |
| IV.1 Registros de manejo, alimentación, reproductivos y de salud..... | - 103 - |
| IV. 2 Métodos de identificación aplicables a la especie..... | - 109 - |
| CAPITULO V: MÉTODOS DE CONTENCIÓN | - 111 - |
| V.1 Contención física | - 111 - |
| V.2 Contención química | - 112 - |
| CAPITULO VI: GENÉTICA | - 119 - |
| VI. 1 Estudios genéticos realizados en el ajolote de Xochimilco | - 119 - |
| VI.2 Genética práctica aplicada en la colonia del Zoológico de Chapultepec | - 121 - |
| CAPITULO VII: REPRODUCCIÓN | - 123 - |
| VII.1 Características reproductivas: fisiología de la reproducción, sexado, cortejo, espermatóforo y ovoposición | - 123 - |
| VII. 2 Manejo reproductivo | - 127 - |
| VII.3 Desarrollo larvario, cuidados perinatales neonatales, larvarios y juveniles | - 129 - |
| CAPITULO VIII: MEDICINA VETERINARIA APLICADA AL AJOLOTE DE XOCHIMILCO.. | - |
| 144 - | |

| | |
|--|---------|
| VIII.1 Medicina preventiva..... | - 144 - |
| VIII.2 Enfermedades más comunes..... | -144- |
| VIII.2.1 Descripción de las enfermedades: agente etiológico, patogenia, signología, y medidas preventivas..... | - 146 - |
| VIII.2.2 Toma y procesamiento de muestras..... | - 168 - |
| VIII.3 Terapéutica | - 176 - |
| VIII.3.1 Acuario hospital | - 176 - |
| VIII.3.2 Dosis utilizadas para anfibios | - 177 - |
| CAPITULO IX: CONSERVACIÓN..... | - 184 - |
| IX.1 Situación actual del ajolote de Xochimilco | - 184 - |
| IX.2 Causas de disminución de la población..... | - 186 - |
| IX.3 Acciones para la conservación de la especie | - 186 - |
| CONCLUSIONES Y PROPUESTAS..... | - 193 - |
| Bibliografía..... | - 194 - |

RESUMEN

El presente manual constituye una compilación completa sobre los aspectos más importantes del mantenimiento en cautiverio y medicina veterinaria aplicada al ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*). Esta información, proporciona las bases para el adecuado cuidado del ajolote en condiciones de cautiverio, con el objeto de apoyar la investigación y conservación de la especie.

Entre los puntos más importantes del manual se incluye una revisión de la biología de la especie: taxonomía, ciclo de vida, hábitat, importancia cultural, así como su anatomía y fisiología. Se tratan temas tales como las bases para el mantenimiento en cautiverio haciendo énfasis, dadas las características de la especie, en la fase acuática, incluyendo las características de agua, filtros, acuarios y estanque, así como de los requerimientos de mantenimiento cuando la especie se encuentra en fase terrestre.

Se describen las bases de alimentación, identificación y registros, contención física y química, se describen brevemente los estudios genéticos, incluyendo un ejemplo de su aplicación práctica. Con especial énfasis se describen las características reproductivas y los cuidados en los primeros estadios de vida. Para el tema de medicina veterinaria aplicada a la especie, se hizo una revisión extensa con el objeto de sentar las bases para su aplicación, ya que este tema es poco visto en la literatura actual.

Por último se presentan diversos puntos sobre la conservación de esta importante especie mexicana, citando las acciones actualmente realizadas y algunos aspectos importantes para el futuro del ajolote de Xochimilco.

INTRODUCCIÓN

El ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) es un anfibio del orden Urodela, que pertenece a la familia Ambystomatidae, misma que agrupa a las salamandras; esta especie posee características únicas que sólo algunos anfibios llegan a presentar, ya que pueden regenerar todas las partes de su cuerpo, incluido el sistema nervioso, además de no presentar un proceso de metamorfosis como la mayoría de los anfibios alcanzando la madurez sexual sin perder las características morfológicas de su estado larvario. Este proceso recibe el nombre de “neotenia”, por lo que permanecen en un medio acuático toda su vida, aún cuando en algunos individuos se puede presentar metamorfosis por influencia hormonal y del ambiente. (1)

Ambystoma mexicanum es una especie mexicana, endémica que habita en los canales de Xochimilco, incluyendo la pista de canotaje. Se encuentran en peligro de extinción, mostrando en los últimos censos (2003, 2006 y 2009), un descenso dramático de las poblaciones de esta especie en vida libre, debido a la modificación y perturbación de su hábitat, a la captura de adultos para consumo y mascotas y a la introducción de especies exóticas, como las tilapias y carpas. (2)

Para apoyar la conservación del ajolote, es de vital importancia el establecimiento de colonias reproductivas en cautiverio que permitan desarrollar adecuadamente un programa de recuperación de la especie, proyectos de investigación y actividades de educación. Sin embargo, se cuenta con poca información disponible, y observando las necesidades de las colonias en cautiverio, se pensó que, como uno de los primeros pasos, era necesario elaborar un manual de manejo que apoye el mantenimiento de esta especie en cautiverio.

Algunas de las instituciones que mantienen *Ambystoma mexicanun* en cautiverio son:

A) Nacionales:

Dirección General de Zoológicos y Vida Silvestre (DGZVS) en la Ciudad de México / Zoológico de Chapultepec y Zoológico Los Coyotes, Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), unidad Xochimilco, Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC), Facultad de Estudios Superiores (FES), Unidad Iztacala, UNAM, el Instituto de Biología UNAM, así como la UMA perteneciente a la asociación Umbral Axochiatl de Xochimilco.

A) Extranjeras:

Universidad de Indiana, EUA, Zoológico de Toronto, Canadá, Universidad de Washington, EUA, Zoológico de Chester, Inglaterra y el Zoológico de Beijing, en la R.P China.

La colonia de ajolote de Xochimilco en el Zoológico de Chapultepec, inició hace casi 10 años. Como parte de los esfuerzos de conservación de esta especie en México, el 27 de octubre de 2000, la DGZCM (la Dirección General de Zoológicos de la Ciudad de México, actualmente Dirección General de Zoológicos y Vida Silvestre) y la UAM Xochimilco firman el “Acuerdo de colaboración para el rescate y conservación del ajolote en cautiverio y en vida libre” en el marco del convenio de cooperación entre el Gobierno del Distrito Federal y la Universidad Autónoma Metropolitana, unidad Xochimilco”, estableciéndose a principios del 2001 la colonia reproductiva en el Zoológico de Chapultepec con 20 individuos .

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL:

Elaborar un manual que proporcione las herramientas necesarias para el mantenimiento en cautiverio y medicina veterinaria aplicada al ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*), basado en la literatura y en la experiencia adquirida en el manejo de la colonia de esta especie en el Zoológico de Chapultepec, en apoyo a la conservación *ex situ* de la especie.

OBJETIVOS PARTICULARES:

1. Describir las principales características biológicas de la especie.
2. Describir el manejo y mantenimiento del ajolote de Xochimilco en cautiverio en el Zoológico de Chapultepec.
3. Revisar y estudiar la información referente a las principales enfermedades y agentes etiológicos descritos en la literatura, así como los observados en la práctica para establecer métodos terapéuticos adecuados para la especie.

MATERIAL Y MÉTODOS

Para la elaboración de este manual se realizó una consulta bibliográfica completa, utilizando libros de texto, publicaciones periódicas especializadas, memorias de reuniones científicas, tesis, páginas web confiables y comunicación directa con especialistas relacionados con la especie.

Así mismo, se adquirió conocimiento en el manejo diario de la colonia del Zoológico de Chapultepec, tanto en la observación de casos clínicos, como en la obtención y procesamiento de las muestras, mismas que se trabajaron en el laboratorio de patología clínica de la DGZVS con el fin de describir las técnicas de diagnóstico más apropiadas para la especie. Cabe mencionar que en el transcurso del presente trabajo la colonia sufrió distintos cambios en el número de individuos y manejo, lo cual enriqueció los datos obtenidos.

Con la información recopilada y analizada, se elaboró un manual de mantenimiento en cautiverio y medicina veterinaria aplicada a la especie, que busca fortalecer el programa de reproducción, mantenimiento y conservación del ajolote de Xochimilco en cautiverio, ya que la finalidad de este manual es dar las bases para un manejo adecuado de la especie en la colonia del Zoológico de Chapultepec y a su vez, servir como base para otras colonias, no olvidando que uno de los principales objetivos de la reproducción en cautiverio de especies silvestres, es apoyar la recuperación de la población en su hábitat natural.

Este manual, se encuentra dividido en diversos capítulos que abarcan los aspectos más importantes del mantenimiento y manejo médico de la especie en condiciones de cautiverio.

CAPITULO I: BIOLOGÍA DEL AJOLOTE DE XOCHIMILCO

(*Ambystoma mexicanum*)

I.1 Características generales de la especie y ciclo de vida

El ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) pertenece a la clase amphibia. La palabra: anfibio, se deriva de las palabras griegas *amphi* que significa doble y *bios* que significa vida, ya que un anfibio típico es un animal que vive una doble vida, teniendo la capacidad de llevar a cabo la metamorfosis, que es el proceso en el que un ser vivo, cambia de un estado a otro, modificando sus características anatómicas y fisiológicas, cambiando de un animal acuático, a uno terrestre; no obstante existen excepciones, ya que hay especies que son permanentemente acuáticas (como es el caso del ajolote de Xochimilco) y otras que son completamente terrestres. (1)

Los anfibios aparecieron en la tierra hace 400 millones de años, son un grupo taxonómico importante relacionado íntimamente con la evolución, presentan características fisiológicas particularmente interesantes: poseen en la piel, numerosas glándulas pluricelulares de tipo mucoso o venenoso, carecen de uñas verdaderas, sin embargo, algunas especies presentan estructuras epidérmicas córneas, en la punta de los dedos de la extremidad posterior, el corazón es de tipo tricavitario; el cráneo es aplanado y con menos huesos, y se articula a la columna vertebral por medio de dos cóndilos occipitales. Todos los anfibios son ectotérmicos, esto es, que utilizan la temperatura ambiental para regular la temperatura de su cuerpo. En cuanto a hábitos alimenticios todos son carnívoros estrictos. (2)

Los anfibios en general, incluyendo al ajolote de Xochimilco, son considerados los indicadores de las condiciones del medio ambiente, por su piel permeable y por su sensibilidad a sustancias tóxicas, los anfibios han llegado a ser considerados los “canarios de mina” del medio ambiente, además juegan un papel importante dentro del mismo como parte de las cadenas alimenticias, cuyo principal aporte es el control de insectos y otros animales pequeños.

La clase anfibia se divide en tres órdenes: *Gymnophiona* (cecílicos), *Anura* (sapos y ranas) y *Urodela o Caudata* (salamandras).

Gymnophiona: son anfibios sin miembros, comúnmente llamados cecílicos. En su mayoría son terrestres aun que existe una subfamilia acuática. Su tamaño va de 10 a 152 cm de largo.

Anura: grupo más estudiado al que pertenecen las ranas y sapos. Son anfibios característicos que presentan metamorfosis. Este orden está compuesto de 30 familias y 32 subfamilias. En general en este orden se consideran a los anfibios sin cola.

Urodela o Caudata: Los miembros de este orden son referidos como salamandras y algunas formas acuáticas también son llamadas ajolotes. Este orden también es llamado *caudata*, ya que las especies de este orden presentan cola. En este orden se encuentran nueve familias con un total de 375 especies. Las salamandras, geográficamente se encuentran restringidas al Nuevo Mundo, partes de Europa y Asia. (2)

Cuando el ajolote de Xochimilco fue descubierto por el mundo científico en 1854, los zoólogos fueron incapaces de decidir dentro de qué lugar colocar a esta especie en la clasificación de los anfibios. No fue sino hasta el año 1865 en que, en el *Jardin de Plantes* de París, fue observada la reproducción de varios ejemplares: se descubrió que los más jóvenes de una nidada habían perdido de pronto las branquias y la cola, adquiriendo una coloración diferente. En realidad se habían convertido en salamandras, de ahí su clasificación en este grupo. (3)

De acuerdo con el criterio de Clarke (1995), la clasificación taxonómica del ajolote de Xochimilco es la siguiente:

Clase: Anfibia

Orden: Caudata

Sub-Orden: Salamandroidea

Familia: Ambystomatidae

Género: *Ambystoma*

Especie: *mexicanum*

Nombre común: Ajolote de Xochimilco

En el suborden Ambystomidae, la familia Ambystomatidae es la más numerosa, con 33 especies, exclusivas del continente americano. Se distribuye a través de todo Norteamérica, desde Alaska hasta el límite sur de la Meseta Central de México. (4)

Familia ambystomatidae

El ajolote (*Ambystoma mexicanum*), es la especie neoténica más común en cautiverio, ya que desde hace tiempo se aprovecha en la investigación biomédica. Otras especies neoténicas como el ajolote de Anderson (*A. andersoni*), puede observarse en algunas instituciones zoológicas. La mayor parte de las salamandras neoténicas mexicanas se encuentran en peligro de extinción, debido a la pérdida de su hábitat, contaminación y la introducción de peces que depredan a las larvas. Comúnmente los ambystómidos terrestres incluyen a la salamandra moteada (*A. opacum*), y la salamandra tigre (*A. tigrinum*). (2)



Imagen 1.1: *Ambystoma tigrinum*, fase larvaria.
Tomado por Servín, 2004.



Imagen 1.2 *Ambystoma tigrinum*, metamorfosis a
salamandra
Tomado por Servín, 2004.

El nivel de endemismo es elevado en el eje Neovolcánico transversal en la parte central de México, donde la aparición de los ambistómidos sucedió probablemente hace unos 10 a 12 millones de años. (5)

Existen 14 especies de *Ambystomas* en México, de las cuales 5 pueden llegar a presentar maduración sexual y reproducción sin llevar a cabo la metamorfosis, este proceso también conocido como neotenia o animales paedomórficos. Estas cinco especies son las siguientes:

- *Ambystoma mexicanum* que habita en el lago de Xochimilco (imagen 1.4)
- *Ambystoma andersoni* que habita en el lago Zacapu, Michoacán.
- *Ambystoma dumerilli* que habita en el lago de Pátzcuaro, Michoacán (imagen 1.3).
- *Ambystoma taylori* que habita en el lago Alchichica, Puebla.
- *Ambystoma tigrinum* que habita principalmente en algunos lagos al este de Puebla, aunque es una especie ampliamente distribuida en México y algunas partes de Estados Unidos, esta especie puede o no presentar metamorfosis. (Imagen 1.1 y 1.2)

La literatura científica extranjera se refiere al ajolote de Xochimilco por su nombre náhuatl: “axolotl” (“perro de agua”, “esclavo del agua”, “duende del agua”, “gemelo del agua”)

significados todos validos según Smith y Smith, desde 1971 para distinguirlo de otras especies de ambistómidos. (5)

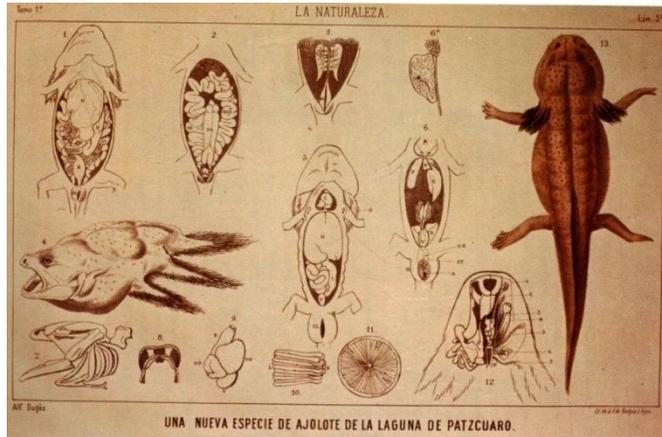


Imagen 1.3. El Achoque (*A. dumerilli*) del Lago de Pátzcuaro. Tomado de Duges. (6)



Imagen 1.4: Ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*). Tomado del Zoológico de Chapultepec, 2006.

El ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*), es una especie endémica mexicana que solo habita en los canales de Xochimilco, en la Ciudad de México. Esta especie tiene la particularidad de presentar en fenómeno de la “neotenia”, que como se comentó anteriormente, es la capacidad de reproducirse sin llevar a cabo un proceso de metamorfosis a una etapa terrestre y manteniendo las características larvarias de la fase acuática. Esta especie en raras ocasiones lleva a cabo esta metamorfosis, en general se

presenta por inducción química en el laboratorio, de manera natural por hibridismo o condiciones ambientales adversas, aunque con algunas excepciones, se puede presentar sin alguna de las condiciones antes mencionadas, se dice que uno de cada 1000 ajolotes de Xochimilco puros, llevan a cabo la metamorfosis a fase terrestre de manera natural.

Otra de las características más interesantes de la especie, es su capacidad para regenerar miembros y órganos de su cuerpo, esto incluyendo células de hígado, corazón y sistema nervioso, por lo que esta especie ha sido aprovechada en el campo de la investigación científica y médica, como animal de laboratorio, principalmente en el extranjero. (3)

Además de esto, el ajolote, ha sido parte de la cultura de la Ciudad de México, siendo conocido como un animal mítico desde la época prehispánica.

Ya que uno de los principales objetivos del presente manual, es sentar las bases para mantener y reproducir a la especie en cautiverio, como apoyo a su conservación, se considera que es de suma importancia conocer la biología de esta especie, incluyendo su ciclo de vida, las características de su hábitat, su distribución, anatomía y fisiología. Con esto, al conocer mejor a la especie, será más factible tomar las mejores decisiones para su mantenimiento y cuidados en cautiverio.

Ciclo de vida

En la mayoría de los anfibios el ciclo de vida incluye una etapa acuática y una terrestre, entre ellas se realiza un proceso de metamorfosis, en donde el organismo se adecúa de una etapa acuática a una terrestre. Sin embargo cómo ya se mencionó, el *Ambystoma mexicanum* es una excepción a esta regla, ya que es un individuo neoténico y por lo general no realiza metamorfosis, manteniendo su ciclo de vida completo dentro de un ambiente acuático.

El ciclo empieza con el embrión que se desarrolla dentro de un huevo transparente formado por 3 capas, por lo que es posible observar el desarrollo embrionario, una vez eclosionado, la cría sólo posee cabeza, cuerpo y branquias, posteriormente se desarrollan los miembros, tanto anteriores como posteriores (imagen 1.5). Se le puede considerar cría desde su eclosión hasta cumplir los 4 meses de edad. De los 4 meses a los 12 meses se le considera juvenil y de los 13 meses en adelante es la etapa en donde se inicia la madurez sexual y por lo tanto es capaz de reproducirse, cerrando así el ciclo de vida (imagen 1.6)

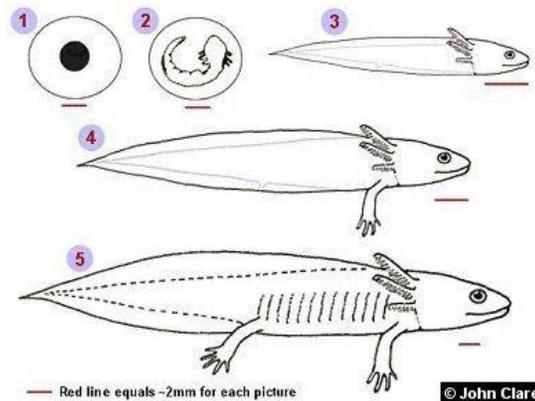


Imagen 1.5: Desarrollo del ajolote. Tomado de Claire.

CICLO DE VIDA DEL AJOLOTE DE XOCHIMILCO

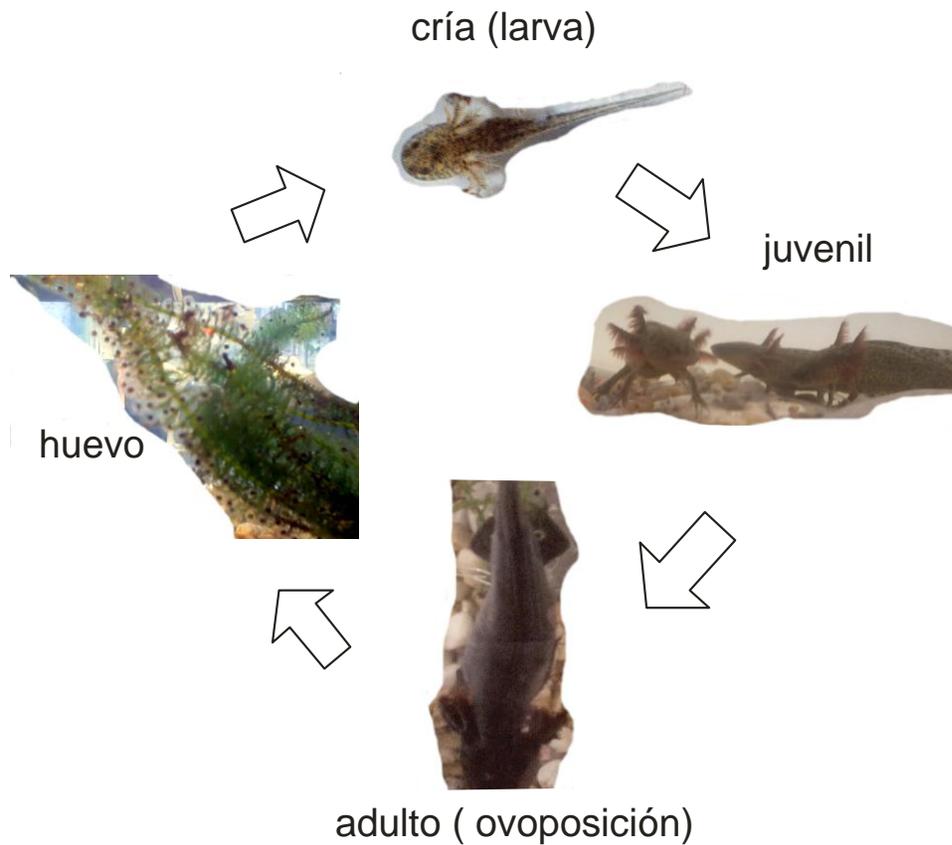


Imagen 1.6: ciclo de vida del ajolote

El promedio de vida en cautiverio de un ajolote varía de 3 a 15 ó 20 años, según reportes de diferentes colonias (7). Sin embargo, en las colonia de México, incluyendo a criadores de Xochimilco, se menciona que el promedio de vida varía de 5 a 8 años (8), esto incluyendo al Zoológico de Chapultepec, en donde en un principio la longevidad máxima era de 3 años, hasta la fecha ha ido en aumento, contando en la actualidad con individuos de 7 años de edad en buenas condiciones.

I.2 Características generales del hábitat

El hábitat es a la zona o parte de un ecosistema que ocupa una población biológica y que reúne las condiciones de vida para que una especie pueda sobrevivir y reproducirse. (9)

El ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) es una especie endémica, lo cual significa que su distribución es limitada geográficamente y única en el mundo. Esta especie actualmente sólo habita en los canales de Xochimilco (imagen 1.7).



Imagen 1.7: Ubicación de Xochimilco, Musacchio, 2000

Xochimilco, cuyo significado en náhuatl es "Lugar de la sementera florida" es uno de los lugares de la Ciudad de México, donde el pasado lacustre que caracterizó alguna vez a todo el Valle de México se encuentra presente y forma parte de la vida cotidiana en un entorno lleno de tradiciones con siglos de historia por lo que ha sido declarado por la UNESCO como: "Patrimonio Cultural y Natural de la Humanidad" (10). Las chinampas, trajineras, flores, turismo y tradiciones, son parte de este diverso hábitat y del Ajolote (imagen 1.8)



Imagen 1.8 Xochimilco: mercado de flores y trajineras. Garzón 2010

Las chinampas consisten en islotes artificiales creados sobre el lago mediante la superposición de capas de troncos, tierra, lodo y raíces, asegurados por lianas y en cuyas orillas se plantan estacas vivas de ahuejote (*Salix bonplandiana*) que al desarrollar sus raíces fijan las chinampas.

Flora y fauna de Xochimilco

Actualmente, el área cuenta con 139 especies de vertebrados y 180 especies de plantas.

Flora

La vegetación propia de esta zona lacustre está formada principalmente por ahuejotes (*Salix bonplandiana*). Bordeando los canales se encuentran también casuarinas (*Casuarina sp.*), sauces (*Salix sp.*), alcanfores (*Cinnamomum camphora*) y eucaliptos (*Eucalyptus sp.*), también se encuentran espadañas (*Typha sp.*), cola de zorro (*Ceratophyllum demersum*), así como abundantes hojas de flecha y alcatraces (*Zantedechia aethiopica*).

En las partes elevadas hay pequeñas zonas de bosque mixto con algunos pinos (*Pinus sp.*), cedros (*Cedrus sp.*), ahuehuetes (*Taxodium mucronatum*), ocotes (*Pinus montezumae*), encinos (*Quercus ilex*), y tepozanes (*Buddleja sessiliflora*). En zonas de menor altura se encuentran capulines (*Prunus sp.*), eucaliptos (*Eucalyptus sp.*), alcanfores

(*Cinnamomum camphora*), jarillas (*Capsetta bursapastoris*), y pirus (*Pyrus caleriana*).

Fauna

Algunas especies emblemáticas de Xochimilco son:

Anfibios y reptiles: ajolote (*Ambystoma mexicanum*), rana (*Rana tlaloci*), cincuate (*Pituophis deppei*), víbora de cascabel (*Crotalus polystictus*) y la rana de Moctezuma (*Rana montezumae*).

Peces y crustáceos: Charales (*Chirostoma jordani*) y acociles (*Cambarellus montezumae*) son endémicos, como especies introducidas se encuentran las carpas (*Cyprinus carpio*) y tilapias (*Oreochromis sp.*), que han causado bajas en las poblaciones de especies endémicas, incluyendo al ajolote.

Aves: Existe una gran diversidad de aves que suman 79 especies, entre las que destacan varias que son acuáticas y migratorias, como la cerceta ala azul (*Anas discors*), la jacana norteña (*Jacana spinosa*), la garza morena (*Ardea herodias*), la garza verde (*Butorides virescens*), la garceta pie dorado (*Egretta thula*), garza blanca (*Ardea herodeas*), gallereta americana (*Fulica americana*) y el pato golondrino (*Anas acuta*). (Imagen 1.9)

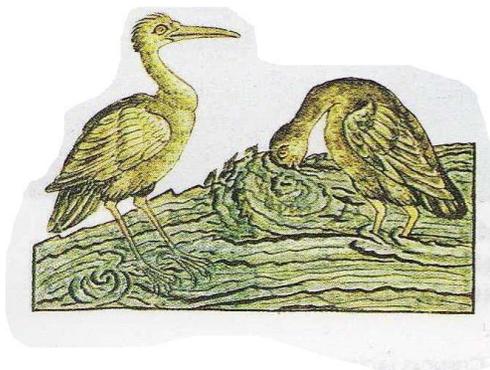


Imagen 1.9: Aves acuáticas, código Florentino, lib.Xlf.61v.

Mamíferos: Entre los mamíferos, que suman 23 especies, se encuentran: el tlacuache (*Didelphis virginianus*), el cacomixtle (*Bassariscus astutus*), la tuza (*Crotageomys merriam*) y varias especies de murciélagos (11)

Actualmente los canales de Xochimilco registran altos grados de contaminación, incluyendo metales pesados, sobre crecimiento de lirio acuático y pérdida del hábitat por el crecimiento de la mancha urbana. Es por esto que se han intentado varios métodos para solucionar este grave problema. En Xochimilco existen 5 plantas potabilizadoras las cuales actúan por decoloración, filtración, adsorción, desinfección y oxidación, para mejorar las condiciones ambientales del agua.

I.3 Modificación del hábitat del ajolote a lo largo de la historia

En la época prehispánica, las porciones bajas de la cuenca estaban ocupadas por un sistema de cinco lagos: Chalco y Xochimilco en el Sur, y Zumpango y Xaltocan en el norte que fluían hacia Texcoco, el lago más bajo y ubicado en el centro de la cuenca. Debido a que Texcoco no poseía otra afluente, la única salida de agua era la evaporación, por lo que era muy salino.

Los lagos de Chalco y Xochimilco estaban situados al sur de la cuenca, a una altitud de tres metros por encima del lago de Texcoco y separados entre sí por la Sierra de Santa Catalina. Eran alimentados por manantiales localizados al sur de Xochimilco. A pesar de que tradicionalmente eran considerados como dos lagos diferentes, en realidad eran un cuerpo continuo de lagunas (imagen 10).



Imagen 1.10: Distribución histórica de la zona lacustre de México.

Se han encontrado restos de *Ambystoma* recuperados de excavaciones arqueológicas en la región de Chalco-Xochimilco los cuales muestran que los ajolotes ya eran parte de este hábitat lacustre desde por lo menos 6000 a. C. Compartían el hábitat con tortugas y aves acuáticas como gansos, patos, además de moluscos de agua dulce y peces de los géneros *Chirostoma*, *Goodeido* y *Cyprinidos*. (7)



Imagen 1.11: Códice Azcatitlán, lám. XIII: aprovechamiento de los recursos naturales de la cuenca de México

Las plantas que habitaban dicha región incluyendo las acuáticas (tanto sumergidas como flotantes) eran: cola de caballo, *Myriophyllum* y *Epilobium*. Después del año 3000 a. C. las plantas de los géneros: *Malvaceae*, *Liliaceae* y *Umbelliferae* se volvieron más frecuentes.

(12)

La abundancia de recursos naturales de la Cuenca de México, la más extensa entre otras regiones lacustres del país, propició el desarrollo de poblaciones que se convirtieron en grandes Ciudades, partes de los lagos fueron transformados paulatinamente mediante obras hidráulicas y suelos artificiales para transporte, uso habitacional o agrícola, entre estos las chinampas, “los jardines en los pantanos”, que construidas a partir de material vegetal y acumulo de tierra y lodo del fondo del lago, proporcionaron un suelo rico para la agricultura.

La cuenca de México, es considerada uno de los primeros ambientes naturales modificados por el hombre en el continente, con la construcción de islas, y las chinampas. En el periodo prehispánico se llegaron a asentar en esta zona las culturas purépecha y mexica, dos de las grandes civilizaciones de Mesoamérica.

Desarrollándose estas culturas de manera muy importante, aprovechando los recursos naturales de la zona, dando las condiciones para que éstas alcanzaran su esplendor cultural, religioso, económico y en el arte de la guerra. Entre los asentamientos prehispánicos se encontraban los de tipo urbano, con grandes ciudades como Tenochtitlán con 12 Km² de superficie y entre 15,000 y 20,000 habitantes y Texcoco con 4 Km² de superficie y entre 20,000 y 30,000 habitantes, así como otras 5 poblaciones con 15, 00 habitantes en promedio cada una. (13)



Imagen 1.12: La región de Xochimilco - Chalco, sufrió una profunda transformación durante el periodo posclásico, cuando las lagunas y pantanos se convirtieron en canales y chinampas.

Para la época de la conquista, los habitantes de la Cuenca de México, ya habían desarrollado las habilidades técnicas necesarias para un aprovechamiento eficiente de la amplia gama de recursos que ofrecía el medio lacustre. (Imagen 1.11)

Con la conquista y el creciente desarrollo urbano de la zona, fue modificándose aun más la zona lacustre de México, construyendo calzadas y acueductos. Esto ha continuado a lo largo de los años, quedando gran parte de la zona lacustre bajo la Ciudad de México.

En el siglo XX, especialmente los lagos de Xochimilco y Chalco se redujeron a un área de 120 Hectáreas. De hecho estos canales siguen existiendo porque se recargan con el afluente de agua tratada. Actualmente existen 176 Km. de canales, de los cuales 14 de ellos son turísticos (imagen 1.12).

Aún se aprovechan los canales como vías de transporte y aunque en poca cantidad, se continúa actualmente la chinampería, como método de cultivo en la zona de Xochimilco. (14)

Por lo descrito anteriormente se puede observar que el hábitat y por tanto la distribución del ajolote de Xochimilco ha sido modificada al paso del tiempo, encontrándose únicamente en los canales de Xochimilco.

I.4 Importancia cultural e historia del ajolote en México

Ajolote (del náhuatl axolotl: atl-agua y xolotl- monstruo; monstruo acuático).

El ajolote era bien conocido por los aztecas y otros pueblos del área, quienes lo incluían como parte de su variada dieta. En la mitología náhuatl, el ajolote es la advocación acuática del dios Xólotl, hermano mellizo de Quetzalcóatl, monstruoso a causa del nacimiento gemelar. Xólotl se encuentra asociado a la idea del movimiento y de la vida, de acuerdo con la leyenda del Quinto Sol, en donde la dualidad de este dios, se manifiesta en las transformaciones a las que recurre para evitar el sacrificio (15). Según la leyenda del nacimiento del sol y de la luna, que dice de manera resumida lo siguiente: Cuando todo era oscuridad los Dioses se reunieron en Teotihuacán, en donde decidiría como debería hacerse el sol y la luna, fue cuando el señor del Caracol Tecuciztécatl, se ofreció a sacrificarse para el nacimiento del sol, ninguno de los Dioses quiso participar y fue cuando Nanahuantzin, el purulento, se ofreció para el sacrificio, después de los preparativos y penitencias realizadas por los dos, se encendió el fuego sagrado en donde se arrojarían para formar el sol y la luna, el señor del caracol era el elegido para iniciar el sacrificio, sin embargo dudó en su intento, arrojándose el purulento primero, demostrando su valentía y sacrificio, posteriormente avergonzado, el señor del caracol también se arrojó al fuego. Naciendo primero el sol y después la luna, al ver los dioses que brillaban

con la misma intensidad, arrojaron a la cara del señor del caracol un conejo y ésta fue la señal para se convirtiera en la luna. Una vez formados estos astros, los Dioses decidieron también arrojarse al fuego, pero, uno, el dios Xólotl, quién tenía el poder de la transformación, no aceptó y huyó del sacrificio. (16)

Bernardino de Sahagún cuenta que Xólotl (imagen 1.13) al rehusar la muerte, huyendo cuando vio llegar al verdugo, se ocultó en las milpas, convirtiéndose en una planta de maíz de dos cañas llamándose xolotl; al ser descubierto echó a correr otra vez y se escondió en un magueyal, donde tomó la forma de una penca doble o mejolote (metl-maguey y xolotl). Una vez más lo halló el verdugo y escapó de nuevo introduciéndose al agua, donde se transformó en un pez llamado axolotl. Ésta es su última metamorfosis, pues por su cobardía los Dioses decidieron que se quedaría en esa forma y no podría transformarse nunca más (imagen 1.14).



Imagen 1.13: Representación del Dios Xólotl. Mendoza, 2003

El papel del ajolote en la vida de los aztecas está documentado en varios códices entre los que se cuenta el florentino. Los ajolotes formaron parte de la gastronomía azteca.

Fray Bernardino de Sahagún escribió: “las comidas que usaban los señores: tortillas, chile muy importante... con variedades de carne, no faltaban peces y animales acuáticos,

entonces abundantes en el valle... como langostas, camarones, ranas, renacuajos y ajolotes que eran preparados de mil maneras...”. (17)

Aún en nuestros días se considera un platillo exótico y un manjar, hasta hace algunos años eran preparados en mole y tamales, como un platillo especial para los habitantes de Xochimilco, que en su experiencia mencionan que su sabor es muy especial. Actualmente, debido a la disminución importante de la población, es difícil encontrar ajolotes para este fin.

También en la medicina tradicional, el ajolote ha tenido un papel muy importante, desde la época prehispánica, se conocen sus propiedades curativas para enfermedades respiratorias, aún en nuestros días se elaboran jarabes para la tos a base de ajolote, y de manera más científica se han llevado a cabo estudios para determinar cuáles son estas propiedades. (19)



Imagen 1.14: Representación de axolotl, el ajolote.

La primera referencia científica del ajolote aparece en un libro de historia natural de 1615.

Fray Bernardino de Sahagún lo describió de la siguiente manera:

“Hay unos animalejos en el agua que se llaman axolotl, (que) tienen pies y manos como lagartillos, y tienen la cola como anguila, y el cuerpo también; tienen muy ancha la boca y barbas en el pescuezo. Es muy bueno de comer; es comida de señores.” (17)

Francisco Hernández también describió al ajolote en sus tratados de historia natural de México. Otras menciones notables del ajolote son las de Shaw en 1798, en donde se describía como *Gyrinus mexicanus* y en la descripción publicada en 1811 por Georges Cuvier, basada en especímenes preservados.

A partir de entonces se hicieron numerosas publicaciones sobre este animal. Los extraños animales impresionaron hondamente a Humboldt (célebre naturalista), quien de México se llevó dos ajolotes a París y se los entregó al naturalista Georges Cuvier para que los estudiara. Éste describió con sorpresa la presencia y la persistencia de las branquias externas a los lados de la cabeza, y destacó su parecido anatómico con la salamandra. Cuvier, fiel a la lógica de la anatomía comparada, concluyó que el ajolote no era más que la larva de una gran salamandra. No obstante, años después, lo clasificó como un perenibranchio. En 1863, durante la intervención francesa, se enviaron varios ajolotes a París; El insigne biólogo francés Jean Rostand comparó la neotenia del ajolote con la del hombre, cuyo paso de la forma pre humana a la humana comportaba, para Rostand, un proceso de atraso evolutivo. (18)

Existen pocos documentos que nos den un panorama del ajolote durante el siglo XIX y principios del siglo XX, uno de ellos es el de José Velasco en 1880.

José Velasco publicó un documento en 1880, "Anotaciones y observaciones al trabajo del Sr. D. A. Weismann sobre la transformación del ajolote mexicano en *Amblistoma*". Se interesó especialmente en la neotenia y en la metamorfosis. Él menciona que en ese tiempo, los lagos de Chalco y Xochimilco poseían una muy buena calidad de agua, los ajolotes usualmente eran encontrados a una profundidad de un metro y medio o menos y durante la noche se les podía observar cerca de la superficie, también reportó fases de diferente color en los ajolotes a lo largo de los lagos. Él describió individuos "moteados amarillos" en el lago de Chalco que vivían en agua mas salada (salobre). También menciona dos tipos de ajolote en el lago de Xochimilco, uno más oscuro que el otro. (7)

En el siglo XX el escritor Argentino Julio Cortázar dentro de sus narraciones, escribió “Axolotl”, un cuento fantástico que nos lleva a la cuestión personal, a encontrarnos a nosotros mismos, el saber quien somos y a donde pertenecemos.

Diego Rivera en el mural “Agua: fuente de vida” incluye a dos ajolotes en su mural junto a las figuras humanas (imágenes 1.15)



Imagen 1.15: Detalle del mural de Diego Rivera: “agua: fuente de vida”. Tomado por Servín, 2007.

El ajolote, nos ha acompañado a lo largo de la historia y tradiciones mexicanas, aun en nuestros días, principalmente en Xochimilco es posible encontrar manifestaciones artísticas que evocan a este antiguo Dios Azteca. Sin embargo, sin la concientización y apoyo a la conservación, esta especie podría llegar a desaparecer de su entorno natural, perdiendo a este animal mítico del Valle de México.

I.5 Anatomía y fisiología

Anatomía externa

Mide cerca de 15 cm de largo, posee cuatro extremidades cortas que terminan en dedos frágiles, los dos miembros anteriores terminan en cuatro dedos y los posteriores en cinco dedos. Posee una aleta que corre por el dorso hasta convertirse en una cola comprimida lateralmente. Su cabeza separada del tronco por la parte de abajo, posee en ambos lados tres pares de branquias largas y plumosas (Imagen 1.16). Sus ojos están localizados a los lados de la cabeza, son pequeños y no tienen un campo de visión amplio, por lo que depende del olfato y del tacto para cazar los pequeños peces, insectos de agua, crustáceos y gusanos que conforman su dieta. Posee un par de orificios nasales, ya que su respiración también puede ser pulmonar. En muchos machos se observa aumentada de tamaño la zona cloacal, durante la época de actividad reproductiva, mientras que las hembras no lo presentan. (19)



Imagen 1.16: Aspecto externo del ajolote. Tomado por Servín, Zoológico de Chapultepec, 2005

Sistema tegumentario

La piel y sus derivados forman un sistema de órganos que realizan muy variadas e importantes funciones: a) protege físicamente al organismo contra los impactos del medio ambiente; b) defiende contra la infección causada por microorganismos patógenos y c) contribuye a regular el contenido de agua en el cuerpo y a la eliminación de sustancias nocivas. La piel o tegumento, se encuentra conformado por la epidermis, dermis, cilios, papilas y tejido glandular (60).

La piel del ajolote es de color verde parduzco o moteado, aunque el albinismo, sobre todo en animales criados para mascotas, es relativamente común. Su patrón de coloración consiste en un fondo oscuro en ocasiones con manchas amarilla, olivo, naranja o crema, distribuidas sobre el dorso, a los costados las manchas pueden ser coalescentes para formar una línea clara ventro-lateral a cada lado (3).

Posee el sistema tegumentario típico de un anfibio, excepto que el estrato corneo no es queratinizado, presenta un epitelio cúbico bioestratificado o cilíndrico pseudoestratificado ciliado. En caso de llevarse a cabo la metamorfosis las células de la epidermis se multiplican formando un epitelio estratificado, las células epiteliales tienden a aplanarse, formando un epitelio poliestratificado. (Imagen 1.17)

En la dermis, de conjuntivo moderadamente laxo bajo la epidermis y denso más en profundidad, hay cromatóforos y glándulas pluricelulares, alveolares o acinares muy dilatadas y conectadas cada por un estrecho conducto a la epidermis. Según la secreción, las glándulas pueden ser mucosas o serosas (20).

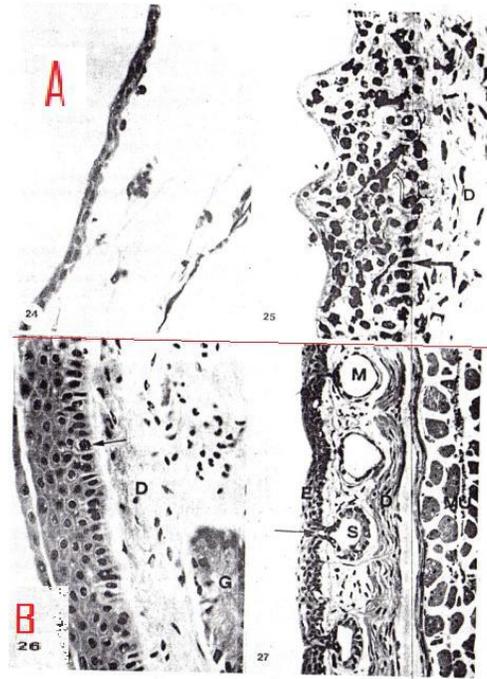


Imagen 1.17: Cortes histológicos de la piel de los anfibios, mostrando la epidermis de larvas (como el ajolote) A, y epidermis de anfibios adultos B. Tomado de Paniagua, 1983.

Las glándulas mucosas o mucíparas, son de las más importantes en los anfibios, incluyendo al ajolote, éstas son unicelulares y se encuentran distribuidas en toda la superficie del cuerpo, secretan una sustancia llamada mucina que, en contacto con el agua, se convierte en mucus, a veces muy abundante. Esta sustancia contribuye a la protección del animal contra infecciones y cambios ambientales; facilita el deslizamiento del organismo dentro del agua y ayuda a que el animal pueda liberarse de depredadores. (60)

Al igual que otras especies de anfibios la capa del estrato córneo, se renueva por efecto de las capas de células que se agregan desde el interior y el consecuente desprendimiento de las capas superficiales. La muda del estrato corneo o comúnmente llamada muda de piel, es algo común, desprendiéndose en parches. (60)

En la colonia del Zoológico de Chapultepec, la muda del estrato corneo ocurre aproximadamente una vez al mes de manera normal, sin embargo puede presentarse con mayor o menor regularidad dependiendo de las condiciones del agua, temperatura, estrés o la presentación de alguna patología.

Anatomía interna

Sistema musculoesquelético

El esqueleto de los ajolotes difiere del de muchos vertebrados por el hecho de que aún en la etapa reproductiva no está completamente osificado (imagen 1.18), esto se presenta principalmente en la zona de las branquias que están compuestas por cartílago (19).

El cráneo de los anfibios en general, presenta mayor número de estructuras cartilaginosas que óseas; por ejemplo, en el arco occipital, sólo hay osificación en las áreas laterales que originan a los exoccipitales, siendo cartilaginosos el basioccipital y el supraoccipital.

Los anfibios presentan conductos que comunican la cavidad nasal con la bucal, llamados coanas u orificio nasal interno. (59)

Los hiodos, completamente cartilaginosos, pueden estar modificados para permitir la succión del alimento (2).

La columna vertebral está pobremente diferenciada en cervical, torácica, sacra caudal, sacra y las regiones caudales (2). Para ser más específicos, la cintura pélvica de los anfibios está muy relacionada con la actividad locomotora de estos animales, en los urodelos, principalmente los acuáticos, se presenta escasa osificación; sin embargo, puede hablarse de tres piezas componentes, en cada lado de la cintura pélvica; un ilio como barra angosta que en muy contadas especies se articula con la única vertebra sacra, y dos elementos vertebrales, el pubis anterior y el isquion posterior. En la

confluencia de las tres piezas se localiza una fosa en la cual articula el hueso proximal del miembro posterior correspondiente, llamada acetábulo. (60)

El número de vértebras totales son en promedio 50, ya que principalmente en la región de la cola pueden variar de 30 a 35 vértebras. Otro punto interesante es que poseen costillas rudimentarias que se observan a lo largo de todo el cuerpo (19) (imagen 1.19).

La cintura escapular es poco osificada, ya que la única pieza con tejido óseo es la escápula. (60)

Los ajolotes poseen dos miembros anteriores y dos posteriores, éstos se desarrollan a partir de la tercera semana de edad, ya que nacen sin presentarlos.

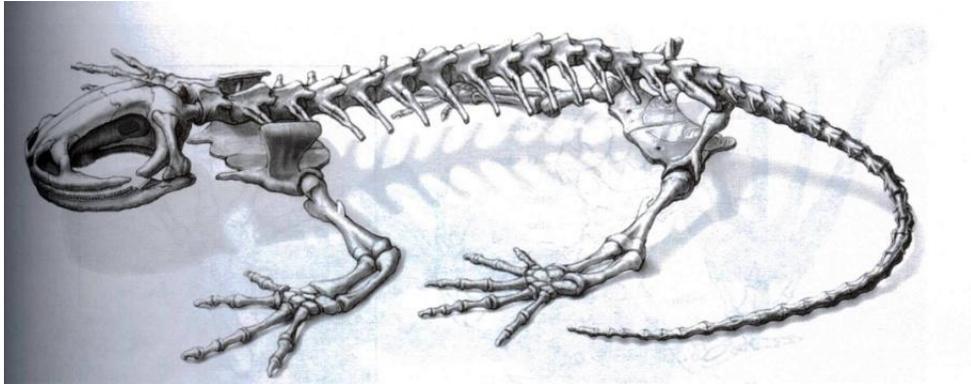


Imagen 1.18 Esqueleto de *Ambystoma*. Tomado de Wright: Amphibian medicine and captive husbandry, 2001.

Poseen músculos segmentados, similares a los de los peces, la musculatura dorsal del tronco está bien desarrollada y persiste muy aparente la disposición metamérica, principalmente en la epaxial, en la región caudal es notable la presencia del septo longitudinal horizontal (60), los cuales los hacen capaces de moverse con facilidad hacia varias direcciones dentro del agua, a diferencia de cómo lo haría en su forma terrestre. De hecho en la metamorfosis, la porción ventral de los músculos se vuelve más delgada, ya que no los requiere la locomoción terrestre. (19)

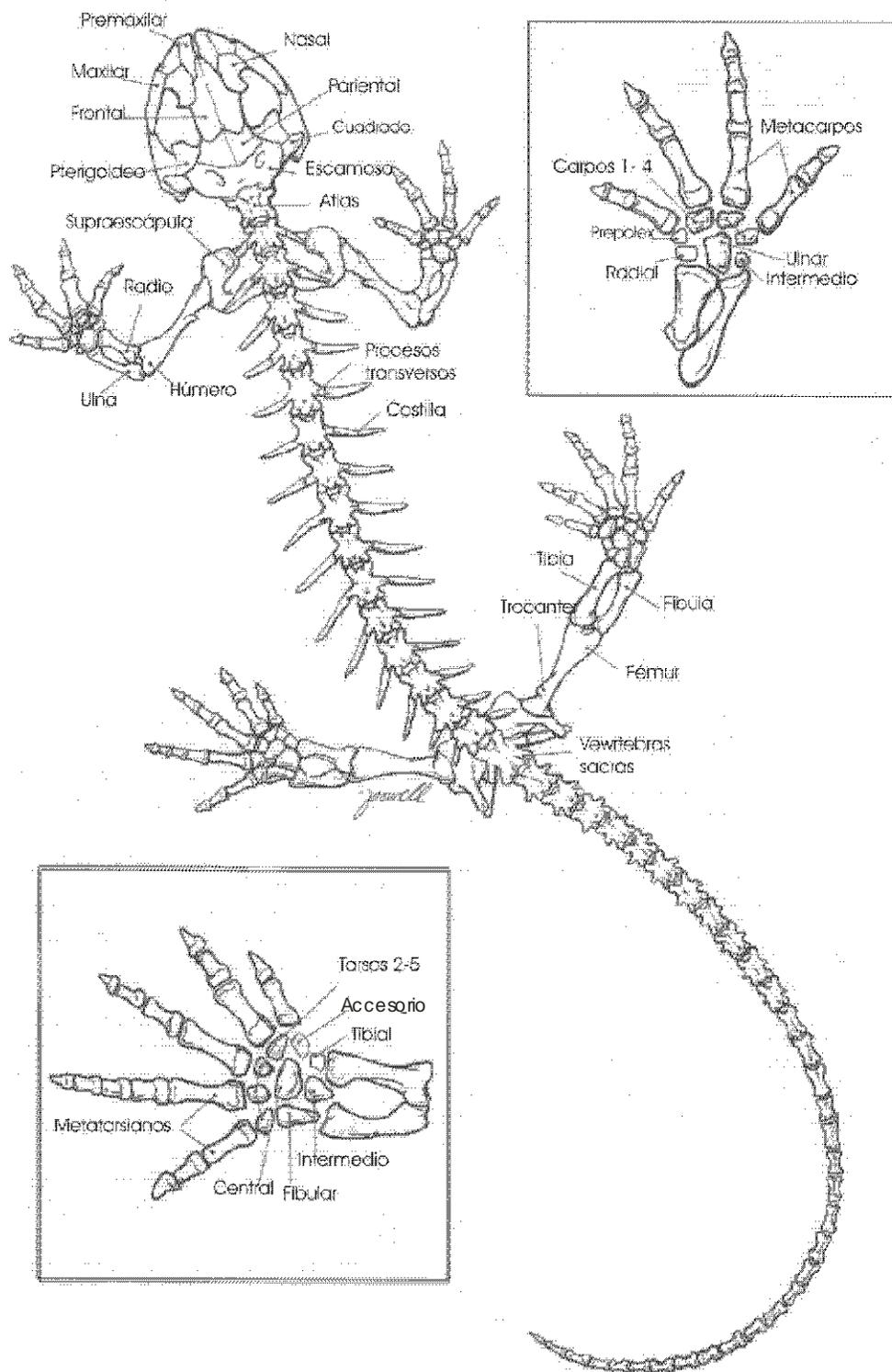


Imagen 1.19. Sistema óseo completo de *Ambystoma*. Tomado de Wright: Amphibian medicine and captive husbandry, 2001.

Sistema nervioso

El sistema nervioso se divide en sistema nervioso central, periférico y autónomo. Componen al primero el encéfalo, es la masa encerrada dentro del cráneo, y la médula espinal, estructura tubular alojada a lo largo de la cara dorsal de la columna vertebral. El sistema nervioso periférico es el conjunto de nervios dispersos por todo el organismo. De acuerdo con sus funciones y localización anatómica, los nervios son *craneales* si se relacionan directamente con el encéfalo, dentro del cráneo y *espinales* si la relación es con la médula espinal. El sistema nervioso autónomo formados por fibras y ganglios no sujetos al control voluntario del individuo, inervan las vísceras, especialmente los músculos lisos, los vasos sanguíneos y el corazón. (60)

La anatomía del cerebro de un ambystomido fue estudiado por primera vez por Herrick en 1948. En general para los anfibios, algunos textos listan los siguientes nervios craneales. (Duellman y Trueb, 1986):

CN I: Olfatorio, CN II Óptico, CN III: Oculomotor, CN IV: Troclear, CN V: Trigemino, CN VI: Abducens, CN VII: Facial, CN VIII: Auditivo, CN IX: Glossofaríngeo, CN X: Vago, CN XI: Accesorio, CN XII: Hipogloso (que puede ser considerado como un nervio espinal y no como un verdadero nervio craneal).

Además de estas estructuras, los ajolotes poseen una zona altamente inervada, llamada línea lateral, también presente en los peces y otros anfibios, se cree que es gracias a esta zona sensorial que los animales pueden percibir los estímulos externos. Los nervios de la línea lateral son inervados por ramas de los nervios craneales. (2)

El sistema de la línea lateral en los ajolotes, consiste de numerosos órganos sensoriales ubicados en una línea bien definida que se extiende a lo largo de toda la superficie corporal, ésta la presentan también la mayoría de las salamandras, larvas de anuros y peces.

Se han realizado diversos estudios tanto fisiológicos como anatómicos de dicha estructura desde el año de 1895, en los últimos 20 años se ha descubierto que existen algunas diferencias entre peces y salamandras, estudiando el desarrollo. Muchos de estos estudios se realizaron utilizando ajolotes u otros ambystómidos ya que los órganos de la línea lateral pueden ser fácilmente visibles. En este grupo los órganos de la línea lateral se encuentran localizados en la superficie de la epidermis, por el contrario en la mayoría de los peces se encuentran en canales óseos dentro de la dermis.

El sistema de la línea lateral en los ajolotes consiste de tres distintas clases de órganos sensoriales: neuromastos, órganos pit y órganos ampulares. Los neuromastos y los órganos pit funcionan como mecano-receptores sensibles al desplazamiento de baja frecuencia del agua, mientras que los órganos ampulares funcionan como electro-receptores y son sensibles para estimular campos eléctricos. Los neuromastos se localizan paralelos a lo largo del cuerpo, desde la cabeza hasta la cola, los órganos pit se restringen sólo en la cabeza y los órganos ampulares se localizan principalmente en la base de las branquias (imagen 1.20).



Imagen 1.20. Distribución de los órganos ampulares (puntos negros), neuromastos (óvalos blancos) y órganos pit (círculos) en la cabeza de un ajolote juvenil. A = Línea angular, AP = línea pit anterior, G = línea gular, IO =

línea infraorbital, JU = línea jugal, MA = línea mandibular, MC = línea pit media de la mejilla, MP = línea pit media, O = línea oral, PO = línea posótica, POP = línea preopercular, SO = línea supraorbital, Escala de la barra = 2 mm. Tomado de (Northcutt, 1990).

Los ajolotes, como la mayoría de las salamandras, poseen tres líneas de neuromastos, en el tronco: dorsal, principal y ventral. Cada una de estas líneas está compuesta por puntos, pero solo la línea principal se extiende hasta la cola (imagen 1.21). (21)

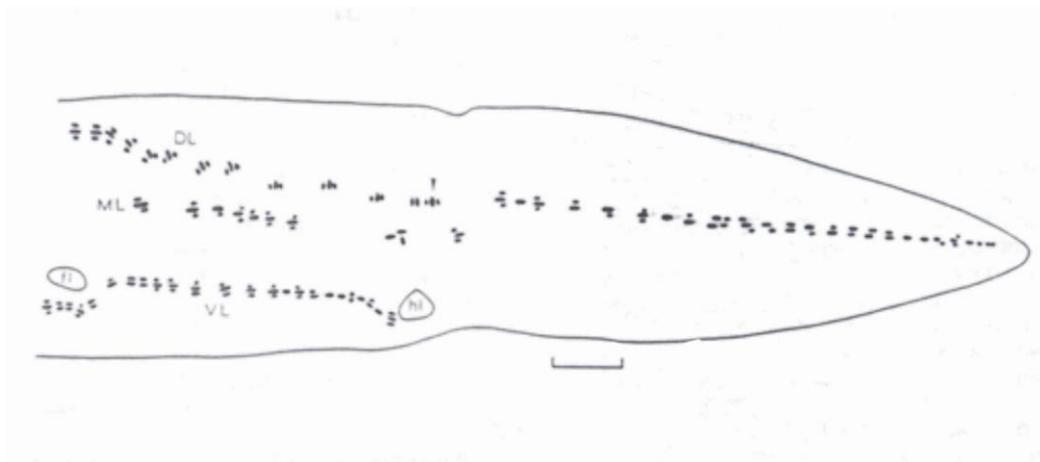


Imagen 1.21: Distribución de neuromastos (óvalos negros) en el tronco y la cola de un ajolote juvenil. DL = línea dorsal del tronco, ML = línea troncal principal, VL = línea troncal ventral, FL = posición del miembro posterior, HL = posición del miembro anterior. Escala de la barra = 3 mm. Tomado de Northcutt, 1990.

Sistema digestivo

Todos los anfibios adultos son carnívoros estrictos y poseen un tracto gastrointestinal relativamente corto y simple. (2) (imagen 1.22)

El alimento es ingerido a través de la boca, de hecho, la boca es la responsable del nombre científico de *Ambystoma* ya que significa *Amblyx* = copa, taza y *stoma* = boca.

Los ajolotes no mastican el alimento, sin embargo, poseen unas estructuras aserradas cartilaginosas en el paladar inferior y superior que funcionan como dientes.(2)

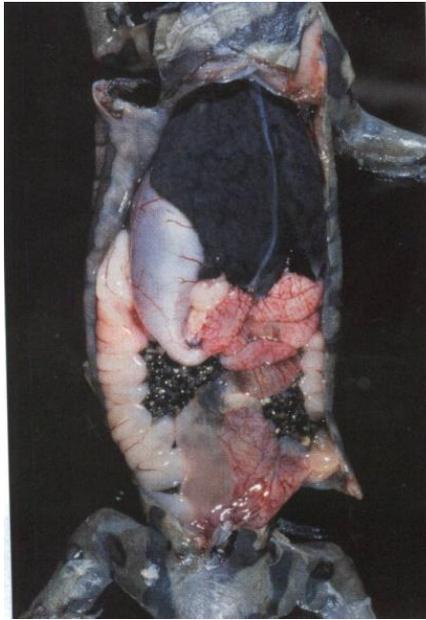


Imagen 1.22. Anatomía interna de *A. mexicanum*

La cavidad oral está separada del esófago por un fuerte esfínter, que podría compararse con la glotis (2). La faringe, en este tipo de especies, tiene un papel más importante en la respiración, que en el proceso digestivo. (60) Las líneas de cilios del esófago, transportan la ingesta, en el esófago se secretan moco y algunas enzimas digestivas (por ejemplo pepsinógeno). El estómago es glandular, tiene forma de "J" y presenta tres zonas bien delimitadas: el cardias, fondo y píloro. El estómago está separado del intestino por el esfínter pilórico, el vaciamiento gástrico es controlado por el duodeno. Las secciones del intestino no se diferencian con facilidad como en otros vertebrados. La parte anterior corresponde al intestino delgado, y la posterior al intestino delgado. La longitud del intestino está acorde con la naturaleza del alimento. Cuando el alimento habitual es bastante nutritivo y de fácil digestión, el tubo intestinal es corto; así los carnívoros presentan en general, intestinos de corta longitud.

Varios órganos anexos auxilian al tubo digestivo en sus funciones: el hígado, que es la víscera de mayor tamaño, elabora los líquidos biliares y los vierte en la porción inicial del

intestino delgado como auxiliares de la digestión de las grasas , además de fungir como almacén de grasas y proteínas.(60) El hígado tiene un mínimo papel en el procesamiento de nitrógeno para excreción en anfibios acuáticos, en forma de amonía que es liberado al ambiente a través de la piel y por la vía excretora de los riñones. (2) (Imagen 1.23)

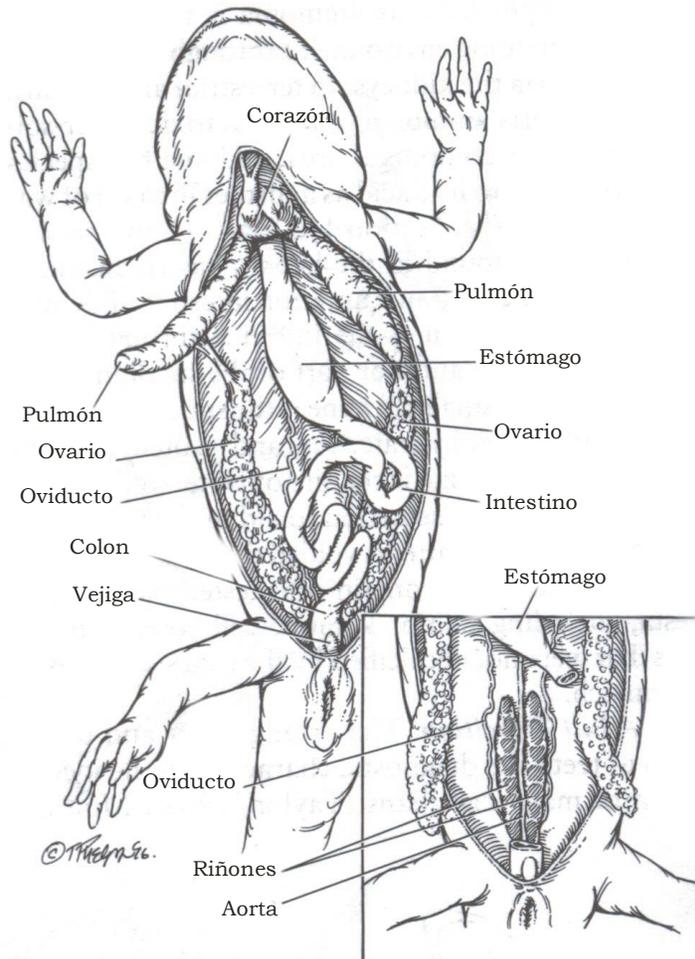


Imagen 1.23: Anatomía de *Ambystoma*: Tomado de Wright: Amphibian medicine and captive husbandry, 2001.

El páncreas se encuentra en el ligamento hepato-gástrico, entre el estómago y el intestino anterior, la bilis y las enzimas pancreáticas entran al intestino a través de ductos que drenan a la parte anterior del intestino delgado (duodeno), el intestino delgado es el sitio de absorción de nutrientes. (2)

Sistema urinario

El sistema urinario de los ajolotes difiere al de los mamíferos. Poseen 2 riñones pequeños alargados que desembocan a dos uréteres en forma de saco y estos a una pequeña vejiga. Son pocos los túbulos eferentes presentes, sin embargo esto varía entre machos y hembras de urodolos, descargando por esta vía, a través del conducto arquinéfrico, productos genitales masculinos a la cloaca, no existiendo relación entre ovarios y aparato excretor femenino.(60)

La excreción en los ajolotes también involucra a las branquias. Las larvas excretan el 50% de sus desechos nitrogenados en forma de amonía por medio de las branquias. El resto del amonía, urea y otros desechos nitrogenados se pierden a través de los riñones en una muy diluida orina. La orina es muy diluida ya que el agua entra constantemente al organismo por osmosis y las sales que se presentan en su cuerpo son más concentradas que las que circulan en el agua. Cuando los ajolotes hacen metamorfosis, el balance cambia y sólo el 25% de los desechos nitrogenados se excretan en forma de amonía, esto es porque al vivir en tierra, el agua se vuelve menos disponible y el amonía es más tóxico que la urea cuando está concentrado. (19)

Sistema respiratorio

Si tenemos en cuenta que el agua tiene 25 veces menos oxígeno que el aire, podemos comprender que hacen falta mecanismos muy especializados para obtener una buena oxigenación en la sangre y posibilitar la oxidación a nivel celular. (7)

Existen 4 modos de respiración en un adulto del orden urodela: branquial, pulmonar, cutáneo y bucofaríngeo. Su importancia depende de la especie en cuestión.

Las branquias se localizan lateralmente a la cabeza, distribuidas tres en cada lado, son de color rojo y plumoso. La función principal de las branquias es la respiración. Algunos

ajolotes poseen un crecimiento exuberante, mientras que otros presentan poco desarrollo, existen varias razones para ello, como por ejemplo, factores genéticos y ambientales; un animal maduro en un contenedor pequeño bien oxigenado no requiere de branquias muy elaboradas, en ocasiones cuando se observa atrofia de las branquias, se puede deber a que el animal está obteniendo la mayor parte de sus requerimientos de oxígeno a través de los pulmones o de la respiración cutánea (19). Viviendo en aguas estancadas en que la concentración de oxígeno llega a ser extremadamente baja, el ajolote complementa su respiración branquial con un rudimentario aparato pulmonar, por ello sube a la superficie cada siete minutos por una bocanada de aire. (22)

Los anfibios, particularmente los acuáticos, presentan sacos pulmonares, cuya superficie interna esta lisa; en cambio en los anuros los sacos tiene aspecto piriforme y están provistos de paredes que se subdividen profusamente, hasta propiciar en el órgano un aspecto esponjoso, se dice que las paredes se encuentran revestidas de alveolos, sin embargo esta estructura básica difiere a la de los mamíferos. (60)

Los pulmones en los ajolotes neoténicos son pequeños y simples, son básicamente una cavidad, como regla general los pulmones son del mismo tamaño, aunque el derecho es ligeramente más pequeño que el izquierdo. Los pulmones de las salamandras varían en tamaño según la especie, en el caso particular del ajolote de Xochimilco, estos corren por los costados .Los pulmones se desarrollan y se vuelven más importantes para la respiración cuando el ajolote pierde sus branquias en la metamorfosis.

Un animal que ha hecho metamorfosis, es probable que obtenga mayor cantidad de oxígeno a través de la piel, que las formas neoténicas, ya que es un hecho que el aire contiene mayor oxígeno que el agua.

La tráquea termina en una pequeña bifurcación hacia los pulmones, presenta anillos cartilagosos. La tráquea es relativamente corta, lo que se debe tomar en cuenta al

intubar para lavados traqueales o administración intratraqueal de medicamentos, o durante la anestesia inhalada. (2)

Los requerimientos de oxígeno de las larvas jóvenes son relativamente altos, ellos tienen un crecimiento rápido y están activos una mayor parte del tiempo en busca de alimento; al crecer su metabolismo se hace más lento y se vuelven menos activos (19). En los ajolotes de mayor edad el suplemento de oxígeno también puede ser llenado por pulmones rudimentarios, al subir a la superficie a tomar una bocanada de aire.

El intercambio gaseoso a través de la piel es importante para los anfibios en general, los cuales poseen una piel húmeda bien irrigada así que pueden obtener oxígeno por esta vía.

La respiración cutánea es posible en la familia de las salamandras como resultado de algunos factores anatómicos como son: una extensa área de contacto (la piel), un cuerpo pequeño con una forma cilíndrica, una delgada epidermis, una dermis altamente vascularizada, combinado con el metabolismo lento que en general presentan las salamandras, así como su capacidad de obtener oxígeno a través de la glicólisis anaerobia.

En muchas salamandras la cavidad oral y la faringe también sirven como sitio de absorción de oxígeno. La faringe es la porción del tubo digestivo inmediata a la boca. Su importancia y dimensiones son mayores en los animales primariamente acuáticos, que respiran los gases disueltos en el agua. El agua ingerida persistentemente por la boca, pasa por la cavidad faríngea y de allí al exterior, a través de las branquias. (60)

Este intercambio gaseoso es una extensión de la respiración cutánea, aunque la acción de bombeo muscular para ventilar esta región, así como las particularidades del abastecimiento de oxígeno en estas regiones, ayuda a que la respiración bucofaríngea sea una entrada extra de oxígeno. (2)

Sistema hemolinfopoyético

Todos los anfibios poseen timo, en donde se desarrollan los linfocitos T. El timo está presente durante toda la vida en los anfibios, sin embargo una mala nutrición y el estrés pueden producir una involución y atrofia del timo en anfibios en cautiverio. El bazo tiene ambas pulpas, la blanca y la roja que actúan como el sitio respectivamente de la eritropoyesis y la mielopoyesis. En algunos anfibios se ha observado variaciones estacionales en el tamaño del bazo (23). En general en anfibios acuáticos carecen de médula ósea funcional, pero el sitio que sirve como equivalente funcional se encuentra en el hígado y los riñones.

La médula ósea de las salamandras terrestres es el sitio de linfomiocitopoyesis el cual está ausente en salamandras acuáticas.

Las meninges ventrales de algunas especies primitivas de salamandras acuáticas también actúan como tejido hemolinfopoyético. Los órganos linfomiocitoides están ausentes en todos los del orden caudata. (2)

Sistema linfático: la linfa es muy similar al plasma sanguíneo, pero carece de eritrocitos y su contenido proteínico es menor. Su principal elemento son los linfocitos. La linfa se encuentra en los espacios intercelulares y es transportada a través de vasos linfáticos que la reintegran al torrente venoso. Los corazones linfáticos ayudan a esta circulación, en los anfibios anuros y urodelos se pueden encontrar de 14 a 20 corazones linfáticos. (60)

Sistema cardiovascular

El sistema cardiovascular incluye a los sistemas arterial, venoso y linfático.

El corazón tiene tres cámaras, dos atrios y un ventrículo. Se encuentra protegido por un esternón cartilaginoso. El ventrículo está parcialmente dividido por un septo interventricular incompleto. De esta cámara salen los dos arcos aórticos que,

caudalmente, se fusionan formando la aorta dorsal. Destaca a nivel ventral, la vena abdominal ventral que circula por la superficie interna de la línea media ventral.

Los sistemas portal renal y hepático están presentes en la mitad caudal. La sangre de la vena porta renal pasa a través de los riñones antes de entrar a la vena poscava, la sangre pasa a través de la vena porta hepática por el hígado antes de entrar a la vena cava. Parece ser que el sistema porta-renal recibe la mayor parte de la sangre que drena desde la cola, pero los factores que determinan la ruta de la sangre de la mitad caudal del cuerpo están poco documentados en manera general en salamandras. Aunque estudios farmacocinéticos documentan por otro lado que es mejor evitar la administración de drogas que se metabolizan o se excretan renal o hepáticamente en los miembros posteriores o en la cola.

Ya que presentan branquias, la vasculatura branquial es prominente. En animales pigmentados es difícil observar la vasculatura superficial, a menos que se presente una marcada hiperemia. Sin embargo en algunos individuos de color blanco puede ser vista la vena de la línea media abdominal. La vena caudal corre inmediatamente ventral a las vértebras caudales, y también solo puede ser visible si la piel es clara o traslúcida. (2)

Fisiología del corazón

La aurícula derecha recibe la sangre desoxigenada que proviene del seno venoso, al cual ha llegado procedente de la circulación sistémica. El seno venoso es una cámara situada sobre la superficie dorso caudal de la aurícula derecha, que presenta una pared muscular a través de la cual llega la sangre drenada por las venas precavas derecha e izquierda, la vena poscava y la vena hepática izquierda (imagen 1.24).

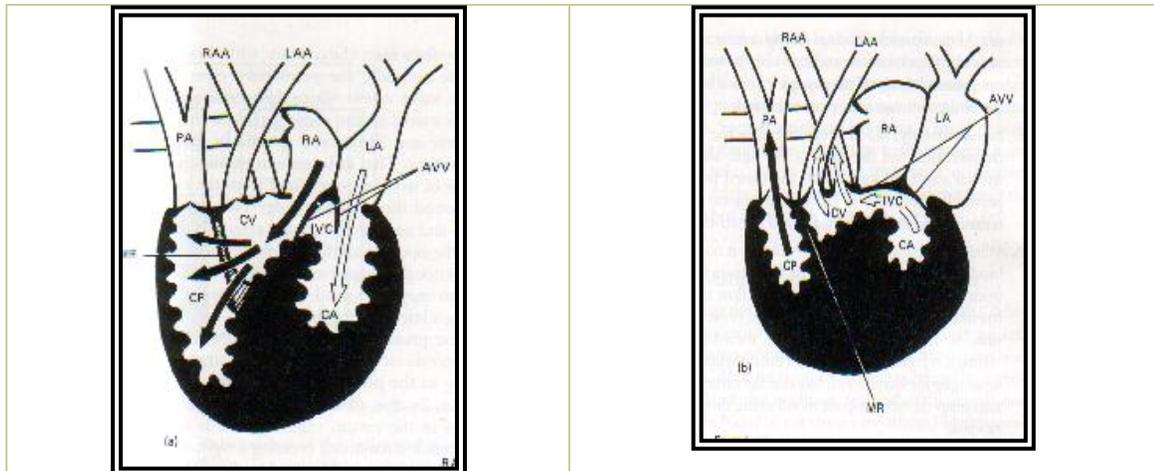


Imagen 1.24: Fisiología del corazón. LA = Atrio izquierdo, CA = Cavum arterioso, RA = Atrio derecho, CV = Cavum venosum, MR = Pared muscular, CP = Cavum pulmonale, AW = Válvula atrio-ventricular, IVR = Canal interventricular

La aurícula izquierda recibe sangre oxigenada desde los pulmones a través de las venas pulmonares izquierda y derecha. Al tener un solo ventrículo, éste debe realizar una doble función, esto es, desde el punto de vista anatómico existe un único órgano que fisiológicamente trabaja como si fueran dos. Para ello, presenta tres compartimentos o subcámaras: cavum pulmonale, cavum venosum y cavum arteriosum.

El cavum venosum y el cavum arteriosum están conectados mediante un canal interventricular y reciben sangre procedente de los atrios derecho e izquierdo respectivamente. La situación topográfica de ambos cavum es dorsal al cavum pulmonale, el cual ocupa la región ventral del ventrículo, cuyo límite se presenta a nivel del ostium de la arteria pulmonar. El cavum pulmonale está separado de sus homónimos mediante un pliegue muscular. El cavum venosum presenta una localización cráneo-ventral dentro del ventrículo, extendiéndose hasta los dos arcos aórticos, uno izquierdo y otro derecho. A nivel craneal del canal interventricular se disponen dos válvulas auriculoventriculares, las cuales ocluyen de forma parcial a dicho canal durante la sístole auricular; mientras que, durante la sístole ventricular, evitan que la sangre refluya desde el ventrículo hacia el atrio.

La localización de las válvulas auriculoventriculares en el canal interventricular unido a las contracciones musculares que originan cambios de presión en el órgano, hace posible que con un solo ventrículo, los anfibios presentan un circuito completo para que la sangre fluya entre los diferentes órganos encargados de su depuración sin mezclarse. Así la sangre de la aurícula derecha es enviada mediante la sístole auricular hacia el ventrículo, exactamente al cavum venosum y pulmonale para luego ir a los pulmones.

El sistema linfático posee estructuras únicas como son: sacos (ciegos) linfáticos, corazones linfáticos, o vesículas linfáticas que sirven para restringir el flujo de la linfa unidireccionalmente para que retorne al corazón, el corazón linfático late en sincronía a 50-60 latidos por minuto, independiente del latido cardiaco, dada esta rápida frecuencia en ocasiones es difícil la obtención de linfa.

En un animal enfermo podemos esperar grandes volúmenes de linfa acumulada en cualquiera de los sacos linfáticos, la linfa está constituida por componentes de la sangre, excepto de eritrocitos. La diferencia entre los componentes del plasma y la linfa están pobremente documentadas. (7)

Sistema endócrino

El sistema endocrino de los anfibios es muy similar al de otros vertebrados y la función de varios órganos es similar, sin embargo algunas secreciones producidas tienen diferencias estructurales comparadas con otros vertebrados (por ejemplo la calcitonina).

Los anfibios han servido como modelo de estudio del funcionamiento de diversas glándulas.

Las glándulas endocrinas (y secreciones asociadas) incluyen las siguientes: adrenales (epinefrina, norepinefrina, corticoesteroides); gónadas (testosterona, estrógeno, progesterona); isletas pancreáticas (insulina); glándula pineal (melatonina); pituitaria

(adrenocorticotropinas o ACTH, hormona antidiurética o ADH, arginina vasotocina, hormona folículo estimulante o FSH, hormona luteinizante o LH, hormona melanóforo estimulante o MSH , oxitocina, prolactina); timo (timosina); tiroides (tri-iodotironina o T3 y tetra-iodotironina o T4), estas últimas se presentan en la mayoría de los anfibios y salamandras, pero en el caso de las especies neoténicas como es *Ambystoma mexicanum* no hay la presencia de tiroides. (2)

La localización de las glándulas endocrinas en anfibios es muy similar a la de reptiles, con algunas excepciones como son: en salamandras en general las glándulas suprarrenales se observan como bandas amarillas o anaranjadas en la cara ventral de los opistonefros.. (59)

Sistema reproductor

Los testículos en los ajolotes y salamandras en general son lobulados, y pueden adicionarse lóbulos con cada época reproductiva que pasa. El esperma se transporta a través de la cloaca, no está bien definido en la literatura el caso particular de *Ambystoma mexicanum*, pero en algunas salamandras el esperma pasa del testículo colectado por conductos nefrítico, éstos vierten a el conducto de Wolff y este vacía hacia la cloaca, aunque está reportado que hay especies de salamandras en las que el esperma pasa directamente de los conductos nefríticos a la cloaca.

En las hembras la cara dorsal de la cloaca esta modificada a modo de formar una espermateca. (2)

El material glandular que rodea las paredes de la cloaca en los machos, conocida como glándula cloacal, se engrosa en la época reproductiva (19). En las salamandras no existe un órgano intromitente como un falodeum presente en otros anfibios para una fertilización interna, sin embargo ocurre algo similar: esto se lleva a cabo al transferir el

espermátforo. Un espermátforo es una estructura gelatinosa producida por el macho que encapsula al esperma para protegerlo del ambiente antes de que sea absorbido por la cloaca de la hembra.

El par de ovarios está íntimamente conectado con los riñones por un mesovarium. Los folículos se encuentran envueltos en una delgada membrana llamada ovisaco. El ovisaco se debe romper para que ocurra la ovulación y los ovarios se liberen al celoma (2).

Los ajolotes son ovíparos, sus huevos son transparentes (imagen 1.25) y es posible ver el desarrollo de los embriones.



Imagen 1.25. Huevos de *A. mexicanum* tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2009.

Características particulares del ajolote: neotenia y regeneración

Neotenia

El ajolote es una especie neoténica facultativa. Esto quiere decir que raramente hace metamorfosis en vida libre natural.

En los individuos neoténicos, las concentraciones en plasma de T3 y T4 son bajas. Durante la metamorfosis las concentraciones de estas hormonas se incrementan considerablemente, por lo que se piensa que la tiroides juega un importante papel en el proceso de la metamorfosis. Estos animales han sido descritos como “neoténicos obligados”, sin embargo, en estudios hechos en otros animales neoténicos, como el *Necturus maculosus*, se observó que no hay inducción de metamorfosis por administración de hormonas y que poseen hormonas que pueden inducir metamorfosis en otras especies. (18)

Algunas especies parecen no sufrir metamorfosis en la naturaleza, pero en condiciones de laboratorio se ha logrado inducir la; a estas especies se les ha llamado “neoténicos obligados inducibles”, e incluyen al *A. mexicanum*.

Artificialmente se puede inducir la metamorfosis aplicando T3, T4 o TSH sistémico o en el agua.

En anfibios de metamorfosis facultativa, es decir, que pueden o no hacer metamorfosis de manera natural, como la salamandra tigre (*A. tigrinum*), la metamorfosis ocurre en lagos cálidos, pero cuando el hábitat del animal es un lago frío ésta solo se presenta en condiciones de laboratorio. Esto enfatiza el hecho de que algunas especies pueden sufrir metamorfosis de forma autónoma, dependiendo del medio ambiente y de las condiciones endocrinológicas. La neotenia puede favorecerse no sólo por el frío, sino también por un medio ambiente terrestre inhóspito o por la ausencia de depredadores en el agua. Una teoría porque *A. tigrinum* llega a hacer metamorfosis, por inducción hormonal, sugiere que después de la ovoposición aumentan las hormonas sexuales lo que estimula a los juveniles a aumentar los niveles de TSH. (18)

Regeneración

Una de las características que distingue a la especie es la capacidad que tiene de regenerar miembros, cola, branquias, sistema nervioso y algunos órganos, como corazón e hígado, una vez que estos son amputados o dañados. Es gracias a esta característica que se le considera una especie importante para la investigación, principalmente en las áreas de genética, neurología y cardiología. La regeneración de miembros es la más mencionada en la literatura, cuando éstos han sido amputados de manera experimental. Sin embargo se ha podido observar en el Zoológico de Chapultepec, que las principales causas de mutilación natural entre los ajolotes se deben a la competencia y al canibalismo presente en las primeras etapas de vida (imagen 1.26).

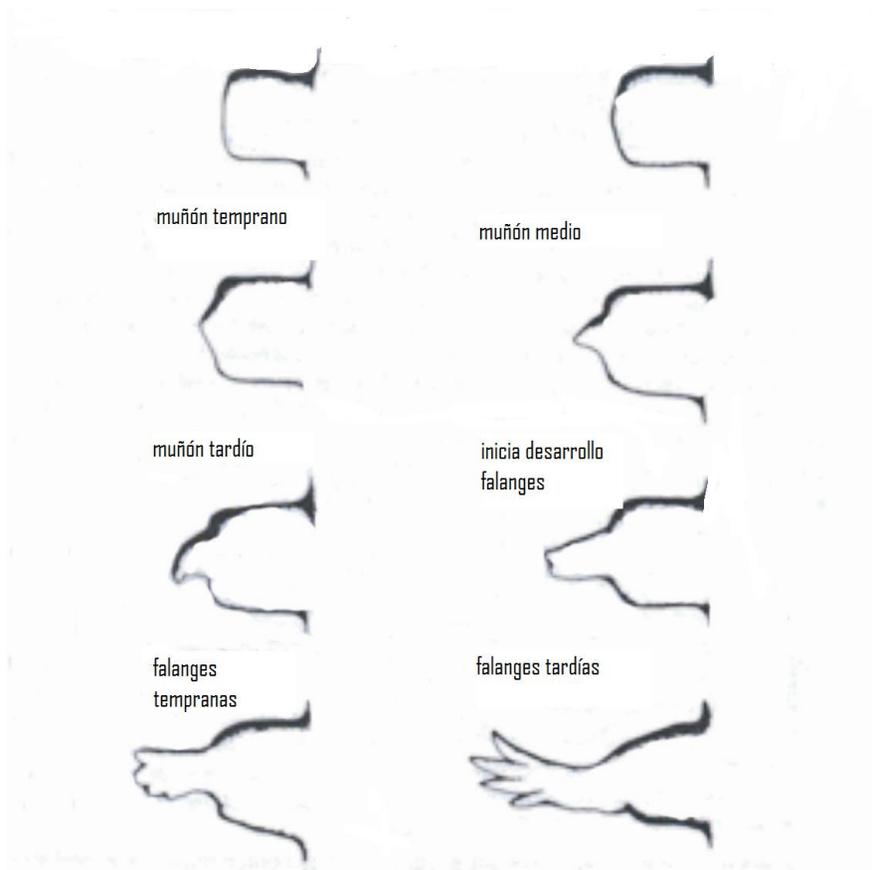


Imagen 1.26. Etapas de la regeneración de un miembro. Dibujos de una vista dorsal del miembro posterior izquierdo. Tomado por Bryant, 1973. Citado por Meneoka, 1989.

Los miembros regenerados provienen de un blastema compuesto por tejido epidermal rodeado por una masa de células mesenquimatosas proliferativas. Después de la amputación del miembro la superficie de la herida se cubre rápidamente por epidermis que después se adelgaza para formar un opérculo apical epidermal (AEC).

Aún no se conoce la función exacta de la epidermis durante la regeneración, pero permite el continuo crecimiento celular y la diferenciación para las células del blastema, además parece influenciar en las condiciones necesarias para que se lleven a cabo el mantenimiento y el ciclo celular. Una vez establecido el blastema, el proceso de regeneración es igual al ocurrido durante el desarrollo de los miembros en las etapas larvarias tempranas, esto se tocará más a fondo en el tema de desarrollo larvario. Una vez que el blastema prolifera, se enlarga hacia el eje próximo-distal y comienza la proliferación primaria en secuencia de proximal a distal. (7)

CAPITULO II: MANTENIMIENTO EN CAUTIVERIO

II.1 Mantenimiento de *Ambystoma mexicanum* en fase acuática

Para mantener a una especie tan particular como el ajolote de Xochimilco en cautiverio, se debe tomar en cuenta las características de su hábitat y la biología de la especie, para de este modo, ofrecer las condiciones más adecuadas, en donde la especie no solo subsista sino también pueda reproducirse y llevar una vida sana. Con la información de los capítulos anteriores, se ha presentado una introducción amplia sobre la especie y las condiciones que se deben conocer previas al cuidado de esta especie en cautiverio, a continuación se presentarán las bases y pasos para mantener a esta especie en cautiverio, con base a lo experimentado y estudiado en la colonia del Zoológico de Chapultepec.

II.1.1 Instalaciones

Las instalaciones básicas para mantener al ajolote en cautividad en la fase acuática, que es la más común, incluyen: acuarios o estanques, de ellos, los aspectos más importantes a considerar es el mantener una adecuada calidad de agua, temperatura y filtrado, además de proporcionar una buena iluminación y sustratos, que permitan la reproducción.

(24)

Cada uno de estos aspectos se describen a continuación, para finalmente concluir cuáles son los utilizados en la colonia del Zoológico de Chapultepec, así como su manejo. Es importante recalcar, que si bien el manejo del ajolote en cautiverio es similar al de los

peces de acuario, hay puntos en los que se debe adecuar al ajolote, principalmente en lo referente a los cambios de agua e higiene de las instalaciones.

II.1.2 Agua

Siendo *Ambystoma mexicanum* una especie que se considera 100% acuática, es muy importante la calidad del agua de los acuarios. Se debe tomar en cuenta las características que componen su hábitat natural, sin embargo a causa de los pocos datos y la alteración tan importante que ha sufrido su hábitat, muchas de las Instituciones que mantienen a esta especie en cautiverio, se han basado en características similares a las que requieren los peces de acuario de agua dulce, haciendo algunas modificaciones en cuanto a temperatura, salinidad y algunos otros. (19).

Otro factor importante que se debe considerar en cuanto a la calidad del agua, es que el ajolote de Xochimilco es un anfibio y como tal es muy sensible a los compuestos que forman su entorno debido a la permeabilidad de su piel y la facilidad con que pueden absorber sustancias y compuestos, incluyendo metales pesados.

Para determinar la calidad del agua se miden los parámetros físico-químicos y la calidad microbiológica del agua, éstos se miden por medio de reactivos, tiras y tablas. Si bien hay una gran variedad de kits comerciales para útiles para este fin.

Parámetros físico-químicos:

Los parámetros físico-químicos son principalmente los siguientes: potencial de Hidrogeno (pH), dureza general (GH), dureza en cuanto a carbono (KH), concentración de nitritos y nitratos, concentración de amonía, concentración de CO₂, porcentaje de oxigenación, concentración de cloro y temperatura.

Antes de iniciar el manejo de una especie acuática en cautiverio, es recomendable conocer todas las características físicas, químicas y microbiológicas del agua que se va a utilizar en los acuarios o estanques, tomando en cuenta si se utilizará agua purificada o bien de la llave, por lo que uno de los primeros pasos, es la toma de los parámetros físico- químicos del agua con la que se va abastecer los acuarios. Se deben medir diariamente cuando el acuario acaba de ser instalado, por lo menos las primeras dos semanas, y una vez al mes cuando ya está establecido, con mayor razón si se aplica un sistema de filtrado biológico (25). La periodicidad en la que se miden estos parámetros dependerá del manejo de las instalaciones, ya que por ejemplo, algunas colonias realizan cambios de agua totales tan constantes que en su caso, es preferible monitorear con más énfasis el agua de procedencia que la de los mismos acuarios.

La manera más sencilla de medir parámetros es con la utilización de kits comerciales para acuarios, estos se pueden conseguir y utilizar con facilidad. En el caso de la densidad se puede utilizar un densímetro, también ocupado para acuarios de agua salada. La temperatura se recomienda tomarla con un termómetro digital, ya que estos son más exactos, sin embargo se pueden utilizar cualquier tipo de termómetro para acuarios.

pH:

El pH (potencial de hidrógeno) del agua se determina por la proporción de iones hidrógeno (H^+) y los iones hidroxilos (OH^-). Cada unidad de pH representa 10 veces el doble del número de iones hidrógeno. A un pH de 7, los iones hidrógeno son iguales a los iones hidroxilo, por lo que se considera neutro. El agua se vuelve más ácida conforme incrementan los iones hidrógeno resultando en una baja de pH, lo contrario ocurre cuando los iones de hidrógeno disminuyen haciendo el agua alcalina y por lo tanto hay un aumento de pH.

Los anfibios en general pueden habitar en estanques donde el agua tenga un rango de 6.5 a 8.5, (25) en el caso particular de *Ambystoma mexicanum*, la mayoría de los autores menciona que el rango ideal va de 6.5 a 8, es importante mantener este rango para evitar problemas de salud en los animales. Para medir el pH, se utilizan tiras que al virar de color, nos dan el valor. (Imagen 2.1)

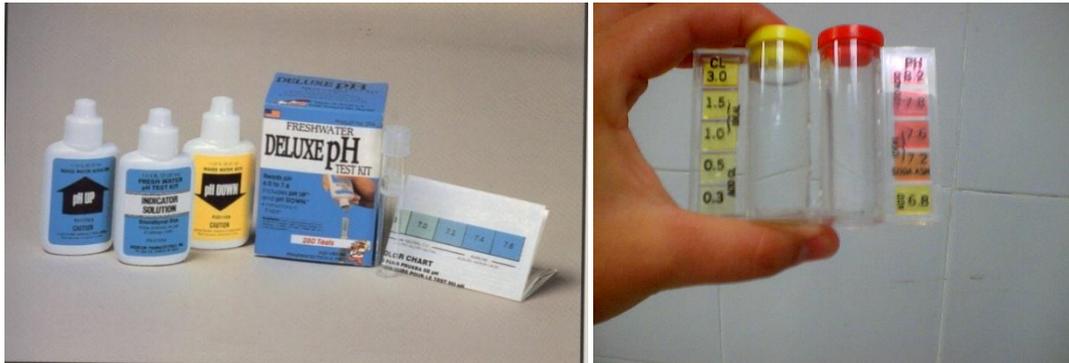


Imagen 2.1: Reactivos para medir pH. Scott, 2000 y Servín 2006.

Dureza:

La dureza del agua se debe a la cantidad y mezcla de iones minerales presentes. Los minerales como el cobre, zinc, hierro, boro contribuyen a la dureza del agua, ya que se encuentran en pequeñas cantidades, el calcio y el magnesio, en mayores cantidades y son más significativos, estos minerales influyen directamente en el metabolismo de los peces, plantas y microorganismos. El agua “suave” o “ligera” contiene cerca de 75 mg/l de carbonato de calcio, mientras que un agua dura contiene de 150 a 300 mg/l.

En general se recomienda que la dureza del agua no exceda los 150 mg/l ya que la exposición a un agua muy dura puede producir lesiones en la piel.

El kit comercial que se utilizó en el zoológico, mide dos tipos de dureza, la dureza general (GH) y la dureza en cuanto a carbono (KH), la explicamos de la siguiente manera:

La dureza general (GH) se debe a la disolución de sales de calcio y magnesio, para la mayoría de los acuarios de agua dulce se recomienda un nivel de 6°-16 dh (Estos valores se miden en grados de dureza alemana).

La dureza en cuanto a carbono (KH) del agua se determina por el contenido de carbonato y bicarbonato en el agua, ya que estos pueden actuar como buffers naturales del agua, se considera que los valores de KH y pH son interdependientes. A un alto valor de KH el agua será más alcalina, por tanto el nivel de pH se incrementa, y por el efecto bufferizante que hay por esta elevación de la KH, el pH se estabiliza y no hay tantas fluctuaciones. En cambio, si el valor de la KH es bajo, más ácida será el agua y el valor del pH descenderá haciéndolo menos estable, esto aumenta el riesgo de fluctuaciones del valor del pH, lo cual es peligroso para las plantas y animales habitantes del acuario.

Grado de salinidad del agua:

La salinidad: el término se refiere a la concentración total de todos los iones disueltos por kilogramo de agua, sin ser específico para el cloruro de sodio. Existe una predominancia distintiva entre los iones de sodio, potasio, calcio y magnesio, y los aniones como cloruros, sulfatos y carbonatos. (26)

Por lo que se puede medir dentro de la dureza del agua. En el caso específico de los ajolotes, aunque éstos habitan en agua dulce, este parámetro es importante ya que puede afectar directamente en la salud de los animales, sobretodo en cuestiones de concentración. Por ejemplo, en la literatura se menciona que el agua con determinada concentración de sales minerales es benéfica para el mantenimiento de crías (27), es

factible manejar una salinidad del 5%, pero porcentajes más altos llegan a ser mortales para crías. En animales adultos, el manejo de la salinidad es de gran apoyo para el tratamiento de animales afectados principalmente por problemas dérmicos. (24)

En el Zoológico de Chapultepec se ha hecho uso de un densímetro comercial para acuarios. Éste es fácil de utilizar y su precisión para indicar el grado de salinidad cuando la temperatura del acuario es constante es bastante exacta. Un densímetro compara la densidad relativa, o el peso específico de la muestra de agua con la del agua pura. Los densímetros comerciales (imagen 2.2) se venden con la salinidad calibrada y un indicador de partes por mil. (25)



Imagen 2.2: Densímetro .Tomado de Scott ,1991.

Nitritos (NO_2^-):

Los nitritos son el producto del catabolismo del amonía (que es tóxico), llevado a cabo por microorganismos especializados que colonizan el acuario principalmente cuando se

utiliza un filtro biológico, estos microorganismos también actúan en el catabolismo de nitritos a nitratos (que es una forma segura), de esto se hablará con mayor detalle cuando se trate del ciclo del nitrógeno.

Se menciona que una elevada concentración de nitritos puede ser dañina. El mecanismo de toxicidad de los nitritos es la oxidación de la hemoglobina a metahemoglobulina por lo que no puede transportar el oxígeno. Los nitritos se transportan a través de las branquias y se concentran en la sangre en contra del gradiente de concentración. (28)

Altas concentraciones de nitritos en un acuario sugieren que el proceso de filtrado biológico no está funcionando adecuadamente. La mayoría de las especies tolera un nivel de hasta 1.6 mg por litro de agua, Wright (2), menciona que el valor adecuado para anfibios debe ser menor a 1 mg/l. Para disminuir la concentración de nitritos, Scott (19) recomienda cambios parciales o bien totales de agua y dar mantenimiento adecuado a los filtros.

Amonia ($\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$):

El catabolismo continuo de la materia orgánica de desecho de los individuos que habitan el acuario, así como los restos de alimento y plantas generan contenidos nitrogenados tóxicos; el principal y más tóxico componente es el amonia. En un proceso adecuado de filtrado este debería desdoblarse hasta nitratos, como ya mencionamos anteriormente. Sin embargo si este no funciona correctamente se elevan los niveles de amonia (NH_3).

Cuando esto sucede, puede producir reacciones tóxicas. El amonia actúa como una sustancia cáustica afectando directamente la piel y branquias, además de inhibir el crecimiento. El nivel máximo aceptado de amonia para ajolotes debe ser menor de 0.1 mg/l (ppm), Los efectos tóxicos del amonia pueden aumentar si el pH es elevado ya que

se encuentra en mayor concentración de manera pura (NH_3) que es más tóxico que el ion amonio (NH_4^+) este se forma cuando el amonia se disocia químicamente en el agua. El amonia total se denomina $\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$. (25)

Algunos de los signos clínicos de toxicidad reportados en ajolotes incluyen: incremento en la producción de moco en piel, destrucción de la piel y branquias, opacidad corneal, exoftalmos, aumento en la toma de burbuja de aire atmosférico, hemorragias internas, disminución de crecimiento, además quedan susceptibles a infecciones secundarias, causadas por hongos y bacterias.

Estos efectos tóxicos pueden ser eliminados si se disminuye el contacto con la alta concentración de amonia, se puede corregir y prevenir haciendo cambios de agua constantes, mantener funcionando adecuadamente el filtro biológico, no permitir que el pH se eleve a más del rango adecuado, y teniendo cuidado al aplicar antibióticos en el agua, ya que estos eliminan también a las bacterias que constituyen el filtro biológico, por lo tanto hay que reponerlas. (28)

Para medir los niveles de amonia, se pueden utilizar reactivos comerciales que nos dan una concentración en mg/l dependiendo de las variantes de coloración, otro método es utilizando una tabla (tabla 1) que nos da el porcentaje de amonia de forma no ionizada tomando como referencia la temperatura y el pH. (2)

Tabla 1: Obtención de niveles de amonia

| Temp.°C | pH | | | | | | |
|---------|--------|--------|-------|-------|------|------|------|
| | 6.0 | 6.5 | 7.0 | 7.5 | 8.0 | 8.5 | 9.0 |
| 5 | 0.0125 | 0.0395 | 0.125 | 0.394 | 1.23 | 3.80 | 11.1 |
| 6 | 0.0136 | 0.0429 | 0.135 | 0.427 | 1.34 | 4.11 | 11.9 |
| 7 | 0.0147 | 0.0464 | 0.147 | 0.462 | 1.45 | 4.44 | 12.8 |
| 8 | 0.0159 | 0.0503 | 0.159 | 0.501 | 1.57 | 4.79 | 13.7 |
| 9 | 0.0172 | 0.0544 | 0.172 | 0.542 | 1.69 | 5.16 | 14.7 |
| 10 | 0.0186 | 0.0589 | 0.186 | 0.586 | 1.83 | 5.56 | 15.7 |
| 11 | 0.0201 | 0.0637 | 0.201 | 0.633 | 1.97 | 5.99 | 16.8 |
| 12 | 0.0218 | 0.0688 | 0.217 | 0.684 | 2.13 | 6.44 | 17.0 |
| 13 | 0.0235 | 0.0743 | 0.235 | 0.738 | 2.30 | 6.92 | 19.0 |
| 14 | 0.0254 | 0.0802 | 0.253 | 0.796 | 2.48 | 7.43 | 20.2 |
| 15 | 0.074 | 0.0865 | 0.273 | 0.859 | 2.67 | 7.97 | 21.5 |
| 16 | 0.0295 | 0.0933 | 0.294 | 0.925 | 2.87 | 8.54 | 22.8 |
| 17 | 0.0318 | 0.101 | 0.317 | 0.996 | 3.08 | 9.14 | 24.1 |
| 18 | 0.0343 | 0.108 | 0.342 | 1.07 | 3.31 | 9.78 | 25.5 |
| 19 | 0.0369 | 0.117 | 0.368 | 1.15 | 3.56 | 10.5 | 27.0 |
| 20 | 0.0397 | 0.125 | 0.369 | 1.24 | 3.82 | 11.2 | 28.4 |
| 21 | 0.0427 | 0.135 | 0.425 | 1.33 | 4.10 | 11.9 | 29.9 |
| 22 | 0.0459 | 0.145 | 0.457 | 1.43 | 4.39 | 12.7 | 31.5 |
| 23 | 0.0493 | 0.156 | 0.491 | 1.54 | 4.70 | 13.5 | 33.0 |
| 24 | 0.0530 | 0.167 | 0.527 | 1.65 | 5.03 | 14.4 | 34.6 |
| 25 | 0.0569 | 0.180 | 0.566 | 1.77 | 5.38 | 15.3 | 36.3 |
| 26 | 0.0610 | 0.193 | 0.607 | 1.89 | 5.75 | 16.2 | 37.9 |
| 27 | 0.0654 | 0.207 | 0.651 | 2.03 | 6.15 | 17.2 | 39.6 |
| 28 | 0.0701 | 0.221 | 0.697 | 2.17 | 6.56 | 18.2 | 41.2 |
| 29 | 0.0752 | 0.237 | 0.747 | 2.32 | 7.00 | 19.2 | 42.9 |
| 30 | 0.0805 | 0.254 | 0.799 | 2.48 | 7.46 | 20.3 | 44.6 |

Tomado de Wright 2002. (2)

CONCENTRACIÓN DE CO₂

En un acuario hay diversas fuentes de dióxido de carbono (CO₂) incluyendo a los ajolotes mismos, éstos a través del intercambio gaseoso que se realiza durante la respiración, contribuyen al aumento de CO₂, también las bacterias que habitan en el acuario, al oxidar el carbón orgánico que se encuentra en los restos de alimento, plantas y heces también se incrementa. Las plantas acuáticas tienen la función inversa, ya que utilizan el CO₂ del agua para realizar la fotosíntesis al reducirlo a carbón orgánico que puede ser utilizado por otros organismos como ya mencionamos.

Cuando el dióxido de carbono está presente en el agua, una pequeña parte se hidrogeniza y forma ácido carbónico, éste en concentraciones elevadas disminuye el pH del agua, en casos en donde las concentraciones son muy elevadas puede llegar a afectar directamente a los ajolotes, se menciona que en anfibios acuáticos, el dióxido de carbono se puede acumular causando un descenso en el pH sanguíneo y por tanto una acidosis metabólica, que puede llegar a ser compensada aumentando la frecuencia respiratoria.

Para disminuir las concentraciones de CO_2 es recomendable que el acuario cuente con aeración y movimiento constante para liberar el CO_2 a la atmósfera. Las concentraciones óptimas de CO_2 , deben ser menores a 5 mg/litro de agua. (2)

Una manera práctica de saber la concentración de CO_2 en el acuario es con el uso de una tabla (tabla 2) que considera la dureza en cuanto a carbono (KH) y el pH, para que sea más exacta se recomienda que se utilice cuando la temperatura del acuario sea de 25°C (tetra).

Tabla 2 Obtención de concentración de CO₂.

| KH (°dh) | CONCENTRACIÓN DE CO ₂ EN mg/litro | | | | | | | | | | | | | | |
|-------------|--|------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|------|
| | 1 | 347 | 108 | 34 | 19 | 11 | 6 | 3 | 2 | 1 | 1 | 0.3 | 0.2 | 0.1 | 0.1 |
| 2 | 669 | 209 | 66 | 37 | 21 | 12 | 7 | 4 | 2 | 1 | 0.7 | 0.4 | 0.2 | 0.1 | 0.1 |
| 3 | 981 | 308 | 97 | 55 | 31 | 17 | 10 | 5 | 3 | 2 | 1.0 | 0.5 | 0.3 | 0.2 | 0.1 |
| 4 | 1284 | 404 | 128 | 72 | 40 | 23 | 13 | 7 | 4 | 2 | 1.3 | 0.7 | 0.4 | 0.2 | 0.1 |
| 5 | 1581 | 498 | 157 | 88 | 50 | 28 | 16 | 9 | 5 | 3 | 1.6 | 0.9 | 0.5 | 0.3 | 0.1 |
| 6 | 1873 | 590 | 186 | 105 | 59 | 33 | 19 | 10 | 6 | 3 | 1.8 | 1.0 | 0.6 | 0.3 | 0.2 |
| 7 | 2159 | 681 | 215 | 121 | 68 | 38 | 21 | 12 | 7 | 4 | 2.1 | 1.2 | 0.7 | 0.4 | 0.2 |
| 8 | 2440 | 770 | 243 | 137 | 77 | 43 | 24 | 14 | 8 | 4 | 2.4 | 1.3 | 0.7 | 0.4 | 0.2 |
| 9 | 2718 | 858 | 271 | 152 | 86 | 48 | 27 | 15 | 9 | 5 | 2.7 | 1.5 | 0.8 | 0.5 | 0.2 |
| 10 | 2992 | 944 | 298 | 168 | 94 | 53 | 30 | 17 | 9 | 5 | 3.0 | 1.6 | 0.9 | 0.5 | 0.3 |
| 11 | 3262 | 1030 | 325 | 183 | 103 | 58 | 33 | 18 | 10 | 6 | 3.2 | 1.8 | 1.0 | 0.5 | 0.3 |
| 12 | 3529 | 1114 | 352 | 198 | 111 | 63 | 35 | 20 | 11 | 6 | 3.5 | 1.9 | 1.1 | 0.6 | 0.3 |
| 13 | 3793 | 1198 | 379 | 213 | 120 | 67 | 38 | 21 | 12 | 7 | 3.7 | 2.1 | 1.1 | 0.6 | 0.3 |
| 14 | 4054 | 1280 | 405 | 227 | 128 | 72 | 40 | 23 | 13 | 7 | 4.0 | 2.2 | 1.2 | 0.7 | 0.4 |
| 15 | 4312 | 1362 | 430 | 242 | 136 | 76 | 43 | 24 | 14 | 8 | 4.2 | 2.4 | 1.3 | 0.7 | 0.4 |
| 16 | 4568 | 1443 | 456 | 256 | 144 | 81 | 46 | 26 | 14 | 8 | 4.4 | 2.5 | 1.4 | 0.8 | 0.4 |
| 17 | 4820 | 1523 | 481 | 271 | 152 | 86 | 48 | 27 | 15 | 8 | 4.7 | 2.6 | 1.5 | 0.8 | 0.4 |
| 18 | 5072 | 1602 | 506 | 285 | 160 | 90 | 51 | 28 | 16 | 9 | 5.0 | 2.8 | 1.5 | 0.9 | 0.5 |
| 19 | 5320 | 1681 | 531 | 297 | 168 | 94 | 53 | 30 | 17 | 9 | 5.2 | 3.0 | 1.6 | 0.9 | 0.5 |
| 20 | 5566 | 1758 | 556 | 313 | 176 | 99 | 56 | 31 | 17 | 10 | 5.5 | 3.0 | 2.0 | 1.0 | 0.5 |
| pH | 5.00 | 5.50 | 6.00 | 6.25 | 6.50 | 6.75 | 7.00 | 7.25 | 7.50 | 7.75 | 8.00 | 8.25 | 8.50 | 8.75 | 9.00 |

Tomado de Kit Tetra

CONECTRACIÓN DE OXIGENACIÓN

Los anfibios acuáticos como los ajolotes, adquieren el oxígeno disuelto en el agua a través de sus branquias, la piel, y del aire atmosférico cuando suben a tomar su burbuja. Este oxígeno también es importante para las bacterias nitrificantes, las plantas y los organismos heterotróficos. El porcentaje de oxígeno disuelto es del 80%, si este disminuye de manera considerable, tienden a crecer bacterias anaerobias que pueden afectar la salud y el equilibrio del acuario. (2) La supersaturación de oxígeno puede tener

algunas ventajas para fines terapéuticos como se mencionará más adelante, sin embargo puede llegar a afectar de manera moderada a la piel y las branquias.

Para suministrar de oxígeno al acuario basta con usar una bomba de aire, una cabeza de poder, filtros de cascada, o cualquier otro tipo de filtrado que proporcione movimiento en el agua, las burbujas juegan un papel esencial, al movilizar el agua dentro del acuario y hasta la superficie, exponen al aire a una mayor cantidad de agua, de ese modo se puede disolver el oxígeno (25). Si no se cuenta con ningún sistema de éstos, basta con hacer cambios constantes de agua.

CONCENTRACIÓN DE CLORO

El agua de la llave como sabemos contiene cloro, en el Zoológico de Chapultepec se muestreó con un kit comercial para acuarios, encontrando niveles de 0.3 mg/litro a 0.5 mg/litro.

Esta indicado que los niveles de cloro deben de ser de 0 mg/litro para la seguridad de los animales, ya que se ha reportado mortalidad de ajolotes en niveles por arriba de este (7).

Para eliminar los niveles de cloro se puede dejar reposar el agua por un periodo de 12 a 24 horas (19), si se tiene el equipo también es recomendable ventilarla y mantenerla en movimiento durante este periodo. También con el uso de declorificadores químicos que se utilizan comúnmente para peces de acuario. Ambos métodos han sido probados en la colonia de Chapultepec, obteniendo buenos resultados.

TEMPERATURA

Este parámetro es uno de los más importantes en lo que respecta a *Ambystoma mexicanum* y a otros ambystomas.

El manejo de este parámetro es importante para la reproducción, el desarrollo de las crías o larvas y el mantenimiento de la buena salud de los animales reproductores. El rango de temperatura ideal para animales de más de un año de edad (adultos) va de los 15°C a los 18°C , y se recomienda que no pase de los 22°C , ya que pueden presentarse problemas (7), (24) algunos problemas mencionados en la literatura, o por comunicación directa con otros cuidadores además de lo que se observó en la colonia del Zoológico de Chapultepec, son los siguientes: anorexia (falta de apetito), problemas de flotación (flotación vertical) , inmunodepresión y por tanto predisposición a afecciones secundarias, y mortalidad.

Sin embargo para las crías, se puede manejar una temperatura máxima de hasta 25°C, sin presentar problemas, Duhon menciona que los embriones de ajolote a estas temperaturas aceleran su desarrollo (24), esto fué comprobado en la colonia del Zoológico de Chapultepec, ya que se obtuvo mayor éxito en el desarrollo de embriones y crecimiento de larvas a temperaturas de 22 a 24°C. Hubo un caso en que se expuso a 6 larvas recién eclosionadas en una temperatura de 26° - 27°C, su desarrollo y crecimiento inicial fueron acelerados, pero después de unas semanas se notó un estancamiento en el crecimiento, con el tiempo se observó que eran menos activas que las que se mantenían en el rango ideal y subsecuentemente murieron.

El caso contrario, la disminución de la temperatura puede influir en la reproducción, puede funcionar como método terapéutico en la recuperación de animales convalecientes, ya que acelera el metabolismo y la recuperación es más rápida. La exposición prolongada a una temperatura menor a los 10°C también puede provocar problemas, los ajolotes disminuyen su actividad y también disminuyen su consumo de alimento, se inmunodeprimen y puede haber mortalidad (7), esto también fue observado en el

Zoológico de Chapultepec al mantener a los ajolotes a temperaturas promedio de 9°C por un tiempo prolongado.

Para corregir los problemas de temperatura, si se trata de elevarla, se pueden utilizar calentadores (imagen 2.4) con termostato para acuarios, estos se seleccionan dependiendo de la capacidad de la pecera y son seguros. En el caso contrario, para disminuir la temperatura, existen sistemas enfriadores de agua que se utilizan en acuarios de gran tamaño y son muy costosos, o bien para mantener una temperatura ideal, es recomendable mantener los acuarios en una habitación con aire acondicionado.

De manera práctica en el Zoológico de Chapultepec, se han utilizado: ventiladores, hielos, botellas con hielo (imagen 2.3) sin lograr mucho éxito, ya que por ejemplo, estos últimos disminuyen la temperatura rápidamente en los primeros minutos y después esta vuelve a ascender, lo que nos causa mayores problemas de salud, por los cambios bruscos de temperatura. Sin embargo, si se mantiene a la colonia en una habitación en donde la temperatura ambiental este controlada o bien sea baja, no se observarán tantos problemas en cuanto a temperatura se refiere. (27)



Imagen 2.3: Ajolote en recuperación, en donde se observa el uso de una botella con hielo Para disminuir la temperatura. Foto tomada de la colonia del Zoológico de Chapultepec, 2003.

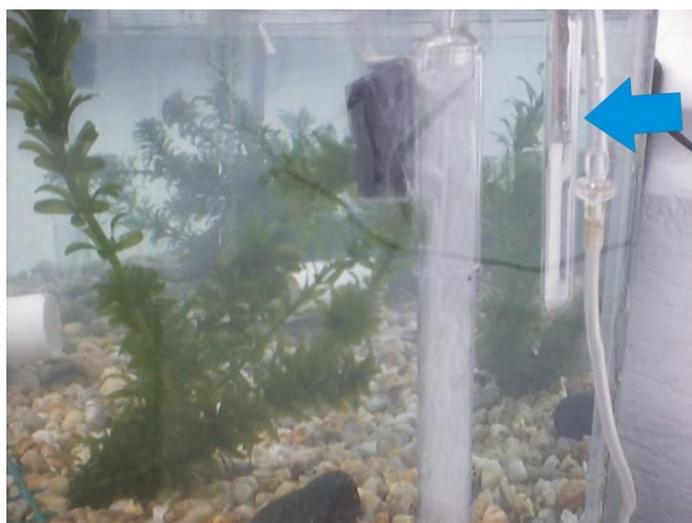


Imagen 2.4: Uso de un calentador con termostato para mantener temperatura de 16°C, en una habitación en donde la temperatura promedio es de 9°C. Imagen tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2004.

Se realizó una compilación de la literatura referente a los parámetros físico-químicos ideales para *Ambystoma mexicanum* de edad juvenil y reproductiva en cautiverio mismos que a continuación se resumen (Tabla 3):

Tabla 3: Parámetros físico-químicos ideales para ajolote

| PARÁMETRO | VALOR IDEAL |
|-------------------------------|--------------------|
| pH | 6.5 - 8 |
| Cloro | 0 mg/l |
| Dureza general (GH) | 6 – 16 °dh |
| Dureza carbono (KH) | 3-10 °dh |
| Nitritos (NO ₂ -) | > 3 mg/l |
| Amoniaco | 0% ó 0 mg/l |
| Densidad | 1.000 |
| Concentración CO ₂ | < 5 mg/l |
| O ₂ disuelto | >80% de saturación |
| Temperatura | 15 -18 °C |

Llevar el control y el registro de los parámetros físico-químicos de los acuarios y estanques es muy importante, ya que podemos darnos cuenta de fallas y encontrar las posibles soluciones, no hay que olvidar que estos influyen directamente sobre la salud de los animales.

El agua utilizada en los acuarios para mantener a los ajolotes puede provenir de diferentes fuentes, puede tratarse de agua purificada, del lugar de origen pero filtrada (canales de Xochimilco, como en el caso del CIBAC) o bien agua de la llave que ha pasado por diversos procesos de filtrado o de tratamiento químico, para que cumplan con los parámetros requeridos y puedan ser utilizados con seguridad.

En el caso particular del Zoológico de Chapultepec, se tomaron los parámetros físico-químicos una vez que los ejemplares fueron colocados en peceras de 40 litros, se inició tomando los parámetros del agua con los que se llenaban las peceras, para posteriormente tomar muestras diarias, semanales y quincenales, de modo a que nos diera las bases de cómo se comportaba el sistema, de esta manera se detectaron algunas fallas y se propusieron mejoras al manejo, como la periodicidad de cambios de agua, observando que si el acuario no tenía filtro, la calidad de agua solo se mantenía por 15 días, que se consideró el máximo para hacer los cambios de agua.

Las pruebas físico-químicas del agua de abastecimiento, y de todas las peceras se utilizó el kit comercial de la marca Tetra, realizándose de la siguiente manera:

1. Se utiliza un recipiente previamente lavado y desinfectado con cloro, dejando posteriormente evaporar el cloro o bien sumergiéndolo en agua con una solución anti-cloro.

2. Se toman 70 ml de agua de la parte central de la pecera hasta una profundidad de 10 a 15 cm, se marcó cada recipiente con un marcador de creta para identificar el número de la pecera.
3. Se mide el pH, agregando 7 gotas de reactivo en 5 ml de muestra, al virar el color se comprobó con la tabla de referencia del producto.
4. Para medir el GH, se toman 5 ml de muestra, se agregando una gota de reactivo y mezclando, hasta observar viraje de color de rojo a amarillo, el número de gotas necesarias no da los ° dH.
5. Para obtener el KH, se realiza el procedimiento anterior, con el reactivo específico, hasta observar viraje de color de azul a amarillo, obteniendo los °dH, correspondientes.
6. Para obtener los NO_2^- , se toman 5 ml de muestra, se agregaron 7 gotas del reactivo #1, se mezclaron y se esperó por 10 segundos para agregar 7 gotas del reactivo #2, se mezcló nuevamente y se esperó de 2 a 5 minutos. Al cambiar de color, se comparó con la tabla de referencia del producto para saber los mg/l.
7. Al medir los $\text{NH}_3/\text{NH}_4^+$, se toman 5 ml de muestra, se agregaron 14 gotas del reactivo #1, se mezclaron y agregaron 7 gotas del reactivo #2, se mezcló y se agregaron 7 gotas del reactivo #3, se mezcló y se esperó por 20 minutos. Al virar de color, se comparó con la tabla de referencia del producto, dándonos los mg/l totales.
8. Para medir los mg/l de CO_2 , se toman los valores de referencia de la tabla, antes mostrada, comprando y relacionando el pH, con los °dH de KH.
9. Para determinar el Cl, se utiliza un kit específico para la medición de cloro para albercas, para esto se llenó el envase del producto hasta la línea indicada, se agregaron 5 gotas del reactivo, se mezcló y se comparó con la coloración de referencia.

10. Para determinar la temperatura promedio, ésta se lee en la mañana, a medio día y en la tarde, esto fue en un principio, posteriormente, solo se realiza una lectura, procurando tomarla a la misma hora, en el caso particular del Zoológico, ésta se mide a las 10:00 de la mañana, hora de la alimentación.

Al tomar los parámetros del agua de la llave con la que se llenaron las peceras de los ajolotes, se obtuvieron los siguientes parámetros:

Temperatura = 21°C, pH = 7.6, GH = 5°dh, KH = 6°dh, NO₂⁻ = < 0.3 mg/litro, Amonia = 0 mg/litro, CO₂ = 6 mg/litro, cloro = 0.3 mg/litro.

En general se encuentra dentro de los parámetros adecuados, para hacerla más segura se dechlorificó, se adicionó la mínima cantidad recomendada de azul de metileno, utilizando 1 gota por cada 10 litros de agua, debido a que se observaron algunos problemas causados por protozoarios y hongos, estos últimos con más frecuencia en las crías por lo que se utilizó como preventivo.

Como se puede observar la dureza del agua se encuentra ligeramente baja, cuando empezamos a ver problemas en piel, se aumentó la dureza añadiendo sal de acuario, haciendo un cálculo para obtener una salinidad adecuada como preventivo. Se añadieron 1.35 gr/litro de sal de acuario manteniendo un pH de 7.5. Para fines prácticos se añadió 3.5 cucharaditas de sal por cada cubeta de agua (18 litros) que se preparó. Esta se tomó como base, la solución Holtfreter utilizada en la Universidad de Indiana, se intentó hacer la fórmula de la misma manera, pero al no encontrar todas las sales mencionadas se añadió únicamente el NaCl, dándonos resultados positivos al disminuir los problemas en piel.

Para el mantenimiento de los ajolotes en cautiverio la solución Holtfreter y sus modificaciones son de las más mencionadas en la literatura.

Solución Holtfreter:

NaCl: 3.46 gr

KCl: 0.05 gr

CaCl₂: 0.1 gr

NaHCO₃: 0.2 gr (buffer) en un litro de agua destilada

pH: ajustado a 7.4

Esta solución es modificada para *Ambystoma mexicanum* por algunos investigadores utilizando de un 40% a un 50% de esta solución para el mantenimiento de adultos y de un 20- 25% para el de embriones.

Una de estas modificaciones hechas por Duhon para hacer una solución al 40% en 44 galones de agua es la siguiente: (27)

KCl: 1 cucharadita

CaCl₂: 2.5 cucharaditas

MgSO₄.7H₂O: 2 cucharadas

NaCl: 240 centímetros cúbicos (en volumen seco)

Aún cuando se utilicen estas soluciones especiales y agua con las características ideales para el cuidado del ajolote en cautiverio, al alojarlos en un acuario o estanque, ya sea para mantenimiento, reproducción o exhibición, es importante conocer la dinámica natural de un medio acuático, ya que dentro de éste, se desarrollan bacterias benéficas y perjudiciales, así como un acumulo de la materia orgánica producto de los desechos de los animales que habitan el acuario.

Para entender mejor el manejo de un acuario o estanque, se debe comprender el ciclo del nitrógeno, ya que involucra el equilibrio en el medio acuático. Además, como se mencionó anteriormente, varios indicadores de la calidad de agua están relacionados con este ciclo.

Ciclo del nitrógeno

El nitrógeno se encuentra presente en el agua de cinco formas: nitrógeno orgánico, amoníaco- nitrógeno ($\text{NH}_3\text{-N}$), nitrito- nitrógeno ($\text{NO}_2\text{-N}$), nitrato- nitrógeno ($\text{NO}_3\text{-N}$) y nitrógeno disuelto. Todos ellos forman parte del ciclo del nitrógeno. Si todas las partes del ciclo no se encuentran funcionando adecuadamente, no es capaz de sustentar la vida animal ni vegetal. (26)

Nitrógeno orgánico: deriva de las proteínas y aminoácidos que contienen los restos de alimentos y peces muertos, éste es aprovechado por las bacterias y convertido en amoníaco.

Amoníaco- nitrógeno: Es el principal componente nitrogenado derivado de los desechos de los peces y anfibios. Cuando se secreta en el agua dependiendo del pH y la temperatura, éste se ioniza. En agua fría y ácida una molécula de amoníaco recoge un ion sobrante de hidrógeno, convirtiéndose en amonio (NH_4^+), cuanto más ácida y fría sea el agua, mayor será el grado de ionización, cómo ya se mencionó anteriormente, el amoníaco que no se ioniza puede llegar a ser tóxico.

Nitrito – nitrógeno: en este paso, las bacterias aerobias, transforman el amoníaco en nitritos y éstos a su vez son transformados, también por oxidación en nitratos, dando lugar al siguiente paso de nitrato – nitrógeno (Imagen 2.5).

Nitrógeno disuelto: Mediante la desnitrificación, es posible que algunos nitratos se conviertan en nitrógeno puro en el agua, la mayor parte de éste se elimina por medio de las burbujas, sobre todo cuando se cuenta con un filtro de plataforma con torres. (25)

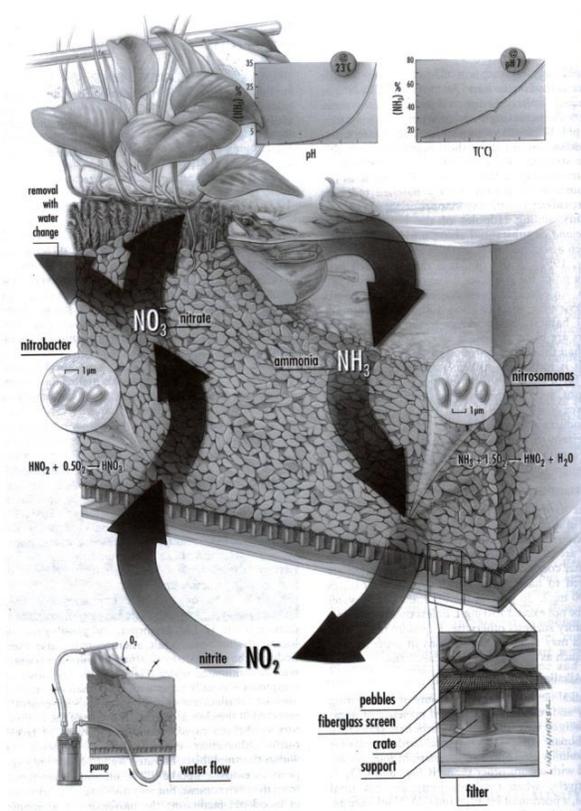


Imagen 2.5: Ciclo del nitrógeno .Tomado de Wright, 2000.

II.1.3 Características de los acuarios:

Una vez conociendo el ciclo del nitrógeno y los parámetros ideales del agua, el siguiente paso es la elección del tipo de alojamiento para los ajolotes.

Como en gran parte de la literatura consultada se refiere con mayor énfasis al mantenimiento de la especie en laboratorios de investigación, estos acuarios pueden servir como base para el mantenimiento en general en cautiverio. En muchos laboratorios por razones experimentales se prefiere el uso de contenedores individuales, los más comunes son: contenedores redondos para peces dorados de 1 galón de capacidad (4.5 litros) de 24 cm. de diámetro llenado a una profundidad de 6 cm, se utilizan para adultos.

Un contenedor de menor tamaño puede funcionar para los juveniles, pero son difíciles de conseguir. Un sustituto posible son las cajas de plástico rectangulares, o bien charolas de plástico con unos 20 cm. de profundidad (7). El tamaño recomendable para un adulto es de 29 x 19 x 13 cm. En 1980 W.F.Fox advirtió sobre el peligro potencial de usar contenedores de plástico debido a los componentes de los que son elaborados como el polietileno, poliestireno, policarbonato y polipropileno. De tal manera que si bien este es un riesgo directo, también existe un riesgo indirecto en el crecimiento bacteriano sobre estos. Sin embargo como sabemos muchas colonias y laboratorios utilizan este tipo de contenedores y no han reportado efectos aparentes en la salud de los animales. La ventaja de los contenedores de plástico es que son económicos y fáciles de conseguir. (28)

Sin embargo Armstrong, Duhon y Malaciski recomiendan que si los animales no se observan en buenas condiciones es mejor probar con contenedores de vidrio.

Otro buen contenedor, aunque un poco caro es el uso de charolas de acero inoxidable. Como contenedores provisionales se pueden utilizar hieleras por ejemplo, cuando se lavan las peceras, antes de colocarlos se debe verificar que no tenga objetos que puedan dañar a los ajolotes, y también lavar y desinfectar. (7)

Para calcular la capacidad en litros de un acuario, pensando en uno de forma rectangular, se mide y se multiplica el largo X ancho X alto /1000.

Duhon, mencionó que el espacio mínimo para mantener a un ajolote adulto es de 6 litros de agua, actualmente se está debatiendo sobre el espacio adecuado mínimo para su mantenimiento, así como las condiciones y enriquecimiento ambiental necesarios para alcanzar su bienestar. (24)

Durante el tiempo que lleva la colonia de ajolotes del Zoológico de Chapultepec se han probado diferentes tipos de contenedores, en los que se incluyen: tinas de plástico, peceras de cristal de 40, 250, 300 y 1,500 litros y un estanque. En los contenedores de plástico se observaron mayor incidencia de enfermedades, sobretodo problemas micóticos, sin embargo son muy prácticos en cuanto a limpieza se refiere y a ocupación de espacios, son resistentes, pero por su superficie no son prácticos para la colocación de filtros ni calentadores.

Las peceras de cristal son lo que más se utiliza, principalmente de 40 litros de capacidad (imagen 2.6), las ventajas son que es posible asegurar una higiene completa, además de que se desinfectan con facilidad, podemos observar a los animales desde diferentes ángulos, es lo más adecuado para ambientes acuáticos, permite la fácil colocación de todo tipo de filtros, calentadores, divisiones, etc., algunas de las desventajas son que su higiene es un poco más compleja, dependiendo el tipo de filtro que posea.



Imagen 2.6: Acuario de 40 litros con crías. Foto tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2006

Además de las peceras, se cuenta con un pequeño estanque de 2 x 3 metros y tiene un ángulo de profundidad de 15 grados, aproximadamente, se encuentra dividida en cuatro cuadrantes para control del manejo de la población, esta al aire libre, no cuenta por el momento con ningún tipo de filtrado, posee vegetación, principalmente pequeños lirios y algas (imagen 2.7), su manejo es relativamente simple y ha mantenido con éxito a individuos adultos dando las condiciones satisfactorias para lograr su reproducción.



Imagen 2.7: Charca del Zoológico de Chapultepec, 2006.

Condiciones ambientales de las instalaciones

En general el espacio o la habitación en donde se ubican los acuarios para ajolotes, debe ser fresca o bien con aire acondicionado, ya que la temperatura adecuada para los ajolotes es entre los 12 a 18 grados centígrados, pudiendo subir hasta 20 – 21°C, pasando esta temperatura pueden observarse problemas como ya se mencionó.

El lugar debe estar ventilado para evitar el desarrollo de hongos, debe contar con una buena instalación eléctrica para bombas y filtros, con buena iluminación ya que esta es importante sobre todo en la época reproductiva, con lavabos y desagüe de agua para la

higiene de los acuarios, con una mesa de trabajo para realizar cualquier manejo de los animales y con un área para colocar todos los materiales de rutina como son: redes, cubetas, guantes y demás material de limpieza.

Filtrado

Una vez, elegido el espacio en donde se ubicarán los ajolotes, para mantener una buena calidad en el agua del acuario, se requiere el uso de filtros, principalmente para eliminar los materiales de desecho.

Los filtros que pueden utilizarse en los ajolotes, básicamente son los mismos que se utilizan comúnmente en los acuarios de peces de agua dulce.

Existen tres métodos de filtrado: el filtrado mecánico, el químico y el biológico. (25)

Filtrado mecánico:

Éste se desarrolló con la finalidad de solucionar la acumulación de desechos de gran tamaño, tal como las heces y los restos de alimento.

Los filtros mecánicos más sencillos son los de caja, éstos son internos, y se impulsan mediante un difusor, partiendo del principio de que cuando en el agua suben burbujas de aire, arrastran agua consigo. Se hace pasar esta agua a través de un medio, o más de uno, por ejemplo: grava, algodón sintético, carbón activado, etc., el material se escoge de acuerdo a las necesidades y las características del agua, como se menciona en la tabla 3.4. Este material se coloca dentro de un recipiente en el interior del acuario. Este tipo de filtrado no es tan efectivo ya que tiene una tracción insuficiente, sin embargo es adecuado para esta especie, especialmente para las crías ya que son muy suaves y crean muy poca corriente, además no atraen a las crías dentro del filtro, lo que podría dañarlas.

Este tipo de filtros se han utilizado en la colonia del Zoológico de Chapultepec con relativo éxito, ya que si bien ayuda a mantener la calidad de agua atrapando las partículas

grandes de materia orgánica, no mantiene la calidad por un periodo muy prolongado, por lo que la higiene del acuario tiene que ser constante. Sin embargo el método nos fue útil ya que no se contaba con ningún otro método de filtrado (imagen 2.8 y 2.9). El material de filtrado que se utilizó fue grava de 1 cm de diámetro aproximadamente, carbón activado y algodón sintético.



Imagen 2.8 y 2.9: Filtros de caja, comercial y casero elaborado con material reciclable. Foto tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2006.

Otros filtros mecánicos son los eléctricos, los cuales pueden ser internos y externos. Los filtros internos utilizan una bomba para hacer pasar el agua a través de una esponja u otro medio de filtrado; estos suelen estar situados cerca de la superficie del agua para agitar el agua con el fin de ventilarla.

Los filtros externos como los de cascada succionan el agua a través de una bomba, la hacen pasar por esponjas, carbón activado y/o algodón sintético (imagen 2.10) y por gravedad el agua cae de nuevo al acuario, esto tiene sus ventajas ya que oxigena el agua, En cuanto a la calidad de filtrado, es muy eficiente ya que mantiene por periodos de quince días hasta un mes el agua en buenas condiciones físico-químicas.

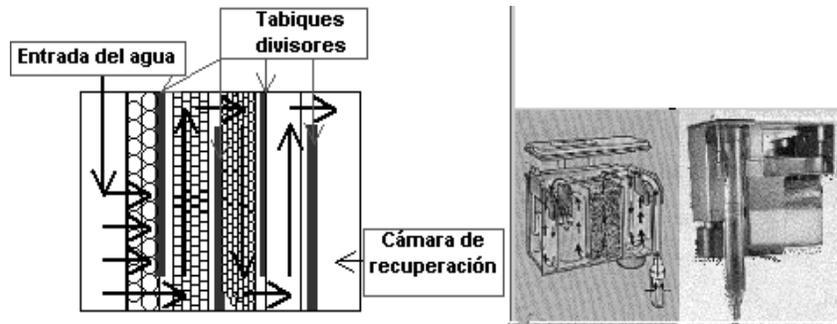


Imagen 2.10: Filtro de cascada. El acuarista página web.

Sin embargo para los ajolotes en particular, que son de aguas lenticas, la continua caída del agua y la corriente que se crea con ello, puede resultar estresante. Este filtro no es recomendable cuando se trata de crías, ya que puede succionarlas y lastimarlas, además de que la corriente es muy fuerte para ellas, los juveniles y adultos pueden adaptarse, pero como ya se mencionó este sistema no es el más adecuado para ellos, por lo que no es recomendado como primera opción.

Tabla 4: Medios de filtrado para filtros mecánicos

| MEDIO DE FILTRADO | INTERNO / EXTERNO | OBSERVACIONES |
|-------------------|------------------------------|---|
| Grava | Ambos | Proporciona una buena relación superficie / volumen, es inocua |
| Grava sintética | Externo | Proporciona una superficie amplia en función del volumen, aprovechando al máximo el tamaño del filtro. La grava sintética porosa tiene que ser muy delgada para que los desechos se disuelvan cuando están cubiertos. |
| Carbón activado | Ambos, más común en externos | Adecuado para mejorar el agua eliminando toxinas/ tratamientos. Necesita renovarse periódicamente. |
| Algodón sintético | Ambos | Gran superficie en proporción con el volumen. Buen medio de filtro mecánico. Necesita una limpieza periódica. |

.Adaptado de Scott: Guía completa del acuario. (25)

Filtrado químico:

Los elementos como el amoníaco, nitritos, nitratos y demás elementos mencionados como parámetros físico-químicos del agua se pueden mantener bajo control mediante el uso de un buen filtro mecánico o uno de fondo, o bien con renovaciones parciales y periódicas de agua. (25) No obstante para darle un mejor funcionamiento a nuestro filtro se recomienda adicionarle un filtro químico como es el intercambio de iones, el carbón activado, el ozono y el espumador. El carbón activado es el más común y el recomendado para acuarios de agua dulce, el resto de los mencionados se utilizan principalmente para acuarios marinos. El carbón activado es el único filtro químico que se ha utilizado en la colonia del Zoológico de Chapultepec.

El carbón activado consiste en carbón fino derivado del carbón de leña, que atrae las gasas y los compuestos complejos. Elimina los metabolitos que dan la tonalidad amarillenta, el cloro, la cloramina del agua de grifo y toxinas.

Filtrado biológico:

En la naturaleza, el agua de ríos, lagos, estanques, etc., experimenta una serie compleja de procesos, como parte de un filtrado biológico y a un recambio constante, comprender estos procesos es básico cuando recién se instala un acuario o bien se planea utilizar un filtro de este tipo.

Un filtro biológico se basa en cuatro procesos fundamentales: mineralización, desaminación, nitrificación, y desnitrificación.

La Mineralización se lleva a cabo a través de tres tipos de bacterias *Micrococcus*, *Flavobacterium* y *Achromobacter*. Estas bacterias se alimentan de los productos nitrogenados de desecho que están en el agua y utilizan una parte de ellos como

alimento. Estos productos de desecho incluyen proteínas (compuestas por aminoácidos) como los encontrados en restos de alimento, la urea, el ácido úrico y de la descomposición vegetal como los fenoles de las algas.

En la desaminación, los aminoácidos que se obtienen como consecuencia de la mineralización, se vuelven a descomponer para producir amoníaco. Este amoníaco se convierte entonces, mediante la Nitrificación, en nitrito y a continuación en nitrato. Este proceso lo llevan a cabo las bacterias autotróficas, que se nutren de estas sustancias inorgánicas, para que cumplan mejor esta función, se requiere una buena cantidad de oxígeno.

La primera parte de la transformación, de amoníaco a nitrito, se lleva a cabo mediante el grupo de las bacterias *Nitrosomonas* y el segundo paso, la transformación de nitrito en nitrato, la realiza *Nitrobacter*. La nitrificación efectiva depende del pH ; las bacterias tienen sus propias preferencias en cuanto al pH ,el proceso es más eficaz cuando el pH es alto (alrededor de 9) y prácticamente cesa cuando se encuentra en un pH de 5.5, por lo que si baja a ese grado el pH existe el peligro de que aumenten los niveles de amoníaco. En aguas blandas, el efecto tóxico del amoníaco se disminuye, ya que se convierte en amonio.

Además de las bacterias que son responsables de la nitrificación, hay bacterias que descomponen los nitratos y al hacerlo producen nitrógeno puro y oxígeno, este último proceso se le conoce como desnitrificación, y se debe recrear en el acuario para no alcanzar niveles altos no aptos para los individuos que habitan en el, recordando que son tóxicos para los ajolotes.

Las bacterias *Nitrosomas* y *Nitrobacter*, pueden implementarse en el acuario por medio de soluciones comerciales, principalmente cuando se instala un acuario por primera vez y se ha elegido este tipo de filtrado.

Los filtros de fondo o de plataforma son el sistema más común para crear las circunstancias adecuadas para el filtrado biológico, en éstos la misma grava es el medio de filtrado. El equipo sólo consta de un tubo de elevación, una bomba de aire y una placa perforada colocada en el fondo del acuario, sobre la cual la grava forma una base que pueden colonizar las bacterias heterotróficas y autotróficas que oxidan el amoníaco formando nitratos casi inocuos, siguiendo el ciclo del nitrógeno.

Para instalar un sistema de filtro de fondo (imagen 2.11), primero se colocan los tubos de elevación y los difusores en la placa, ésta debe encajar en el fondo del acuario con la mayor precisión posible a fin de cubrir la mayor superficie de filtrado, después se coloca la grava, lo más adecuado es que sea de 3 a 5 mm de diámetro (25), algunos filtros utilizan capas de grava de diferentes diámetros para optimizar los resultados.

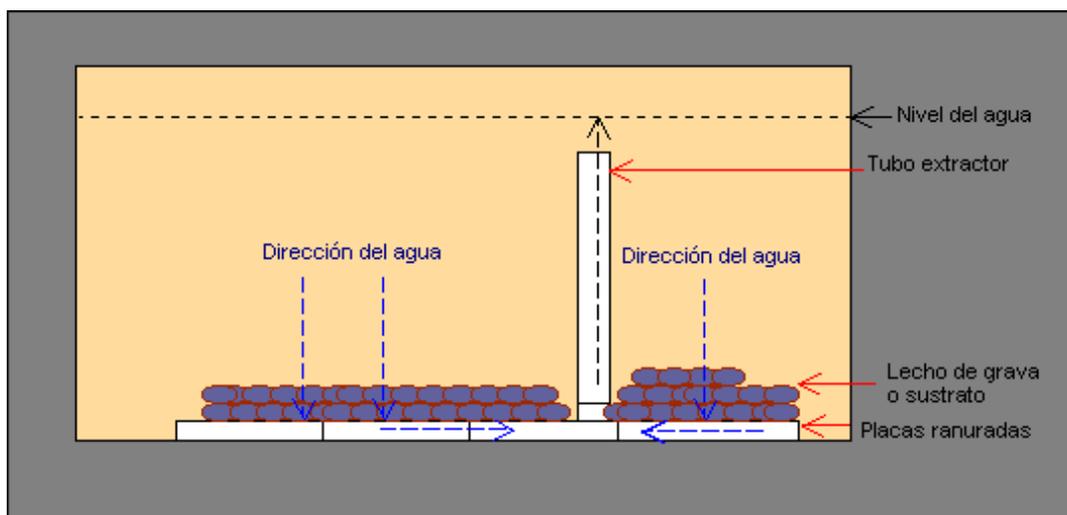


Imagen 2.11: Filtro de plataforma. Tomado de www.elacuaria.com

En este sistema, el agua asciende desde debajo de la placa por acción de las burbujas de aire procedentes de una bomba que entra en un tubo de elevación. En un acuario de placa de 25x50 cm basta con un tubo de elevación, en placas de 90x30 se coloca un tubo en cada esquina. Algunos sistemas para mejorar la tracción de agua, colocan cabezas de poder en los tubos de elevación, la cabeza de poder se debe elegir de acuerdo a las

dimensiones del acuario, en gran parte de estas bombas se puede regular el flujo, no se recomienda que sea demasiado potente, por que los ajolotes habitan aguas lenticas, y se afecta el filtrado, incrementando el ciclo biológico, reduciendo así el tiempo que disponen las bacterias para actuar sobre los desechos que deben descomponer. (25)

Una de las grandes ventajas de usar filtros de fondo o plataforma, es que éste puede funcionar durante períodos prolongados con un mantenimiento sencillo por medio de sifoneo periódico de la grava y cambios parciales de agua, por esto es recomendable en acuarios de gran capacidad. (19)

La desventaja de este sistema para los ajolotes en particular, radica en que éstos tienden a buscar en el fondo y comen casi cualquier cosa que se mueva delante de ellos, el ingerir grava dependiendo de sus dimensiones y forma puede causar lesiones y obstrucciones, incluso causando la muerte del animal.

Higiene de las instalaciones

A pesar de contar con filtros, la adecuada higiene y desinfección de las instalaciones, principalmente el mantenimiento de los acuarios o estanques, son la base para mantener en buenas condiciones a esta especie.

Lavado de peceras

El método y la frecuencia del lavado de las peceras depende del sistema de filtrado y en sí del manejo particular de cada colonia, por ejemplo en algunas colonias se prefiere hacer un lavado después de alimentar.

En muchas de las colonias de ajolote se utiliza un sistema simple en donde se realizan cambios totales de agua, los ajolotes a diferencia de los peces, son muy resistentes a este tipo de cambios continuos de agua. (29)

En la colonia del Zoológico de Chapultepec se cuenta con diferentes tipos de filtrado, con el fin de determinar cuál es el más efectivo, dependiendo de éste es el método y frecuencia con el que se lavan las peceras.

Cuando no se cuenta con filtro se realizan cambios totales de agua cada tercer día, mientras los que tienen filtro de caja se lavan cada 8 días, de la siguiente manera:

1. Se vacía un poco del agua de la pecera a un recipiente,
2. Posteriormente se saca al ajolote y se coloca en el recipiente,
3. Se vacía totalmente el acuario y se lava al chorro del agua (nunca con jabón),
4. Se tallan los cristales con una fibra o esponja exclusiva para este uso, en ocasiones únicamente se realiza con la mano., esto para retirar materia y algas que se adhieran a las paredes,
5. Se lavan bien solo con agua los filtros e implementos.
6. Por último, se coloca el acuario en su lugar, se llena con agua limpia desclorificada, se colocan los implementos de la pecera (refugios, rocas filtro, etc) si es posible, se oxigena durante unos minutos y se introduce el ajolote.

Siempre es recomendable observar al animal después ponerlo en la pecera para ver su comportamiento y asegurarnos que se encuentra bien.

También se ha contado en el Zoológico de Chapultepec con peceras con filtro de plataforma y grava, en estos casos se realizan cambios parciales de agua, sifoneando el fondo del acuario cada ocho días, sacando el 30% de la capacidad del acuario y reemplazándolo con agua limpia. Hay que recordar que en este tipo de sistemas se crea un filtro biológico por lo que se procura no hacer un cambio total a menos que sea

necesario, como por ejemplo cuando se presenta algún animal enfermo, en el que se desinfecta todo el sistema.

Cuando se ha contado con filtros de cascada únicamente se realizaron cambios parciales del 50% cada 15 días y totales cada 30 días.

Algunas peceras cuentan con sustrato, sin que este funcione como filtro, en este caso la grava se lava aparte al chorro del agua y enjuagando en repetidas ocasiones hasta que el agua queda transparente y sin materia orgánica, se coloca en la pecera antes de llenarla.

El tiempo máximo de lavado de un acuario es de 30 minutos. Se programa lavar un promedio de 5 peceras al día llevando un calendario. Cuando hubo diferentes tipos de filtros, se llevaron hojas de características generales para en adecuado manejo del acuario, mismas que se mencionaran en el capítulo de registros.

Respecto al estanque, cada semana se vacía un 5% aproximadamente, se retira una parte de lirio y algas, además de hojas de los árboles que llegan a caer, esto para disminuir la cantidad de materia orgánica que podría ocasionar alteraciones en la calidad del agua. Se rellena nuevamente con agua de la llave, en este proceso se oxigena el agua.

Lavado y desinfección de material

El material utilizado comúnmente, como son: redes, cubetas, mangueras, pinzas que se encuentran en contacto directo con los ajolotes, debe ser lavado únicamente con agua, se

puede utilizar una fibra o cepillo exclusivo para este uso, nunca ponerlos en contacto con ningún tipo de jabón (imagen 2.12). Periódicamente se deben desinfectar, para esto lo más práctico es uso de cloro o hipoclorito, se puede dejar remojando el material por 24 horas y después enjuagarlo bien y secarlo al sol, antes de utilizarlo se debe cerciorar que no contenga cloro. También existen productos comerciales que se pueden utilizar para este fin, algunos de ellos a base de permanganato de potasio.

Para las pinzas y redes en particular que se encuentran en contacto con muchos ejemplares, se puede utilizar una mezcla de antisépticos entre cada uso, en el zoológico de Chapultepec se ha utilizado una mezcla de azul de metileno 40% con acriflavina 60%, esto con el fin de evitar la transmisión de enfermedades.

Es recomendable dejar en seco las redes después de su uso.



Imagen 2.12: utensilios para higiene. Tomado por Servín, 2009

Los filtros mecánicos requieren de un mantenimiento constante, se deben lavar con periodicidad, esto se debe realizar al chorro del agua y sin ningún tipo de jabón, utilizando cepillos exclusivos para este uso. La acumulación de bacterias en la mayoría de los filtros mecánicos, ejercen una excelente fuente de filtrado biológico, esto se debe tomar en cuenta al lavar las esponjas de estos filtros, sólo dando un enjuague rápido para eliminar las partículas grandes y dejar funcionando las bacterias. (25). En caso de que se presente

alguna enfermedad infecciosa en el acuario, el filtro debe ser lavado cuidadosamente, desinfectado y si se considera necesario cambiar los componentes del material de filtrado.

II.2 Manejo de *Ambystoma mexicanum* en fase terrestre

Una de las características más importantes de *Ambystoma mexicanum* es su capacidad de permanecer en fase larvaria y poder reproducirse sin sufrir metamorfosis como ocurre en la mayoría de los anfibios, incluyendo con esto a la mayoría de las especies del género *Ambystoma*, en México sólo cinco especies de 43 presentan dicho proceso denominado neotenia. Sin embargo, se ha mencionado que algunos de estos pueden presentar metamorfosis a salamandras en algunos casos excepcionales, en otros en los que se sospecha de hibridismo con otras especies o bien cuando se han inducido de manera experimental, en esos casos se menciona el uso de yodo para estimular la metamorfosis.

La transformación de un *Ambystoma* acuático a uno terrestre es un proceso muy estresante, en el transcurso de algunos días se comienza a observar que el animal muda constantemente de piel, se van reduciendo de tamaño las branquias, los ojos se van acomodando hacia adelante y se hace más angosta la cola.



Imagen 2.13: Terrario para *A. mexicanum* en fase terrestre. Tomado por Servín, 2009



Imagen 2.14: Diferentes características de los terrarios para un anfibio terrestre. Tomado por Servín, 2009

Durante este proceso es común que el animal deje de comer y que suba a tomar su burbuja de aire con mayor frecuencia. Por lo que es importante ir bajando el nivel del agua gradualmente y colocarle un sustrato para que empiece a subir cuando lo requiera.

La metamorfosis puede durar hasta 15 días.

Una vez que ha hecho metamorfosis, se recomienda alojarlo en un terrario con la proporción 70 % tierra y 30% agua, se deben colocar plantas, troncos y lugares para guarecerse (imagen 2.13 y 2.14), así como una rampa para tener acceso a la zona de agua fácilmente. Requieren de una buena ventilación y temperatura más alta que en la fase acuática, de 15 a 25 grados es adecuada, requieren de luz, solar preferentemente, ya que en esta fase la obtención de alimento se basa en la vista. En la literatura no se menciona que sea necesario la luz solar directa o la ultravioleta para la síntesis de calcio como ocurre con los reptiles. (30)

CAPITULO III: ALIMENTACIÓN

III.1 Generalidades

La dieta del ajolote en vida libre es muy variada, en los estudios realizados por Valiente, 2007 se encontraron en los estómagos de algunos animales capturados: pequeños crustáceos, peces, larvas de insectos, copépodos y otros microorganismos. (31) A pesar de estos estudios, hay poca información, sobre el requerimiento nutricional.

Los ajolotes, como todos los anfibios, son considerados carnívoros estrictos, expertos y literatura coinciden que lo más adecuado es ofrecer una dieta variada, basada en diferentes presas y alimentos comerciales para animales acuáticos. (32)

En cautiverio algunas colonias, incluyendo la de Chapultepec, tratan de basar sus dietas en presas muy similares o iguales a las de vida libre, y otras más ofrecen alimentos comerciales o poco convencionales para la especie a base de carnicos de otros animales, o bien se ofrecen dietas mixtas o sea combinando alimento vivo con comercial.

La dieta y hábitos alimenticios varían según la etapa de desarrollo.

Crías recién eclosionadas: Las larvas de ajolote parecen conservar parte del saco vitelino, de donde continúan obteniendo energía en las primeras horas de vida, una vez que eclosionan tienden a ser herbívoras, son muy pequeñas como el resto de los anfibios principalmente a las primeras 24 hrs de vida (1), es importante proporcionarles microalgas, que en cautiverio pueden conseguirse con facilidad, en el Zoológico de Chapultepec se ofrece un producto comercial llamado MICRON® de la marca Sera, que se basa en alga espirulina y está indicada para alevines en general.

Crías: De 24 a 48 horas después de eclosionadas, se puede comenzar a dar pequeñas presas vivas, lo más común es pulga de agua o *Daphnia*, otra opción muy buena son los

nauplios de artemia salina o bien pequeñas larvas de insectos de aproximadamente 3 mm de largo, también llegan a aceptar el tubifex. (Imagen 3.1)



Imagen 3.1: Crías alimentadas con tubifex. Scott. (19)

Juveniles: Se les puede ofrecer artemia salina, alevines, tubifex, pellets pequeños, lombriz de tierra y pequeños trozos de carne.

Adultos: La dieta puede ser muy variada: peces pequeños, alevines, acocil, tubifex, lombriz de tierra, tenebrios, pequeños trozos de carne de res o pollo, grillos, pellets comerciales, entre otros.

Alimento vivo:

El alimento vivo ofrecido a los ajolotes incluye como ya se mencionó: artemia salina, tubifex, peces pequeños, pulga de agua, lombriz de tierra, tenebrios, grillos, entre otros.

Siempre que se ofrezca este tipo de alimento se debe tener sumo cuidado con la calidad del mismo, es importante conocer su origen, que no presente patologías y que sea lavado y desinfectado antes de ser ofrecido.

Las ventajas del alimento vivo consisten en que es un alimento natural, se trata de ofrecer lo más similar a su dieta en vida libre, además si es variado, se tiene altas probabilidades de cubrir sus requerimientos, y se estimula el comportamiento natural.

La desventaja es que es un alimento perecedero, no se encuentra disponible durante todo el año y por eso se recomienda cuidado en la higiene y en la selección, ya que puede ser transmisor de agentes patógenos como parásitos y hongos.

Artemia salina

La artemia salina es un crustáceo comúnmente utilizado para la alimentación de peces y otros animales. Por tradición seguimos utilizando el nombre de *Artemia salina* (Imagen 3.2) para designar a las diferentes especies de *Artemia* que pueblan ciertos lagos salinos en diversas partes del mundo.

La reproducción de *Artemia* tiene la particularidad de ser dual, por una parte son conocidos los quistes (o huevos) que se comercializan para su eclosión y posterior uso como alimento de peces. Estos quistes están sometidos a una diapausa similar a la que se da en algunos ciprinodontiformes. Por otra parte puede reproducirse, según las condiciones ambientales, por ovovivíparidad, dando lugar al nacimiento de larvas de libre natación.

En su estado adulto llegan a medir de 8 a 10 mm. , cuando los recién eclosionados, llamados “nauplios” apenas alcanzan de 4 a 5 décimas de milímetro. (33)



Imagen 3.2: Artemia salina. Petracini, 2010

La artemia debe ser lavada y filtrada antes de ser ofrecida. Puede ser transmisor de agentes patógenos y la falta de higiene y selección puede contaminar el acuario.

Pulga de agua

También llamadas Daphnias. Se trata de micro crustáceos de agua dulce que habitan en aguas estancadas o de movimiento muy ligero, en los diferentes continentes. También ha sido localizada en las proximidades de lagos y lagunas de agua salobre. Por su particular forma de natación se las conoce como "Pulgas de Agua"

Siendo filtradores del agua, se alimentan de plancton, microorganismos diversos (inclusive aquellos que suelen ser parásitos de los peces) y bacterias. El agua en la cual se desarrolla una colonia de "pulgas de agua" (imagen 3.3), tiene la particularidad de mantenerse cristalina, aunque en la mayoría de los casos también adquiere una coloración ámbar, y hasta marrón, producto de los coloides aportados por el material orgánico.

Es posible cultivarla en recipientes de medianas dimensiones, aunque los mejores resultados se han obtenido en estanques o piscinas donde pueden desarrollarse

plenamente. Para suministrarla a los ajolotes, deben ser retiradas del cultivo con una red de malla adecuada, enjuagadas en agua limpia sin cloro y colocadas en el acuario. Este proceso se realiza por higiene y prevención, si se las colecta de ambientes naturales, se debe tomar la precaución de verificar que el lugar no se encuentre contaminado, por cualquier forma de desechos que pudieran resultar tóxicos. Mantener las pulgas, en agua limpia durante uno o dos días permite que se purguen en cuyo caso el riesgo de contaminación será menor. Las "pulgas" que no sean ingeridas pueden llegar a vivir en el acuario indefinidamente, ayudando a la limpieza del agua por su acción filtradora.

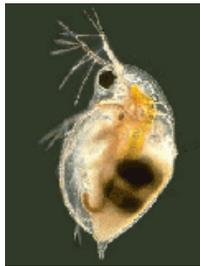


Imagen 3.3: pulga de agua. Petracini, 2010

La literatura menciona que no se trata de un alimento con alto contenido de nutrientes, ya que tiene un elevado porcentaje de agua y fibras, así como su aparente bajo contenido de proteínas, resulta un alimento excelente por las demás propiedades que posee, principalmente en las primeras etapas de desarrollo en las que su tamaño es ideal, y debe ser considerado suplir esta dieta gradualmente hacia otros alimentos. (32)

Tubifex

El Tubifex (*Tubifex rivolorum*) es una lombriz pequeña, que se desarrolla particularmente en el fango o en lugares donde el agua contiene gran cantidad de materia orgánica.



Imagen 3.4: Tubifex. Petracini, 2010

Se han realizado diversos estudios que permiten afirmar que Tubifex (imagen 3.4) y otros anélidos próximos, intervienen en el ciclo de varias enfermedades o son vehículos para la transmisión. Parásitos diversos son introducidos en acuarios conjuntamente con el tubifex y sus parientes cercanos como *Nais sp.* y otras lombrices que viven en contacto con cursos de agua. Algunos de los microorganismos relacionados con tubifex son *Myxobolus sp.* y *Mixoxoma sp.*, que pueden ser patógenos en algunos organismos acuáticos. Su contenido de hemoglobina lo hace un alimento bastante nutritivo, vive mucho tiempo en el agua a condición de que no le falte oxígeno. Es importante destacar que en acuarios con filtro de grava o en aquellos que tienen gravilla en el fondo, el tubifex que caiga al fondo puede enterrarse, ubicarse debajo de las placas y con el tiempo puede morir, contaminando el acuario. Nunca se debe suministrar el tubifex que haya muerto, puesto que libera toxinas peligrosas, por lo que se recomienda, retirar el sobrante de este alimento después de 24 horas de ofrecido.

Acocil

Los acociles son crustáceos dulceacuícolas, altamente distribuidos alrededor del mundo. Existen alrededor de 500 especies divididas en tres familias: Astacidae, Cambaridae y

Parastacidae, dentro de las cuales géneros como *Astacus*, *Austropotamobius*, *Cherax*, *Euastacus*, *Orconectes*, *Pacifastacus* y *Procambarus*, son los que tienen una importancia comercial y recreativa.

En México, se han descrito más de 50 especies, de las cuales 10 pertenecen al género *Cambarellus*. Los Cambarinos son crustáceos decápodos de agua.

Cambarellus montezumae (Saussure) es una especie endémica de México y se localiza en toda la cuenca del Valle de México, ocupando residuos lacustres del enorme depósito de agua que cubrió una gran superficie de ella, esta especie comparte el hábitat del ajolote de Xochimilco y es parte de su dieta natural.

El acocil tiene un alto valor nutrimental y representa un aporte de vitamina B, minerales como sodio, potasio, calcio y magnesio, altas concentraciones de aminoácidos, en particular de leucina, isoleucina, glutamina y asparagina, además de que sus propiedades organolépticas son superiores a la carne de pescado.

Aporte nutricional:

Proteínas: 17.10 grs., lípidos: 1.33 grs., calorías: 80.37 grs., calcio: 3250 mg, fosforo: 423 mg.

Peces pequeños

En el zoológico de Chapultepec se han ofrecido, peces de la familia Goodeidae, (imagen 3.5) de unos 5 a 8 centímetros de largo, cuerpo comprimido, casi translúcido y espinuco, de color plateado.

Este tipo de peces pequeños abundan en los lagos y lagunas del Valle de México, Jalisco y Michoacán. Comúnmente se le puede encontrar en el mercado como “Charal” aun que sea una especie diferente de la endémica del Lago de Patzcuaro en Michoacán y la especie que habita los canales de Xochimilco y que también se encuentra en peligro de extinción. Este Godeido, es utilizado frecuentemente como alimento para animales de

mayor tamaño, se puede ofrecer vivo, aunque también se le encuentra como “charal seco” (deshidratado) generalmente curado al sol, como forma más frecuente de comercializarlo.

El “charal” tiene un aporte nutricional promedio de:

Proteínas 25.0 grs., lípidos 5.93 grs., fosforo 1512 mg, Calorías: 100 y un alto porcentaje de calcio (2360 mg.)



Imagen 3.5: peces pequeños como alimento. Petracini, 2010

Grillos

El grillo doméstico (*Achata domesticus*) es un alimento básico y nutritivo para muchas especies de reptiles y anfibios, con la desventaja de no estar balanceado en calcio-fósforo. (32)

Son fáciles de criar en cautiverio y pueden estar disponibles todo el año.

En el Zoológico de Chapultepec este alimento no fue bien aceptado, probablemente por ser duro y que tienen que subir a la superficie para consumirlo, sin embargo, en otras instituciones lo consumen adecuadamente.

Lombriz de tierra

Las lombrices se pueden seleccionar directamente de canteros, terrenos o jardines. También es posible criarlas en lombricultivos contruidos a tal fin (imagen 3.6).

Dentro del Phylum Annelida, Clase Oligochaeta, Orden Haplotaxida la familia Lumbricidae reúne varios Géneros en los cuales se localizan las lombrices domésticas más conocidas, entre ellas *Aporrectodea trapezoides* (*Lumbricus matutinus*), *Octolasion tyraeum* (*L. argentinus*).

Centenares de especies se distribuyen por diversas zonas del mundo, desde las más pequeñas que miden pocos milímetros hasta algunos gigantes de dos metros (*Phinodrillus fafneri*).



Imagen 3.6: Lombriz de tierra. Petracini, 2010

En la actualidad se ha difundido la lombriz roja californiana (*Eisenia fetida*) y otras similares, dando lugar al fomento de la lombricultura a niveles nunca antes alcanzados. Básicamente la lombricultura ha venido a resolver el problema de ciertos desechos biológicos, los cuales pasan a convertirse en elemento rentable, tras su transformación en humus. (34)

Como alimento para el ajolote de Xochimilco, luego de colectadas se les debe purgar durante uno o dos días en aserrín de madera grueso humedecido. Luego se les enjuaga en agua corriente antes de suministrarla a los animales.

No deben suministrarse en exceso. Al igual que el tubifex, la lombriz de agua, tiene un efecto laxante que puede deteriorar la flora intestinal de los peces y otros animales que las ingieran.

Otros alimentos:

Este tipo de alimentos no forman parte de la dieta natural del ajolote, sin embargo son una opción cuando no se cuenta con alimento vivo. Estos han sido reportados en diversas instituciones del mundo.

Pellets

No existe alimento comercial especializado para el ajolote, por lo que se utiliza alimento para truchas y tortugas. En el Zoológico de Chapultepec, se observó que es necesario habituarlos a este tipo de alimento (imagen 3.7), y no todos lo consumen bien, en otras instituciones lo ponen a remojar un día antes de ofrecerlo.



Imagen 3.7: Habitación para alimentarse de pellets. Zoológico de Chapultepec, 2005.

Corazón de res

Mencionado en la literatura como alternativa de alimentación.

En 2002, la FES Iztacala de la UNAM, se encontró que este tipo de alimento fue el vehículo para una transmisión parasitaria que afectó a los ajolotes con *Sarcosystis* afectando intestinos y corazón. (35)

Aporte nutricional:

Proteínas 16 grs., lípidos 20.86 grs., calorías 251.20 grs., calcio 9 mg, fósforo 172 mg, sodio 90 mg.

Carne de pollo

Es una opción accesible que se ha utilizado en la colonia del Zoológico de Chapultepec como alimento alternativo o bien en animales en recuperación.

Aporte nutricional:

Proteínas 25 gr, lípidos 6 grs., calorías 154 grs., calcio 14 grs., fósforo 240 mg.

La relación Ca-P en los ajolotes tiene la misma importancia, que el resto de las especies, sin embargo no hay datos específicos.

III. 2 Frecuencia y técnicas de alimentación

La frecuencia de alimentación depende de la etapa de desarrollo, en los primeros días de vida, debe ser continua, se recomienda ofrecer 2 veces al día. Ya que el alimento es muy pequeño, se ofrece con la ayuda de una red de malla fina o con una pipeta o jeringa, que se coloca dentro del acuario para no mover demasiado el agua y alterar a las crías.

En los juveniles, la alimentación es diaria, ya que principalmente se ofrece alimento de tamaño mediano, como la artemia y tubifex. La artemia se da con la ayuda de una red de malla fina, el tubifex, a diferencia de los peces, se consume mejor si se coloca en el fondo del acuario, por los hábitos naturales de los ajolotes.

En los adultos, algunas instituciones, mencionan que por el metabolismo de la especie, se debe alimentar cada tercer día, dependiendo del alimento y la cantidad. No es recomendable el exceso, ni dar con tanta frecuencia alimentos altos en grasa, ya que afectan su salud.

Actualmente, en el Zoológico de Chapultepec, que sólo ofrece alimento vivo, se da de comer alternadamente todos los días, *ad libitum*. En un principio, cuando se daba pollo y corazón de res, se ofrecía con ayuda de unas pinzas, moviéndolo un poco frente a la boca del ajolote, para llamar su atención y que lo consumiera.

El alimento que se ofrece es: artemia salina, pulga de agua, acocil, peces pequeños y tubifex. Este alimento es seleccionado, buscando una viabilidad de por lo menos el 90%, sin parásitos externos aparentes. Este es lavado y colocado en agua limpia, por lo menos 24 horas antes de ser ofrecido a los ajolotes. Todo el alimento ofrecido en el Zoológico de Chapultepec es comprado, por lo que, viendo las ventajas que representa contar con alimento criado en el lugar, se presenta la siguiente propuesta de crianza de alimento vivo.

III. 3 Propuestas para crianza y mantenimiento de alimento vivo

Lo más recomendable para una colonia de ajolote de Xochimilco en cautiverio, es contar con una fuente de alimento continua y controlada, sobre todo pensando en que se encuentre libre de patógenos y con la calidad que requerimos.

Para la producción del alimento vivo se requiere un poco de infraestructura y material, para limpieza, recolección y aireación, así como mano de obra, ya que requiere de cuidados constantes.

ARTEMIA SALINA Los huevos o quistes se comercializan, aunque no con tanta facilidad cuando se trata de una cantidad pequeña. Estos huevos son de envoltura dura y se caracterizan por ser resistentes a la sequedad y al frío, y pueden permanecer fértiles durante un periodo de 4 ó 5 años esperando que las condiciones sean favorables para su eclosión. Los embriones eclosionan después de 30 a 50 horas de estar en el agua a 28° C, añadiendo 20 grs. de sal marina por litro de agua, dando origen a los *nauplios* (fase larvaria).

Según las diferentes especies, la temperatura, la calidad del agua y otros factores, el desarrollo de la artemia podrá darse dentro de los siguientes tiempos:

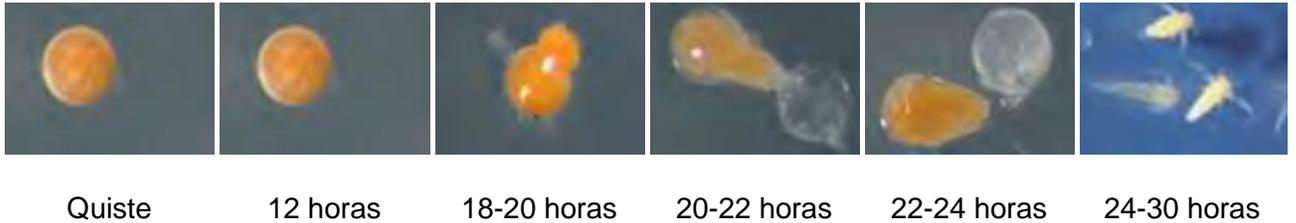


Imagen 2.8: Desarrollo del nauplio de artemia

A los dos días se colocan los *nauplios* (imagen 2.8), en un tanque de desarrollo, en donde se alimentarán con microalgas. Las artemias se alimentan de algas microscópicas, por lo tanto es posible emplear “aguas verdes” (cultivo de algas en agua dulce), pero el mejor alimento lo obtendrán de cultivos de *Chlamydomonas*, *Tetrahedron* y *Dunaliella viridis* en agua salobre. Normalmente se consigue la *Spitulina máxima* en copos o en polvo. A los 25 días de edad se pueden distinguir los sexos, y a los 35 días y después de sufrir 14 mudas, alcanzan unas dimensiones de unos 15 mm. Es entonces cuando se pueden reproducir, siendo las hembras ovovivíparas y capaces de parir hasta 200 nauplios en diez minutos. Se debe añadir cada cierto tiempo agua dulce al recipiente de cría. Si no se realiza, la salobridad del agua se incrementa por la evaporación del líquido, variando así las condiciones del medio, lo que hace que las hembras comiencen a poner huevos en vez de proporcionarnos individuos jóvenes directamente.

Los recipientes o tanques en los que se reproduce y eclosiona la artemia salina, son conocidos comúnmente como “artemilleros”.



Imagen 3.9: Artemillero acondicionado en el Zoológico de Chapultepec, 2005.

PULGA DE AGUA: se puede llevar a cabo el cultivo comenzando con los ejemplares que colectados o adquiridos comercialmente, para su cuidado, las pulgas deben ser colocadas en un acuario con capacidad mínima de 40 litros y alimentadas con Paramecios durante los primeros días de aclimatación.

El agua a utilizarse puede proceder de la llave y después de 24 horas debe agregársele leche en polvo descremada, en una dosis de 30 gramos por 1,000 litros de agua, lo cual creará un medio adecuado para el establecimiento de los Paramecios que servirán de alimento para las pulgas. Para finalizar, se "siembra" la mayor cantidad de pulgas posible. Al cabo de dos semanas (con temperaturas entre 18 y 26C) la población de pulgas puede empezar a ser colectada parcialmente y utilizada como alimento. Por esta razón el inicio de este cultivo deberá de llevarse a cabo en forma anticipada a la reproducción de los ajolotes, de tal forma que el alimento para las crías esté disponible cuando se requiera.

Se debe de tener cuidado cuando se cultiva *Daphnia* si la claridad del agua es mucha, ya que esto implica falta de alimento para las pulgas. Hay que recordar que estos

organismos son filtradores, por lo que se deberá añadir esporádicamente leche en polvo diluida previamente y cultivos de Paramecios.

LOMBRIZ DE TIERRA: Las lombrices pueden ser cultivadas con facilidad si se les proporciona un medio adecuado (imagen 3.10), una de las recomendaciones es disponer de un recipiente lo suficientemente amplio como para permitir el cultivo. Un mínimo de 60 cm de ancho por 25 cm de alto y 40 cm. de profundidad, permitirán un cultivo suficiente para un acuario comunitario. Puede ser desde un cantero, el cual puede alojar algunas plantas, hasta un cajón de madera revestido en plástico.

Se colocan en el fondo algunos ladrillos de barro cocido, los cuales previamente se habrán sumergido en agua durante al menos 20 minutos. Sobre los ladrillos se aplica una capa de tierra de jardín húmeda de al menos 25 cm de altura, la cual no debe contener fertilizantes. Un centímetro por debajo de la superficie se abona con rodajas o cáscaras de papa, cereales como avena arrollada o cualquier otro y se cubre con tierra fina aireada. Sobre la superficie se colocan varias lombrices para iniciar el cultivo (alrededor de 200 por metro cuadrado). La cantidad de alimento para las lombrices deberá estar en relación a lo desarrollado que se encuentre el cultivo. Inicialmente bastarán diez o veinte rodajas de papa por metro cuadrado, pero poco a poco podrá aumentarse la cantidad y variedad de nutrientes. Un metro cuadrado puede producir al año, de 2500 a 3500 lombrices de tamaño chico a mediano.



Imagen 3.10: Lombricomposta. Naturalia, 2003.

TUBIFEX Se requieren los siguientes elementos:

- Agua que circule permanentemente mediante goteo rápido
- Un tambo de al menos 60 litros, cortado a la largo en dos mitades (media caña)
- Un lugar a la sombra

Se corta el tambo en dos mitades a lo largo (Imagen 3.11), se lo coloca sobre un caballete o cualquier otro elemento que lo separa unos centímetros del piso. Se divide en tres sectores longitudinalmente, utilizando ladrillos a lo largo del tambor tal como indica la figura. Las planchas o ladrillos no deben apoyar en el fondo del tanque, dejando unos 3 cm de luz.

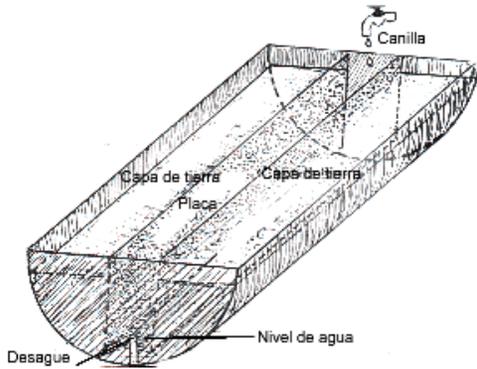


Imagen 3.11: Siembra de tubifex. Scott, 1991

El sector del centro es utilizado para que circule el agua mientras que los dos laterales serán el espacio donde se cultivará el tubifex. La fuente de agua se coloca elevado unos centímetros sobre el fondo, de modo que siempre permanezca agua en el interior del medio tambo. En ese espacio se colocan unos 8 cm. de tierra de jardín que cubrirán todo ese sector y encima de ella 2 cm de arena. En ambos laterales se colocan 20 cm de tierra. De este modo queda formada una imitación de una zanja, para iniciar el cultivo se colocan varias porciones de tubifex en los costados de tierra, se esparce sobre la tierra de los costados una capa de harina de cereales (avena, cebada, etc), se cubre ligeramente con tierra esa capa de cereales, dejando que el agua ingrese por goteo permanente, formando una corriente muy suave de agua en el centro. (33)

Es importante mantener el cultivo en lugar fresco y cubrirlo con un tejido fino para evitar el ingreso de moscas o mosquitos.

CAPITULO IV: REGISTROS E IDENTIFICACIÓN

IV.1 Registros de manejo, alimentación, reproductivos y de salud

El contar con datos precisos, es fundamental para un buen manejo de los animales, existen una variedad de métodos para esto. Cada Institución determina su formato de acuerdo a las condiciones que se tienen. Es importante contar con estos registros ya que se trata de una colección viviente, en ellos debemos integrar el manejo realizado con estos ejemplares, como son: los cuidados, mantenimiento, alimentación, historial médico, reproductivo y calidad de agua. Si esta información es cuidadosamente manejada y de fácil acceso, puede ser utilizada para resolver problemas e incrementar el conocimiento.

Los estándares que marca el AZA (Association of Zoos and Aquariums) para los registros de los anfibios son los siguientes:

1. Mantener a los anfibios recién eclosionados en grupos, si es posible identificarlos y colocarlos individualmente.
2. Los grupos de larvas se monitorean por censos
3. Después de la metamorfosis (etapa adulta) se deben dividir a otros grupos y su identificación ya es individual (36).

Estos tres puntos pueden ser perfectamente adaptados para llevar a cabo los registros en una colonia de ajolote de Xochimilco en cautiverio.

REGISTROS DE MANEJO:

En estos registros se lleva el control de la ubicación de cada individuo de acuerdo a la etapa de desarrollo en la que se encuentran.

En el Zoológico de Chapultepec, estos registros se encuentran de manera condensada en una etiqueta en cada acuario, con los siguientes datos: Nombre común, nombre científico, sexo, identificación, fecha de nacimiento, grupo al que pertenecen y fecha de alta, así como algunas observaciones particulares de cada individuo.

Dentro de estos datos podemos incluir, talla, peso, y señas particulares. (Imagen 4.1)



Ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*)

PECERA 1

| Identificación | # de individuos | Fecha de Nac. / Don | Dado de alta |
|----------------|-----------------|---------------------|--------------|
| AVID | Sexo | | |
| | | | |

Especificaciones del acuario:

| Fecha | Observaciones |
|-------|---------------|
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |
| | |

Imagen 4.1: Hoja de registro por acuario del Zoológico de Chapultepec

Como se mencionó anteriormente, el registro de los parámetros físico- químicos, es de suma utilidad para conocer el funcionamiento del acuario o estanque, si bien llevando este

tipo de registros, nos permite también detectar errores de manejo y la pauta para poder corregirlos a través de su interpretación. (Imagen 4.2)

| INFORME DE PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS | | |
|---|---------------|-----------------------|
| FECHA: 19 de mayo de 2005 | | |
| PECERA: Herpetario | | |
| PARÁMETRO | PECERA | RANGO ADECUADO |
| pH | 9 | 6.5 – 8.5 |
| GH (dureza general) | 4 | 6 – 16 ° dh |
| KH(dureza en cuanto a carbono) | 4 | 3 – 10 ° dh |
| NH3/NH4 (nitritos y nitratos) | <0.3 mg/lt | <0.3 mg/lt |
| Cl (cloro) | 0 mg/lt | 0 mg/lt |
| Temperatura | 26 °C | 15 – 18 °C |
| Observaciones: pH alto, dureza general baja, temperatura no adecuada para la especie. | | |
| Realizó:ESZ | | |

Imagen 4.2: Informe de parámetros físico- químicos, utilizada en el Zoológico de Chapultepec.

REGISTROS DE ALIMENTACIÓN

Se debe llevar un registro completo de la alimentación, desde las primeras etapas de desarrollo, hasta la edad adulta, ya que como se vio en el capítulo anterior, esta varía durante la vida del ajolote.

En los registros llevados en el Zoológico de Chapultepec, se consideró la hora, el tipo de alimento ofrecido, la cantidad, la aceptación y los registros anteriores. Esto fue de gran utilidad ya que nos permitió hacer modificaciones a la dieta ofrecida, mejorando la aceptación, así como en las frecuencias de alimentación para mejorar la calidad y el tiempo de vida de los animales. (Imagen 4.3)

ALIMENTACIÓN

| FECHA | TEMPERATURA PROMEDIO | ALIMENTO | CANTIDAD (pza) | | | |
|-----------|----------------------|----------|----------------|-----------|-----------|-----------|
| | | | Ajolote 1 | Ajolote 2 | Ajolote 3 | Ajolote 4 |
| 01-ago-04 | 22 | LOMBRIZ | | 4 | | 2 |
| 02-ago-04 | | | | | | |
| 03-ago-04 | | | | | | |
| 04-ago-04 | 21 | POLLO | | 4 | | 4 |
| 05-ago-04 | 21 | CHARAL | | 4 | | 3 |
| 06-ago-04 | 22 | LOMBRIZ | | 4 | | 4 |
| 07-ago-04 | 22 | POLLO | | 4 | | 4 |
| 08-ago-04 | 22 | CHARAL | | 4 | | 3 |
| 09-ago-04 | 21 | POLLO | | 3 | | 4 |
| 10-ago-04 | 22 | CHARAL | | 3 | | 3 |
| 11-ago-04 | 17 | CHARAL | | 3 | | 3 |
| 12-ago-04 | 21 | POLLO | 2 | 3 | | 3 |
| 13-ago-04 | 22 | CHARAL | 1 | 3 | 0 | 3 |
| 14-ago-04 | 21 | LOMBRIZ | 0 | 3 | 0 | 3 |
| 15-ago-04 | 21 | CHARAL | 0 | 3 | 3 | 2 |
| 16-ago-04 | | | | | | |
| 17-ago-04 | 21 | CHARAL | 0 | 3 | 2 | 2 |
| 18-ago-04 | 22 | LOMBRIZ | 0 | 2 | 2 | 2 |
| 19-ago-04 | 21 | POLLO | 1 | 3 | 3 | 2 |

Imagen 4.3: Ejemplo de registro de alimentación diaria por individuo usada en el zoológico de Chapultepec

REGISTROS REPRODUCTIVOS:

Son muy importantes en la determinación de la etapa y época reproductiva, número de huevos ovopositados. Estos registros también son de utilidad para llevar un control de la población, junto con los registros genéticos, así como las tasas de viabilidad en las primeras etapas de desarrollo. Con estos datos logramos determinar las etapas críticas, porcentaje de mortalidad en crías, condiciones ambientales adecuadas para la reproducción y promedio de ovoposición, también nos permite manejar a la población y así conservar la diversidad genética.

REGISTROS DE SALUD:

Registro de salud:

Después de haber eclosionado los huevecillos, no se lleva un registro médico individual por la cantidad y la dificultad para identificarlos. Por ello, los registros en esa etapa son grupales.

En etapas juveniles y adultos, si algún individuo llega a enfermar, se lleva a cabo un registro terapéutico indicando: su ubicación e identificación, antecedentes, historia clínica, diagnóstico presuntivo, pruebas de laboratorio realizadas, características del agua, medicamentos aplicados, dosis y vía de administración (Imagen 4.5)

Los registros de salud individual nos permitieron detectar y diagnosticar con mayor precisión los procesos patológicos presentados, así como su respuesta a los tratamientos aplicados. (Imagen 4.4)

SIGNOS CLINICOS, DIAGNOSTICO Y TRATAMIENTO DE ENFERMEDADES OBSERVADAS

| FECHA | AJOLOTE ID | SEXO | EDAD | LOCALIZACION | COMPORTE ALBERGUE CON | SIGNOS OBSERVADOS | PRUEBAS DE LAB. | DIAGNOSTICO PRESUNTIVO |
|--------|------------|-------|--------|--------------|-----------------------|--|--------------------------|---|
| 060308 | 4 CRIAS | 0.0.4 | CRIAS | PECERA 1 | CRIAS | ZONAS BLANQUECINAS EN EL DORSO Y ALGONDONOSAS EN BRANQUIAS | TOMA DE MX | INFECCION POR BACTERIAS Y HONGOS |
| 090408 | H4 | 0.1 | ADULTO | PECERA 1 | M-HERP | ZONAS BLANQUECINA MUY MARCADA | NINGUNA | INFECCION BACTERIANA O POR HONGOS |
| 120609 | HPAN | 0.1 | ADULTO | PECERA 2 | H5 Y M4 | DESCAMACION DE LA PIEL | TOMA DE MX, POSIBLE MUDA | POSIBLE MUDA |
| 080909 | 7 CRIAS | 0.0.7 | CRIAS | PECERA 5 | CRIAS | ZONAS BLANQUECINAS EN EL CUERPO | NINGUNA | INFECCION POR BACTERIAS Y HONGOS |
| 161109 | H1 | 0.1 | ADULTO | PECERA 7 | NINGUNO | REGURGITA, SE HA OBSERVADO FLOTANDO | NINGUNA | INFECCION BACTERIANA, AFECTADO POR AUMENTO DE TEMPERATURA AMBIENTAL |

Imagen 4.4: Tabla de signología y diagnóstico para el ajolote de Xochimilco del Z. de Chapultepec

HOJA TERAPEUTICA PARA AJOLOTE DE XOCHIMILCO (*Ambystoma mexicanum*)

Fecha de entrada: _____

Hora de entrada: _____

Identificación: _____ Sexo: _____ Edad: _____

Pecera : _____

Propósito de la hospitalización:

Condición física al entrar:

Antecedentes:

Historia clínica:

Diagnóstico presuntivo:

Pruebas de laboratorio realizadas:

Resultado:

Tratamiento a seguir

Fármaco: _____ Dosis (mg/Kg): _____ Frecuencia: _____

Fármaco: _____ Dosis(mg/Kg) _____ Frecuencia: _____

Fármaco: _____ Dosis (mg/Kg): _____ Frecuencia: _____

Indicaciones del mantenimiento del acuario durante el tratamiento :

| Fecha Hora | Fármaco: dosis en ml y vía de administración | Observaciones | M.V.Z. que aplicó |
|---------------|---|---------------|----------------------|
| | | | |
| | | | |
| | | | |

Imagen 4.5: Hoja de terapéutica para *A. mexicanum* en el Z. de Chapultepec

IV. 2 Métodos de identificación aplicables a la especie

A diferencia de mamíferos y aves, la identificación individual de los anfibios debe de adaptarse de acuerdo al tamaño y características anatómicas de la especie ya que no es posible aplicar un tatuaje, arete o anillo.

La identificación de los anfibios se puede dividir en métodos invasivos y no invasivos.

Entre los métodos invasivos encontramos:

Amputación de falanges, quemaduras con calor o frío, colocación de pinturas fluorescentes y colocación de microchip.

Los métodos no invasivos son:

Fotografía (cuando hay un patrón de manchas particular), e identificación del acuario donde se encuentra. (36)

En los ajolotes se ha intentado la apuntación de falanges, toma de fotografía y colocación de un anillo, sin éxito.

El método más recomendado es el uso del microchip, éste es resistente al agua, duradero (37), pero con la desventaja de que es difícil contar con chips de tamaño adecuado para la especie, por lo que fue necesario hacer una modificación en la técnica de aplicación, en el Zoológico de Chapultepec, inicialmente propuesta por el Dr. Jorge Paredes, para después ser complementada, describiéndose de la siguiente manera:

Para la colocación del Chip (imagen 4.6) se lleva a cabo una contención química en los ejemplares, ha resultado el uso de benzocaína a dosis de 50mg/ litro de agua, que si bien es un anestésico local en la mayoría de las especies, en el ajolote actúa como anestésico general al sumergirlo en él.



Imagen 4.6: Colocación de microchip. Servín, 2009.

Una vez que se logra el plano anestésico adecuado, se coloca al animal en un recipiente con un sustrato húmedo, se realiza una incisión perpendicular a la aleta dorsal, se coloca el chip en la aguja correspondiente; ésta se introduce por la incisión, colocando el chip vía intramuscular, se retira la aguja, se coloca un punto de sutura (absorbible), preferentemente de 3-0, entre el extremo de la incisión y la aleta dorsal. Se coloca al individuo en una tarja con agua limpia para su recuperación. Esta técnica desarrollada en el Zoológico de Chapultepec, actualmente está siendo utilizada por otras instituciones como el Instituto de Biología de la UNAM.

CAPITULO V: MÉTODOS DE CONTENCIÓN

V.1 Contención física

Debido a la fragilidad de su piel, el manejo de los individuos de esta especie requiere de algunos cuidados para evitar lesiones causadas por la manipulación.

La contención física en el manejo de los ajolotes, se lleva a cabo para realizar la higiene de las instalaciones, para el pesado del individuo, toma de muestras, técnicas diagnósticas y transporte.

Para una contención simple, como es el caso de un cambio de agua en su estanque o la colocación en un contenedor provisional, se puede hacer uso de una red, de preferencia de malla fina, ya que si se usara malla gruesa, podrían atorarse las falanges, lesionándolas con facilidad. Para estos casos también puede contenerse al individuo con la mano, tomando al ajolote por la parte ventral y colocando el pulgar frente a la cara, esto para evitar que el ajolote intente deslizarse hacia adelante. Cuando un ajolote se estresa, aumenta la producción de moco dérmico, lo que los hace muy resbalosos, para poder escapar fácilmente de sus depredadores, y en este caso del manejador.

En la literatura se encontró información práctica sobre la contención manual principalmente a través de dos fuentes, una de ellas (Universidad de Indiana), recomienda que se realice con las manos recién enjuagadas al chorro del agua, sin jabones, ni cremas, ya que recordamos, la piel de los ajolotes es muy permeable y podrían absorber sustancias tóxicas para ellos, como lo son los jabones.

El uso de guantes de látex u otro material, no es muy recomendado, por los materiales de lo que están elaborados, pueden dañar fácilmente la piel de los ajolotes por irritación, generalmente al contacto con éstos, se observa mayor descamación y aumento en la

producción de moco. Sin embargo, por el incremento de enfermedades transmitidas con facilidad, a través de la manipulación de individuos de diferentes lugares o instituciones, como es el caso de la quitridiomycosis, el Dr. Wright, recomienda el uso de guantes de látex en esta especie, siempre y cuando sean humedecidos, previo manejo, con agua del mismo estanque, esto para evitar la menor irritación posible y sobre todo la transmisión de enfermedades, cambiándolos cada que se toma un individuo de diferente estanque. (38)

El ajolote de Xochimilco, siendo un anfibio, puede permanecer fuera del agua por un periodo de 20 minutos o más, siempre y cuando no sufra deshidratación, por lo que si se retira del agua para pesarlo, medirlo o realizar una técnica diagnóstica, como la toma de rayos X o ultrasonido, es importante colocarlo en recipientes pequeños con poca agua, o bien una superficie con gasa o esponja, que mantenga húmeda la superficie en donde se coloque. (7)

Para un traslado prolongado, se recomienda colocar a los ajolotes en bolsas de plástico, con agua de su mismo estanque, que cubra toda la superficie corporal, dejando una cámara de aire, muy similar a lo que se realiza en peces. Se recomienda colocar estas bolsas dentro de bolsas negras, para evitar mayor estrés, y por último, colocar estas mismas en una caja térmica, para mantener la temperatura el mayor tiempo posible. El uso de las bolsas de plástico es muy seguro, evita que los ajolotes sufran lesiones durante el transporte. (39)

V.2 Contención química

La contención química es recomendable cuando se va a realizar un proceso en el que se requiera inmovilización prolongada o bien se quiera evitar dolor y estrés en los individuos, como es el caso de intervenciones quirúrgicas, toma de muestras como biopsias y muestras sanguíneas, colocación de microchip etc.

Como en el resto de las especies, en los anfibios se han probado diversos fármacos y métodos anestésicos, los no recomendados para los anfibios son: éter, acepromazina, hidrocloreto de procaina. En algún tiempo se utilizó la refrigeración de los individuos como un método de contención por hipotermia, pero esto no es recomendable ya que no produce analgesia y a largo plazo puede tener efectos inmunosupresivos. (2)

Características del anestésico ideal:

- Insensibilizar al dolor
- Proporcionar una buena inmovilización y relajación muscular
- Inducir inconsciencia, tranquilización o sedación de forma predecible en función de la dosis
- Fácil administración
- Producir una recuperación rápida, predecible y sin complicaciones
- Tener amplio margen de seguridad
- Económico, sin dejar residuos en los tejidos

Al igual que en todas las especies, las fases de la anestesia en animales acuáticos pueden ser observadas y monitoreadas. En la tabla 6.1 se describen estas fases, aplicadas a los peces, mismas que en la práctica son observadas durante la contención de ajolotes.

Tabla 5: Fases de la anestesia en animales acuáticos.

| FASE | CATEGORÍA | COMPORTAMIENTO |
|------|----------------------|--|
| 0 | Normal | Nada activamente, reacciona a estímulos externos, equilibrio normal, tono muscular normal |
| I | Sedación ligera | Continúa natación voluntaria, ligera pérdida de la reactividad frente a estímulos visuales y táctiles, ritmo respiratorio normal equilibrio normal, tono muscular normal |
| I | Narcosis ligera | La fase de excitación puede estar precedida por un aumento del ritmo respiratorio, pérdida del equilibrio, disminución del tono muscular responde débilmente a cambios posicionales |
| II | Narcosis profunda | Cesa la respuesta a cambios posicionales, disminución del ritmo respiratorio hasta hacerse casi normal, pérdida del equilibrio, disminución del tono muscular, cierta reactividad frente a estímulos táctiles y vibratorios fuertes, adecuada para toma de muestras externas y biopsias de aletas y branquias. |
| III | Anestesia ligera | Pérdida del tono muscular, disminución del ritmo respiratorio |
| III | Anestesia quirúrgica | Pérdida total de reactividad, ritmo respiratorio bajo, ritmo cardiaco lento |
| IV | Colapso medular | Pérdida total de los movimientos de las branquias, seguida al cabo de varios minutos por un paro cardiaco. |

Tomada de Acuicultura para veterinarios (41)

Los anestésicos recomendados para los ajolotes son:

Metanosulfonato de Tricaina (MS- 222).- Es un anestésico tópico 250 veces más soluble en agua que la Benzocaína, también conocido como etil-m-amino- benzoato, recomendable y seguro para los anfibios, se utiliza con una solución de fosfato de sodio o

bicarbonato de sodio, ya que por sí sola provoca una baja en el PH del agua la dosis para adultos es de 1 g /Lt de agua y para crías 0.2 g/Lt el tiempo de inducción es de aproximadamente 30 minutos. Colocando al individuo en una bolsa de plástico hermética o bien un recipiente con tapa.

Para mantener la anestesia se recomienda, hidratar al anfibio con esta misma solución, siempre y cuando no sea por un tiempo prolongado. La recuperación solo se coloca al anfibio en agua limpia. (2)

Benzocaína (etil-p-aminobenzoato).- Es un anestésico tópico que se disuelve en el agua, por su naturaleza oleosa se recomienda disolverlo previamente con Etanol o bien con agua caliente. Está relacionado con el MS 222, se ha utilizado con éxito en cirugías de muchos anfibios incluyendo ambystomas, La dosis para adultos es de 0.02 – 0.03 % y en crías de 0.01- 0.005 % de Benzocaína. El tiempo de inducción es de 30 minutos a 1 hora observando mejores resultados cuando el individuo es sacado del agua, se pueden utilizar recipientes plásticos, como cámara de anestesia. Igual que en el MS 222, para prolongar la anestesia solo hay que mantener al individuo en la solución. Es un anestésico muy seguro siempre y cuando no se sobre pase la dosis recomendada. (40) En el Zoológico de Chapultepec se ha tenido éxito utilizando este anestésico en el ajolote de Xochimilco a dosis de 50mg/Lt de agua en animales adultos disolviéndolo en agua caliente. Se ha utilizado para la colocación de microchip, sutura de lesiones, extracción de cuerpos extraños (imagen 5.1). La recuperación se lleva a cabo en un recipiente con agua limpia con un tiempo aproximado de 60 minutos, manteniendo en observación 24 horas al individuo posterior a la anestesia.



Imagen 5.1: Toma de biopsia con contención química- Benzocaína. Servín 2009.

Ketamina. (Clorhidrato de ketamina)- Se ha reportado como una opción de anestésico en los anfibios, los rangos reportados en la literatura son muy amplios, de 20- 210 mg/Kg, la referencia más cercana es la de *Ambystoma tigrinum*, en la que se ha utilizado una dosis de 70-100 mg/kg IM, con fines quirúrgicos, la recuperación se lleva a cabo en 12 horas, aproximadamente. (2)

En el Zoológico de Chapultepec, se intentó utilizar este fármaco en *Ambystoma mexicanum* a dosis de 100 mg/kg IM, el tiempo de inducción fue de 20 minutos y no entró completamente en plano anestésico, lo que dio un tiempo muy corto de manejo, la recuperación fue muy lenta, observando letargo hasta 24 horas después de aplicado el anestésico.

Isoflurano. Anestésico inhalado, ha sido utilizado en otros anfibios, es necesario crear una cámara de anestesia en donde se pueda introducir el fármaco al agua por medio de una manguera conectada a un aparato de anestesia. De manera verbal, durante el curso de manejo de anfibios en cautiverio en 2007, el Dr. Wright recomendó su uso tópico, utilizando la forma líquida del isoflurano, esto se trató en el Zoológico de Chapultepec, sin obtener buenos resultados todavía.

Otros anestésicos utilizados en anfibios, mencionados en la literatura son: tiletamina-zolazepam en anuros, a dosis de 20 mg/kg IM, barbitúrico como el pentobarbital sódico a dosis de 30-60 mg/Kg intracelómico, aunque no existen muchas referencias terapéuticas, sino enfocadas a la eutanasia a dosis de 60-100 mg/kg.

MANEJO ANESTÉSICO:

Es recomendable dietar al ajolote cuando menos 24- 48 horas antes del procedimiento, ya que como se ha reportado en otros anfibios, con esta acción se evita la emesis. (2)

Se debe preparar previamente el anestésico, con las dosis adecuadas, en un recipiente pequeño. La mayoría de los métodos de inducción de anestesia química en animales acuáticos suponen la inmersión en una solución del producto. Ésta suele llevarse a cabo en tanques o en bolsas de plástico, preparadas con anticipación y llenados con agua que coincidan con las características del acuario de origen. (24)

Una vez colocado el ajolote en el recipiente con anestésico, debe ser monitoreado en todo momento, es importante sobretodo observar la frecuencia respiratoria a través del movimiento de las branquias. La hipoxia es un problema significativo cuando se induce la anestesia por inmersión. Se mantiene el ajolote hasta alcanzar el plano anestésico (imagen 5.2).



Imagen 5.2: Manejo de Ajolote anestesiado. Servín 2009.

Aunque los ajolotes resisten muy bien estar fuera del agua, es muy importante mantenerlos húmedos (imagen 5.3), ya que se deshidratan rápidamente y el estar en contacto con superficies secas, daña considerablemente la piel. Se pueden colocar en una superficie suave, como una esponja, o bien gasas humedecidas previamente, se deben realizar baños constantes con agua con anestésico con el doble propósito de mantenerlos hidratados y mantener la anestesia.



Imagen 5.3 Hidratación durante la anestesia. Servín 2009

La literatura menciona que es importante monitorear las frecuencias respiratoria y cardiaca durante la anestesia, en anfibios de mayor tamaño se han utilizado dopplers para realizar esto, o bien, en caso de salamandras, observar la respiración bucofaríngea. Sin embargo, en la experiencia en el Zoológico de Chapultepec, no ha sido posible llevar a cabo este monitoreo, la respiración bucofaríngea es casi imperceptible y se detiene el movimiento branquial. Por lo que es necesario buscar otras opciones para esta especie.

(2)

La recuperación se lleva a cabo en un recipiente con agua limpia, si el procedimiento fue largo, se recomienda colocar una bomba de aireación. Se debe mantener al ajolote en observación en todo momento. El tiempo de recuperación varía dependiendo del anestésico utilizado.

CAPITULO VI: GENÉTICA

VI. 1 Estudios genéticos realizados en el ajolote de Xochimilco

El *Ambystoma mexicanum*, es un anfibio que ha encontrado uso generalizado como un animal de experimentación para estudios de embriología y la fisiología.

Para el estudio de la genética en general de una colonia de ajolotes, es básico tomar en cuenta los datos que nos proporcionan los genes. Éstos son segmentos de ADN que codifican para una función específica y se encuentran dentro de los Cromosomas tomando en cuenta dos conceptos: Locus: Sitio que ocupa un gen y Alelo: Las diferentes formas de un Gen.

Los genes son responsables de las características de cada individuo y por ende, de su capacidad individual para sobrevivir y evolucionar en cada tipo de ambiente

El ADN (ácido desoxiribonucleico). Dos cadenas complementarias dispuestas en una doble hélice cada cadena en una hélice lineal constituida por cuatro nucleótidos (A, G, C, T)

Es importante para la Conservación preservar la diversidad genética y los procesos evolutivos. (41)

La diversidad genética: Es la variedad de arreglos de genes que contienen las especies.

A partir del 2008, que fue señalado como el año de los anfibios, a través de diversas conferencias se dio a conocer información relevante de los estudios genéticos que se realizan en México y en otros países sobre el ajolote de Xochimilco.

Una gran variedad de genes mutante se ha reconocido en el ajolote. Estos genes afectan a uno u otro durante el proceso de desarrollo del organismo y han proporcionado una base para las investigaciones en genética del desarrollo. (George M. Malacinski Departamento de Biología, Universidad de Indiana 1978) (7), publicado en la Revista SICB Duppotyd Year Science 2009.

Los ajolotes han sido desde hace tiempo un importante modelo para el estudio de la fertilización, embriología y evolución. Este interés científico en los ajolotes está basado en su capacidad de regenerar tejido a lo largo de toda su vida.

Actualmente se realizan terapias regenerativas (reportado para el 1er Foro mundial Valencia España); dentro de esta actividad destaca el reciente establecimiento de una colonia de ajolotes por la Dra. Nadia Mercader; este grupo del CNB ha establecido un método novedoso para la transferencia génica en órganos en regeneración de ajolote, que permite activar o inactivar genes a voluntad del investigador. Gracias a la aplicación de estas técnicas hemos podido identificar una familia de genes denominados Meis, que son esenciales para definir la correcta arquitectura del órgano regenerado, esto permitirá avanzar en el conocimiento del proceso de regeneración y en su posible aplicación en medicina regenerativa. (Centro de Medicina Regenerativa de Barcelona)

Otro estudio que podemos mencionar se está llevando a cabo por el Instituto de Biología de la UNAM a través de la Dra. Gabriela Parra O y la M.C. Nohemí Matías Ferrer, cuyo objetivo general se centra en la caracterización molecular de las poblaciones de *Ambystoma* de interés a escala local en México afectadas o susceptibles de ser atacadas por virosis y quitridiomycosis infecciosa. Se incluye la identificación de las poblaciones más afines genéticamente para ser utilizadas como fuente de ejemplares para reintroducción cuando esto sea posible, la detección de los patógenos (iridovirus y quitridios) mediante técnicas de PCR y la elaboración de modelos predictivos con información genética que permitan determinar cuáles son las poblaciones con mayor riesgo. (42)

En algunos artículos se mencionan las malformaciones derivadas de problemas genéticos que quizás sean las más frecuentes. Éstas suelen manifestarse en el deforme crecimiento de las branquias externas, lo que impedirá que el animal capte todo el oxígeno que necesita para desarrollarse con normalidad, fácilmente le provocará la muerte.

El ajolote de Xochimilco llama la atención del público como una mascota sobre todo el albino, variedad que también es utilizada en laboratorios donde se observa que el cruzamiento entre formas salvajes y albinos permite verificar las leyes de Mendel, al ser dominante la coloración normal. (Imagen 6.1)

Desde los años 70's el interés internacional sobre la investigación genética de la especie, se ha enfocado principalmente en la capacidad regenerativa de la especie, siendo las principales instituciones: la Universidad de Indiana, EUA; la Universidad de Washington, EUA, entre otras instituciones. (7)

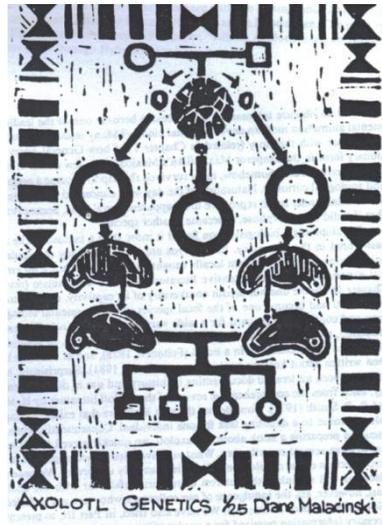


Imagen 6.1: Genética del ajolote. Tomado de Malacinski, 1989. (7)

VI.2 Genética práctica aplicada en la colonia del Zoológico de Chapultepec

En el Zoológico de Chapultepec, el propósito principal de la colonia es mantenerla sana y que sea candidata a ser reintroducida.

De manera práctica, se pensó que era primordial mantener una colonia con control genético para evitar consanguinidad en la población y la pérdida de la diversidad genética, la cual podría ser crucial para una posible reintroducción a su hábitat natural.

Como primer paso se identificaron a los individuos fundadores de la colonia, los cuales provenían del CIBAC (Centro de Investigaciones Biológicas y acuícolas de Cuernavaca) de la UAM Xochimilco.

De estos individuos se comenzaron a obtener las primeras generaciones, las cuales se identificaron grupalmente con los datos de los padres, para tener mayor control sobre su origen.

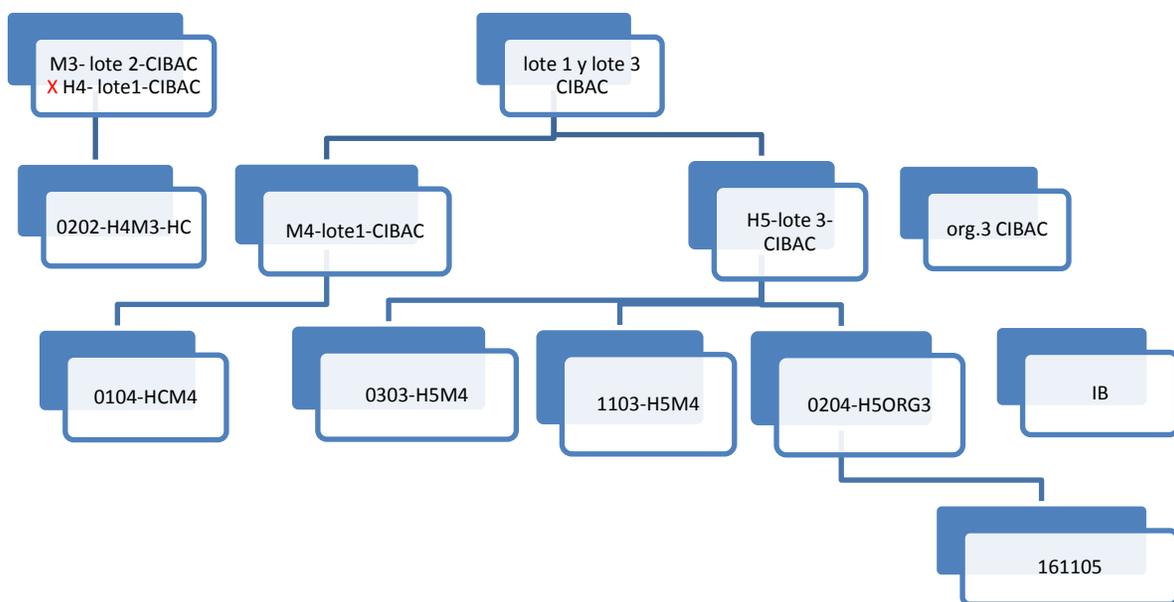


Imagen 6.2: Árbol genealógico utilizado en la colonia del Zoológico de Chapultepec

Con esta información se lleva a cabo un árbol genealógico (Imagen 6.2), que permite observar los orígenes de las diferentes generaciones y permite de manera sencilla y práctica, seleccionar adecuadamente a las parejas reproductivas, para evitar consanguinidad.

CAPITULO VII: REPRODUCCIÓN

VII.1 Características reproductivas: fisiología de la reproducción, sexado, cortejo, espermátóforo y ovoposición

La madurez sexual se alcanza aproximadamente al año de edad en esta especie.

No es posible diferenciar entre machos y hembras hasta que se desarrollan las características sexuales; es por esto que los juveniles no pueden ser sexados con exactitud.

En los machos la diferenciación es más evidente por el incremento en el tamaño de las glándulas cloacales, produciendo una inflamación en la zona de la cloaca (Imagen 7.1). Si se tiene un solo individuo puede ser más complicado sexarlo, ya que se basa en características físicas relativas, por ejemplo:

- 1) En la zona de la cloaca, se observan los márgenes más inflamados en el caso de los machos, sin embargo parece ser que el tamaño de las glándulas cloacales podría variar de acuerdo a los estímulos externos que recibe el animal, como son: época del año, temperatura, presencia de una hembra, a la jerarquía en presencia de otro macho, entre otros.
- 2) Los machos son más delgados y con una cola más larga, sin embargo esto puede variar de acuerdo a la complexión corporal del individuo, sus características individuales y a la alimentación que tuvo durante las diferentes etapas de su desarrollo.
- 3) La cabeza del macho es más puntiaguda y alargada que la de la hembra, esto nuevamente es relativo, ya que se han observado machos con una forma redondeada y muy similar a algunas hembras. (19)



Imagen 7.1: Tomado de Scott, Axolotls, 1992.

Los ajolotes realizan un ritual de apareamiento, éste comienza cuando el macho nada alrededor de la hembra elevando su cola haciendo movimientos delante de la hembra. Frecuentemente frota su cloaca en alguna superficie depositando un espermatóforo, para luego llevar a la hembra al mismo lugar. (19) Al parecer las feromonas liberadas en el agua juegan un papel importante, sin embargo esto no ha sido estudiado a fondo, el macho estimula a la hembra a ir en donde está el espermatóforo y éste es absorbido por la cloaca hacia el tracto reproductor, en donde son fertilizados los ovocitos. Éstos son ovopositados de 24 a 72 horas posteriores a la fertilización, en un sustrato. (43)

ESPERMATÓFORO

Es un pequeño paquete de esperma envuelto en un como de moco gelatinoso (Imagen 7.2). Este moco es producido en las glándulas cloacales del macho al alcanzar la

madurez sexual. Alrededor de 25 espermatóforos son secretados una vez que se estimula el macho, los cuales se adhieren a algunas superficies y sustratos, de los cuales los absorbe la hembra a través de la cloaca.

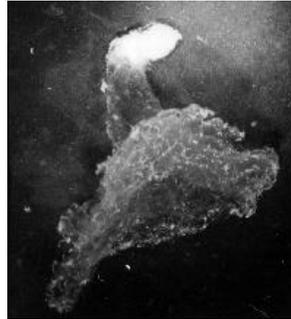


Imagen 7.2: Espermatóforo

En 2004, con apoyo de la MVZ. Itzel Yañez, Responsable del Laboratorio Clínico de la DGZCM (Dirección General de Zoológicos de la Ciudad de México), se tomó un espermatóforo de la colonia del Zoológico de Chapultepec, que al ser llevado al laboratorio de patología, fue macerado y colocado en un portaobjetos, en donde se tiñó con lugol con el objeto de observar la estructura general de los espermatozoides (Imagen 7.3).



Imagen 7.3: Espermatozoides teñidos con lugol en el Zoológico de Chapultepec (2004).

ESPERMATOGÉNESIS

Como patrón normal de un anfibio urodelo que habita en clima templado, como es el caso del ajolote de Xochimilco, se ha estudiado que el esperma madura durante el verano para ser liberado a los conductos deferentes a principios de invierno , para ser almacenados durante el invierno y liberados como espermátóforos durante la primavera., sin embargo se ha observado en cautiverio que no todos los machos se encuentran sincronizados con la estación y que el depósito del espermátóforo puede ocurrir en diferentes etapas del ciclo. (7)

En algunas colonias en donde se manejan condiciones ambientales artificialmente, manteniendo una temperatura baja y períodos de luz- oscuridad de 12 X12, se pueden obtener espermátóforos durante todo el año. (24)

El ciclo espermatogénico requiere de 60 días de la fase premeiotica al primer esperma maduro, y otros 60- 80 días antes de que el esperma sea liberado a los conductos deferentes (imagen 7.4). Aún no se conoce cuánto tiempo permanece el esperma viable en los conductos ni que factores del medio ambiente inician un nuevo ciclo de espermatogénesis. (7)

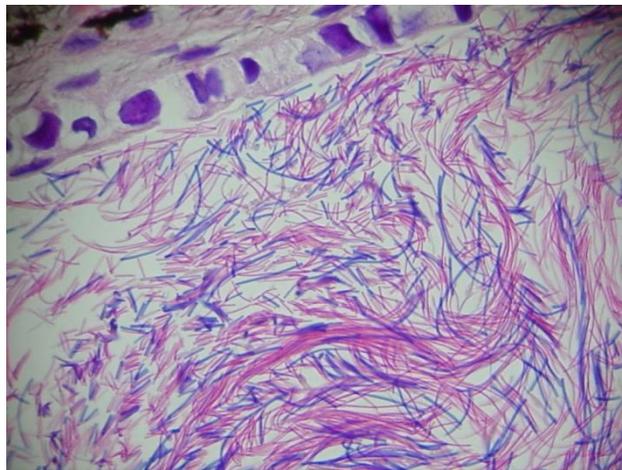


Imagen 7.4: Espermatozoides en conducto deferente- corte histopatológico
Foto tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2004.

OVOPOSICIÓN

Cuando la hembra ovoposita se observa muy activa, tarda aproximadamente 48 horas en depositar de 100 a 600 huevos, esta cantidad depende de la edad y de la condición corporal. Cada huevo es colocado cuidadosamente en una superficie, (imagen 7.5); al parecer la hembra es muy selectiva para ello, por lo general lo hace sobre ciertas plantas acuáticas y algunas raíces (24).



Imagen 7.5: Ovoposición sobre sustrato natural, Tomado en el Zoológico de Chapultepec, 2006.

VII. 2 Manejo reproductivo

De manera natural, la época reproductiva tiene lugar de diciembre a junio, aunque los criadores y pescadores de Xochimilco, mencionan que esto se lleva a cabo de noviembre a abril; probablemente está asociada al fotoperiodo (días más largos) y a la temperatura del agua.

En cautiverio, el factor del fotoperiodo puede ser determinante, se recomienda que se mantenga un periodo de luz de 12 horas por 12 horas de oscuridad y de esa manera se puede tener reproducción durante todo el año. En cuanto a época del año en condiciones de cautiverio se menciona que la reproducción es más exitosa al final del periodo natural,

es decir en marzo a junio (10), en la colonia del Zoológico de Chapultepec se ha logrado reproducción en todos los meses del año, dando las condiciones de luz y temperatura adecuadas a la época invernal.

Para lograr la reproducción es necesario cuidar ciertos aspectos, ya que no basta con juntar a la pareja, sino que es necesario crear las condiciones ideales: calidad del agua, temperatura, condición corporal de los ejemplares y de salud, que no estén estresados y con una buena alimentación. (19)

Se ha mencionado que la hembra escoge al macho, por lo que es a veces recomendable poner un número mayor de machos que de hembras, por ejemplo, 2 a 3 machos por una hembra. (44).

En Chapultepec se ha observado que al estar 2 machos en una pecera con una hembra, uno de ellos muestra mayor jerarquía; esto lo hace parándose encima del subordinado a la hora de la alimentación para que el de mayor jerarquía coma primero, además la zona de la cloaca en el dominante parece ser un poco más prominente. Sin embargo, también se va obtenido una reproducción exitosa colocando 2 hembras con un macho, o bien solamente la pareja.

Aún cuando la madurez sexual es alcanzada al año de edad, es recomendable escoger a individuos mayores a un año y medio de edad o bien mayores de 50 gr. para iniciar la reproducción, ya que a esta edad será más exitosa (Imagen 7.6).



Imagen 7.6: Ovoposición. Tomada en el zoológico de Chapultepec, 2009.

Durante la ovoposición, los machos se estimulan nuevamente y es común encontrar espermatozoides, después de este proceso se recomienda aumentar la cantidad de alimento a la hembra, para su pronta recuperación.

Antes de la eclosión de las larvas, se deben retirar los adultos, ya que éstos pueden llegar a comerlos.

VII.3 Desarrollo larvario, cuidados perinatales neonatales, larvarios y juveniles

Desarrollo larvario

Una de las características más sorprendentes de la incubación en la mayoría de los huevos de anfibios, incluyendo al ajolote de Xochimilco, es el hecho de que los huevos son transparentes y es posible observar el desarrollo embrionario.

El tiempo de incubación varía dependiendo de la temperatura ambiental. En el Zoológico de Chapultepec se observó un promedio de 12 días a una temperatura de 22 grados centígrados y un promedio de 16 días en una temperatura de 15 grados centígrados.

Algunas fotografías y dibujos sobre este desarrollo (45), se presenta a continuación (Imágenes 7.7 a 7.13):

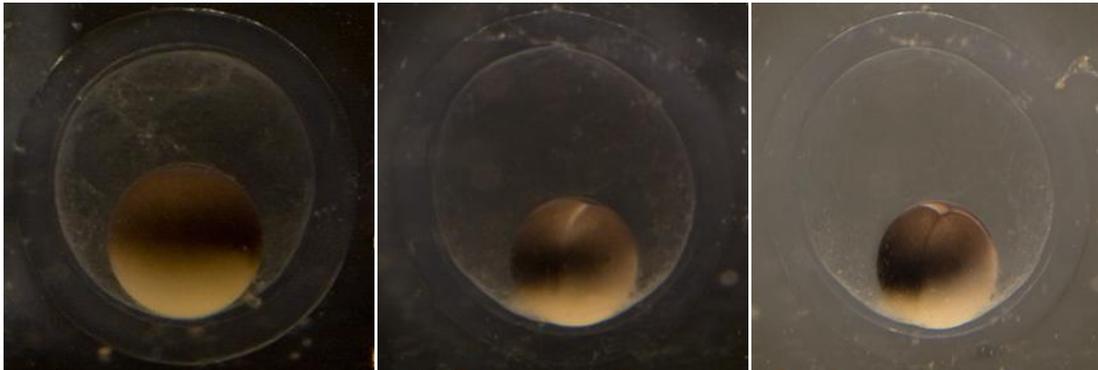


Imagen 7.7: Huevo recién ovopositado, primeras divisiones a las 2.5 horas

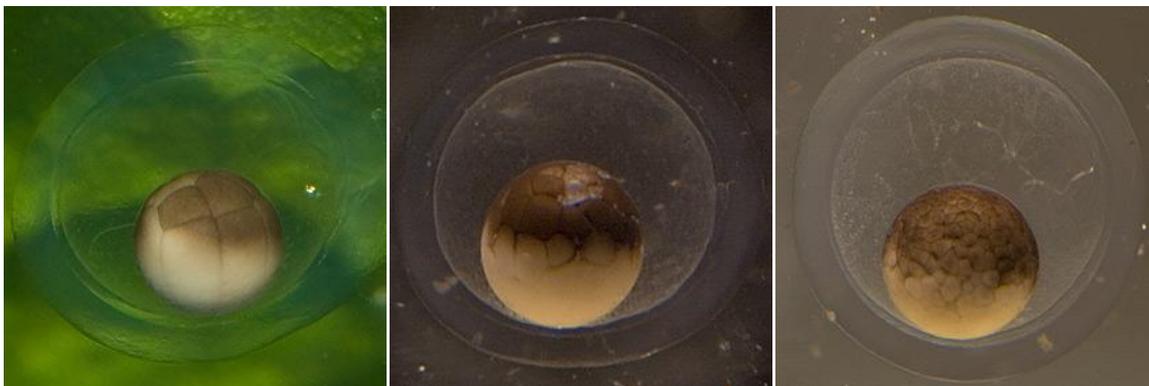


Imagen 7.8: División celular hasta 69 células a las 9 horas de ovoposición



Imagen 7.9: Blástula y gástrula, después de 48 horas de la primera división



Imagen 7.10: Nérula I, II y III, a las 69 horas de la primera división



Imagen 7.11: Desarrollo larvario hasta las 115 horas de la primera división

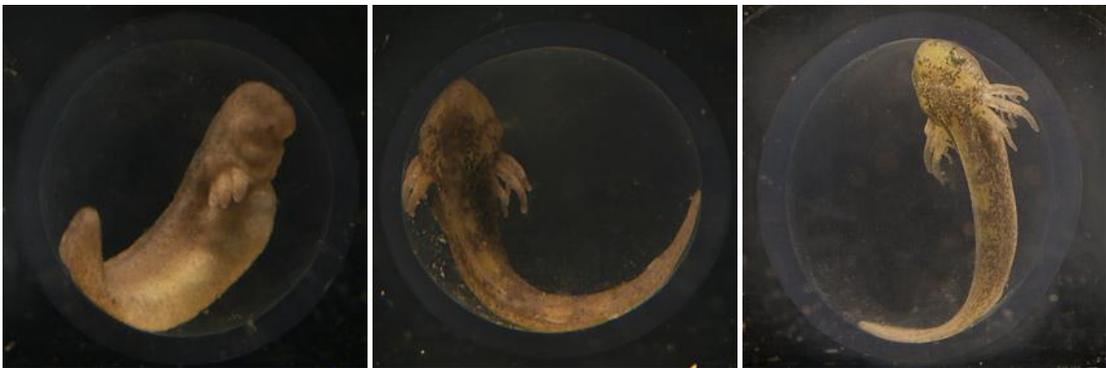


Imagen 7.12: última etapa de desarrollo antes de la eclosión. Fotos Wiener,2007



Imagen 7.13: Desarrollo embrionario de ajolote de Xochimilco en el zoológico de Chapultepec, 2009.

CUIDADOS PERINATALES:

Durante la incubación es importante mantener una buena calidad de agua, cubriendo todos los parámetros físico- químicos recomendados. De igual modo, es importante la aireación del agua, para incrementar la concentración de oxígeno disuelto. El tipo de sustrato también es importante, pues en ocasiones puede ser fuente de contaminación.

(Imagen 7.14)

El huevo consta de 3 capas y es permeable, lo que lo hace sensible a las sustancias disueltas en el agua.

En ocasiones los embriones mueren y se contaminan, es importante retirarlos, ya que pueden contaminar fácilmente a los embriones aledaños.



Imagen 7.14: Últimas etapas del desarrollo embrionario a los 14 días de incubación. Zoológico de Chapultepec, 2005.

CUIDADOS EN LA ETAPA LARVARIA Y JUVENIL

Está bien documentado en la literatura que en las crías de ajolote de Xochimilco la mortalidad es alta, la CONABIO reporta que sólo el 1% de las crías recién eclosionadas, llegan a la madurez sexual (aproximadamente al año de edad). (3)

Entre las principales causas de mortalidad se encuentran la susceptibilidad a enfermedades, sobretodo micóticas, se menciona que *Saprolegnia spp.* es uno de los

principales agentes que afectan a las crías, aunado a esto, esta especie tiende al canibalismo en etapas tempranas, por lo que las crías que se desarrollan más rápidamente se comen a sus hermanos más pequeños. (44)

Como medidas preventivas para disminuir la mortalidad en estas etapas críticas se debe tener cuidado en mantener una buena calidad de agua, alimentación adecuada sin contaminación, separarlos de acuerdo al tamaño y sin permitir que haya muchos ejemplares en el mismo acuario.

Calidad del agua:

Se deben respetar los parámetros físico- químicos antes mencionados, se ha observado que las crías son más delicadas al aumento o disminución de éstos.

En la colonia del zoológico de Chapultepec se han utilizado tres métodos diferentes para la preparación del agua para las crías:

- 1) Combinación de agua purificada (de garrafón) 60% con 40% de agua de la llave
- 2) Agua proveniente del estanque
- 3) Agua de la llave desclorificada y con azul de metileno.

Con el primer método se obtuvieron buenos resultados, aun que se llegaron a presentar algunos casos de micosis en las crías, el segundo no fue muy efectivo, se probó en 2 peceras, ambos grupos de larvas habían sido ovopositados en el estanque por lo que se pensó que esta podría ser el tipo de agua ideal, sin embargo se observó en la primera pecera (con 5 individuos) una mortalidad del 100%, y en la otra con 20 larvas una mortalidad del 60% en las 2 primeras semanas, por lo que se optó a cambiarlas a agua de la llave desclorificada.

El azul de metileno se comenzó a utilizar en los estanques de las crías, pues en un principio se observaron problemas micóticos por contaminación proveniente del alimento, en particular de la pulga de agua. Se empezó a añadir a mitad de la dosis recomendada para peces como preventivo y se han obtenido buenos resultados sin ver efectos negativos en los ajolotes.

En la colonia del Zoológico de Chapultepec se mantienen a las crías en grupos que se van separado de acuerdo al desarrollo de las larvas, ya que la especie presenta un periodo de canibalismo durante su etapa larvaria, a demás se observa que algunas crías se desarrollan más rápidamente que otras y lesionan o en ocasiones llegan a ingerir completos a sus hermanos.

Los cambios de agua se deben realizar con más frecuencia para mantener una buena calidad en el agua generalmente se realizan cada tercer día dependiendo del filtro y la carga animal.

La carga animal en las crías puede variar; en las primeras etapas después de la eclosión se pueden colocar hasta 50 individuos en una pecera de 40 litros, conforme van creciendo se deben ir separando de acuerdo al tamaño. Por lo general en las crías que comienzan a crecer más rápido (imagen 7.15 y 7.16), se recomienda alojarlas en un acuario pequeño de 10 o 20 litros ya que si se coloca con otros de su mismo tamaño pueden llegar a presentarse agresiones severas hasta matar al contrario, esto con sus excepciones. Se ha observado que al tratar de juntar estas crías antes de los 6 meses de edad se presentan agresiones, si se juntan después de los 6 meses hay menor probabilidad.



Imagen 7.15: Se observan crías recién eclosionadas y huevos aún sin eclosionar , pudiendo colocar muchos individuos en un solo acuario. Foto tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2004



Imagen 7.16: Crías de la misma edad, se observa diferencia en el desarrollo de algunas larvas, pudiendo éstas agredir a las más pequeñas. Foto tomada en el zoológico de Chapultepec, 2004.

El canibalismo en los ajolotes es muy marcado en las primeras etapas de vida, representa un factor importante dentro de las causas de mortalidad en los primeros meses

de vida. Creo que es importante tomar en cuenta de que se trata de un proceso natural, observándose que por lo general los individuos agredidos son los que presentan menor desarrollo o bien retardo en éste, y por este proceso, se eliminan a los individuos genéticamente menos deseables. Sin embargo ya que se trata de una especie importante en peligro de extinción, en cautiverio se requiere aumentar la tasa de supervivencia; para esto es necesario separar al ajolote agresor lo más pronto posible, para evitar el menor número de pérdidas posible. Las crías agredidas por lo general presentan lesiones severas en miembros y cola, observándose en algunas ocasiones huesos expuestos, estas heridas, tomando en cuenta la posible inmunodepresión, se infectan con mucha facilidad, principalmente por bacterias y hongos, por lo que lo primero a hacer es limpiar las heridas y colocar al ajolote en tratamiento preventivo antibiótico y antimicótico, de esto se hablará más ampliamente en el siguiente capítulo.

Para ayudar a disminuir el canibalismo se pueden colocar algunos implementos como rocas, vegetación (Imagen 7.17), tubos de PVC u otros para hacer escondites para proporcionar un ambiente enriquecido en donde las crías más pequeñas tengan mayor oportunidad.



Imagen 7.17: Sustratos diferentes para disminuir el canibalismo

La alimentación de las crías en los primeros días de vida (Imagen 7.18) se recomienda que sea a base de pequeños animales como los nauplios de artemia salina, pocos días después con pulga de agua, hay que siempre tomar en cuenta el tamaño y la dimensión de la boca para elegir el alimento adecuado, aproximadamente al mes de edad se puede ir añadiendo a la pulga artemias adultas que irá sustituyendo paulatinamente la dieta hasta convertirse en el alimento principal durante los primeros meses de vida , durante los primeros seis meses se puede también ofrecer en algunas ocasiones tubifex, teniendo cuidado en enjuagarlo bien, pues puede contener gran cantidad de parásitos y bacterias .

La alimentación con pulga de agua en las crías es muy importante para su desarrollo por su alto porcentaje proteínico, sin embargo se debe tener cuidado en la calidad del alimento pues son organismos vivos que pueden por si mismos o por el medio en el que vienen transmitir algunos patógenos que causen bajas.



Imagen 7.18: Recién eclosionado. Zoológico de Chapultepec, 2010

En la colonia del Zoológico de Chapultepec se documentó el caso de un grupo de crías que mostraron alta mortalidad; con el fin de encontrar si había algún error en el manejo, se desarrolló el caso de la siguiente manera:

Crías pecera 11

4/Nov/03: Ovoposición. Se prepara pecera sin grava con 60% de agua de garrafón y 40% de agua desclorificada, se coloca una rama de Elodea con 18 huevos.

5/Nov/03 : Se colocan más huevos haciendo un total de 172, se toman parámetros físico-químicos del agua: pH= 7.5, KH= 4, GH= 4, T° = 20.7 °C

14/Nov/03 : Eclosiona uno.

16/Nov/03: Los huevos se observan más transparentes que en otras peceras, y casi no se han encontrado huevos blanquecinos

18/Nov/03: Continúa la eclosión (menor que en otras peceras)

19/Nov/03: Se observa mucho más eclosión, se comienza a alimentar con pulga de agua.

20/ Nov/03 : Sólo quedan 15 huevos sin eclosionar, a partir de ese día se da de comer diario pulga y 3 veces a la semana nauplio de artemia.

21/Nov/03: Quedan 2 huevos sin eclosionar, se retiran 5 crías y se pasan a la pecera 3.

1/Dic/03: Hay aproximadamente 85 individuos en el acuario.

9/Dic/03: Se hace cambio 30% de agua (3:1 agua preparada: agua de garrafón)

11/Dic/03: Se observan varios individuos con la cola doblada, se separan cuatro crías en un vaso con acriflavina y sal + 1 que casi estaba muerta.

Cambios 100% de agua. Hay 78 individuos en la pecera + 5 individuos en vaso.

14/Dic/03: Se sacan 4 crías muertas (3 encontradas en la mañana y 1 en la tarde) se añaden 2 puñitos de sal y 3 gotas de acriflavina, se observan 5 crías con la cola doblada. Se encuentra muerta la cría del vaso B

16/Dic/03: Se encuentran 3 crías muertas, cambio 30% de agua .Las crías muertas se observan con la cola doblada y cubiertos por algodoncillo.

17/Dic/03: Se observan muchas crías con la cola doblada y con algodoncillo. Se encuentran 21 crías muertas.

Se lava la pecera , cambio 100% de agua, pecera con tratamiento de 4 gotas de acriflavina más 2 puñitos de sal . se quedan en la pecera los más viables y los más enfermos se pasan a 5 vasos:

Vaso 1 : los que se veían en muy mal estado: cola doblada, cuerpo encorvado, zona algodonosa en el cuerpo

Vaso 2 y 3: problemas de flotación.

Vaso 4 : cola doblada, problemas de flotación.

Vaso 5 : cola doblada, zona algodonosa en cuerpo.

Todos son tratados con 0.02 ml de acriflavina y un puñito de sal.

Hay 25 individuos en pecera y vasos.

Signos observados:

- Cola doblada (Imagen 8.19)
- Problemas de flotación
- Cuerpo encorvado (a veces con cola doblada)
- Zonas algodonosas en el cuerpo
- Estómago vacío
- Falta de actividad y anorexia.



Imagen 7.19: Crías pecera 11, algunas presentaban la cola doblada como signo de enfermedad

RESUMEN CRÍAS 1103-M4H5 DEL 4-NOV-03 AL 9-FEB-04

Ovoposición : 4- Nov-03

Número de huevos: +- 542

Número de huevos viables: +- 437

Eclosión : 21- Nov-03

Días de incubación: +- 17 días

Número de crías a los 11 días de edad: +- 292

27 - Nov : 1ª semana

4 - Dic : 2ª semana

11 - Dic: 3ª semana

18 - Dic: 4ª semana

25 - Dic : 5ª semana

1 - Ene : 6ª semana

8 - Ene : 7ª semana

15 - Ene : 8ª semana

22 - Ene : 9ª semana

30 - Ene : 10ª semana

7 - Feb: 11ª semana

semanas críticas

semanas críticas según la literatura

semanas críticas en el Zoológico de Chapultepec.

número de crías a los 80 días de edad: 112

número de crías muertas a los 80 días: 180

Según la literatura (CONABIO) de la 3ª a la 6ª semana es la etapa crítica en la que hay una mortalidad de casi el 90% de las crías, a partir de la 7ª y hasta los 200 días de edad hay una mortalidad del 3% al 0.5 %. (3)

En el Zoológico de Chapultepec se observó que la etapa crítica se presentó de la 4ª a la 8ª semana de edad con una tasa de mortalidad del 60% por lo tanto una tasa de sobrevivencia del 40%, en 2003.

La temperatura se mantuvo constante en un promedio de 18° C. Se realizaron cambios de agua parciales y totales con regularidad (de 8 a 15 días), se fue sustituyendo el agua de garrafón por agua de la llave con anticloro y azul de metileno, al día 9 de febrero en su totalidad se cambió por este tipo de agua, todas las peceras contaron con aereación constante y grava, ya que se ha observado que esta última es útil para esconderse, disminuye el estrés y el canibalismo. Además las peceras con grava mostraron menor mortalidad.

La dieta ha sido variada: pulga de agua, nauplio de artemia y artemias pequeñas, se les alimenta de 2 a 3 veces por día, diariamente.

A pesar de esto se ha observado un poco de canibalismo por lo que se pusieron en grupos con un número menor de individuos, se colocaron en grupos del mismo tamaño y se les administró alimento varias veces en el día.

Desde 2003 hasta 2009, se han tenido 19 puestas registradas, manteniendo una población estable dentro de las instalaciones del Zoológico de Chapultepec.

El seguimiento del desarrollo de las crías nacidas en el Zoológico de Chapultepec, han permitido la mejora y una mayor tasa de viabilidad y sobrevivencia en la misma institución, mejorando la calidad de agua y alimentación, logrando hasta un a tasa de sobrevivencia del 70% en 2007.

CAPITULO VIII: MEDICINA VETERINARIA APLICADA AL AJOLOTE DE XOCHIMILCO

VIII.1 Medicina preventiva

Una de las partes más importantes para la conservación y reproducción de la especie, es la capacidad de mantener colonias sanas en cautiverio, para lo cual es fundamental llevar un programa de medicina preventiva. Esto incluye llevar un buen manejo de la higiene, calidad de agua, número de individuos por pecera, alimentación, revisión de los individuos diariamente, pesarlos, medirlos, realizar exámenes coproparasitológicos y llevar un buen registro tanto del manejo como de los individuos. De la mayor parte de estos puntos se habló en los dos capítulos anteriores.

Para iniciar un programa de medicina preventiva es importante conocer las principales enfermedades que afectan a *Ambystoma mexicanum*, para tomar las decisiones adecuadas, tomando en cuenta que algunas de ellas pueden producir bajas importantes en las colonias de ajolotes.

VIII.2 Enfermedades más comunes:

Como la mayoría de las especies de fauna silvestre es difícil observar signología de enfermedad, ya que estas se hacen más evidentes cuando se trata de un proceso avanzado, a demás si se toma en cuenta que en esta especie no podemos observar algunos signos como diarreas, vómitos, secreciones respiratorias dada la biología y la fisiología de la especie, esto nos hace más difícil la tarea de saber qué problema específicamente presenta el ajolote. Sin embargo en esta especie también es factible realizar pruebas de laboratorio para determinar algunos agentes etiológicos que afectan a

los ajolotes. Existe muy poca información en la literatura específica de las enfermedades que presentan los ajolotes, aunque se ha observado que llegan a presentar afecciones comunes a peces y reptiles y por supuesto a anfibios en general.

El conocer las causas de mortalidad y la principales enfermedades que afectan a una colonia en cautiverio, permiten tomar medidas preventivas acertadas para aumentar la viabilidad de los ajolotes. (Imagen 8.1)

A continuación se presentan las principales enfermedades referidas en la literatura y las presentadas en el Zoológico de Chapultepec.

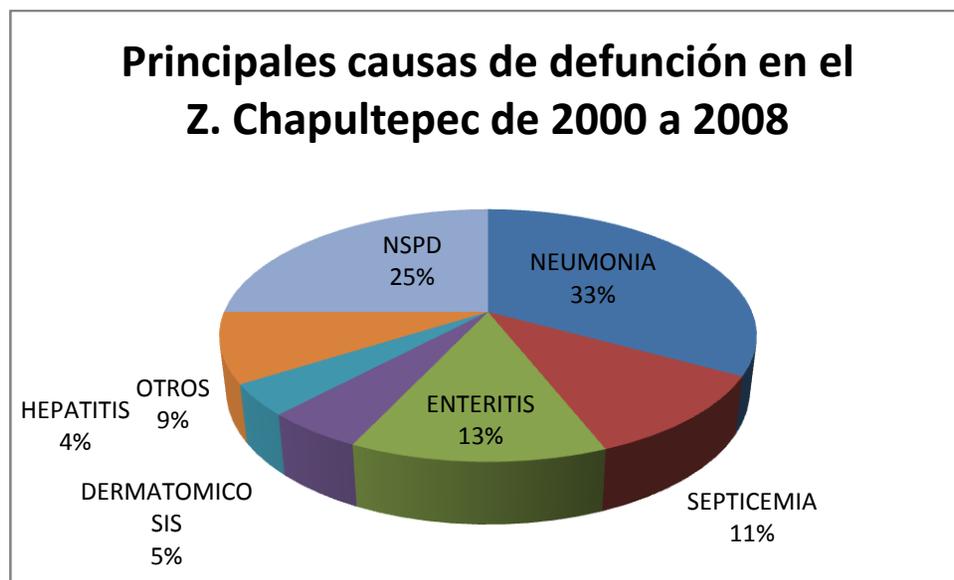


Imagen 8.1: Principales causas de defunción en el Zoológico de Chapultepec del año 2000 al 2008, n= 100

NSPD (no se pudo determinar)

ENFERMEDADES NO INFECCIOSAS:

Entre las enfermedades no infecciosas podemos encontrar: irritación en piel, traumatismos causados por objetos o congéneres, ingestión de cuerpos extraños, flotación anormal por efecto de la temperatura, y aunque aún no muy definido neoplasias y malformaciones.

Las principales causas de que estas se presenten son: mala calidad de agua, hacinamiento, nutrición inadecuada, inadecuado control de la temperatura y otros agentes estresantes. (7)

MALA CALIDAD DEL AGUA:

Como ya se mencionó anteriormente, la calidad del agua es básica para el mantenimiento saludable de los ajolotes, se deben mantener los valores ideales y evitar el acumulo de materia orgánica con un buen filtrado o cambios frecuentes. Los ajolotes que sufren una intoxicación por el aumento de desechos nitrogenados pueden presentar incremento en la secreción de moco, pérdida del tejido dérmico y de las branquias, ojos protuberantes y nublados, hemorragias internas y crecimiento lento y reducido, también pueden presentar incremento en la frecuencia en la que toman su burbuja de aire. Un repentino incremento en la concentración de desechos nitrogenados puede ser mortal si no se solucione el problema lo más pronto posible. Una mala calidad del agua de manera crónica inmunodeprime al ajolote y lo puede hacer susceptible a problemas infeccioso con facilidad.

El aumento o descenso repentino del pH también puede causar lesiones observándose mudas excesivas (Imagen 8.2) y constantes, depresión y anorexia. En cuyo caso es

necesario restablecer el nivel de pH, ya sea con químicos comerciales o con cambio de agua.

Un pH alto favorece las formas más dañinas de algunas toxinas potenciales como el amoníaco, en el caso contrario la nitrificación puede producir ácidos, lo que baja el pH. Un pH bajo puede llegar a provocar daños en la piel o bien que el animal comience a mudar de piel, (28) como se llegó a observar en el Zoológico de Chapultepec con dos ejemplares en cuyo acuario bajó súbitamente el pH a 5, en los cuales la muda de piel fue muy notoria (imagen 8.3), no se supo con exactitud qué provocó este descenso, sin embargo se trató de corregir el problema agregando sal para acuario, el pH aumentó solo un poco, así que se decidió hacer un cambio total de agua para corregir totalmente el problema, observándose una mejoría notoria en los ajolotes.



Imagen 8.2: Este ejemplar muestra muda de piel causada por encontrarse en un acuario con un pH de 5.

Foto tomada de la colonia del Zoológico de Chapultepec, 2003



Imagen 8.3: Muda excesiva por bajo pH. Foto tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2003.

Cuando el pH varía, la literatura referente a acuarios recomienda el uso de amortiguadores o adaptadores comerciales que utilizan fosfato de ácido sódico para aumentar la acidez y bicarbonato de sodio para incrementar la alcalinidad. (25)

Como medida preventiva, el mantener una adecuada calidad de agua para los ajolotes es la parte más importante, aún cuando para este fin se basa en los parámetros utilizados en peces de acuario, se debe tomar en cuenta como una ventaja, que el ajolote es resistente a cambios totales de agua, siendo esto una práctica común y práctica para mantener el agua en buenas condiciones. (44)

HACINAMIENTO:

Este problema va muy relacionado con la calidad de agua, ya que si hay un gran número de individuos por acuario, la cantidad de desechos nitrogenados será mucho mayor y aún cuando se cuenten con filtros, éstos pueden llegar a rebasar su capacidad de funcionamiento, generando una mala calidad del agua, que nos conlleva a los problemas antes mencionados.

Otro factor importante a considerar sobre todo en las etapas juveniles, es el canibalismo, lo que puede ser causa importante de bajas o de individuos lesionados, estas lesiones se

pueden contaminar con facilidad principalmente con hongos, por lo que es recomendable limpiar bien las heridas (imagen 8.4) con un hisopo, separar al ajolote e iniciar la terapia preventiva con antimicóticos y antibióticos.



Imagen 8.4: Heridas por canibalismo. Foto tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2005

DIETA INADECUADA:

Aún cuando en la práctica en el Zoológico de Chapultepec, no se confirmó ningún padecimiento relacionado con una dieta poco apropiada, en la literatura se mencionan los siguientes problemas nutricionales relacionados directamente con anfibios y que pueden afectar a los ajolotes:

DEFICIENCIAS NUTRICIONALES

- Hipovitaminosis A:

Signología: problemas oculares, principalmente infecciones, no atrapa a la presa. Esta deficiencia ha sido observada principalmente en la rana de Wyoming, en donde también se le llamó síndrome de la lengua corta. El diagnóstico se realiza mediante histopatología. La dosis de vitamina A para anfibios es de 2 UI/gr cada 72 horas o 1 UI/gr cada 72 horas por vía oral.

- Enfermedad metabólica ósea:

Hiperparatiroidismo nutricional secundario, se presenta debido a deficiencias de vitamina D3, al no presentarse un balance adecuado de las vitaminas A, D y E, a deficiencias de calcio o bien al exceso de calcio en la dieta. Se observa signología muy similar a la mostrada en reptiles, en ranas jóvenes es común observar deformidades espinales. En animales hipocalcémicos se observa tetania o miembros flácidos, y en algunos casos hidroceloma. Aún faltan más estudios para determinar las necesidades de calcio específicas para las diferentes especies de anfibios, en la práctica se ha observado que probablemente no sea necesario suplementar calcio todo el tiempo, en cuanto a la iluminación y exposición a los rayos UV, aun no se ha logrado determinar si es tan necesario como lo es en reptiles. El carbonato de calcio no es muy recomendable en anfibios, es mejor el lactato de calcio.

- Lipidosis córnea:

Ocasionado por elevado colesterol en la dieta y un exceso de calorías; se observa xantomatosis en ojo y cavidad, disminuye la actividad y los eventos reproductivos. Para diagnosticar se pueden tomar muestras de sangre. Para prevenir se recomienda dieta variada, con insectos o crustáceos no alta en grasas y carbohidratos, se recomienda aumentar la actividad.

- Obesidad:

Por dietas altas en calorías y grasa, así como baja actividad, se presentan problemas similares a otras especies. Los animales presentan problemas metabólicos generales, no son buenos reproductores y su expectativa de vida disminuye.

- Caquexia:

Puede ser secundario a un choque térmico en el que dejan de funcionar enzimas y proteínas, no funciona el aparato digestivo correctamente, o bien como problema

secundario a dietas bajas en calorías. Los animales se observan con pobre masa corporal y poco activos.

- Gota:

Asociado con deshidratación crónica, es más común en ranas arborícolas, el tratamiento es largo y no hay buenos resultados. (38)

ENFERMEDADES INFECCIOSAS

Enfermedades parasitarias:

Protozoarios:

Opalina spp.

Subphylum: Opalinata Orden: Opalizada

Descripción: Trofozoito de tamaño variable, midiendo más de 500µm de largo, posee pequeños y numerosos cilios, aplanada a lo largo y con numerosos núcleos; se reproduce asexualmente por fisión binaria.

Huéspedes: ajolote de Xochimilco (Duhon) (7), además de algunos reptiles

Localización en el huésped: Colon

Ciclo de vida: directo, Transmisión: Por ingestión del organismo en heces

Signología: Ninguna Diagnóstico: Por demostración de ooquistes o trofozoitos microscópicamente en heces frescas, a través de exámenes coproparasitológicos

Tratamiento: No reportado, se considera un parásito no patógeno (46)

Este parásito ha sido reportado en la colonia de la Universidad de Indiana por Duhon (7), y también se ha observado con regularidad en la colonia del Zoológico de Chapultepec (Imagen 8.5)

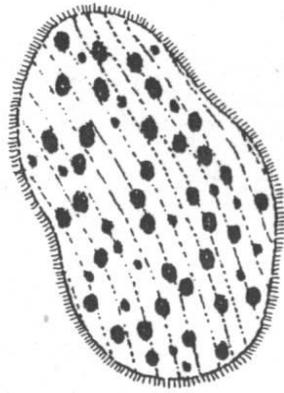


Imagen 8.5: *Opalina* spp., observado en el Zoológico de Chapultepec, teñido con MIF a 40X

Costia necatrix

Este protozooario ha sido reportado en la colonia de la Universidad de Indiana por Duhon (7), en la colonia de la FES Iztacala por Maya (35) y se observó en la colonia del Zoológico de Chapultepec.



Imagen 8.6: *Costia necatrix* Técnica de Gram a 100 x, tomado en el Zoológico de Chapultepec

Observado en anfibios acuáticos. Este parásito también afecta a peces, principalmente a las carpas. *Costia necatrix* pertenece al orden *Protomonadina* de la familia monadidae.

Se alimenta de las células epiteliales y del moco de la piel, es capaz de nadar libre por algún tiempo, pero usualmente muere en una hora después de dejar al hospedero. Responde a las malas condiciones formando cystos. La infección se dispersa por transferencia activa del parásito de un individuo a otro, así como el transporte de cystos del ambiente al individuo.

La temperatura es poco importante en la epizootología de la costiasis, ya que se puede encontrar en temperaturas de varían de 2 a 29 grados centígrados. La temperatura óptima para su reproducción, sin embargo, va de los 24 a 25 grados centígrados.

Costia necatrix fue observado con más frecuencia en ambientes ácidos , cuando el pH tiende a ser menor a 6, sin embargo, se atribuyó esto , no a la influencia directa benéfica de la acidez en el parásito, si no al daño que causa en los tejidos del epitelio,(Imagen 8.6) favoreciendo la reproducción del parásito.

Es común encontrarlo junto con otros parásitos. Se adhiere a las branquias y piel, alimentándose de las células epiteliales, causando irritación, mayor producción de moco y en casos extremos trauma epitelial (Imagen 8.7). Todos estos cambios traen consigo consecuencias respiratorias. La infección severa se reconoce por la pérdida general de la piel, en un principio por puntos opacos y luego por áreas blanquecinas cubriendo la piel, causada por una alta producción de moco.

Esta enfermedad se puede presentar en animales inmunodeprimidos y estresados, algunos autores mencionan que puede ser parte de la flora normal de algunos anfibios. La costiasis se puede tratar con baños de formalinadiluida 9 ml de formalina al 10% en 6 litros de agua, baños por una hora, y el ajolote debe permanecer después en solución Holtfreter al 50% por una semana. Otro tratamiento son baños de solución de cloruro de sodio al 5% por 5 minutos

Como profiláctico este último método es poco eficaz, ya que elimina las etapas tróficas del parásito, dejando intactos los cystos. Es por esto que se recomienda aplicar baños con intervalos de 5 a 8 días, hasta que el parásito sea completamente eliminado.

También es importante reducir el estrés y mantener a los ajolotes en óptimas condiciones, así como separar a los animales enfermos. Otro punto importante para la profilaxis de la costiasis es la desinfección de peceras y equipo, así como el tratamiento y cuarentena del alimento. (2)

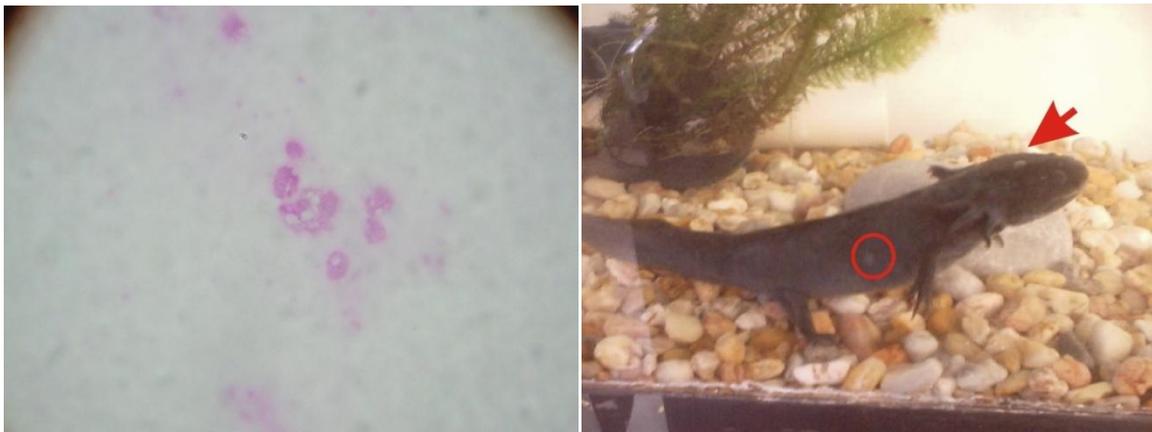


Imagen 8.7: Citología de piel, teñido con papanicolao. Lesiones en ajolote. Tomadas en el Zoológico de Chapultepec, 2004.

Protoopalina spp.

Descripción: Protozooario circular subcircular en sección transversal, posee 2 núcleos; es variable su tamaño, pero siempre mayor a 400 μm . (Imagen 8.8)

Hospederos: Anfibios, incluyendo al ajolote de Xochimilco, también ha sido reportado en algunos reptiles.

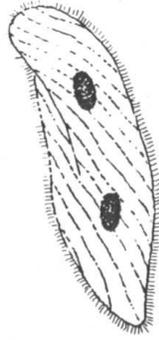


Imagen 8.8: *Protoopalina* spp. Tomada de Barnard, 1994.

Localización en el huésped: Cloaca, ciclo de vida: Directo, transmisión: Por ingestión
ooquistes del medio ambiente .Signología: Probablemente no patógeno

Diagnóstico: Por demostración del organismo microscópicamente en contenido cloacal

Tratamiento: No requerido, no se considera patógeno (46)

Reportado en *Ambystoma mexicanum* por Hoof (47) y observado en la colonia del
Zoológico de Chapultepec. (Imagen 8.8)

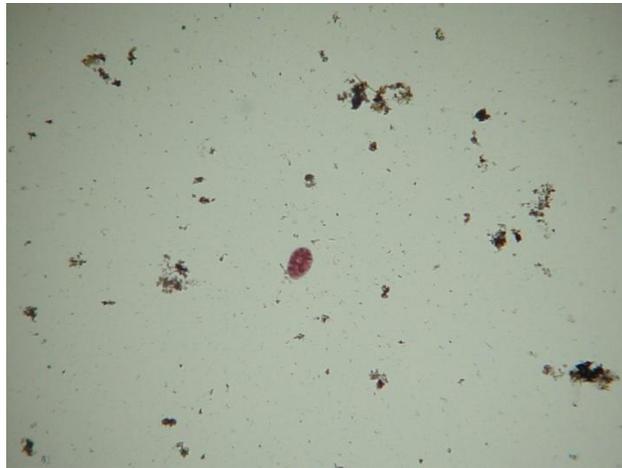


Imagen 8.8: *Protoopalina* sp. Muestra teñida con MIF, Zoológico de Chapultepec, 2004

Hennyguya spp.

Phylum: Mixozoa. Son parásitos de poiquiloterms (principalmente peces), se localiza en el intestino, riñones, vejiga urinaria y otros órganos. Las esporas son multicelulares en origen y están compuestas de 2 a 6 válvulas que envuelven de 1 a 6 usualmente 2) capsulas polares, cada una con un filamento polar, con estos se ayudan a penetrar en las paredes del intestino (Imagen 8.9). Desarrolla un trofozoito multinucleado (plasmodium) en los tejidos o en el lumen.

Los peces son los principales hospederos de éstos, sin embargo, los anfibios y reptiles acuáticos (tortugas, etc.) también son potenciales hospederos (48) . Es por esto que si se ofrecen peces como alimento, se debe conocer su origen y tomar medidas preventivas como cuarentena y desparasitación, para evitar la transmisión a los ajolotes.

Este parásito fue reportado en ajolotes en la colonia de la FES Iztacala por Maya. (35)

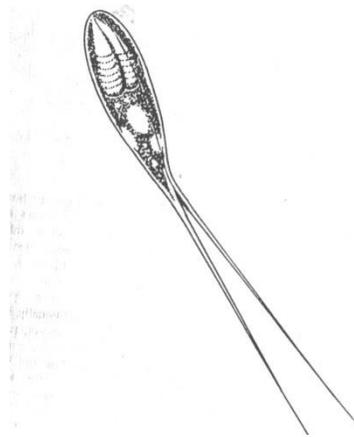


Imagen 8.9: *Hennyguya spp.* Tomada de Barnard, 1994.

Proteromonas spp.

Orden: proteromonadida

Descripción: Trofozoito piriforme (de 10 a 30 μm) y posee 2 flagelos anteriores: uno dirigido hacia delante y otro hacia atrás (Imagen 9.10). La reproducción es por fisión binaria. Las especies se diferencian por la localización de sus núcleos y la localización, tamaño y forma del mitocondrion.

Huéspedes: Varios lagartos, serpientes, tortugas y ajolote de Xochimilco (47)

Localización en el huésped: Intestino grueso, ciego y cloaca. Ciclo de vida: Directo

Transmisión: Por ingestión de oocistos. Signología: No se han reportado efectos patógenos

Diagnóstico: Por demostración del organismo microscópicamente en heces (46)



Imagen 8.10: *Proteromonas lacertae*. Tomada de Barnard, 1994.

Chilomastix spp.

Orden: retortamonadida

Descripción: Trofozoitos piriformes con 3 flagelos anteriores y uno cuarto, corto en el citostoma (Imagen 8.11). Huéspedes: Varios lagartos, grandes serpientes, chelonias y ajolote (47)

Localización en el huésped: Tracto intestinal. Ciclo de vida: Directo

Transmisión: por ingestión de oocistos. Signología: no patógeno

Diagnóstico: Por demostración microscópica de trofozoitos u oocistos en heces frescas

Tratamiento: no requerido (46)

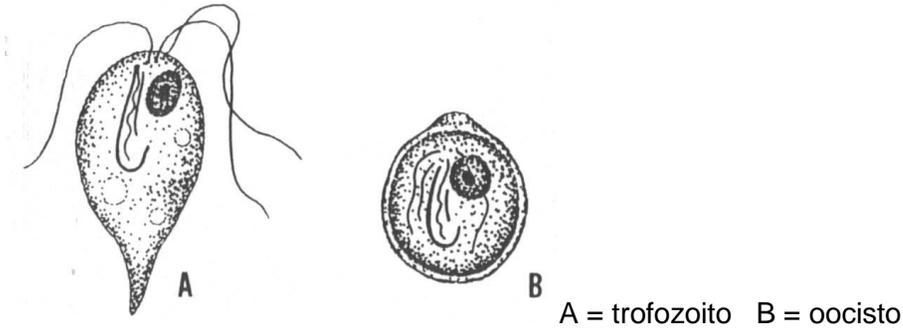


Imagen 8.11: *Chilomastix* spp. Tomada de Barnard, 1994.

Balantidium spp.

Phylum : ciliophora

Orden: vestibulifera. Descripción: Ciliado oval a elipsoideo con un cytostoma largo y densamente ciliado en la cavidad oral, mide 60 μm por 40 - 45 μm ; tiene macronucleos alargados y pequeños micronúcleos, tiene cilios somáticos uniformemente.

Huéspedes: Tortugas, lagartos, serpientes y ajolote (*Ambystoma mexicanum*) (47)

Localización en el huésped: Intestino. Ciclo de vida: Directo. Transmisión: por ingestión de oocistos infectivos.

Signología: colitis, potencialmente patógeno en grandes número o en asociación con otros parásitos patógenos.

Diagnóstico: Por demostración de trofozoitos u oocistos microscópicamente en heces

Tratamiento: Ninguno indicado, a menos que cause aparente daño, entonces se trata como amibiasis con adición de tetraciclinas a dosis de 25- 50 mg/kg de PV. De 5 a 8 días.

(38)

Lerneae spp.

Lerneae spp. es un crustáceo copépodo, que es comúnmente parásito externo de peces tanto de agua dulce como salada, la especie más importante de éste género es *L. cyprinacea*.

Se observa como un gusano en forma de ancla adherido a la piel del animal. El estadio que normalmente se observa es la hembra adulta de hasta 22mm de longitud. Es un crustáceo altamente adaptado cuya cabeza tiene forma de ancla que penetra la piel del hospedador para establecer una fijación muy fuerte y lesiva. El cuerpo del parásito semeja a un gusano, con apéndices vestigiales y un par de sacos ovígeos en el extremo posterior. Hay tres fases de nauplio seguidas por cinco fases de copepodios: la fijación del parásito al hospedador sucede en la fase tres, cuando se produce la fertilización. El macho muere mientras la hembra sufre una metamorfosis y penetra en el tejido del hospedador. El parásito no sobrevive bien a bajas temperaturas y no puede reproducirse por debajo de los 15 grados centígrados. Por lo tanto es más problemático en aguas cálidas o en épocas del año en las que se eleva la temperatura.

Lerneae spp. se alimenta activamente de los tejidos del hospedador y ocasionalmente provoca la formación de un granuloma alrededor del lugar donde se alimenta. En los lugares en que el parásito penetra en la piel, se observa a menudo inflamación y hemorragia. Los animales afectados muestran signos de irritación, letargia y pérdida de la condición corporal. Las heridas causadas por el parásito son propensas a sufrir infecciones secundarias. (48) (49)

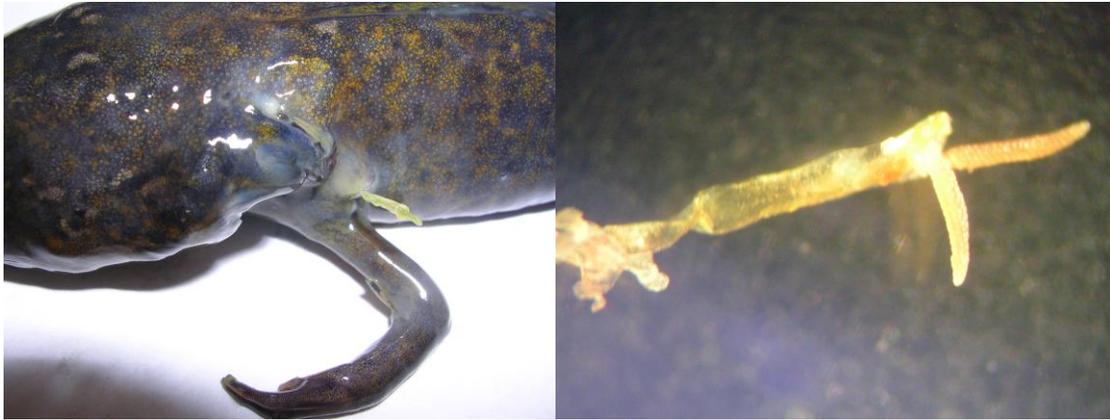


Imagen 8.12: *Lerneae spp.*, diagnosticada en el Zoológico de Chapultepec, 2006

En el Zoológico de Chapultepec se presentaron casos de lerneasis; se observaron las estructuras parasitarias principalmente en la zona de las branquias, miembros anteriores y posteriores, (Imagen 8.12) y algunas estructuras en la zona ventral y lateral a lo largo del cuerpo. Como signología se presentó: baja considerable de la condición corporal, letargia, anorexia e inmunodepresión, esto fue notorio ya que algunos animales, los más afectados a demás empezaban a presentar un cuadro de micosis cutánea.

El diagnóstico se llevó a cabo con la observación directa del parásito en el microscopio estereoscópico. Como tratamiento, se retiraron manualmente los parásitos con ayuda de una pinza, teniendo cuidado de sacar al parásito completo, se realizaron curaciones tópicas con verde malaquita y de aplicaron ivermectinas a dosis de 0.2 mg/ kg de peso.

Nemátodos

Entre los principales reportados en el ajolote de Xochimilco, encontramos:

Gusanos pulmonares: *Rhabdias*. Puede causar neumonía en anfibios en cautiverio. Los anfibios pueden ser fuente de infección para algunos reptiles, cuando éstos les sirven de alimento, por lo que debe ser tomado en cuenta en la medicina preventiva. Se pueden observar las fases adultas en los pulmones de los anfibios. las larvas usualmente se

encuentran en el tracto gastrointestinal. Como tratamiento se recomienda la aplicación de ivermectinas a dosis de 200 a 400 microgramos por kilogramo, oral o subcutáneo.

Capilaria: El género *Xenopus*, es el más susceptible a la infección. Como signos, se puede observar irritación y manchas en la piel, esta infección puede predisponer a infecciones bacterianas, que pueden producir la muerte del anfibio. Para el diagnóstico se realizan raspados de piel, observando estos pequeños nemátodos de 2- 4 mm. El tratamiento principal es con ivermectinas, o la administración de fenbendazol por vía tópica a dosis de 30 mg/kg.

Entamoeba: *Entamoeba maritimus*. Ha sido reportada en *Bufo maritimus*, en las cuales se observado nefritis supurativa, en otras especies de anfibios se ha observado diarrea, pobre condición corporal e infecciones mixtas con flagelados, ciliados y amibas. El tratamiento más indicado es a base de metronidazol a dosis de 50 mg/kg. (38)

Enfermedades micóticas

Saprolegnia spp.

Es un Oomyceto, patógeno oportunista muy común en ambientes acuáticos. Se caracteriza por que se observan crecimiento algodonoso sobre la piel y las branquias de los animales afectados (imagen 8.13). Como muchos oomycetos tiene un ciclo de vida complejo que incluye multiples etapas durante la reproducción sexual y asexual de este como son oosporas, zoosporas, gema e hifa. Algunas esporas se observan dentro de paredes delgadas que resisten a climas y ambientes extremos (oosporas), mientras que otras se observan flageladas y nadan libremente (zoosporas). (49)

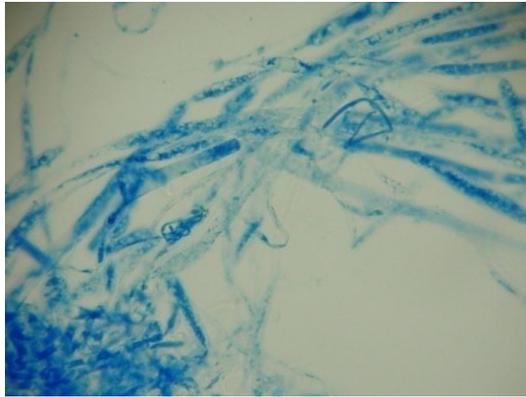


Imagen 8. 15: Muestra teñida con azul de algodón se observan hifas que corresponden con la morfología de *Saprolegnia*. Foto tomada en el Zoológico de Chapultepec.

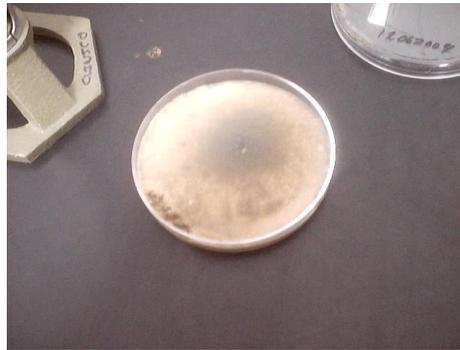


Imagen 8.14: Muestra sembrada en agar Biggy. Tomada en Z. Chapultepec, 2003

Saprolegnia, afecta a muchos organismos acuáticos, principalmente peces, aunque ha sido reportado en anfibios y es muy común encontrarlo en el ajolote de Xochimilco.

Los signos de saprolegnia en los ajolotes incluyen: manchas algodonosas blanquecinas en piel y branquias, letargia, anorexia, estrés respiratorio, pérdida de peso y mortalidad.

Para el diagnóstico se realizaron improntas de las zonas afectadas y toma de biopsia, principalmente de branquia, para su posterior cultivo en medio Biggy, (Imagen 8.14) una vez que hubo crecimiento, se tomó una muestra, tiñéndola con azul de metileno y observando al microscopio las estructuras, realizando el diagnóstico por morfología.

(Imagen 8.15)

Existen diversos tratamientos, se recomienda el uso de verde malaquita a dosis de 67 mg/litro de agua en un baño no mayor de 15 segundos, en el zoológico de Chapultepec hemos observado, que el verde suele ser muy abrasivo y únicamente lo hemos utilizado de manera tópica con un hisopo para limpiar las zonas afectadas, con buenos resultados. Como segunda opción se encuentra el sulfato de cobre a dosis de 500 mg/ litro de agua en inmersión de 2 minutos por 5 días y luego cada semana hasta terminar con el problema (2), sin embargo aún no hay registros confiables sobre la toxicidad del sulfato de cobre en ajolotes, por lo que no se utilizó como tratamiento directo en los ajolotes en la colonia del zoológico de Chapultepec, sino que se trató al alimento (pulga de agua) que se observó era la causa de contaminación por saprolegnia en las crías; esto sólo se realizó en una sola temporada, ya que no se volvió a presentar la enfermedad.



Imagen 8.13: Lesiones de *Saprolegnia* sp. En el ajolote. Tomadas en el Z. Chapultepec, 2003.

Mucor spp.

Aún cuando algunos autores lo consideran un contaminante no patógeno, (47) éste es uno de los hongos más agresivos que pueden afectar a los ajolotes y otros anfibios. No hay signología muy clara, sólo se observan lesiones necróticas y nódulos, principalmente

las lesiones se observan en la cara y los nódulos en el resto del cuerpo. Se presentan muertes súbitas. Al cultivo de estas lesiones y toma de improntas se observan hifas con terminaciones redondeadas características de este hongo. (Imagen 8.16)

No existen tratamientos recomendados en la literatura, aun que en el Zoológico de Chapultepec se trataron a 2 individuos, uno severamente afectado y otro que apenas iniciaba con ketoconazol a dosis de 15 mg/Kg en baño por 5 minutos obteniendo sólo resultados en el segundo caso. (2)

El diagnóstico se llevó a cabo a partir de una biopsia de branquia, que se cultivó en agar Biggy, (Imagen 8.16) al observar al microscopio con azul de metileno, se observaron las estructuras morfológicas correspondientes a este hongo. No se encontró la fuente de infección, aun así se tomaron medidas preventivas de higiene y desinfección en todo el grupo. Hasta la fecha no se han presentado más casos.

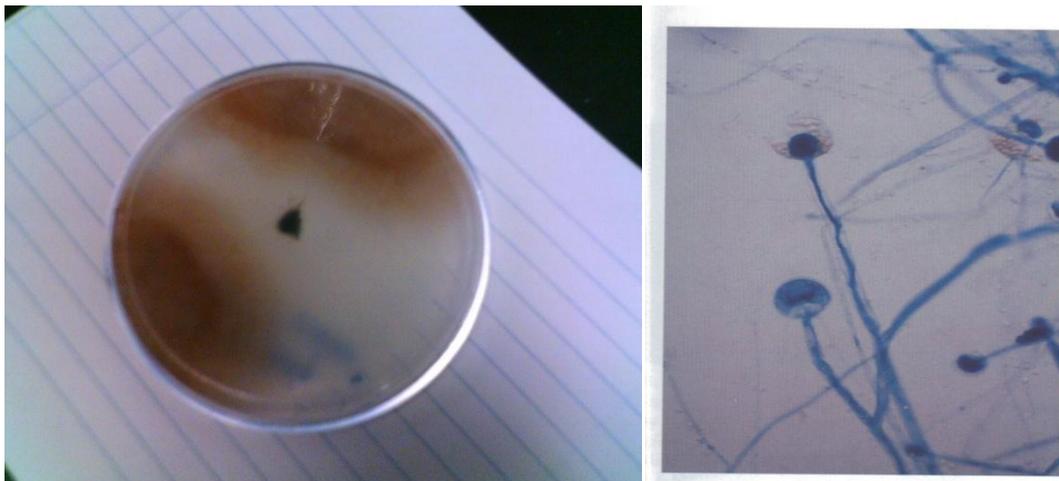


Imagen 8.16: *Mucor ssp.* Cultivo en el zoológico, morfología registrada en la literatura. Imagen tomada en el Zoológico de Chapultepec, 2004 y Wright, 2001

Quitridiomycosis

Causado por *Batrachochytridium dendrobatidis*, causa una dermatitis que llega a ser mortal, es el agente causal relacionado con la disminución drástica de poblaciones en vida libre y relacionado con la extinción de varias especies.

Los animales infectados mueren sin presentar signología previa, solo se observan pequeños gránulos y decoloración de la piel cuando el animal está muy afectado. El diagnóstico se realiza con la observación directa en cortes histopatológicos de piel. (Imagen 8.17)

En cautiverio, es posible controlar de manera efectiva esta enfermedad. El tratamiento se lleva a cabo con la aplicación de itraconazol en baños de 0.01% en una solución salina del 0.6%, también se recomienda elevar la temperatura. En los últimos estudios se ha observado mejoría notoria al aplicar terapia de fluidos Ice, con solución Hartman. Las medidas preventivas son muy importantes, ya que es muy contagioso, por lo que la desinfección del equipo con soluciones de etanol al 70%, e hipoclorito de sodio al 2% y Virkon al 1%, pueden ser de gran utilidad. (38)

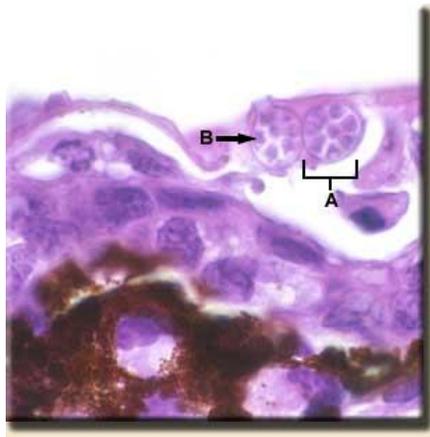


Imagen 8.17: Corte histopatológico para el diagnóstico de Quitridiomycosis.

Enfermedades bacterianas

La bacteria más reportada en anfibios es la *Aeromonas hydrophila* principal causante del síndrome de pierna roja, aunque se han observado otras bacterias involucradas como: *Flavobacterium*, *Pseudomonas*, *Citrobacter* y *Enterobacter*. (50) Todas estas relacionadas con un proceso septicémico (Tabla 6). Los principales signos observados en el síndrome de pierna roja son: petequias y eritema, principalmente observables en la zona ventral del anfibio, anorexia y depresión. El tratamiento se basa principalmente en antibioterapia, un antibiótico efectivo es la gentamicina a dosis de 13 mg/kg. (7)

Chlamydia: Produce problemas respiratorios principalmente, es difícil de diagnosticar.

Tabla 6: Muestra las 7 especies de bacterias aisladas de *Ambystoma mexicanum*

| Cepas aisladas de <i>Ambystoma mexicanum</i> | Numero de cepas | Porcentaje |
|--|-----------------|------------|
| <i>Aeromonas hydrophila</i> | 12 | 46.3 |
| <i>Citrobacter braakii</i> | 3 | 11.5 |
| <i>Citrobacter freundii</i> | 2 | 7.7 |
| <i>Escherichia coli</i> | 5 | 19.2 |
| <i>Hafnia alvei</i> | 1 | 3.8 |
| <i>Morganella morganii</i> | 2 | 7.7 |
| <i>Providencia rettgeri</i> | 1 | 3.8 |

Tomado de Aldana, 2003. (50)

En un estudio realizado en la Universidad de Indiana, se probaron distintos antibióticos, efectivos para el tratamiento de afecciones bacterianas, observándose el uso de la amikacina, a dosis de 10 mg/kg como tratamiento eficaz e inocuo para el ajolote de Xochimilco. (51)

En 2008, en la colonia del Zoológico de Chapultepec, se registraron casos severos de infección bacteriana a nivel pulmonar, la mortalidad registrada fue del 80% de los

animales con signología, ésta se presentó súbitamente, pudiendo observar solo nado anormal en los animales (Imagen 8.18), encontrando a las pocas horas a los ajolotes muertos. A la necropsia, se observó daño severo a nivel pulmonar: congestión e hiperinsuflación (Imagen 8.18). Al cultivo bacteriano, se aisló como agente causal a *Aeromonas sp.*, por lo que se inició una terapia preventiva con amikacina a dosis de 10 mg/kg IM, cada 72 horas, a todo el grupo, observando una disminución considerable de la signología y deteniendo la mortalidad.

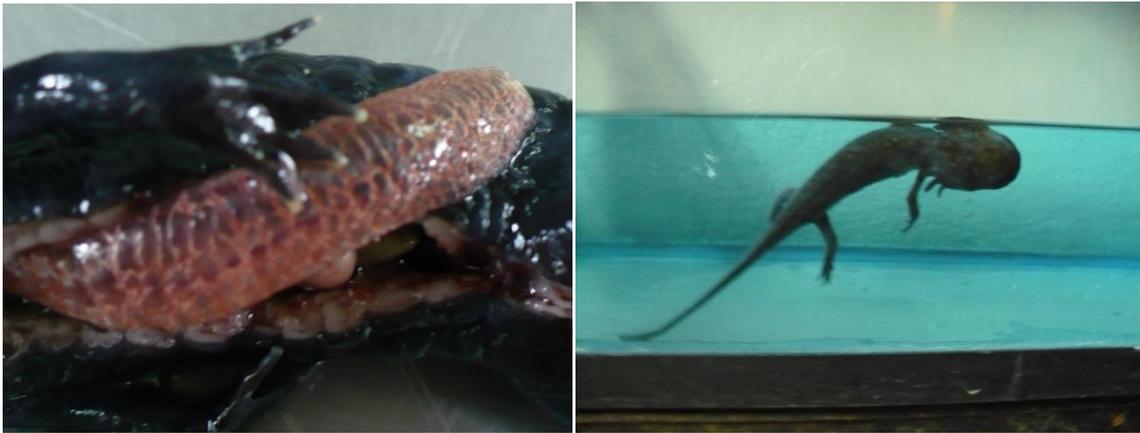


Imagen 8.18: Neumonía causada por *Aeromonas Sp.* Lesión pulmonar y signología

Enfermedades virales

Tal vez las enfermedades más difíciles de diagnosticar, se conocen pocos virus que afectan principalmente a los anfibios: los iridovirus, ranavirus y el tumor de Lucke por herpesvirus.

Iridovirus y ranavirus: Causan signos muy similares a enfermedades bacterianas y fúngicas que provocan dermatosepticemia, comúnmente conocido como síndrome de pierna roja, los signos son: petequias, eritema y equimosis. El diagnóstico se realiza al observar cuerpos de inclusión en los eritrocitos. En anfibios acuáticos, principalmente se

produce un desbalance hídrico, lo que produce edema. No hay tratamiento efectivo, ya que progresa con gran rapidez. Dentro de las lesiones encontradas en la histopatología, se observa necrosis periportal hepática y daño renal.

El tumor de Lucke por herpesvirus induce de manera espontánea la generación de un adenocarcinoma renal, se ha observado principalmente en la rana leopardo, difícilmente se ha reportado en otros anfibios, no hay tratamiento efectivo.

VIII.2.2 Toma y procesamiento de muestras

Para diagnosticar con mayor precisión las enfermedades que afectan al ajolote, es necesario hacer uso de pruebas de laboratorio, a continuación se enumeran algunas de las técnicas y procedimientos utilizados para el diagnóstico de agentes patógenos, antes descritos, en la colonia del Zoológico de Chapultepec:

Examen coproparasitoscópico

- 1) Se toma la muestra de heces de la pecera con las pinzas o la red
- 2) Se coloca en un recipiente con algodón mojado, ya que la muestra debe conservar su humedad.
- 3) Se envía al laboratorio en donde :
 - Se toma una parte de la muestra y se diluye con solución salina, se pasará una gota al portaobjetos con cubreobjetos. Se observará directo para ver principalmente protozoarios y muestra en general, observándolo primero en 10 X y en 40x para ver detalles. Si se observan protozoarios, la muestra se teñirá con MIF, agregando una parte de la tinción preparada por una de heces, y se observará de nuevo al microscopio.

- Se realiza la técnica de flotación con Sulfato de Zinc (Faust), cuando se encuentran huevos de nemátodos en el directo, se añade una gota de lugol para su mejor observación.

4) En caso de que las muestras no se trabajen en ese momento, se refrigerarán a 4° C, permaneciendo húmedas.

COPROCULTIVO:

- Se toma una parte de la muestra y se colocará directamente en Caldo Selenito, metiéndolo a incubar a una temperatura promedio de 37° C por 24 horas.
- Después se procede a sembrarlo en un medio sólido como Salmonella-Shigella, se incubará a de 24 – 72 horas a la misma temperatura.
- Se observará el crecimiento y distribución de las colonias, como comienzo para identificar
- Se toma una muestra de la colonia , se pasa a una laminilla y se teñirá con Gram , se observará y se tratará de identificar

Preparación de tinción de MIF (mertiolate – iodo – fenol) para la fijación y tinción de protozoarios:

Solución A:

Formol 5 ml, Agua destilada 50 ml, Merthiolate 40 ml y Glicerina 1 ml

Solución B:

Ioduro de potasio 10 g, Yodo metálico 5 g y Agua destilada 100 ml

Estas soluciones se almacenan en frascos ámbar, se mezclan las soluciones al momento de realizar la tinción en una proporción de 3: 1 (tres partes de solución por una de heces).

Realización:

Primero se preparó la solución B: se pesó con la balanza granataria el ioduro de potasio en un vidrio de reloj, midiendo primero el peso del vidrio de reloj para posteriormente pesar los 10 g necesarios del ioduro de potasio, de igual manera se pesó el yodo metálico utilizando un vidrio de reloj más pequeño, posteriormente se midieron 100 ml de agua destilada por medio de una probeta, se utiliza agua destilada ya que el agua corriente, por su contenido de sales puede alterar las reacciones químicas, afectando nuestros resultados. La mezcla de estos ingredientes se llevó a cabo en una campana de extracción, por las características de los componentes, por ejemplo, el yodo metálico tiene la característica de que se segrega fácilmente (pasa del estado sólido al gaseoso). Se preparó la mezcla en un vaso de precipitado, para posteriormente pasarla a frascos ámbar.

La preparación de la solución A se llevó a cabo también en la campana de extracción, ya que se utilizó formol y éste se tiene que manejar con precaución. Todos los ingredientes se midieron con pipetas y probetas, se mezclaron en un vaso de precipitado y se vació la mezcla en un frasco ámbar, identificado con nombre y fecha de preparación.

Preparación de solución NaCl al 0.9% para la realización de copararasitoscópicos directos:

Se requiere:

1000 ml de agua destilada y 9 g de cloruro de sodio

Se pesa el cloruro de sodio utilizando una balanza granataria, pesando primero el recipiente para luego pesar los 9 g de NaCl, se mide con una probeta de 1 litro el agua destilada, se realiza la mezcla de ambos en un vaso de precipitado hasta que el cloruro de sodio se disolvió completamente, se pasa la mezcla a un recipiente de plástico identificado.

Preparación de solución de Sulfato de Zinc al 0.7 % para la realización de coproparasitoscópicos por flotación:

Se requiere:

1000 ml de agua destilada y 331 g de ZnSO₄

Se pesa el sulfato de zinc utilizando una balanza granataria, pesando primero el recipiente para luego pesar la mitad (165.5g de ZnSO₄), ya que se encuentra en forma de cristales y es un poco más difícil de disolver , se midió con una probeta de 1 litro el agua destilada medio litro para llevar a cabo una primera mezcla, después se repitió el mismo proceso con la otra mitad, se realizó la mezcla de ambos en un vaso de precipitado hasta que el sulfato de zinc se disolvió completamente, se pasó la mezcla a un recipiente de plástico identificado.

Preparación medio de transporte Stuart para Bacteriología:

La fórmula indica que se requieren 14.1 gr. Por cada litro a preparar, se pesa la cantidad que requerimos en gramos con la ayuda de una balanza granataria, se mezcla con agua destilada en un matraz. Se calienta con un mechero hasta ebullición, se deja enfriar a 45 – 50° C , una vez hecho esto, se vacían en tubos de ensaye 3 ml en cada uno y se tapan con algodón y/o gasa., Se meten en autoclave por 15 minutos, a 121°C a 15 libras de presión, posteriormente se conservan en refrigeración. En este caso, se prepararon 60 ml para llenar 20 tubos de ensaye de 3 ml cada uno.

Preparación de medio de cultivo Biggy para Micología:

Para hongos, principalmente para cándida.

Fórmula : 45 gramos por cada litro., en este caso se prepararon 250 ml, se pesa, se disuelve con agua destilada, se calienta hasta ebullición, se deja enfriar a 45 se vacía en cajas de petri estériles, se dejan boca arriba unos 10 – 15 minutos, a que empiece a solidificar, se mete en refrigeración hasta que solidifique completamente.

Para sembrar se utiliza una aguja, previamente pasada por el mechero y con alcohol (flameada), se enfría la aguja en el mismo agar, se toma la muestra y se coloca en el centro, se deja incubar a temperatura ambiente y oscuridad.

Preparación medio Caldo Selenito para enterobacterias:

Es un medio de enriquecimiento utilizado para coprocultivo, se recomienda tomar la muestra directamente de la cloaca con un hisopo estéril e introducirlo al medio directamente, éste se incuba por 24 horas para posteriormente resembrarlo en un medio sólido como puede ser Salmonella-Shigella por ejemplo, dependiendo de la bacteria de la que sospechemos y el tren de cultivo que este indicado para su identificación específica.

La preparación consiste en rehidratar 23 gramos del medio en un litro de agua destilada, se deja reposar de 10 a 15 minutos, posteriormente se calienta agitando hasta diluirlo, se coloca en tubos de ensaye estériles, no se coloca en autoclave.

Tinción de Gram

Es una tinción sencilla que nos permite de manera general observar microorganismos, principalmente bacterias, de las cuales podemos ver su morfología (cocos, bacilos o cocobacilos), su formación colonial (en racimos, columnas, etc.) y podemos clasificarlas en Gram positivas y Gram negativas dependiendo de la coloración que tomen. Las Gram positivas se tiñen de un tono morado y las Gram negativas rosado.

El colorante primario es el cristal violeta, el yodo de Gram se utiliza para unir el cristal violeta a la pared de las bacterias Gram positivas, un decolorante orgánico elimina el cristal violeta de las Gram negativas y el colorante no unido de las Gram positivas utilizándose la safranina como colorante de contraste.

Procedimiento:

Esta tinción se ha utilizado al tomar improntas directas de piel con un portaobjetos, la dejamos secar al aire, se fijan con un poco de calor en el mechero y se procede a teñirlas.

Con esto hemos podido observar además de bacterias, protozoarios, moco y algunas hifas de hongos. Lo que nos ha sido de utilidad para tomar decisiones en cuanto al tratamiento inmediato y las pruebas subsecuentes para llegar a un mejor diagnóstico.

TOMA DE MUESTRAS SANGUÍNEAS EN AJOLOTE DE XOCHIMILCO (*Ambystoma mexicanum*)

El primer paso para tomar la muestra es contener al animal, ya sea física o químicamente. La contención física es riesgosa ya que fácilmente se puede lastimar al animal, los ajolotes en general resbalan fácilmente de las manos, no permanecen quietos con facilidad fuera del agua, además de que este manejo es muy estresante. ,es por esto que esta técnica se recomienda solo en caso de que se tome una muestra muy pequeña. Como ya se mencionó anteriormente, se debe ser realizar por dos personas y manejar rápidamente para colocarlo en posición adecuada.

La contención química es mucho más recomendable, ya que evitamos los riesgos ya mencionados y nos facilita la toma de la muestra. En un estudio realizado en la Universidad de Indiana para este propósito se utilizó benzocaína al 0.002%, en el Zoológico de Chapultepec se observaron resultados positivos aplicando la benzocaína en baño a dosis de 50 mg/ litro de agua, por lo que se preparó una pecera con la dosis correspondiente y otra con agua limpia para recuperación. La benzocaína que se utilizó es de consistencia semi-oleosa, por lo que se observó que para mejorar su disolución se puede calentar el agua. El anestésico hizo efecto a los 35 minutos de su aplicación; el efecto se potencializó al sacar el animal del agua.

Una vez inmovilizado el ejemplar, éste se coloca en posición decúbito ventral en una pequeña tabla quirúrgica, se separan las branquias con unas pinzas de disección y se cepillan para exponerlas de manera individual. Se menciona que se puede sujetar una de

las branquias utilizando unas pinzas o bien una ligadura para poder identificar la arteria branquial. La aguja se introduce con el bisel hacia arriba en una posición oblicua a la arteria jalando el émbolo y haciendo un vacío, se debe tener extremo cuidado en este punto para no puncionar la arteria dos veces, en caso de que esto suceda se debe hacer hemostasis en el área superior a la punción. Una técnica alternativa es la obtención de la muestra con un capilar para microhematocrito (ver imágenes 8.19) Una vez recolectada la muestra, se hace hemostasis en la zona de la punción, se menciona que se pueden colocar dos ligaduras para este efecto en la parte superior e inferior de la zona, esto se debe considerar dependiendo de la magnitud de la herida causada por la punción. Dependiendo del uso que le queramos dar a la muestra, se pueden utilizar capilares simples para la obtención de suero o contenedores con algún anticoagulante para sangre completa.

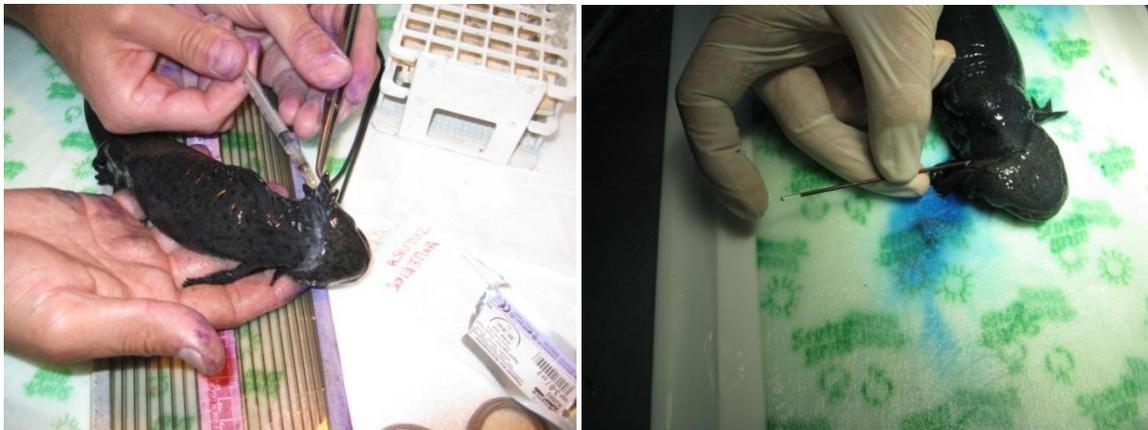


Imagen 8.19: Toma de muestras sanguíneas con jeringa y capilar. Tomadas por F. Gual, 2010.

Se ha mencionado que la heparina sódica es el anticoagulante de elección, la heparina actúa acelerando la acción del inhibidor de la proteasa plasmática antitrombina III. Sin embargo en un estudio realizado por Zwemer en 1991 menciona que no tuvo mucho éxito utilizando la heparina, así que experimentó con otros anticoagulantes como el citrato y el ácido etilendiaminetetraacético (EDTA), dándole este último mejor resultado cuando lo

diluía al 3% en agua destilada. Encontró que en 5 ml de muestra sanguínea necesitaba un poco menos de 1/10 de ml de EDTA al 3% para mantener la muestra adecuada por tres horas a temperatura ambiente.

En Indiana recomiendan el uso de jeringas de 5 ml con agujas del número 23, preparadas con esta solución de EDTA para la obtención de la muestra. Es importante una vez tomada la muestra mezclarla bien con el anticoagulante para evitar la formación de coágulos y que la muestra pierda sus características.

En el ajolote, una vez cerrada la herida, se coloca al animal en un acuario de recuperación con aireación hasta que se observe que la herida no sangra y que comienza a nadar normalmente. Es común que se observe sangre proveniente de cavidad oral, esto es hasta cierto punto normal después de realizada la punción. El animal debe de permanecer en observación por 24 horas para asegurarse que no hay hemorragias, si esto llegara a ocurrir se contiene al animal nuevamente para resolver el problema. Después de la recuperación se vuelve a reintroducir a su acuario habitual. (52)

También es posible la toma de muestra sanguínea post- mortem. En el Zoológico de Chapultepec se experimentó con un ejemplar 15 minutos después de haber fallecido, la toma fue satisfactoria pues nos dio una mejor idea de la localización anatómica del plexo branquial y de la misma arteria branquial, se pudieron coleccionar varias muestras con la ayuda de una jeringa de 1 ml con aguja del número 27 y tubos capilares, pudiendo posteriormente observar células hemáticas.

VIII.3 Terapéutica

Una vez realizado el diagnóstico, se debe aplicar el tratamiento más adecuado al problema presentado. Existe poca literatura específica para la terapéutica específica del ajolote e Xochimilco, sin embargo, se pueden utilizar las bases de medicina aplicada en peces, reptiles y otros anfibios para este fin. Uno de los primeros pasos es alojar al animal enfermo en una instalación aparte, con las condiciones adecuadas para evitar el contagio, además de permitir la recuperación satisfactoria del ajolote.

VIII.3.1 Acuario hospital

Cuando un ajolote presenta signología clínica, es necesario mantenerlo separado con condiciones que permitan su rápida recuperación.

Es por esto que se acondiciona un “acuario hospital”, el cual consiste en un acuario previamente desinfectado, que en el caso de los ajolotes, es recomendado mantenerlo con poco nivel de agua, para que le sea sencillo subir a tomar aire atmosférico.

En este acuario no se recomienda colocar filtro con carbón activado, ya que este inactivará los medicamentos que se apliquen en el agua. Es por esto que se recomiendan solo filtros de esponja. Independientemente del filtro, el agua de este acuario se debe cambiar constantemente, dependiendo del medicamento aplicado y sus indicaciones.

(Imagen 8.19)

Cuando se tiene como diagnóstico presuntivo, un trastorno respiratorio, se recomienda colocar aireación.



Imagen 8.19: Acuario hospital. Tomada pro Servín, 2008

VIII. Dosis utilizadas para anfibios

Basándose en la tabla de dosis utilizada por Wright (2), para anfibios y con algunas anotaciones realizadas en base a la experiencia en el zoológico de Chapultepec, se presenta el siguiente cuadro:

Tabla 7 Antibióticos y antimicóticos:

| Medicamento | Dosis | Comentarios |
|--------------------------------|--|--------------|
| Acriflavina | 500 mg/l en un baño de 30min. Cada 24 h | |
| Acriflavina – azul de metileno | 0.5 ml de la solución con 0.045% de acriflavina con 0.0075% de azul de metileno añadido a 1 lt. de sol. Holtfreter modificada. Se usa en baño de 24 h por 2 – 5 días | Masaka, 1994 |

| | | |
|--|--|--|
| | | |
| Amikacina | 5 mg/Kg C/48 h IM x 5-14 Tx | Datos farmacocinéticos de Letcher y Papich, 1994 |
| Amikacina | 5 mg/kg SC, IM, Ice C/24 – 48 h | Raphael , 1994 |
| Amphotericin -B | 1 mg/Kg Ice C/24 hrs x 14-28 Tx | |
| Cloruro de benzalconio | 2 mg/lit. en baño de 60 min. c/24 hrs | Saprolegniasis |
| Cloruro de benzalconio | 0.25 mg/l baño por 72 hrs | Saprolegniasis. Crawshaw, 1992. |
| Cloruro de benzalconio | 1: 4,000,000 en remojo continuo, cambiar el agua 3 x semana | Saprolegniasis, Rápale, 1993 |
| Carbenicilina | 200 mg/kg SC, IM, ICe C/24 h | Crawshaw, 1992 |
| Ceftazadime | 20 mg/Kg IM C/ 48 – 72 h | |
| Cloranfenicol | 50 mg/kg SC, IM o ICe C/24 h | Crawshaw, 1992 |
| Cloranfenicol | 20 mg/L baño | Crawshaw, 1992 |
| Cloranfenicol | 10 µg/ml en 0.5% o 0.15% de sol. Salina en baño de 24 h, cambiando el agua diariamente | Menard, 1984 |
| Agua clorificada | No exceder de 5 ppm en un baño de 2 h diarias | |
| Ciprofloxacina | 10 mg/kg VO C/24 a 48 h x 7 Tx mínimo | |
| Ciprofloxacina | 500 -750 mg / 75 litros baño de 6 – 8 hrs c/24 h por 7 días | |
| Sulfato de cobre | 500 mg/l 2 minutos c/24 h x 5 días, después c/ 7 días hasta sanar | Saprolegniasis |
| Doxiciclina | 10 – 50 mg/kg VO C/ 24 h | |
| Enrofloxacina | 5-10 mg/kg IM c/24 h x 7 Tx minimo | Datos farmacocinéticos de Letcher y Papich, 1994 |
| Enrofloxacina | 5-10 mg/kg SC ,Ice, Tópico, o VO c/24 h x 7 Tx mínimo | La vía de distribución de estas rutas no ha sido documentada |
| Fluconazol | 60 mg/kg VO c/24 x 7 días | |
| Verde furazona | 0.65 g/38 l | Combinación de azul de metileno, furazolidona y monofuracin |
| Gentamicina (para salamandras acuáticas de agua | 2.5 mg/Kg IM C/72 h a 3°C | Dato farmacocinético de Stoskopf et al, 1987 |

| | | |
|---|--|---|
| fría) | | |
| Gentamicina (ajolote <i>Ambystoma mexicanum</i> y anfibios acuáticos) | 1.8 mg C/ 48 horas por c/140 gr. De peso adulto (i.e 13 mg/kg) | Maruska, 1994 |
| Gentamicina | 8µg/ml en 0.5% o 1.5% de sol. Salina baño de 24 h x 5 días con cambio de agua diario | Menard, 1984 |
| Gentamicina | 1 mg/ml de solución en un baño de 8 h C / 24- 48 h | Modificado de Riveiere et al, 1979, datos farmacocinéticos de de Teare et al, 1991 |
| Isoniazid | 12.5 mg/l en baño de 24 h | Fox, 1980 |
| Itraconazol | 2 – 10 mg/kg VO C/ 24h x 14-28 días disuelta en sol ácida o en Sparanox 0.01% en 0.6% de sol. Salina en remojo 5 minutos diarios por 11 días | Nichols y Lamirande, 2000 |
| Ketoconazol | 10 mg/kg VO c/ 24 h | Crawshaw, 1992 |
| Ketoconazol | 10-20 mg/kg VO c/24 h x 14 – 28 días | Wright, 1996 |
| Verde malaquita | 0.2 mg/l baño por 1 h diaria | Saprolegniasis, Wright, 1996 |
| Verde malaquita | 67 mg/l sumersión por 15 segundos c/24 h x 2-3 días | Saprolegniasis, exposiciones prolongadas pueden causar exfoliación |
| Azul de metileno | 50 mg/ml sumersión por 10 segundos | Saprolegniasis, Wright, 1996. En renacuajos no debe de excederse de 2 mg/ml |
| Azul de metileno | 4 mg/l en baño continuo | Saprolegniasis. Crawshaw, 1992 |
| Azul de metileno | 3 mg/l en baño continuo por más de 5 días | Saprolegniasis. Wright, 1996. En renacuajos no debe de excederse de 2 mg/ml |
| Azul de metileno | 2 mg/l baño continuo | Saprolegniasis. Raphael ,1993 |
| Metronidazol | 10 mg/kg VO c/24 h por 5 a 10 días | Diarrea crónica. Poyton y Whitaker, 1994. Se incrementa la dosis 20% si se aplica tópicamente |
| Metronidazol | 50 mg/kg VO c/24 h x 3 días | Para infecciones anaeróbicas e infecciones confirmadas de amibiasis. Se incrementa la dosis 20% si se usa tópicamente |
| Miconazol | 5 mg/kg Ice c/24 h x 14- 28 días | Wright, 1996 |
| Ácido nalidixico | 10 mg/l baño a efecto | Crawshaw, 1992 |
| Ácido nalidixico | 10µg /ml en sol. Salina a 0.5% o a | Menard, 1984 |

| | | |
|--|--|--|
| | 0.15% en baño de 24 h, cambiar el agua diario | |
| Nitrofurantoina | 50 µg/ml en sol. Salina a 0.5% o a 0.15% en baño de 24 h, cambiar el agua diario | Menard, 1984 |
| Nitrofurazona | 10-20 mg/L como baño, cambiar el agua a diario | Crawshaw, 1992 |
| Nitrofurazona | 100 mg/L como baño de 24 horas, cambiar diario, tratamiento por 2 días | Puede causar diarrea, Maruska, 1994 |
| Oxitetraciclinas | 50- 100 mg/kg IM, cada 48 horas | Dato farmacéutico de Letcher y Papich, 1994 |
| Oxitetraciclina | 25 mg/Kg SC, IM, cada 24 horas | Crawshaw, 1992 |
| Oxitetraciclina | 50 mg/Kg VO cada 24 horas | Wright, 1996 |
| Oxitetraciclina | 50 mg VO cada 12 horas | Crawshaw, 1992 |
| Oxitetraciclina | 1 g/ Kg de alimento por 7 días | Presumiblemente para renacuajos y larvas. Crawshaw, 1992 |
| Oxytetraciclina | 100 mg/ litro como baño de 1 hora, diario | Wright, 1996 |
| Oxitetraciclina | 125 mg/ l como baño de 24 horas, cambiar agua cada 12- 24 horas, por 3 días | Maruska, 1994 |
| Oxitetraciclina | 1 gr/ 100 litros de agua como baño continuo, cambio de agua diario, por 2 días. | Utilizado en el Zoológico de Chapultepec. |
| Penicilina (dosis específica para <i>A. mexicanum</i>) | 25,000 UI para un adulto de 140 gramos de PV. (combinación de penicilina G benzatinica 150,000UI/ml y penicilina G procaínica 150,000 UI/ml) | Maruska, 1994. |
| Piperacina | 100 mg/ kg IM o SC cada 24 horas | Wright, 1996. |
| Permanganato de potasio | 200 mg/ L como baño de 5 minutos diario | Tratamiento para saprolegniasis. Raphael, 1993. |
| Permanganato de potasio | 1 g/ 100 L de agua destilada como solución tópica. Colocar al animal en 50% o 100% solución modificada de Holtfreter después de la aplicación. Repetir cada 48 – 72 horas. | Tratamiento para saprolegniasis. Maruska, 1994. |
| Rifampicina | 25 mg/ L como baño de 24 horas | Fox, 1980 |
| Sal marina | 10-25 g/L como baño por 5 a 30 minutos | Saprolegniasis, Wright, 1996. |

| | | |
|--|--|--|
| Cloruro de sodio | 4-6 g/L como baño por 72 horas | Crawshaw, 1992 |
| Cloruro de sodio | 10-25 g/L como baño por 5 a 30 min. | Saprolegniasis. Wright, 1996. Raphael, 1993 no recomienda 25 g/L por más de 10 min. |
| Clorito de sodio (NaOCl ₂) | 20 mg/ L como baño de 6 a 8 horas (clorito de sodio, alfa Aesur, Ward Hill, MA) 132 mg/kg cada 24 horas | Infecciones micóticas externas en renacuajos |
| Sulfadiazina | 132 mg/kg cada 24 horas | Sin ruta específica. Raphael, 1993 |
| Sulfametazina | 1 g/L en baño, cambiar agua diario | Crawshaw, 1992 |
| Elevación de la temperatura | Elevar temperatura del albergue a 25 grados centígrados | <i>Dermocystidium</i> , <i>Dermosporidium</i> . Para anfibios de clima templado. Raphael, 1993 |
| Tetraciclinas | 50 mg/kg VO cada 12 horas | Raphael, 1993 |
| Tetraciclinas | 10 µg/ml en sol. Salina al 0.5% como baño de 24 horas, cambiar agua diariamente | Menard, 1984 |
| Trimetoprim / sulfametazona | 15 mg/kg VO cada 24 horas hasta por 21 días | Laboratorios Biocraft, Elmwood Park, NJ. Para diarrea crónica |
| Trimetoprim / sulfametazona | 20 µg/ml y 80µg/ml respectivamente en solución salina al 0.5 % o 0.15% coma baño de 24 horas, cambiar agua diariamente | Menard, 1984 |
| Trimetoprim / sulfa (no especificada) | 3 mg/ kg SC, VO cada 24 horas | Crawshaw, 1992 |
| Trimetoprim / sulfadiazina | 15-20 mg/ kg IM cada 48 horas por 5 a 7 días | Maruska, 1994 |

Tabla 8: *Principales antiparasitarios*

| Medicamento | Dosis | Comentarios |
|------------------|---|---|
| Acriflavina | 0.025% como baño de 24 horas por 5 días | Presumiblemente para protozoarios externos. Raphael, 1993 |
| Sulfato de cobre | 0.0001 mg/L como baño continuo, a | Para protozoarios externos, |

| | | |
|-------------------------|--|---|
| | efecto | puede ser tóxico para algunas especies. |
| Sulfato de cobre | 500 mg/L sumergir 2 minutos cada 24 horas, a efecto | Protozoarios externos: <i>Charcesium, Vorticella, Oodinium, Trichodina</i> . Puede ser tóxico para algunas especies. Raphael, 1993; Crawshaw, 1992. |
| Agua destilada | 2-3 horas de baño | Protozoarios externos: <i>Charcesium, Vorticella, Oodinium, Trichodina</i> . Raphael, 1993. |
| Fenbendazol | 100 mg/kg PO cada 10 a 14 días | Nemátodos |
| Fenbendazol | 50 mg/Kg PO SID por 3 a 5 días | Infecciones por nemátodos resistentes |
| Formalina 10% | 1.5 ml/ L inmersión por 10 minutos cada 48 hrs. A efecto | Protozoarios externos, no utilizar en piel lesionada, proveer adecuada oxigenación. Crawshaw, 1992. Puede ser tóxico! |
| Ivermectinas | 2 mg/kg cutáneo | Nemátodos y artrópodos. No es tóxico. Letcher y Glade, 1992. |
| Ivermectinas | 0.2- 0.4 mg/Kg IM o VO cada 14 días | Nemátodos y artrópodos. |
| Levamisol | 8- 10 mg/kg Ice o tópico cada 14- 21 días | Nemátodos, Wright, 1996 |
| Levamisol | 100- 300 mg/L como baño por 72 hrs. Cambiar agua diario, cada 14- 21 días, por un mínimo de 3 tratamientos | Útil para infecciones de nemátodos resistentes. |
| Verde malaquita | 0.15 mg/L baño de 1 hora al día. A efecto. | Protozoarios externos. Raphael, 1993. |
| Mebendazol | 20 mg/kg VO cada 14 días | Nemátodos |
| Azul de metileno | 2 mg/L como baño continuo | Protozoarios externos. Raphael, 1993. |
| Metronidazol | 10- 50 mg/kg VO cada 24 horas por 5 – 10 días | Flagelados. Poyton y Whitaker, 1994. |
| Metronidazol | 50 mg/L en baño por 24 horas | Parar anfibios acuáticos. Wright, 1996. |
| Permanganato de potasio | 7 mg/L por 5 min. Cada 24 horas, a efecto. | Protozoarios externos. Raphael, 1993. |
| Prazicuantel | 8-24 mg/Kg VO, SC, Ice o cutáneo cada 7 – 21 días | Tremátodos y céstodos. Wright, 1996. |

| | | |
|--------------------------------|---|--|
| Sal marina | 10-25 g/L como baño de 5-30 min. | Parásitos externos. Wright, 1996. |
| Cloruro de sodio | 10-25 g/L como baño de 5-30 min. | Parásitos externos. Crawshaw no recomienda más de 10 min. Cuando se utilice 25 gr. |
| Sulfametazina | 1 g/ L como baño, cambiar agua diario. | Potencialmente útil contra coccidias. |
| Tiabendazol | 50-100 mg/kg VO cada 2 semanas | Nemátodos cutáneos. |
| Sulfametoxazol/ Trimetoprim | 15 mg/kg VO cada 24 horas por 5 – 10 días. | Diarrea crónica, puede no eliminar coccidias. |
| Elevación de la temperatura | Elevar a temperatura de 25 grados centígrados | <i>Dermocystidium</i> . En anfibios de climas templados. Raphael, 1993. |

CAPITULO IX: CONSERVACIÓN

IX.1 Situación actual del ajolote de Xochimilco

Actualmente la especie se encuentra en grave peligro de extinción. La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN), lo clasifica en el libro rojo como en PELIGRO CRÍTICO, debido a que su área de distribución es menor a los 10 Km₂, su hábitat se encuentra severamente fragmentado y se ha observado un continuo decline en la extensión y calidad de su hábitat, así como también la disminución del número de individuos maduros. Esta clasificación se realizó en el 2006. (53)

Sin embargo, CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Flora y Fauna silvestres) lo clasifica en el Apéndice II. En 2006, después de la revisión de la UICN, CITES realizó una consulta con especialistas de la especie para plantear su reclasificación a categoría I, que engloba a las principales especies en peligro de extinción, pero debido a que la extracción de esta especie de su hábitat para el comercio y explotación, no es una de las principales causas del decline de la población en vida libre, ya que esta especie ha sido exitosamente criada en cautiverio, no se llevó a cabo esta reclasificación, quedando en clasificación II. (8)

La CITES regula la exportación, reexportación, importación o introducción procedente del mar, especies de animales y plantas enlistadas en sus tres Apéndices.

CITES II: Incluye especies no necesariamente amenazadas de extinción, pero cuyo comercio debe controlarse para evitar que así sea. El comercio internacional se permite pero bajo ciertos requisitos.

La NOM059 ECOL-2001 lo coloca como una especie bajo protección especial, por lo que se determina la necesidad de propiciar su recuperación y conservación o la recuperación y conservación de poblaciones de especies asociadas. Esta clasificación podría cambiar pronto a “en peligro de extinción”, ya que en los estudios realizados por la IUCN y CITES, se ha propuesto una revisión para su reclasificación en la norma mexicana. (8)

Estatus de la población

La población sobreviviente en vida libre es muy pequeña. Desafortunadamente llevar a cabo censos es una tarea muy difícil. El único método establecido para encontrar a los animales ha sido desarrollado por los mismos pescadores del área, quienes utilizan redes llamadas “atarrayas” que son lanzadas desde canoas en diferentes puntos de los canales.

Este tipo de trampeos se han realizado en casi toda el área de distribución conocida del ajolote. Entre 1995 y 1996, se realizó un muestreo con esta técnica, en 12 sitios diferentes, capturando sólo 76 individuos (54). Entre 2002 y 2003, en más de 1,800 “lances” de red, que cubrieron 39,173 m² de los canales de Xochimilco, sólo se capturaron 42 individuos. (53)

Con estos estudios se ha demostrado que los animales no se encuentran distribuidos de manera homogénea dentro de los canales, sino que se encuentran concentrados en lugares específicos.

En estudios recientes, se ha buscado en los mercados locales si continúa el comercio de animales capturados, pareciera ser que a los pescadores les es más difícil encontrarlos.

No ha habido un estudio de la densidad poblacional de Chalco, aún así, la evidencia sugiere que la población es más pequeña que la de Xochimilco.

Para desarrollar e implementar un programa efectivo de conservación, es necesario continuar y mejorar las técnicas para la medición de la densidad poblacional.

IX.2 Causas de disminución de la población

La desecación y la contaminación del sistema de canales y lagos de Xochimilco y Chalco, como resultado de la urbanización, así como la captura de la especie para consumo humano y medicina tradicional, están amenazando la sobrevivencia del ajolote.

La amenaza más grave se observa en individuos menores a un año de edad.

También, ha sido capturado para el comercio internacional como mascota, sin embargo es muy probable que actualmente todos los individuos comercializados, ya sean criados en cautiverio.

Las poblaciones de peces introducidos: tilapias (*Oreochromis niloticus*) y carpas (*Cyprinus carpio*), se han incrementado alarmantemente en los canales de Xochimilco, éstos peces han tenido un fuerte impacto en los ajolotes, ya que compiten por el mismo alimento, además de que éstos depredan a los ajolotes, consumen tanto huevos como etapas tempranas, disminuyendo considerablemente las poblaciones. (55)

Los ajolotes también han sido afectados por enfermedades, probablemente dispersas por las especies invasoras, y acentuadas por la mala calidad del agua.

A pesar de que la calidad del agua ha cambiado en los últimos 10 años y se reporta que actualmente los niveles de contaminación han disminuido, la carga bacteriana tan alta, la presencia de metales pesados en el agua y la ruptura de la cadena alimenticia aún son una grave amenaza para la especie. (54)

IX.3 Acciones para la conservación de la especie

Aún cuando son muchas las causas por lo que el ajolote de Xochimilco se encuentra en peligro, diversas instituciones de México, Reino Unido y Canadá, se han reunido para

proponer y llevar a cabo acciones de conservación para el ajolote, durante las primeras sesiones del GIA-X (Grupo de Investigación del Ajolote de Xochimilco). (43)

Por la importancia biológica de la especie, de ser un organismo paedomorfo, capaz de regenerar órganos y sistemas, su importancia cultural desde la época de los aztecas y su uso en la cocina y medicina tradicional local, ha sido propuesto por varios investigadores como una “especie bandera”. Una “especie bandera” es aquella que goza de simpatía por parte del público en general y gracias a esto es posible recaudar y concienciar a la población sobre su importancia de conservación. Aun que algunos especialistas la consideran una “especie paraguas” (8), refiriéndose con esto a una especie que al protegerla se protege a muchas otras. En general esto ocurre cuando dicha especie necesita grandes cantidades de terreno para subsistir, al proteger estas áreas se protegerá también el hábitat de otras especies que residan dentro de los límites de la especie protegida (56). Esto podría ser aplicable para la conservación de las especies de Xochimilco, al proteger al ajolote, se protege a su ambiente.

La conservación de una especie debe ser integral, se debe tomar en cuenta el hábitat en sí, de las especies que lo rodean y de las comunidades humanas que comparten ese hábitat beneficiando a su fauna y flora. (57)

Los esfuerzos nacionales para la conservación de la especie, Instituciones como: el CIBAC (Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuemanco) de la UAM Xochimilco, el Instituto de Biología de la UNAM, la FES (Facultad de Estudios Superiores) Iztacala, UNAM, la Dirección General de Zoológicos y Vida Silvestre, así como productores, remeros y pescadores de Xochimilco, se han unido formando el GIA-X (Grupo de Investigación del ajolote de Xochimilco) cuyos principales objetivos son compartir la información y métodos para el mantenimiento e investigación del ajolote, para así poder obtener datos estandarizados para la realización de proyectos específicos, que

promuevan no solo la conservación de la especie, si no de su medio. Para ello se han organizado reuniones periódicas en donde se exponen las últimas investigaciones, así como la experiencia personal al resto del grupo, además , cuenta con una página web para mantener al día publicaciones y contacto con los integrantes.

Su página de contacto en internet es: <http://ajolote.ibiologia.unam.mx/reuniones.htm>

Otro grupo de conservación que trabajó con la especie en México es el Comité técnico Consultivo para la Conservación del género *Ambystoma* (imagen 9.1), en cuya segunda sesión se trataron temas de interés sobre el ajolote y otros ambystomas. (32)

La Dirección General de Zoológicos y Vida Silvestre (imagen 9.2), a través del Zoológico de Chapultepec y Los Coyotes (cuyo logo es un ajolote), han establecido 2 colonias, ambas con éxito reproductivo, que además de dar a conocer a la especie a los visitantes realizar actividades de educación ambiental, poseen un programa interno para la conservación de la especie (PICE) (imagen 9.3), y participan activamente en los grupos antes mencionados.



Imagen 9.1: logo subcomité



Imagen 9.2: logo DGZVS



Imagen 9.3: portada PICE, DGZVS

La educación ambiental es una herramienta muy importante para la conservación, haciéndola indispensable para lograr conciencia en los visitantes de lo que ocurre con nuestras especies y el entorno. Con apoyo del Zoológico de Toronto, Canadá, se publicaron algunos folletos informativos y didácticos sobre la especie, además cada año durante los cursos de verano impartidos en los zoológicos de la Ciudad de México, se realizan actividades en torno al ajolote, en el Zoológico de Chapultepec, una parte de la colonia se encuentra ubicada en el área educativa, con el propósito de estar más cerca de niños y jóvenes y que estos puedan interactuar con ellos.

Pero no solo es importante dar a conocer la situación de la especie en los zoológicos, si no con más énfasis en la población local, es por eso que el Gobierno del Distrito Federal y la UNAM, con el apoyo del Instituto de Biología, publicaron un folleto dirigido a los habitantes de Xochimilco. (Imagen 9.3 y 9.4)



Imagen 9.3 y 9.4: Historieta distribuida en Xochimilco, GDF y UNAM, 2006

Entre los esfuerzos internacionales, el consulado Británico y la DAPTF (Declining Amphibian Population Task Force), realizaron un donativo para poner en contacto y apoyar los proyectos propuestos por la DICE de la Universidad de Kent y la UAM Xochimilco, llevando a cabo talleres de educación ambiental y elaboración de artesanías y productos que promuevan la conservación del ajolote y de Xochimilco. También se organizaron reuniones y talleres con las principales instituciones involucradas con el ajolote, incluyendo a la CONABIO, la SEMARNAT, la UNAM y los Zoológicos de Chapultepec (México), Toronto (Canadá) y Chester (Inglaterra).

Otra organización internacional enfocada a la conservación de anfibios es la “Amphibian ark”, quienes promovieron al año 2008, como el año internacional de los anfibios, incluyendo de investigación y apoya en la capacitación de personas involucradas con los anfibios. Una de sus propuestas es que cada zoológico del mundo se comprometa a

conservar al menos una especie de anfibio local para lograr resultados. Calidad que el Zoológico de Chapultepec cumple.

Actualmente la Sociedad Zoológica de Londres ha creado EDGE (Evolutionarily Distinct and Globally Endangered), que apoya la conservación de especies de importancia biológica en la evolución, entre esta lista se encuentra en ajolote de Xochimilco.

El rol de la crianza en cautiverio y la reintroducción:

El ajolote de Xochimilco, es potencialmente una excelente especie para la crianza en cautiverio y los programas de reintroducción, los ajolotes son capaces de tener muchas crías en poco tiempo, y con métodos de manejo adecuados, la sobrevivencia de más del 50% de crías puede ser factible. Todo lo anterior hace posible pensar seriamente en la crianza en cautiverio como una verdadera opción de conservación y restauración de esta especie en su hábitat natural.

Sin embargo, antes de pensar en la reintroducción de ajolote a los canales de Xochimilco, es necesario analizar de manera integral las condiciones de su hábitat y valorar si éste es adecuado para la sobrevivencia de la especie.

En estudios realizados por el CIBAC y el Instituto de Biología de la UNAM, se ha demostrado que las condiciones actuales son adversas, revelando que la cadena trófica del ajolote se encuentra rota, lo que no permitiría el desarrollo de las crías de ajolote. (31) Por estas razones no es recomendable una reintroducción a corto tiempo, sino que primero se debe trabajar en mejorar el ambiente y conocer mejor a la especie, lo que se puede hacer en cautiverio, antes de proponer una reintroducción exitosa, sin embargo no se descarta realizar este tipo de acciones a mediano plazo, ya que las poblaciones disminuyen a gran velocidad. (8)

Podemos concluir, que como parte importante para la conservación de esta especie, es necesario tomar acciones y conciencia hacia el cuidado de su medio ambiente natural, ya que como se citó anteriormente, con la conservación del ajolote, es posible beneficiar a las especies que comparten su hábitat.

La crianza en cautiverio nos permite realizar estudios e investigaciones para conocer mejor a esta especie, además de ser una de las opciones más viables para su posible reintroducción al medio natural, acciones que sin duda alguna apoyan la conservación de esta especie en grave peligro de extinción.

CONCLUSIONES Y PROPUESTAS

El elaborar este manual y tener la oportunidad de trabajar con esta fascinante especie, fue muy enriquecedor, interesante, así como un gran reto, ya que en ocasiones es difícil transpolar todos los conocimientos de medicina veterinaria y zootecnia en una especie tan peculiar.

Se espera que con los datos presentados en este trabajo se puedan mejorar los cuidados en cautiverio del ajolote de Xochimilco. Asimismo, con el conocimiento e investigaciones generadas en cautiverio, se puede hacer un aporte real a la conservación de la especie en su hábitat natural por lo que este manual está encaminado a sentar las bases para el adecuado mantenimiento y cuidados en cautiverio; sin embargo, después de elaborarlo, se observa que hace falta ampliar más la información y la investigación sobre esta especie, principalmente en cuanto a anatomía, fisiología, nutrición y medicina veterinaria aplicada.

Se propone, que esta especie sea considerada en los procesos de investigación en un mayor número de instituciones mexicanas, ya que en general la gran mayoría de los estudios del ajolote se realizan en el extranjero; esto permitirá que su estudio no sólo ayude al conocimiento científico, sino a la conservación de esta importante especie mexicana en peligro de extinción.

BIBLIOGRAFÍA

1. ZIPPEL, KEVIN. Amphibian larval biology and diversity/ husbandry of larval amphibian. Amphibian biology and management. Professional training program. EUA : AZA, 2007.
2. WRIGHT, KEVIN. Amphibian medicine and captive husbandry. Florida, EUA : Krieger, 2001.
3. STEPHAN- OTTO, ERWIN. El ajolote, otro regalo de México al mundo. [Online] Citado: 13 08 02 www.conabio.gob.mx 2002.
4. REILLY, STEPHEN AND BRANDON, RONALD. Partial paedomorhosis in the mexican stream Ambystomatids and the taxonomic status of the genus Rhyacosiredon Dunn. s.l. : COPEIA, 1994, Vol. 3. 656-662.
5. SHAFFER, H.B. Evolution in a paedomorphic lineage I. An electrophoretic analysis of the mexican ambystomatid salamanders. s.l. : Evolution, 1984, Vol. 38. 1194-1206.
6. DUGÉS, A. La Naturaleza. México : Periódico Científico de la Sociedad Mexicana de Historia Natural, 1870, Vol. 1. 241-243.
7. ARMSTRONG AND MALACINSKI. Developmental Biology of the axolotl. USA : Oxford University Press, 1989.
8. BRIDE, IAN AND GRIFFITHS RICHARD, MCKAY, JAEANNE. Conservación del axolote en Xochimilco, México. Cuso de actualización. Kent University and Darwin Initiative, México DF., Diciembre 2004.
9. TERRADAS, JAIME. Ecología , hoy. Barcelona, España : hay que saber, 1982.
10. MUSACCHIO, HUMBERTO. Diccionario enciclopédico del Distrito Federal. Delegación Xochimilco. [Online] agosto 21, 2000. [Cited: febrero 12, 2009.] <http://www.xochimilco.df.gob.mx/delegacion/index.html>.

11. GARZÓN LOZANO, LUIS EDUARDO. Xochimilco hoy. *Instituto de Investigaciones Dr. José Mora*. [Online] 2002. [Cited: marzo 10, 2009.] <http://www.xochimilco.df.gob.mx/delegacion/fauna.html>.
12. NIEDERBERGER, C. Early sedentary economy in the Basin of Mexico. 203, s.l. : Science, 1979. 131-142.
13. ROJAS RABIELA, TERESA.. Las cuancas lacustres del altiplano central / arqueología mexicana. 68, México D.F : Raíces. S.A de C.V, julio- agosto 2004, Vol. XII. 20-27.
14. VELA, ENRIQUE. Arqueología mexicana, Ciudad de México, guía arqueológica. 33, México, D.F : Editorila Raíces, 2010, Vol. edición especial. 40-43, 82-83.
15. MATEOS HIGUERA, SALVADOR. Enciclopedia gráfica del México antiguo: Los dioses creadores. México : Edit. Secretaría de hacienda y crédito público, 1992.
16. MENDOZA, BLANCA. Leyendas de los antiguos mexicanos. México : editores mexicanos unidos, S.A, 2003.
17. MARUSCANA, FRAY RODRIGO. Bestiario de Indias. Antología de Marco Antonio Urdapilleta M. Edo. de México, México : Facultad de Humanidades, Universidad Autónoma del Estado de México, 1995.
18. ORTEGA CAMBRANIS, AÍDA. El ajolote.. 36, México : Elementos, 2000, Vol. 6.
19. SCOTT, PETER W. Axolotls, care and breeding in captivity. USA : T.F.H publications, Inc., 1995.
20. PANIAGUA, RICARDO AND NISTAL, MARTÍN. Introducción a la histología animal comparada. Barcelona, España : Labo Universitaria, 1983.
21. NORTHCUTT, GLENN. The lateral line system of the axolotl. 19, San Diego, USA : Axolotl newsletter, 1990, Vols. spring, 1990. 5-13.
22. CAMARILLO, J AND SMITH, H. A hand list of the amphibians and reptiles of the State of Mexico. EUA : Greater Cincinnati Herpetological society contributions in herpetology, 1992. 39-41.

23. PHAFF, ANNE AND ROSENKILDE, P. Amphibian immunology with special emphasis on the axolotl haematology. 22, Copenhagen, Dinamarca : Axolotl newsletter, 1993, Vol. spring 1993. 11- 18.
24. DUHON, SUSAN T. Spawning Axolotls at UI: a ten-year history. 21, Indiana, USA : Axolotl newsletter, 1992, Vol. summer 1992. 29-36.
25. SCOTT, PETER W. Guía completa del acuario. Barcelona, España : Blume, 1991.
26. MARTÍNEZ, CORDOBA. Ecología de los sistemas acuícolas. México : AGT, editor, 1998.
27. NUGAS, CHERYL. Axolotl larvae housing methods. 25, California, EUA : axolotl newsletter, 1996, Vol. fall 1996. 14-17.
28. FOX, WARREN F. Ammonia, ammonium, nitritos y nitratos: Causes of disease in axolotls and prevention of their toxic effects. California, EUA : Axolotl newsletter. 24-26.
29. PETRACINI, ROBERTO. El acuarista, filtración, alimentos. [on line] citado: 06 21, 2010. <http://elacurista.com/secciones/biologia9.htm>.
30. MOODY, M. Inexpensive and low maintenance facility for housing axolotls. 25, Missisipi, EUA : Axolotl newsletter, 1996, Vol. fall 1996. 24-25.
31. MUNDY, BRENT. Terrestrial axolotl care sheet (*Ambystoma mexicanum*). 25, Indiana, EUA : Axolotl newsletter, 1996, Vol. Fall 1996. 30-31.
32. VALIENTE, ELSA. 7a reunión del grupo de trabajo del ajolote de Xochimilco en cautiverio. Recursos alimenticios del ajolote de Xochimilco. [Online] agosto 15, 2007. http://ajolote.ibiologia.unam.mx/ajolotes_cautiverio.htm.
33. WRIGHT, KEVIN. Amphibian nutrition. Ohio, EUA : AZA Training Course" Amphibian biology and management, 2007.
34. MARTTY, HUGO A. Alimentación de peces de ornato. Buenos aires, Argentina : Albatros, 1994.

35. FLANAGAN, WILLIAM III. Live food cultures for amphibians. Ohio, EUA : AZA training course: Amphibian Biology and Management , 1997.
36. MAYA, P.MAYRA. Estudio histopatológico de algunas enfermedades y lesiones en la colonia de ajolotes (*Ambystoma mexicanum*) del laboratorio de herpetología de la FES Iztacala. Cd. de México, México : UNAM- tesis , 2002.
37. ODUM, ANDREW. Data management. Ohio, EUA : AZA training course: Amphibian Biology and Management, 2007.
38. BORLAND, SANDRA New identification system makes "axolotl life" easier.. 21, Indiana, EUA : Axolotl newsletter, 1992, Vol. summer 1992. 26-28.
39. WRIGHT, KEVIN. Amphibian medicine. Ohio, EUA : AZA training course: amphibian biology and management, 2007.
40. SNIDER, ANDREW .Amphibian shipping and transport.. Ohio, EUA : AZA training course: Amphibian biology and management, 2007.
41. ROSS, LINDSAY G. AND ROSS, BARBARA. Anesthetic and sedative techniques for aquatic animals. Oxford, UK : Blackwell publishing, 2nd edition, 1999.
42. GRAUE, VIRGINIA. Estudio genético y demográfico de la población del anfibio *Ambystoma mexicanum*(caudata: *Ambystomatidae*)del Lago de xochimilco. Ciudad de México, México : Instituto de Ciencias del mar y Limnología, UNAM. Tesis, 1998.
43. MATÍAS, NOEMÍ. Genética del *Ambystoma*. Ciudad de México, México : 6ta reunión del grupo de trabajo GIA-X, 2007.
44. EISTHER, HEATHER. Courtship and mating behavior in the axolotl. 18, Indiana, EUA : Axolotl newsletter, 1989, Vol. Spring 1989. 18-20.
45. BJORKLUND, NATALIE. Small is beautiful: economical axolotl colony maintenance with natural spawnings as if axolotl mattered. Winnipeg, Canada : Axolotl newsletter, 1992, Vol. spring 1992. 38-47.

46. WIENER, DANIEL. Axolotl, etapas de desarrollo. [Online] 2007. [Cited: mayo 2010, 13.] http://www.ambystoma.de/html/axolotl/axolotl_development.html.
47. BARNARD, UPTON. A veterinary guide to the parasites of reptiles Vol. 1 protozoa. Florida, EUA : Krieger publishing company, 1994.
48. HOOFF. Diseases of amphibians and reptiles. NY, EUA : Plenum press, 1984.
49. REINCHENBACH, KLINKE. Enfermedades de los peces. Zaragoza, España : Acribia, 1982.
50. BROWN, LYDIA. Acuicultura para veterinarios. Zaragoza, España : Acribia, 2000.
51. ALDANA G., LOURDES. Aislamiento e identificación de las bacterias asociadas a procesos patológicos de anfibios y reptiles del laboratorio de herpetología- vivario de la UNAM. México, D.F : FES Iztacala, UNAM - tesis de licenciatura, 2003.
52. SCHLOTTER, REBECA AND WARD, BRIAN. Bacterial study of axolotl. 20, Indiana, EUA : Axolotl newsletter, 1991, Vol. spring 1991. 36-38.
53. ZWEMER, CHARLES. An effective acquisition and stable containment technique for *Ambystoma mexicanum* whole blood. 20, Indiana, EUA : Axolotl newsletter, 1991, Vol. spring 1991. 39-40.
54. ZAMBRANO, KAY, MC AND GRIFFITHS. *Ambystoma mexicanum*. Global amphibian assessment. [Online] 2006. [Cited: octubre 10, 2008.] www.globalamphibians.org.
55. GRIFFITHS, RICHARD AND GRAUE, VIRGINIA. Conservation of the axolotl (*Ambystoma mexicanum*) at Lake Xochimilco, Mexico. 89, s.l. : Herpetological Bulletin, 2004. 4-11.
56. SMITH, HOBART. The axolotl in its native habitat. 18, Colorado, EUA : axolotl newsletter, 1989, Vol. spring 1989. 12-15.
57. ECOLOGÍA, INSTITUTO NACIONAL DE. Instituto Nacional de ecología. glosario. [Online] agosto 26, 2009. [Cited: enero 14, 2010.] www.ine.gob.mx/con-eco-biodiversidad/363-con-eco-glosario.

58. SEMLITSCH, RAYMOND. Amphibian conservation. Washington : Smithsonian books, 2003.
59. SHAFFER, BRADLEY. Natural history, ecology and evolution of the mexican "axolotls". 18, California, EUA : axolotl newsletter, 1989, Vol. spring 1989. 5-11.
- 60 .ALVAREZ DEL VILLAR JOSÉ. Anatomía comparada básica. Edit. Trillas, México, 1979.