

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA UNIDAD XOCHIMILCO
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
LICENCIATURA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Informe final de Servicio Social

**Identificación de parásitos en ajolote de Xochimilco
(*Ambystoma mexicanum*) en el Centro de Investigaciones
Biológicas y Acuícolas de Cuemanco (CIBAC)**

Presentadora de Servicio Social:

Chavez Vasquez Amairani

Matricula: 2163026688

Asesores Internos:

Dr. Emilio Rendón Franco
N° económico 34270

Dra. Claudia Irais Muñoz García
N° económico 36943

Lugar de realización:

Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuemanco (CIBAC)

Fecha de inicio y finalización: 30 de mayo al 30 de noviembre del 2022

1. Introducción

Los anfibios representan un grupo muy importante de vertebrados debido a su presencia en una amplia gama de hábitats acuáticos y terrestres, además de tener un papel importante como depredadores, presas y hospederos de ciertos organismos. Adicionalmente, poseen la capacidad de desarrollar extremidades en la etapa adulta para poder movilizarse en tierra (Cabrera *et al.*, 2021). México es considerado uno de los países con un nivel muy alto de endemismo y riqueza en anfibios albergando alrededor de 376 especies entre ellas ranas, sapos, ajolotes y otros similares (Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales, 2017).

Dentro del grupo de los anfibios, se encuentra la familia Ambystomatidae misma que agrupa a las salamandras del género *Ambystoma*, dentro del cual existen algunas especies que se caracteriza por ser neoténicas, es decir, no sufren metamorfosis pero si alcanzan la madurez sexual conservando sus rasgos juveniles o larvarias como la retención de branquias externas, una cola serpenteante y ausencia de párpados (Molina, 2010), un sistema de excreción amoniotélico, un sistema óseo constituido principalmente por tejido cartilaginoso (Zapata y Solis, 2013) y permanencia en el medio acuático durante toda su vida (Casas *et al.*, 2003).

El ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*), cuyo nombre proviene del náhuatl “axolotl” que en su traducción significa “perro de agua”, “monstruo de agua” (Molina, 2010), “gemelo de agua” o “juguete de agua” (Mena y Servin, 2014); es una especie mexicana endémica, que habitaba en todo el sistema lagunar que existía en valle de México en el siglo XVI, el cual abarcaba el lago de Texcoco, lago de Xochimilco, lago de Chalco junto con sus conexiones en el lago de Zumpango y el lago de Xaltocán. En vida libre, actualmente se encuentran en los sistemas de canales de Xochimilco (Vázquez, 2012) incluyendo la pista de canotaje (Servin, 2011) en la Ciudad de México, aunque se han reportado algunos avistamientos en el lago de Chalco y en los humedales de Tláhuac.

Desgraciadamente, *A. mexicanum* se encuentra en grave peligro de extinción debido al constante crecimiento de la zona urbana, la gestión del drenaje, la contaminación de los lagos, desarrollo agrícola, la sobre explotación e introducción de especies invasoras como la carpa (*Cyprinus carpio*), tilapias (*Oreochromis niloticus*) y lobinas (*Micropterus salmoides*), las cuales se alimentan de las crías del ajolote y compiten por el alimento (SEMARNAT, 2018) y el cambio climático, provocando desequilibrios ecológicos entre las poblaciones nativas y la transmisión de una variedad de enfermedades (Kraus, 2009).

La evidencia empírica sugiere que las especies de anfibios son susceptibles a cambios en el medio, los cuales pueden provocar diversas enfermedades de origen parasitario como algunos helmintos y protozoarios principalmente. Algunos de los parásitos reportados en ajolote del género *Ambystoma* son *Costia necatrix*, *Trichodina*, *Oodinoides*, *Lerneae* (Vázquez, 2012), *Hexamita*, *Opalina*, *Megalodiscus temperatus*, *Gorgoderina attenuata*, *Hedruris siredonis*, *Rhabdias*, *Capillaria*, *Entamoeba*, *Proteromonas*, *Chilomastix*, *Balantidium*, *Megalobatrachonema elongata*, *Eustrongylides*, *Dactylogyrus* y *Gyrodactylus*

2. Planteamiento del problema y justificación

Los anfibios funcionan como hospederos intermediarios o definitivos para un gran número de parásitos como nematodos, flagelados, ciliados u opalinidos, los cuales pueden estar presentes en el tracto gastrointestinal del animal de forma natural sin causar un daño aparente y quizá sin necesitar un tratamiento específico. Por otro lado resulta difícil diferenciar entre aquellas especies patógenas y no patógenas, aunque estas relativamente no se asocian a una enfermedad, podrían traer consecuencias en la salud de los anfibios al encontrarse en situaciones de estrés o inmunodepresión. Se ha notado que en condiciones de cautiverio y bajo cuidado zootécnico, las infecciones por parásitos principalmente *Rhabdias* y *Strongyloides*, pueden alcanzar niveles de hiperinfecciones o superinfecciones causando la muerte de la especie.

El ajolote de Xochimilco podría contraer estos organismos al estar en contacto con otras especies acuáticas que estén infectados o a través del alimento que se les proporcione a los ejemplares, ya que no existe un proceso de desinfección previo a su administración o su procedencia que suele ocurrir desde lugares poco convencionales como el gusano de pantano (tubifex), de quién se ha sospechado que podría ser una fuente de parásitos, al ser un alimento vivo. Lo anterior puede derivar en un animal con pérdida de peso, disminución del apetito, apatía, inquietud, retraso del crecimiento, regurgitación, torsión lateral del cuerpo, meteorismo intestinal, decoloración y comportamiento anormal.

Por ello es importante identificar las posibles fuentes de infección parasitaria para el *A. mexicanum* así como la dinámica de infección desde su fase juvenil con la finalidad de reportar el origen y desarrollo parasitario y así contribuir con nueva información en el ámbito de la parasitología y proyectos dirigidos a la conservación de la especie.

3. Objetivos

3.1 Objetivo General

- Identificar la presencia de endoparásitos en ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) en su etapa juvenil provenientes del Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC) y sus posibles fuentes de origen.

3.2 Objetivos Específicos

- Determinar la presencia/ausencia de parásitos en heces de los ajolotes o en el sedimento de sus acuarios.
- Buscar parásitos en el agua del humedal que se utiliza para los acuarios de los ajolotes.
- Determinar presencia o ausencia de parásitos en el alimento que se provee a los ajolotes.

4 Antecedentes

4.1 Clasificación Taxonómica

De acuerdo con los autores Vázquez (2012) y Meja y Servín (2014), el ajolote de Xochimilco pertenece a la siguiente clasificación:

Reino: Animalia

Phylum: Chordata

Clase: Anfibia

Orden: Caudata (Urodela)

Sub-orden: Salamandroidea

Familia: Ambystomatidae

Genero: *Ambystoma*

Especie: *A. mexicanum*

4.2 Biología

El *A. mexicanum*, es una especie endémica mexicana que habita en canales de Xochimilco en la Ciudad de México, es la especie que comúnmente se mantiene en cautiverio. Presenta el fenómeno llamado neotenia que consiste en la capacidad de alcanzar la madurez reproductiva sin llevar a cabo su proceso de metamorfosis (mantener su estado larvario hasta llegar a su fase adulta) y es sexualmente maduro aún en esa fase. Su periodo de vida en cautiverio varía entre 10 a 12 años y es de 25 como máximo, sin embargo, en condiciones naturales es aproximadamente de 3 años (Molina, 2010).

Físicamente se caracteriza por poseer una piel lisa glandular y húmeda con una coloración de verde oscuro o pardo, amarillas, gris, café, anaranjada, rosada o durazno, ciertos tonos marrones, parcial o totalmente negro y en algunas ocasiones presentan pequeñas manchas o reticulaciones de color negro, café o blanco (Akerberg *et al.*, 2021). Presentan un cuerpo robusto y pesado con surcos costales verticales a los lados, con patas relativamente cortas carentes de uñas (Yarto *et al.*, 2020) teniendo cuatro dedos en las extremidades delanteras y cinco en las extremidades traseras, una cabeza ancha, redondeada en forma de pala con una boca grande y ojos pequeños; la cola es normalmente larga y aplanada

lateralmente, pero la característica más llamativa son sus branquias plumosas de tres lóbulos que se extienden sobre el cuello y detrás de la cabeza (Bjorklund y Duhon, 1999). El tamaño y proporción de los ajolotes es variable, ya que muchas especies pueden tener una longitud de 20 a 25 cm incluso algunos llegan a medir 35 cm de largo (Akerberg *et al.*, 2021).

Su periodo reproductivo comienza a finales de invierno y principios de primavera en condiciones naturales o controladas, depositando los huevos durante el mes de enero. Los embriones eclosionan a las 2 semanas y media con una longitud de 1 centímetro (Vázquez, 2012).

4.3 Parásitos en anfibios

Los anfibios son una clase de vertebrados que actúan como hospedadores de diferentes grupos de parásitos. Pueden comportarse como hospederos intermediarios y definitivos de una gran variedad de especies de metazoarios Platyhelminthes (Monogenea, Digenea y Cestoda), Nematoda, Nematomorpha y Acanthocephala (Pérez, 2006), además de la presencia de algunos protozoos como *Cryptosporidium* y *Balantidium* (Serrano *et a.*, 2017).

Se ha reportado la presencia de amebas en el tracto gastrointestinal, hígado y riñones de los anfibios, desencadenado en la denominada “amebiasis” cuando estos se encuentran en situaciones de estrés, generalmente provocado por el género *Entamoeba* (Wright, 2006).

Densmore y Earl (2007) mencionan que los ciliados, opalinidos y flagelados se encuentran comúnmente en el tracto gastrointestinal y en la piel de dichas especies. Sin embargo, el ciliado *Tetrahymena* se le ha atribuido incrementos en la mortalidad de salamandras, incluidos los huevos y los embriones (Pessier, 2002). Los tricodínidos pueden llegar a parasitar superficies externas o la vejiga urinaria de estos animales y generar cargas representativas para provocar enfermedades clínicas (Poynton y Whitaker, 2001). Algunas especies de Trypanosomas son patógenos conocidos de varios anfibios (Wright, 2006).

Los parásitos esporozoarios comúnmente apicomplejos, se pueden observar en la sangre, tracto gastrointestinal, órganos y tejidos de los anfibios, asociados a un

estado de enfermedad o patogenicidad (Densmore y Earl, 2007). Entre ellos destaca la presencia de dos géneros de coccidios *Eimeria* e *Isospora*, los cuales se encuentran como microbiota gastrointestinal de estos, pero, pueden llegar a desencadenar un proceso de enfermedad.

Se ha observado la aparición de microsporidios en anfibios salvajes y cautivos (Densmore y Earl, 2007), de los cuales se han descrito tres géneros *Microsporidium*, *Pleistophora* y *Allogluzea* (Poynton y Whitaker, 2001),

Dentro de los diversos tipos de helmintos, se encuentran los trematodos también conocidos como digeneos, pueden ser los parásitos más reconocidos en los anfibios comportándose como hospederos intermediarios o definitivos, un claro ejemplo son las metacercarias del trematodo *Clinostomum* que afectan a los ránidos y a las salamandras ambystomidas (Densmore y Earl, 2007). Seguido por los nematodos que pueden ser problemáticos entre las poblaciones de anfibios en cautiverio, ya que se ha informado que el género *Strongyloides* son parásitos intestinales muy conocidos entre los vertebrados (Patterson *et al.*, 2001).

Existen otros tipos de helmintos que infectan a los anfibios incluidos los cestodos, acantocéfalos e hirudineos. Los cestodos (gusanos planos segmentados) no suelen ser problemáticos en especies de anfibios, pero pueden producir lesiones gastrointestinales significativas, obstrucción gastrointestinal y muerte en infecciones graves (Wright, 2006). Los acantocéfalos o gusanos de cabeza espinosa, pueden producir lesiones ocasionadas por sus estadios juveniles enquistados o como adultos incrustados en los intestinos de los anfibios (Densmore y Earl, 2007).

4.4 Efectos de los parásitos en los anfibios

Se ha reportado que existen diversos trematodos que parasitan a los anfibios en su estado larvario, como es el caso de *Ribeiroia ondatrae* quien ha sido claramente asociado con la aparición de malformaciones en los anfibios por quistes internos que originan los parásitos al alterar la posición de las células responsables del crecimiento y la liberación de sustancias químicas (Bosch, 2003). Además, se le ha atribuido la ausencia de uno o ambos ojos, hipoplasia y displasia mandibular, hemimelia, micro y braquimelia, ectromelia, polimelia, taumelia, braquidactilia,

ectrodactilia, polidactilia, sindactilia, apodia, hiperextensión de la extremidad y proyección femoral (Aguillon, 2018).

Se ha informado sobre un nematodo de genero *Strongyloides*, el cual provoca una enteropatía con pérdida de proteínas y muerte en una rana arborícola gris de Cope (*Hyla chrysoscelis*) cautiva (Patterson *et al.*, 2001).

Cuando los anfibios padecen de amebiasis suelen presentar anorexia, pérdida de peso, diarrea, sangre en las heces y deshidratación (Densmore y Earl, 2007). Las enfermedades protozoarias por flagelados se han identificado en 6 anfibios diagnosticándose infecciones digestivas asociadas a enteritis (Sallés *et al.*; 2020). Aquellos que pertenecen al género de dinoflagelados *Piscinoodinium* o el flagelado *Ichthyobodo* pueden causar lesiones graves en la piel o las branquias si se presenta en grandes cantidades (Poynton y Whitaker, 2001).

Algunas especies de Trypanosomas son patógenos conocidos de varios anfibios (Wright 2006). Los signos clínicos y las lesiones asociadas a ellos son la anemia anorexia, letargo, palidez, esplenomegalia y necrosis esplénica (Densmore y Earl, 2007).

4.5 Enfermedades Parasitarias en Ajolotes

Dentro de las enfermedades parasitarias que son más comunes están los protozoarios principalmente por *Opalina* spp. *Costia necatrix*, *Balantidium* spp. *Proteromonas* spp, *Hennyguya* spp y *Protopalina* spp (Servín, 2011) seguidos de los nematodos que normalmente son encontrados en el intestino del ajolote como *Hedruris siredonis*, *Falcaustra chabaudi*, *Cosmocercoides dukae*, *Macroderoididae* sp (Álvarez *et al.*, 2014), *Falcaustra elongata*, *F. mascula*, *Gorgoderina attenuata* y *F. mexicana* (Rodríguez *et al.*, 2013) *Megalobatrachonema elongata* o *Chabaudgolvania* spp y algunas especies pulmonares que causan neumonía son *Rhabdias*, *Capillaria* y *Entamoeba* (Mena y Servín, 2014).

5 Material y Métodos

El presente estudio fue observacional, prospectivo y descriptivo.

5.1 Ubicación del lugar de trabajo

El Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC) de la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco ubicado en el Antiguo Canal de Cuernavaca a un costado de la pista olímpica de remo y canotaje. Se encuentra del Área Natural Protegida Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco en la delegación Xochimilco (Juárez, 2019). Localizado 19°15' latitud norte y 99°06' longitud oeste, a una altura promedio de 2.274 msnm, cuenta con un clima templado húmedo con una temperatura anual de 16.2°C y máximas de 31°C (Vázquez, 2012).

5.2 Población

Se trabajó con 46 ajolotes de Xochimilco organizados en cuatro grupos durante los meses de mayo a noviembre.

Las larvas de ajolote se obtuvieron a partir de 1 mes de haber eclosionado, siendo alimentadas a base de pulga de agua y crustáceos que se cultivan en la misma institución, siguiendo con el sistema de aireación en su respectivo estanque, realizando la limpieza diaria del sedimento de cada recipiente, retiro parcial y completo del agua, siendo manejados los animales por medio de redes exclusivas para cada grupo.

A partir de los 2 a 3 meses de edad, la alimentación fue cambiada a Tubifex el cual es obtenido por medio de la "Sociedad Cooperativa Gusano de Fango" en el estado de Hidalgo y traído a CIBAC cada 15 días por medio de bolsas de plástico, se sometió a un lavado a base de agua y filtración constante para mantenerlo en buenas condiciones.

5.3 Toma y conservación de las muestras

5.3.1 Muestras de heces y de sedimento de los ajolotes

Debido a que las larvas de ajolote se encontraban en su primera etapa de crecimiento no se podían visualizar tal cual la formación de las heces, por lo que se optó por la recolección del sedimento o por medio de aspiración del fondo del acuario; conforme fueron creciendo los ejemplares las excretas fueron identificadas con mayor facilidad y se recolectaban por medio de una cuchara de plástico para cada grupo.

El material era colocado en recipientes de plásticos herméticos y preservados en refrigeración a una temperatura de 4°C hasta su posterior análisis en el laboratorio. En caso de demorar más de tres días el procesamiento de las muestras de heces, se les agregaba una parte de formol al 10% por cada dos de muestra.

5.3.2 Muestras ambientales y de alimento

Se tomó el agua del humedal directamente del grifo, colocándolo en un recipiente de plástico hermético y se conservaron en refrigeración a una temperatura de 4°C por un máximo de 72 horas.

Las muestras del alimento fueron recolectadas directamente del recipiente donde es almacenado el Tubifex y de los dos estanques exteriores donde se cultiva la pulga de agua, de igual manera se mantuvieron en refrigeración.

5.4 Método de laboratorio

Para analizar las muestras de heces, sedimento, alimento y agua del humedal se utilizó la técnica de Faust (Faust, 1938); con dicha técnica las muestras fueron filtradas, lavadas por centrifugación y finalmente mezcladas con solución de alta densidad [salina saturada de NaCl (1.2 s.g)] para que posterior a algunos minutos de reposo se recuperó el menisco. Con la finalidad de optimizar la muestra, se analizó también por la técnica de sedimentación tomando una gota de muestra posterior al paso de centrifugación y previo a mezclar con solución de alta densidad. Dicha gota se analizó bajo el microscopio entre porta y cubreobjetos utilizando los objetivos de 10 y 40 X. La muestra de Faust se analizó tomando el menisco que fue

observado bajo el microscopio entre porta y cubreobjetos utilizando los objetivos de 10 y 40 X. Adicionalmente, se hizo una búsqueda de parásitos macroscópicos en la muestra que quedó retenida durante el proceso de filtrado con ayuda del microscopio estereoscopio.

5.5. Análisis de datos

Se calculó la prevalencia y carga para el total de parásitos, adicionalmente se calculó la prevalencia utilizando un programa estadístico llamado "Openepi" y la carga mensual por cada especie parasitaria encontrada en la población de estudio.

6. Resultados y Discusión

6.1 Descripción de los diferentes tipos de parásitos encontrados

a) Estrongilido (Familia Cosmocercoidea)

Son parásitos gastrointestinales que se caracterizan principalmente por papilas en roseta en la región caudal del macho (Chen et al., 2018). La especie tiene un ciclo de vida monoxénico y las hembras adultas liberan los huevos a través de las heces de los hospederos, posteriormente se convierten en larvas, las cuales mudan dos veces hasta convertirse en una larva infecciosa de tercer estadio, que penetra a través de la piel de un nuevo huésped (Anderson, 2000). De acuerdo con Gautam y colaboradores (2017) en los adultos se puede observar desde lo largo de la superficie del cuerpo estructuras como anulaciones cuticulares, reborde cuticular, crestas longitudinales y transversales, inflación y espinas cuticulares (Imagen 1)

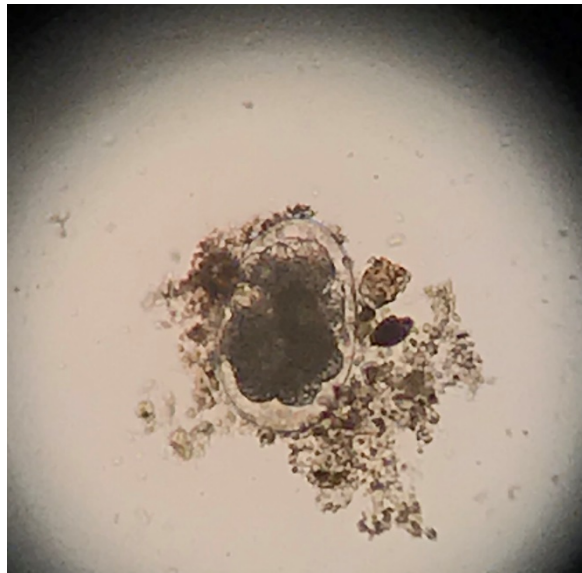


Imagen 1. Huevo de Estrongilido

b) Ciliados

Pertenece al Phylum Ciliophora, porque son protozoarios que se mueven mediante cilios (filamentos parecidos a vellosidades) (Álvarez, 2006). Poseen dos núcleos (macronúcleo y micronúcleo) por lo cual son heterocarióticos (Mayén *et al.*, 2014), y se reproducen por un proceso sexual de conjugación (Lynn, 2008). Presentan una corteza o capa cortical con dos componentes, la película y las cinétidas (Hausmann y Hulsman, 1996). La longitud de las células de los ciliados varía entre 10 μm y 3000 μm (Jones, 1974) (Imagen 2).



Imagen 2. Ciliado

c) Coccidias

Son pertenecientes a la familia Eimeriidae. Se encuentran en las heces de los hospederos en forma de ooquistes, que son pequeños cuerpos esféricos, ovales, elipsoidales o ligeramente piriformes (Castillo, 2005). Los ooquistes están recubiertos por una pared compuesta por dos capas, con esporocistos, de un número variable dependiendo de la especie, contenidos dentro de uno o dos esporozoitos (Pardo y Buitrago, 2005), y un cuerpo residuo (Trejo, 2018) (Imagen 3).

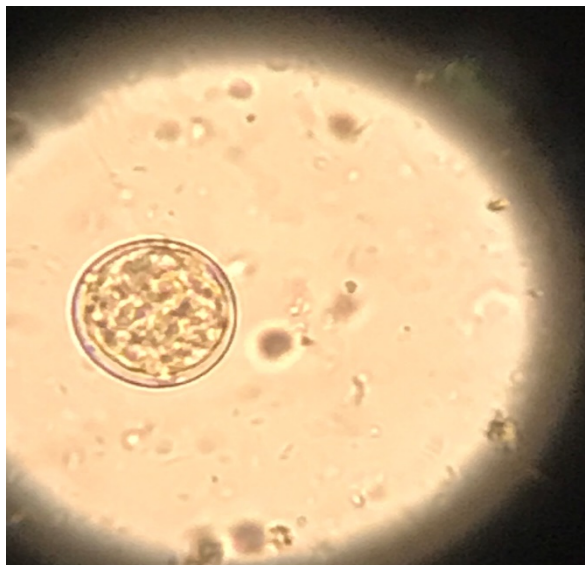


Imagen 3, Coccidia

d) **Trichodina**

Los ciliados del género *Trichodina*, se caracterizan por su forma de esfera aplanada de 0.04 a 0.07 de diámetro. Poseen un anillo basal provisto de elementos cónicos con proyecciones laterales delgadas, siendo estas un total de 24 entre 0,003 a 0,004 de longitud, dicha forma son espinas largas y puntiagudas dirigidas hacia el centro del disco. Pertenece al Phylum Ciliophora (Doflein, 1901), Clase Oligomenophoreade (Puytorac et al., 19741), Subclase Peritrichia (Stein, 1859), Orden Mobilina (Kahl, 1933), Familia Trichodinidae (Claus, 1874), Género Trichodina Ehrenberg, 1830 (Moreno *et al.*, 2008) (Imagen 4).



Imagen 4. Trichodina

6.2 Prevalencia de los parásitos mediante la técnica de sedimentación

Se obtuvo una prevalencia general en sedimentación para cualquier tipo de parásitos encontrado en la población de estudio durante los meses de junio a octubre, del 16%.

Durante este lapso, la prevalencia para *Estrongilido* resultó en un 4.25% (n=17). Por otro lado, los Ciliados tuvieron un 9.5% (n=38), mientras que para las Coccidias solo represento el 0.25% (n=1). Por último, la prevalencia de *Trichodina* fue del 2% (n=8)

6.3 Prevalencia de parásitos mediante la técnica de flotación

Se obtuvo una prevalencia general en flotación del 2.5% de un total de 400 muestras analizadas, para cualquier tipo de parásitos encontrados en la población de estudio durante los meses de junio a octubre.

Durante este lapso, los *Estrongilidos* mostraron una prevalencia del 2.25% (n=9), para los Ciliados y *Trichodina* fue de 0% mientras que para las Coccidias representaron el 0.25% (n=1).

6.4 Prevalencia mensual

6.4.1 Presencia de parásitos en el sedimento de los acuarios y heces de los ajolotes

La prevalencia más alta de *Estrongilido* se detectó en el mes de julio, mientras que la más baja fue en el mes de octubre. La prevalencia fluctuó a lo largo del periodo evaluado (Gráfico 1).

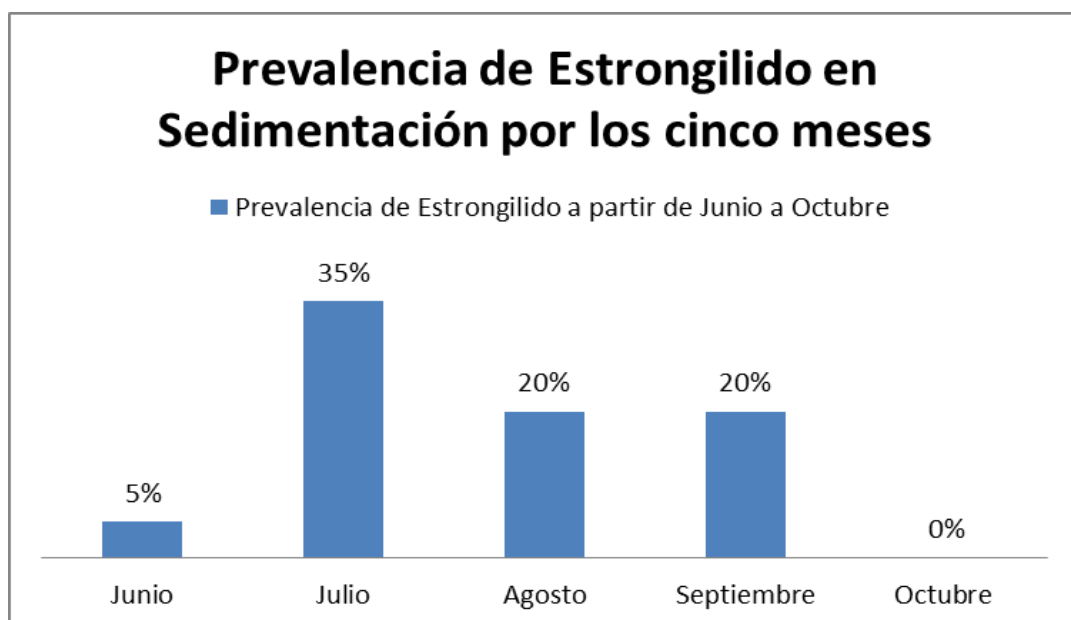


Gráfico 1. Prevalencia de Estrongilido en Sedimentación por los cinco meses. Se muestra una prevalencia de Estrongiloides del 5 % durante el mes de junio, seguido de un 35% en el mes de julio, manteniendo una prevalencia constante del 20% en el mes de agosto y septiembre, mientras que para el mes de octubre no hubo presencia de dicho parásito.

En el caso de los Ciliados, mantuvieron una prevalencia mayor en el mes de octubre con un 95%, siendo la más baja en el mes de septiembre. La prevalencia fluctuó a lo largo del periodo evaluado (Gráfico 2).

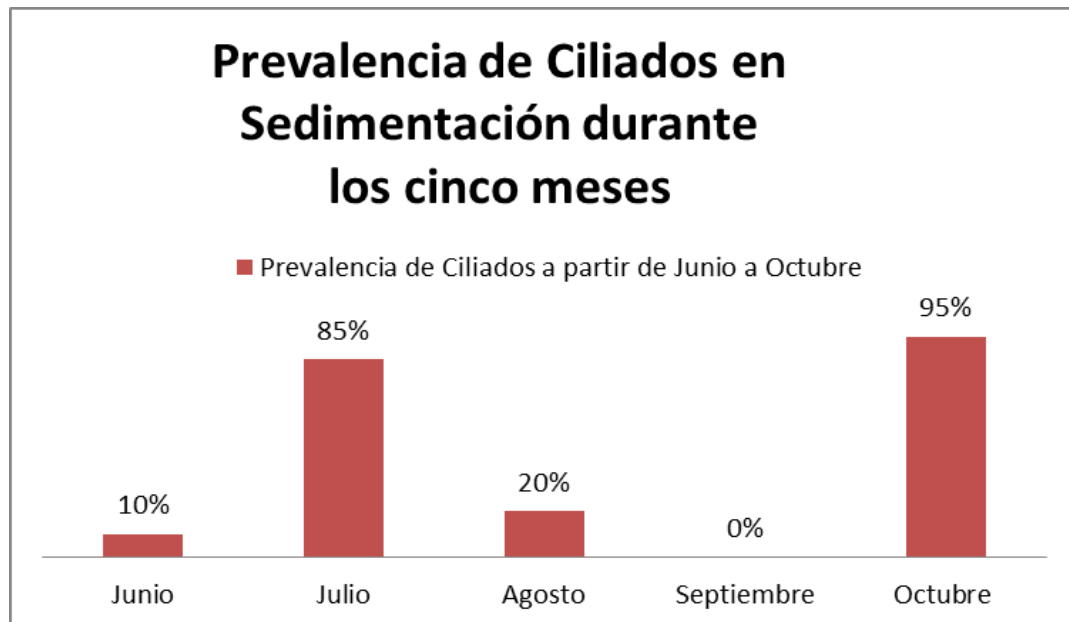


Gráfico 2. Prevalencia de Ciliados en Sedimentación durante los cinco meses. Se obtuvo una prevalencia del 10% en el mes de junio y 0% en el mes de septiembre, mientras que el mes de julio fue un 85% y un 95% en octubre.

La prevalencia más alta de Coccidias fue en el mes de junio con un 5%, mientras que en los meses de julio a octubre no hubo incidencia (Gráfico 3).

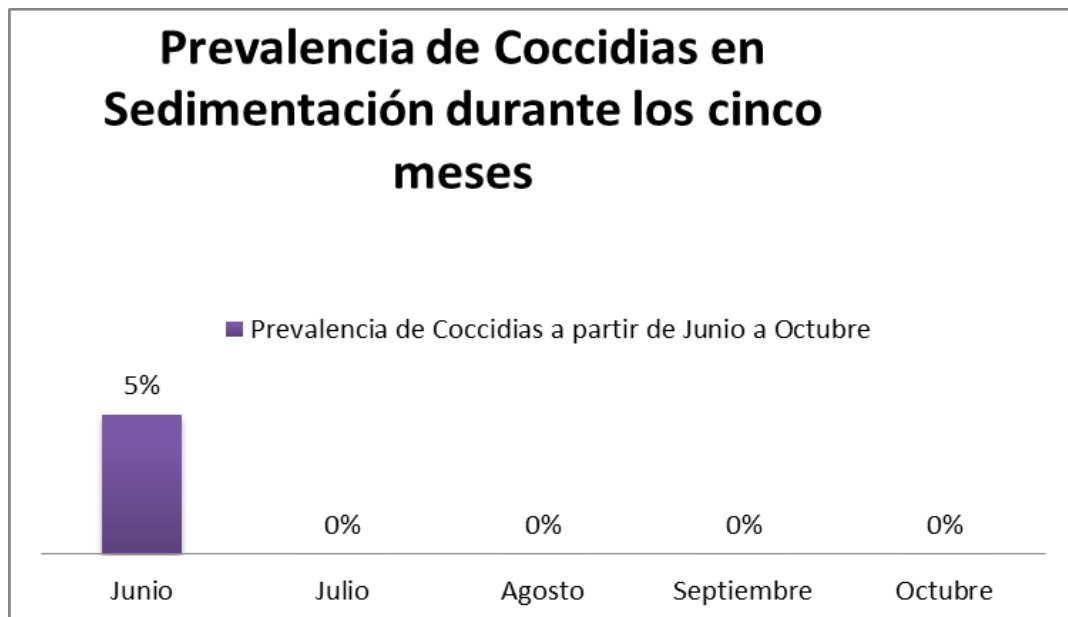


Gráfico 3. Prevalencia de Coccidias en Sedimentación durante los cinco meses. Se obtuvo una prevalencia del 5% durante el mes de junio, mientras que en los meses restantes fue del 0%

La prevalencia más alta de Trichodina se detectó durante el mes de septiembre, mientras que la más baja fue en el octubre. La prevalencia fluctuó a lo largo del periodo evaluado (Grafico 4).

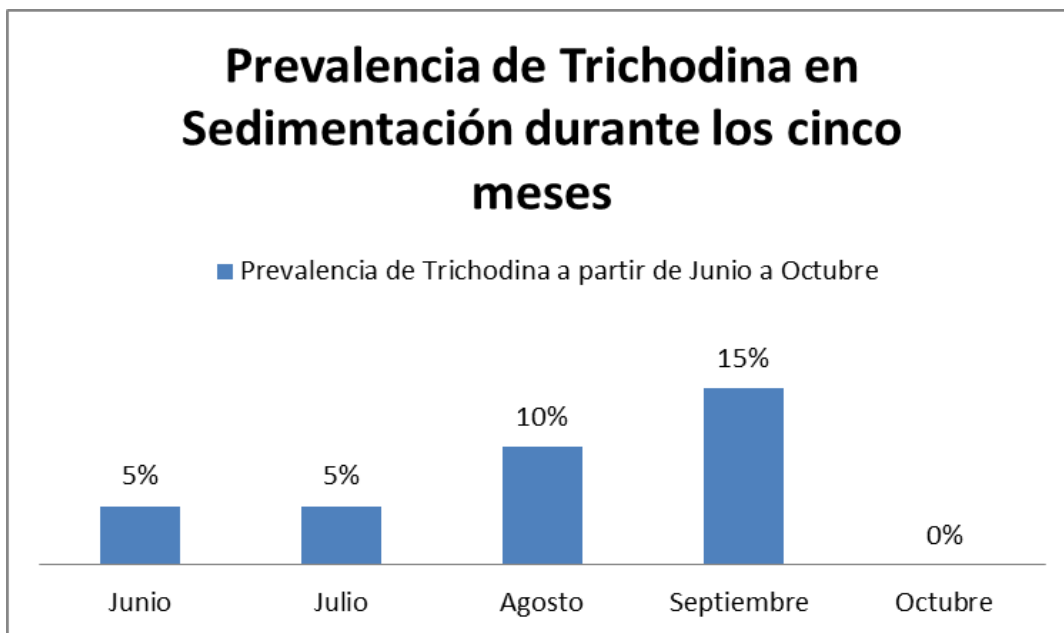


Gráfico 4. Prevalencia de Trichodina en Sedimentación durante los cinco meses. El mes de junio y julio mostraron una prevalencia del 5%, seguido de un 10% del mes de agosto, un ligero incremento en el transcurso de septiembre con un 15% y una ausencia de este parásito en octubre.

6.4.2 Presencia de parásitos en el sedimento de los acuarios y heces de los ajolotes (Flotación)

La prevalencia más alta que presentó el Estrongilido se captó a partir del mes de julio y agosto, reportándose la más baja en el mes de junio y octubre (Grafico 5.)

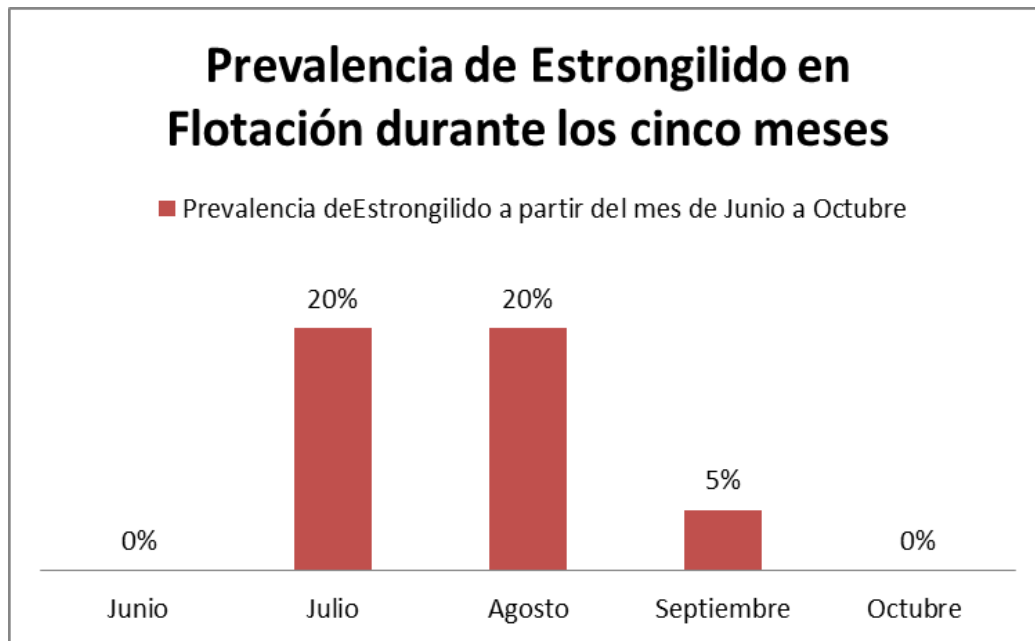


Gráfico 5. Prevalencia de Estroniloides en Flotación durante los cinco meses. Se tuvo una incidencia del 20% en el mes de julio y agosto, 0% en el mes de junio y octubre, solo un 5% en septiembre.

La prevalencia en flotación para los Ciliados y Trichodina desde el mes de junio a octubre fue del 0%. En paralelo, las coccidias tuvieron una prevalencia alta del 5% con respecto al mes de junio, mientras que durante los meses de julio a octubre se detectó una prevalencia baja.

6.6 Resultados del agua del humedal que se utiliza para los acuarios y del alimento que se provee a los ajolotes

No se encontró ningún tipo de parásito ya sea Estrongilido, Ciliados, Coccidias o Trichodina en las 67 muestras analizadas.

7. Conclusiones

Se logró identificar la presencia de parásitos en la población de estudio dando lugar a Estrongilido, Ciliados, Trichodina y Cooccidas, las cuales su incidencia fue fluctuando en los meses de mayo-junio. Por lo tanto, se puede concluir que no se logró determinar la fuente principal de contaminación, debido a que en realidad los datos y ciclos biológicos (de acuerdo con la revisión de literatura de los ciclos biológicos) la fuente de contaminación son los mismos ajolotes porque los parásitos

son de ciclo directo. Es decir, es muy probable que no sea el alimento ni el agua, quizá son las manos de quién maneja los acuarios y los implementos de los acuarios (cajas, mangueras, esponjas de lavado, etc.) que son usados entre animales sin desinfectarse.

8. Metas Alcanzadas

- Las muestras que se recolectaron y analizaron en el aspecto de heces y sedimento de los ajolotes fueron un total de 400.
- Se analizaron y recolectaron un total de 8 muestras del agua del humedal.
- En total se recolectaron y analizaron 26 muestras de los 3 estanques para el cultivo de pulga más 33 muestras de 4 cajas donde se almaceno el Tubifex.

9. Actividades Realizadas

Las actividades que se realizaron a lo largo de estos 6 meses en el sitio de trabajo fueron las siguientes:

- Se dividió a la población de estudio en 40 cajas de plástico, cada una fue rellena con agua del humedal y la limpieza se realizó con una esponja/fibra individual para cada acuario, posterior a lo cual se enjuagaba y llenaba con agua. Además, se colocaron las etiquetas para facilitar su identificación junto con su material individual, este consistía en un recipiente de plástico de 1L y otro de ½ L, redes del número 3 o 5.
- Al llegar a las instalaciones correspondientes se realizaba la contabilización de los ejemplares, a su vez la inspección de la turbidez o claridad del agua en los acuarios, presencia de sedimento y/o lesiones aparentes.
- Se recolectaba pulga de agua y *Gammarus* provenientes del estanque 3° perteneciente a las instalaciones del CIBAC, para alimentar a los ejemplares durante su fase larvaria. Una vez que los ajolotes entraran en su etapa juvenil la fuente de alimento fue cambiado por tubifex.

- Los días martes, miércoles y jueves de cada semana, se iniciaba con la limpieza del sedimento de cada acuario utilizando el sifoneado (aspiración del fondo del acuario) y retiro parcial del agua por medio de recipientes de plástico (1 litro de capacidad). El retiro del agua de los acuarios fue entre 1 a 5 litros (dependiendo de la turbidez) y reposición de los mismos litros con agua limpia; los días restantes se realizaba el lavado y tallado completo de las cajas y de las mangueras de cada grupo usando su propio material y se les proporcionaba el alimento respectivo.
- La toma de muestras frescas consistió en el sedimento de los acuarios usando el sifoneado, agua del humedal, de los estanques del cultivo de pulga y de cuatro cajas donde era depositado el tubifex. Dicho material fue colocado en frascos de plástico herméticos previamente rotulados (grupo y fecha) para ser almacenados en refrigeración para su análisis en el laboratorio. En caso de que se notara la formación de heces, estas eran retiradas y se guardaban en un recipiente hermético con 2 ml de formol al 10%.
- El procesamiento de las muestras se realizó en el laboratorio de Parasitología Veterinaria, en donde se procesaron mediante las técnicas de Faust y sedimentación, y en la búsqueda macroscópica de parásitos en el material filtrado con ayuda del microscopio estereoscopio.

10. Recomendaciones para estudios futuros

- Recolectar y analizar muestras en busca de parásitos del sitio donde es cultivado el Tubifex.
- Analizar el sedimento que queda en la base de los estanques de cultivo de pulga de agua.
- Analizar directamente la fuente de suministro del agua antes de su comienzo por el proceso de filtración.

7. Bibliografía

Aguillon, G.D.R. (2018). Anomalías microscópicas en Larvas de Anfibios Anuros. *Revista Latinoamericana de Herpetología*, 1 (1): 8-21.

Álvarez, L.O; Herrerías, Y; Huacuz, E.D; y Álvarez. M.A. (2014). Caracterización de la Infección Parasitaria en *Ambystoma andersoni* Krebs y Brandos, 1984 en la Laguna de Zacapu, Michoacán, México-resumen. *Memorias De La Conferencia Interna En Medicina Y Aprovechamiento De Fauna Silvestre, Exótica Y No Convencional, CIMA-FSENC*, 10(2): 187-188.

Álvarez, A.R. (2006). Los protozoos. Características generales y su rol como agentes patógenos. *Ciencias Veterinarias*, 8(1): 62-71.

Anderson, Roy.C. (2000). Nematode Parasites of Vertebrates: Their development and transmission. (2nd Edn) Wallingford, Oxon. CABI Publishing.

Akerberg, V.D; González, T.M; González, H.A; y Vázquez, T.M. (2021). El Género *Ambystoma* en México ¿Qué son los Ajolotes? *CIENCIA ergo-sum*, 28(2): 1-14. <https://doi.org/ces.v28n2a10>

Bosch, J. (2003). Nuevas amenazas para los anfibios: Enfermedades emergentes. *MUNIBE*, 16: 56-73.

Bjorklund, N.K; y Duhon, S.T. (1999). The Mexican Axolotl as a Pet an Laboratory Animal. *Biology, husbandry and health care of reptiles and amphibians*. Jersey City, NJ: *Tropical FishHobbyist*.

Casas, A; Cruz, A.R; y Aguilar, M.X. (2003). Un Regalo Poco Conocido de México al Mundo: El Ajolote o Axolotl (*Ambystoma*: Caudata: Amphibia). Con Algunas Notas Sobre La Crítica Situación De Sus Poblaciones. *CIENCIA ergo sum*, 10(3): 304-308.

Cabrera, G.E; Papes, M; y García, P.L. (2021). Research on helminths from Mexican amphibians: Gaps, trends, and biases. *Journal of Helminthology*, 95: 1-13. <http://doi.org/10.1017/S0022149X21000614>

Castillo, P.A. (2005). Estudio Taxonomico de Ooquistes de Protozoos en Zorro Gris (*Psuedalopex griseus*), en la XII Región de Magallanes. Tesis Licenciatura, Universidad Austral de Chile.

Chen, H.X; Ping, Z.L.; Nakoa, M; y Li, L. (2018). Morphological and molecular evidence for a new species of the genus *Cosmocercoides* Wikie, 1930 (Ascaridida: Cosmocercidae) from the Asiatic toad *Bufo gargarizans* Cantor (Amphibia: Anura). *Parasitol Res*, 117(6): 1857-1864. <http://doi./10.1007/s00436-018-5877-8>

Densmore, L.C; y Earl, G.D. (2007). Diseases of Amphibians. *ILAR Journal*, 48: 235-254. <https://doi.org/10.1093/ilar.48.3.235>

Faust, E.C. (1938). A critical of study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces. I. Preliminary communicatio. *American Journal of Tropical Medicine*, 18 (2): 169-183.

Gautam, P; Subhamoy G; The Leena, R; SK Borthakur, Larinkima, H; Apurba, D; y Chirom, N.S. (2017). Scanning electron microscopy stufy of *Cosmocercoides* species an amphibian nematode. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5(2): 193-196.

Hausmann, Klaus; y Hülsmann, Norbet. (1996). Protozoology (2nd Edn.). George Thieme Verlag, Stuttgart.

Juárez, Vázquez. K.G. (2019). Elaboración del Manual de Practicas Sanitarias de la Unidad de Manejo Ambiental del Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuemanco. Tesis Licenciatura, Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco.

Jones, A. R. (1974). The ciliates. Hutchinson University Library.

Kraus, F. (2009). Global trends in Alien Reptiles and Amphibians. *Aliens: The Invasive Species Bulletin*, 28: 113-118.

Lynn, D. H. (2008). The Ciliated Protozoa. Characterization, classification, and guide to the literature. *Springer*, Dordrecht.

Mayén, R.E; Reyes, S.M; y Aguilar, R.A. (2014). Biodiversidad de Ciliophora en México. *Rev. Mex.Biodiv.* 85: 34-43.

Mena González, H; y Servín Zamora, E. (2014). Manual Basico para el Cuidado en Cautiverio del Axolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) Universidad Nacional Autónoma De México.

Molina, V. A. (2010). El Ajolote de Xochimilco. *Ciencia*, 98: 54-59.

Moreno, A.Z; Fuentes, J.L; Mago, Y; Chinchilla, O. (2008). Descripción, Taxonomía e Índices Ecológicos de Parásitos en Peces de la Laguna de los Mártires, Isla de Margarita, Venezuela. *SABER Revista Multidisciplinaria del Consejo de Investigación de la Universidad de Oriente*, 20(1): 3-11.

Pardo, C.E; y Buitrago, M. (2005). Parasitología Veterinaria I, Universidad Nacional Agraria.

Patterson, K.J.C; Eckerlin, R.P; Lyons, E.T; y Jewell, M.A. (2001). Strongyloidiasis in a Cope's grey tree frog (*Hyla chrysoscelis*). *J Zoo Wildl Med*, 32 (1): 106-110. doi:10.1638/1042-7260(2001)032[0106:SIACSG]2.0.CO;2

Pérez Romero, G. (2006). Helmintos Parásitos de *Rana spectabilis* Hillis y Frost, 1985, en una localidad de la Reserva de la Biosfera Barranca de Metztitlán, Hidalgo, México. Tesis Licenciatura, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

Pessier, A.P. (2002). An overview of amphibian skin disease. *Semin Avian Exot*, 11(3): 162-174. <https://doi.org/10.1053/saep.2002.123980>

Poynton, S.L; y Whitaker, B.R. (2001). Protozoa and metazoan infecting amphibians. En K.M. Wright y B.R Whitaker, *Amphibian Medicine and Captive Husbandry* (pp.193-221). Krieger Publishing Company

Rodríguez, R,A; Monks, S; y Pulido, F.G. (2013). Primer Reporte Helmintológico de *Ambystoma velasci* Dugés, 1888 de Lago de Tecocomulco, Hidalgo, México. *Parasitology, Harold W. Manter Laboratory of at DigitalCommons@University of Nebraska – Lincoln*, 2: 113-120.

Sallés, C.J; Almagro, V; Carbonell, L; Valls, X; Montesinos, A; y Fernandez, B.H. (2020). Enfermedades Infecciosas y Parasitarias en Anfibios en Cautividad: Estudio Retrospectivo de 131 Pacientes. *AVEPA*, 40 (1): 15-27.

Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales. (2017). Con Alrededor de 360 especies, México es Quinto Lugar en Diversidad de Anfibios. <https://www.gob.mx/semarnat/articulos/con-alrededor-de-360-especies-mexico-es-quinto-lugar-en-diversidad-de-anfibios#:~:text=Los%20anfibios%20constituyen%20un%20grupo,con%20más%200diversidad%20de%20anfibios.> (Recuperado el 14 de junio)

SEMARNAT. (2018). 8. Programa de Acción para la Conservación de las Especies *Ambystoma* spp, SEMARNAT/CONANP, México. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/444128/PACE_Ambystoma2.pdf (Recuperado el 14 de junio)

Servín Zamora, E. (2011). Manual de Mantenimiento en Cautiverio y Medicina Veterinaria Aplicada al Ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) en el Zoológico de Chapultepec. Tesis Licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México.

Trejo, H.G. (2018). Identificación Morfológica y Molecular de *Eimeria* spp. En Ovinos de la Región Sur-Oriente del Estado de México. Tesis Doctoral, Universidad Autónoma del Estado de México.

Vázquez, C.A. (2012). Medicina preventiva en el Ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) [Dataset]. Versión de 4 de enero del 2012.

Wright, K. (2006). Overview of Amphibian. En R.D Mader (2nd Eds.), *Reptile Medicine and Surgery* (pp.941-971). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B0-72-169327-X/50079-1>

Yarto, J.E; Citaku, I; Gonzalez, V; y Rangel, J. (2020). Manejo y Cuidados para Ajolotes (*A. mexicanum*, *A. andersoni*, *A. dumerilii*) Bajo Cuidado Humanos en el Parque Zoológico Benito Juárez, *REMEVET FAUNA*, 4: 4-8.

Zapata, G.C; y Solis, J.G. (2013). Axolotl: El Auténtico Monstruo del Lago de XochimilcZao, *KUXULKAB'*, 13(6): 41-46.

7. Calendario de Actividades



Casa abierta al tiempo

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
Unidad Xochimilco

DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
Actividades de Servicio Social
Calendario

		Junio	Julio	Agosto	Septiembre	Octubre	Noviembre
		MES 1	MES 2	MES 3	MES 4	MES 5	MES 6
Objetivo	Actividades a realizar						
Selección de la población	Mantenimiento y cuidado de los ajolotes juveniles como población de estudio	●	●	●	●	●	●
Toma y conservación de las muestras	Muestreo del alimento, agua del humedal y de la población seleccionada de ajolotes		●	●	●	●	●
Análisis de las muestras	Realización de la técnica de sedimentación y flotación		●	●	●	●	●
Cuantificación total y mensual de endoparasitos	Análisis de los datos obtenidos por medio de una base de datos (Excel)		●	●	●	●	●
Resultados de la investigación	Escrito del informe final						●

