

BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Reproducción del Ajolote Mexicano (*Ambystoma mexicanum*) *ex situ*, en el estado de Hidalgo bajo sistemas de acuaponía.

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO
ZOOTECNISTA**

PRESENTA:

JUAN CARLOS TLAHUIZ MOLINA

DIRECTORES DE TESIS

MC. RAYMUNDO ÁVILA BENÍTEZ

BIÓL. ARTURO VERGARA IGLESIAS

ASESORES DE TESIS

BIÓL. OLLIN OLIVIA RAMÍREZ SÁNCHEZ

DRA. FABIOLA RODRÍGUEZ ANDRADE

DR. ARNULFO VILLANUEVA CASTILLO

TUZUAPAN, TECAMACHALCO, PUEBLA

MAYO 2025

Resumen

El ajolote mexicano (*Ambystoma mexicanum*) es una especie protegida en México. Actualmente se pueden encontrar 11 diferentes especies de ajolotes en territorio mexicano; de las cuales, 3 de ellas son neoténicas, es decir, no llegan a su etapa terrestre de salamandra. El ajolote mexicano es una de las especies más representativas y con mayor importancia cultural en el país. Se encuentran en peligro de desaparecer en vida silvestre por la introducción de especies exótico-invasoras y a la contaminación de su hábitat. En el último censo realizado en el lago de Xochimilco, se registraron 35 ajolotes/Km², cuando en el año 1998 se tenía un registro de 6 mil ajolotes/km².

Gracias a los programas de conservación de esta especie como las unidades de manejo para la conservación de vida silvestre (UMAs) y a los predios o instalaciones que manejan vida silvestre (PIMVs), la población de ajolotes en cautiverio ha ido aumentando cada año debido a que constantemente se están reproduciendo a estos ejemplares ya sea para su conservación o con fines económicos.

En el estado de Hidalgo, hay pocos criaderos registrados del ajolote mexicano a pesar de que el clima puede ser el óptimo para su reproducción, únicamente se puede encontrar de forma silvestre al (*Ambystoma velasci*). Es por ello que en este trabajo se evaluará la implementación de un método de reproducción utilizado en el criadero de ajolotes de la ciudad de México "Ambystomania" que ha resultado exitoso. Se instalaron modelos acuapónicos de film nutritivo (NFT) en la comunidad de Santa Bárbara, Hidalgo utilizando agua a temperatura ambiente invernal. Las condiciones de los ejemplares fueron óptimas, logrando una reproducción exitosa que resultó en una puesta de aproximadamente 300 huevos, favorecida por las bajas temperaturas. La buena calidad del agua demostró que es posible mantener instalaciones para ajolotes con materiales simples, sin necesidad de sistemas sofisticados para su reproducción.

Palabras clave: Acuaponía, *Ex situ*, Reproducción.

Contenido

Índice de figuras	III
Índice de tablas	V
I. Introducción.....	1
II. Antecedentes del Proyecto	3
2.1. Taxonomía	4
2.2. Clase anfibia	4
2.3. Familia Ambystomatidae	5
2.4. Género Ambystoma	5
2.5. Origen	6
2.6. Ajolote de Xochimilco	7
2.7. Distribución	9
2.8. Anatomía del ajolote.....	10
2.9. Sistema digestivo	12
2.10. Sistema respiratorio	14
2.11. Sistema reproductor	14
2.12. Biología	15
2.13. Reproducción	15
2.14. Ciclo de vida.....	16
2.15. Sistemas acuapónicos NFT	17
2.16. Ciclo del nitrógeno.....	19
2.17. Plantas adaptadas al sistema acuapónico	24
III. Formulación del problema.....	26
IV. Justificación.....	26
V. Objetivo general	27

VI. Objetivos específicos	27
VII. Hipótesis	27
VIII. Materiales y Métodos	28
8.1. Selección y preparación de plantas.....	29
8.2. Ejemplares utilizados	32
8.3. Preparación del agua de los sistemas.....	38
8.4. Alimentación.....	40
8.5. Calidad del agua	41
8.5.1. Tiras reactivas EasyStrips	41
8.5.2. Kit Panda	43
8.5.3. Kit Pentair Rainbow	45
8.5.4. Medidor de TDS.....	47
IX. Resultados	48
9.1. Reproducción del <i>Ambystoma mexicanum</i>	48
9.2. Análisis del agua	51
X. Discusión y Conclusiones	54
XI. Recomendaciones	60
XII. Referencias	61

Índice de figuras

Figura 1. Distribución de las especies de <i>Ambystoma</i> en México.	6
Figura 2. Distribución de la familia ambystomatidae en Norteamérica	7
Figura 3. Anatomía básica del ajolote.	8
Figura 4. Variaciones de color del ajolote de Xochimilco en cautiverio.	9
Figura 5. Antigua distribución del <i>Ambystoma Mexicanum</i>	10
Figura 6. Esqueleto de ajolote.	11
Figura 7. Sistema óseo del ajolote.	12
Figura 8. sistema digestivo de un anfibio.	13
Figura 9. Ciclo de vida de los ajolotes.	17
Figura 10. Funcionamiento de un sistema acuapónico convencional.....	18
Figura 11. Ciclo del nitrógeno.....	20
Figura 12. Proceso de nitrificación natural.....	23
Figura 13. Proceso de las bacterias nitrificantes.	24
Figura 14. Semilleros con materiales reciclados.	30
Figura 15. Semillas de calabaza redonda en semilleros reciclados.	30
Figura 16. Brotes de las plántulas en maceta.....	31
Figura 17. Plántula con raíz y esqueje de planta.....	31
Figura 18. Plántulas de calabaza instaladas en los sistemas.....	32
Figura 19. Hembras pardas 1 y 2 de 147 y 142 g.....	34
Figura 20. Hembras pardas 3 y 4 de 130 y 127 g.....	34
Figura 21. Hembras leucísticas 1 y 2 de 116 y 108 g.	35
Figura 22. Hembras leucísticas 3 y 4 de 97 y 96 g.	35
Figura 23. Hembras pardas 5 y 6 de 93 y 79 g.....	36
Figura 24. Machos pardos 1 y 2 de 117 y 103 g.....	36
Figura 25. Machos pardos 3 y 4 de 93 y 90 g.....	37
Figura 26. Machos pardos 5 y 6 de 87 y 85 g.....	37
Figura 27. Machos pardos 7 y 8 de 69 y 57 g.....	38
Figura 28. Ejemplares hembras.....	39
Figura 29. Ejemplares machos.	39
Figura 30. Gusano de fango (<i>Tubifex</i> sp.).	40

Figura 31. Charalitos (<i>Poeciliopsis gracilis</i>).....	40
Figura 32. Sumergir tira reactiva durante 1 segundo en el agua del sistema.....	41
Figura 33. Tira reactiva después de 60 segundos.....	42
Figura 34. Guía de reactivos de la marca TETRA para agua dulce.	42
Figura 35. Contenido del Kit analizador Panda.	43
Figura 36. Llenado del vial con agua del sistema.....	44
Figura 37. Vial con las dos soluciones agregadas.....	44
Figura 38. Resultados del análisis de cloro y pH.....	45
Figura 39. Llenado del frasco para análisis.	46
Figura 40. Frasco después de agregar solución #6.....	46
Figura 41. Frasco después de agregar 6 gotas de solución #7.....	47
Figura 42. Lectura de TDS del agua de los sistemas.	48
Figura 43. Inicio de la recolección de huevos de ajolote.	49
Figura 44. Huevos de <i>Ambystoma mexicanum</i> recolectados.	49
Figura 45. Resto de los huevos recolectados.....	50
Figura 46. Crías de <i>Ambystoma mexicanum</i> en desarrollo dentro del huevo.	50
Figura 47. Valores obtenidos con las tiras reactivas en el primer análisis.....	51
Figura 48. Valores obtenidos con las tiras reactivas en el segundo análisis.	52
Figura 49. Temperaturas del agua por día en diciembre.....	53

Índice de tablas

Tabla 1. Variaciones de color y peso de hembras y machos.....	33
Tabla 2. Datos estadísticos de hembras y machos.	33
Tabla 3. Primer análisis con las tiras reactivas Easy Strips.....	51
Tabla 4. Segundo análisis con las tiras reactivas Easy Strips	51
Tabla 5. Resultados obtenidos con los diferentes kits de medición en el primer análisis.	52
Tabla 6. Resultados obtenidos con los diferentes kits de medición en el segundo análisis.....	52
Tabla 7. Temperaturas generales obtenidas durante reproducción de ajolotes.	52
Tabla 8. Temperaturas del agua en las 2 primeras semanas de diciembre.	53
Tabla 9. Datos estadísticos de la temperatura.	53
Tabla 10. Variables utilizadas en cada proyecto comparado.....	55
Tabla 11. Comparación de datos con el trabajo de Huitztl et al., 2018.....	55
Tabla 12. Comparación de datos con el trabajo de Mena-González y Servín-Zamora, 2014.	56
Tabla 13. Comparación de datos con los trabajos de López, 2019. Vázquez, 2012 y García, 2024.....	57
Tabla 14. comparación de datos con la tesis de Ensastigue, 2003 y el criadero Ambystomania en el 2023.	58

I. Introducción

De acuerdo con el inventario de la herpetofauna de México 2024. Los ajolotes “axolotl”- (Náhuatl) o achoques “achojki”- (Purépecha) son anfibios que pertenecen al Género *Ambystoma*, el cual contiene aproximadamente 21 especies y se encuentran distribuidas desde el Centro de México hasta el sur de Canadá, en México hay 11 especies endémicas (Balderas y González, 2024). El hábitat de los *Ambystoma* considerados acuáticos son grandes lagos relativamente permanentes con temperaturas frías templadas (10-19 grados centígrados) (Shaffer, 1984). Uno de los *Ambystomas* más conocidos es el “ajolote de Xochimilco” (*Ambystoma mexicanum*) y su distribución actualmente se encuentra con poblaciones muy reducidas en las zonas lacustres del sur de la Ciudad de México como San Gregorio Atlapulco, por lo que esta especie no es exclusiva ni endémica solo de Xochimilco, sino de la Cuenca de México (Wright y Whitaker, 2001).

Los ajolotes son longevos y sobreviven hasta 15 años con una dieta de gusanos, larvas de insectos, crustáceos y algunos peces, sus principales depredadores incluyen aves como las garzas y dentro de las especies introducidas se encuentra la carpa (*Cyprinus carpio*) y esta especie ha generado grandes cambios en la red trófica (Zambrano, et al., 2003).

De acuerdo con el censo realizado por la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM) en 1998, existían 6 mil ajolotes por kilómetro cuadrado y en el 2014, el Instituto de Biología (IB) de la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), realizó un nuevo análisis y se encontraron solamente 35 ajolotes por kilómetro cuadrado, esto indica que las poblaciones están en declive, ya que el aumento de la urbanización de la Ciudad de México ha provocado el drenaje y la contaminación de gran parte de las aguas del lago de Xochimilco (Contreras et al., 2009).

En 1997 se creó el Sistema Nacional de Unidades de Manejo para la Conservación de la Vida Silvestre (SUMA) una unidad de manejo para la conservación de vida silvestre (UMA) es un predio o instalación registrado que opera bajo un plan de manejo aprobado, en estos espacios, se monitorea el estado del hábitat y las poblaciones presentes (Ley general de vida silvestre, 2021).

Por otra parte, se consideran como Predios o Instalaciones que Manejan Vida Silvestre (PIMVS) a los criaderos intensivos, viveros, jardines botánicos o similares que manejen vida silvestre de manera confinada con propósitos de reproducción controlada de especies o poblaciones para su aprovechamiento con fines comerciales, también las UMAS y PIMVS actúan como centros de cría, bancos de germoplasma y espacios para la conservación, reproducción e investigación de especies en riesgo, también cumplen funciones en educación ambiental, caza regulada y producción legal de ejemplares y derivados para el mercado (SEMARNAT, 2021).

II. Antecedentes del Proyecto

En la Ciudad de México existen criaderos para la reproducción del ajolote mexicano (*Ambystoma mexicanum*). Cada uno cuenta con sus propias técnicas y métodos de reproducción que hasta el momento han sido de ayuda para la conservación de esta especie (Espinosa, 2023).

Vargas Gómez (2021) menciona que los manuales disponibles sobre la conservación del ajolote mexicano solamente utilizan acuarios de cristal o contenedores individuales, pero se pueden utilizar diversos materiales, como es el caso de estanques al aire libre con tinas de plástico o estanque naturales y acuarios de madera.

En el pasado se implementaron planes de conservación en el lago de Xochimilco con el objetivo de generar empleo para los residentes locales y, al mismo tiempo, aumentar la población de *Ambystoma mexicanum* en la región (Aguilar Moreno & Aguilar Aguilar, 2019). Estos planes consistían en acondicionar las chinampas para criar ajolotes, permitiendo que se adaptaran al agua del lago desde una etapa temprana, lo cual facilitaría futuros esfuerzos de reintroducción. Sin embargo, la presencia de especies invasoras, como la carpa, en el hábitat de los ajolotes, junto con la falta de interés por parte de la comunidad, llevó al fracaso de estos proyectos (Narchi & Canabal Cristiani, 2016, Zambrano *et al.*, 2020). En contraste, el estado de Hidalgo, con su clima frío que incluso en verano registra temperaturas promedio de 15°C, representa un lugar adecuado para establecer criaderos de ajolotes (SNM, 2023).

Según la Ley General de Vida Silvestre, para mantener en cautiverio una especie protegida, es necesario registrar el criadero como PIMVS o UMA, dependiendo de la especie y el tipo de terreno utilizado (Ley general de vida silvestre, 2021). En el caso de criaderos caseros, solo es necesario registrar el criadero como PIMVS, lo que permite establecerlo en espacios reducidos, como un departamento o un jardín, sin requerir grandes extensiones de terreno, esta es una de las principales ventajas de criar ajolotes en espacios más pequeños y a pesar de estas facilidades, en el estado de Hidalgo solo existe un criadero de ajolotes registrado en el 2025 según la Procuraduría Federal de Protección al Ambiente (PROFEPA) y la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT).

2.1. Taxonomía

El ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) es un anfibio de la familia Ambystomatidae, que incluye a las salamandras (Servín, 2011). Fue descrito como especie por primera vez por Shaw y Nodder en 1798 y se distingue de otros anfibios por conservar características larvarias en su etapa adulta y a lo largo de su vida, lo que lo mantiene en estado acuático, a este fenómeno biológico se le conoce como neotenia (Molina, 2010).

De acuerdo con Mena-González y Servín-Zamora (2014), la clasificación taxonómica del ajolote de Xochimilco es la siguiente:

- **Reino:** Animalia
- **Filo:** Chordata
- **Subfilo:** Vertebrata
- **Clase:** Anfibia
- **Orden:** Caudata
- **Sub-Orden:** Salamandroidea
- **Familia:** *Ambystomatidae*
- **Género:** *Ambystoma*
- **Especie:** *Mexicanum*
- **Nombre común:** Ajolote de Xochimilco

2.2. Clase anfibia

El ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*) pertenece a la clase Amphibia. El término “anfibio” proviene del griego *amphi* (doble) y *bios* (vida), haciendo referencia a su capacidad de metamorfosis, transformándose de acuático a terrestre. Sin embargo, algunas especies son exclusivamente acuáticas o terrestres (Servín, 2011).

2.3. Familia Ambystomatidae

Las especies de esta familia se distribuyen por América del Norte, desde el sur de Alaska y la Costa de Labrador hasta el límite sur del Altiplano Mexicano (Frost, 1985). El ajolote es el miembro más conocido de la familia Ambystomatidae debido a que ha sido estudiado o utilizado en innumerables trabajos experimentales (Voss *et al.*, 2015).

El ajolote puede reproducirse en estado larval, es decir, sin perder sus branquias y su respiración acuática por lo que se le considera una especie neoténica obligada y otras especies del mismo género son, en cambio, neoténicos facultativas: algunas de sus poblaciones se metamorfosean normalmente en la naturaleza mientras que otras no lo hacen a menos que su hábitat acuático se seque o se vuelva inhabitable (Vidal, 2013).

2.4. Género Ambystoma

El género *Ambystoma* está constituido por 27 especies descritas, las cuales se distribuyen en Norteamérica desde el suroeste de Alaska y sur de Canadá, hasta el Altiplano Mexicano y en el caso particular de México se encuentran 11 especies distribuidas en el noreste y centro del país; y éstas son endémicas, lo que representa el 94.1% del total de especies de *Ambystomas* que habitan en México (Vidal, 2013).

Las 11 especies endémicas se encuentran listadas dentro de la NOM-059- Semarnat-2010 en alguna categoría de riesgo; tres están clasificadas como amenazadas (A) y los restantes como sujetas a protección especial (Pr). Estas habitan en lagos y arroyos, donde las características propias de estos cuerpos de agua les han permitido adecuarse exclusivamente a ciertos sitios, lo cual los hace más vulnerables y por ende han sufrido una notoria disminución poblacional principalmente debido a factores relacionados a la modificación de su hábitat, contaminación de ríos y lagos e introducción de especies exóticas invasoras, así como el crecimiento urbano de la Ciudad de México. (Recuero *et al.*, 2010).

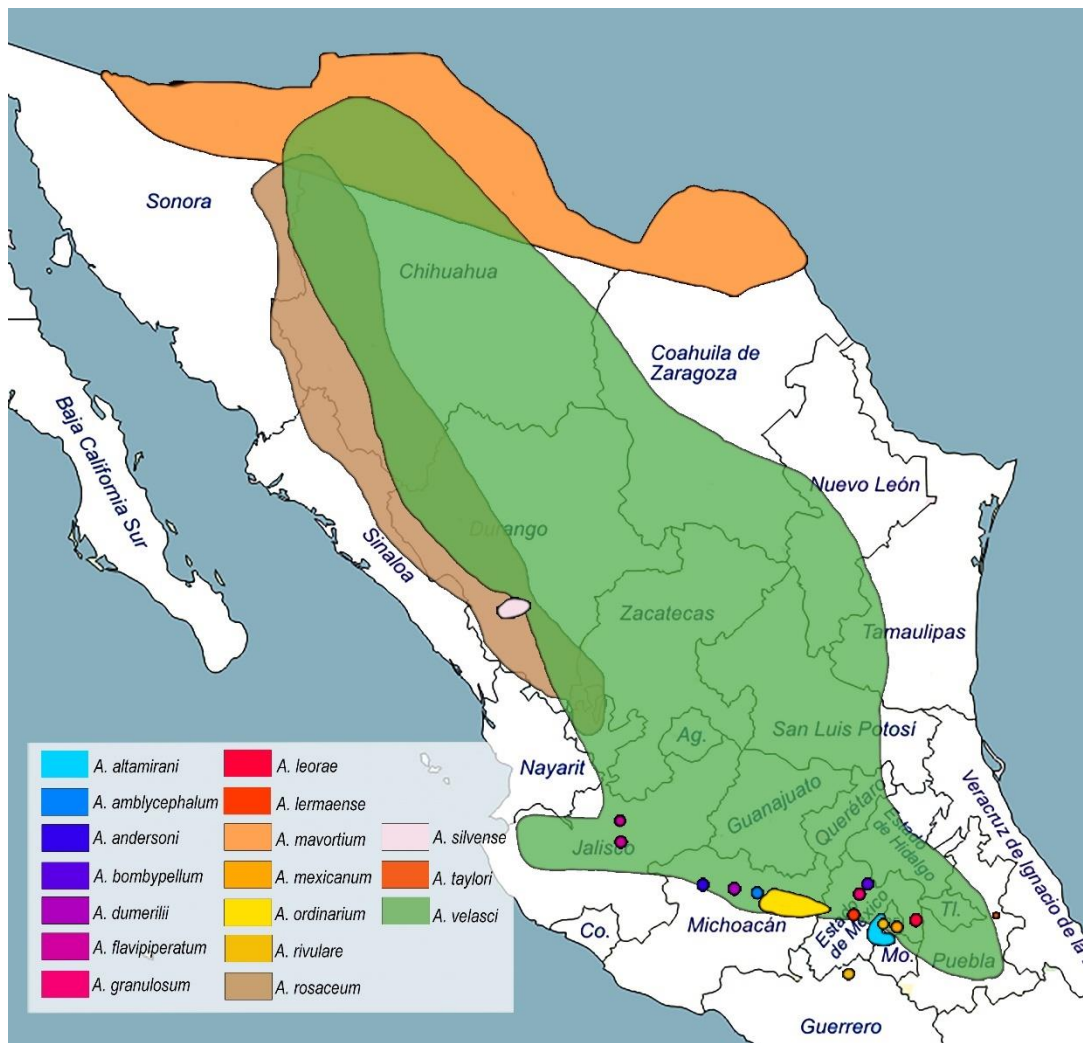


FIGURA 1. DISTRIBUCIÓN DE LAS ESPECIES DE AMBYSTOMA EN MÉXICO. ADAPTADA DE SEMARNAT, 2018.

2.5. Origen

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. Es una salamandra perteneciente a la familia Ambystomatidae (del griego *stoma*, hocico y *amblys*, agudo), cuya distribución se circunscribe al continente americano (Servín, 2011).

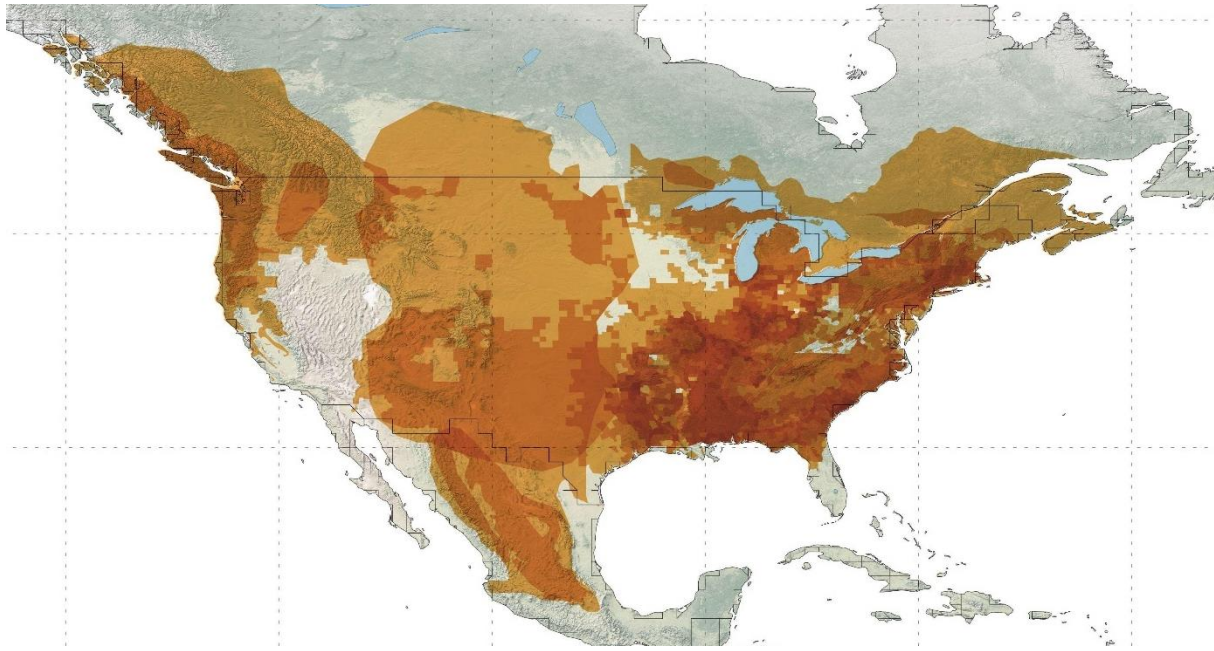


FIGURA 2. DISTRIBUCIÓN DE LA FAMILIA AMBYSTOMATIDAE EN NORTEAMÉRICA. OBTENIDA DE AMPHIBIAWEB, 2024.

2.6. Ajolote de Xochimilco

El ajolote mexicano es un anfibio con la capacidad de conservar sus características larvarias aun cuando madura sexualmente. Su piel es lisa en casi todo el cuerpo, aunque puede ser ligeramente rugosa y con pequeños poros que solo se aprecian de cerca. Su cabeza es robusta, ancha y plana, contrastando con el resto de su cuerpo que es más alargado. Sus ojos son pequeños y sin párpados, cuentan con una boca plana y orificios nasales. El cuerpo tiene doce pliegues de cada lado. Una característica distintiva son los tres pares de branquias externas y ramificadas que salen hacia atrás de la base de la cabeza. A la altura de sus branquias, en el dorso, tienen una membrana rígida que se prolonga por toda la cola formando una aleta. Las patas tienen dedos finos y puntiagudos que carecen de uñas, cuatro dedos en las patas anteriores y cinco en las posteriores (Casas Andreu *et al.*, 2003).



FIGURA 3. ANATOMÍA BÁSICA DEL AJOLOTE. ELABORACIÓN PROPIA, 2024.

Su coloración puede ser muy variada. En estado silvestre, en la mayoría domina el color olivo, con tonos más claros en las partes ventrales. Pueden tener manchas oscuras en el dorso y lados. Debido a la expresión de diferentes genes, el patrón de coloración también puede tener varios tonos, especialmente en cautiverio:

- Verde pardo
- Leucístico (tonalidad rosada con ojos negros)
- Negro (melanoide)
- Albino blanco
- Albino dorado



FIGURA 4. VARIACIONES DE COLOR DEL AJOLOTE DE XOCHIMILCO EN CAUTIVERIO. ELABORACIÓN PROPIA, 2024.

La mayoría de estas variaciones son coloraciones raras que se presentan en colores sólidos, aunque también hay individuos con más de un color.

Miden en promedio 25.7 centímetros de largo de la cabeza hasta la cola, e individuos mayores a 30 centímetros son raros. Su cabeza es más ancha que larga, mide de 3.3 a 3.7 cm. Pesa de 60 a 110 g, y en promedio 85 g (Tihen, 1969).

2.7. Distribución

Únicamente se distribuye en el centro del país, en el límite suroeste de la Ciudad de México en canales y humedales de Xochimilco, Texcoco, Zumpango y Chalco. Se cree que esta especie tenía una amplia distribución en el Valle de México, en los lagos de Texcoco y Zumpango, pero ha desaparecido en esas localidades (Zambrano *et al.*, 2007).

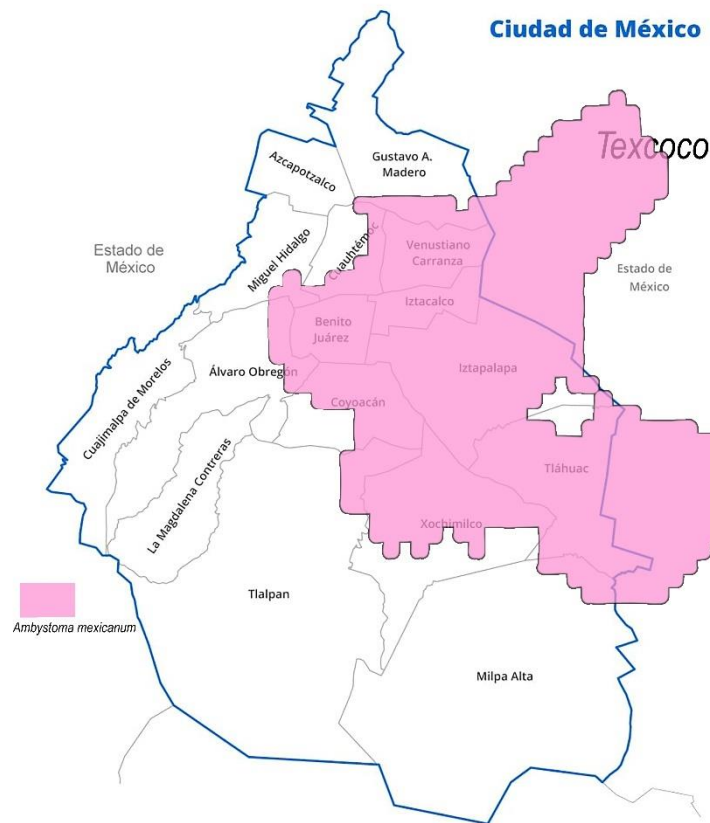


FIGURA 5. ANTIGUA DISTRIBUCIÓN DEL *AMBYSTOMA MEXICANUM*. ELABORACIÓN PROPIA, 2024.

2.8. Anatomía del ajolote

Los ajolotes presentan esqueleto que al no estar completamente osificado difiere de la mayoría de los vertebrados. Este proceso es evidente en la zona de las branquias que están compuestas en su totalidad por cartílago. El cráneo de los anfibios en general presenta mayor número de estructuras cartilaginosas que óseas, y presenta conductos que comunican la cavidad nasal con la bucal, llamados coanas u orificio nasal interno (Wright y Whitaker, 2001).

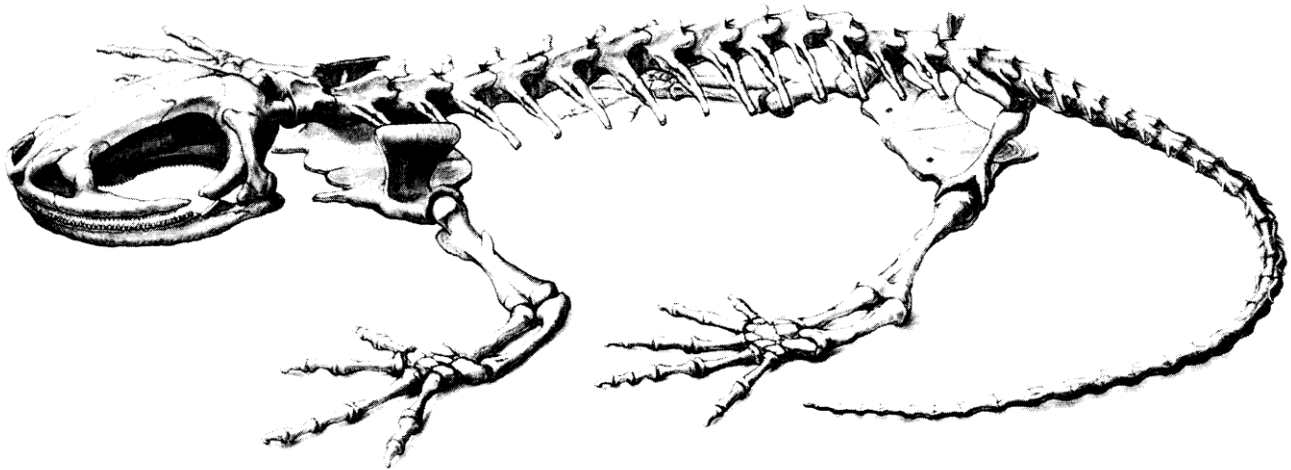


FIGURA 6. *ESQUELETO DE AJOLOTE*. TOMADA DE WRIGHT Y WHITAKER, 2001.

En la columna vertebral el número de vertebras presentes es de 50 aunque pueden variar si consideramos que el número de vertebras de la región de la cola puede ir desde 30 a 35. La columna se puede diferenciar en cuatro partes:

- Cervical
- Torácica
- Sacra
- Caudal

Otro aspecto interesante es que poseen costillas rudimentarias que se observan a lo largo de todo el cuerpo. Los ajolotes poseen cuatro extremidades que se desarrollan a partir de la tercera semana de edad (Wright y Whitaker, 2001).

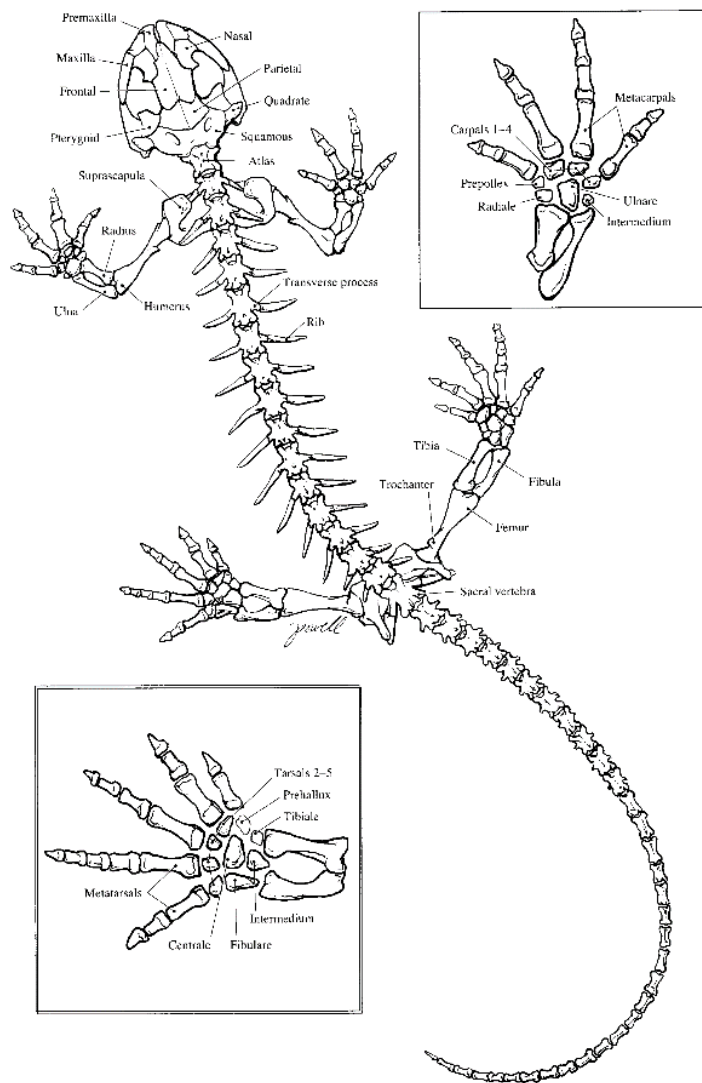


FIGURA 7. SISTEMA ÓSEO DEL AJOLOTE. TOMADA DE WRIGHT Y WHITAKER, 2001.

2.9. Sistema digestivo

Todos los anfibios adultos son carnívoros estrictos y poseen un tracto gastrointestinal relativamente corto y simple. El alimento es ingerido a través de la boca, la cavidad oral está separada del esófago por un fuerte esfínter, que podría compararse con la glotis. La faringe, en este tipo de especies, adquiere mayor importancia en la respiración que en el proceso digestivo. El proceso digestivo inicia en el esófago que secreta un tipo de moco

con diversas enzimas digestivas como el pepsinógeno, al tanto que las líneas de cilios presentes transportan la ingesta a través del esófago hacia el estómago donde la digestión continuará. El estómago, de tipo glandular y en forma de “j”, presenta tres zonas bien delimitadas: el cardias, el fondo y el píloro. El estómago está separado del intestino por el esfínter pilórico, el vaciamiento gástrico hacia el intestino es controlado por el duodeno. Las secciones del intestino no son fácilmente diferenciables como en otros vertebrados. La parte anterior corresponde al intestino delgado, y la posterior al intestino grueso. Por ser el ajolote un organismo carnívoro, la longitud del intestino es corta (Mena-González y Servín-Zamora, 2014).

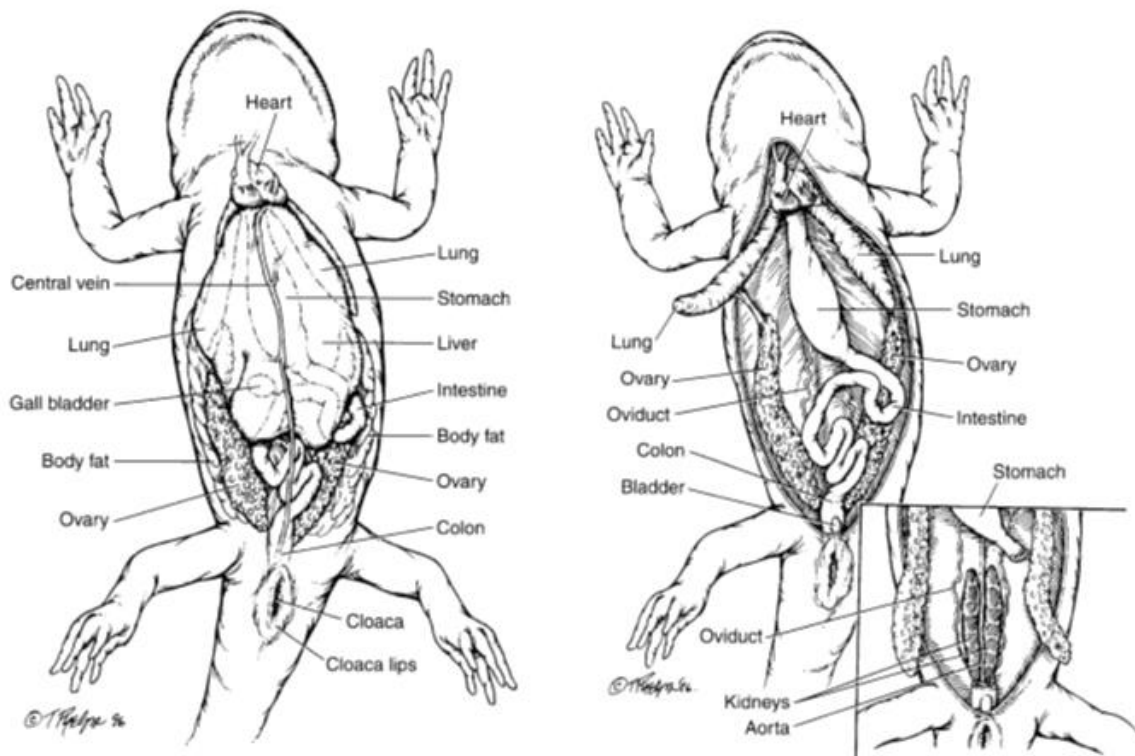


FIGURA 8. SISTEMA DIGESTIVO DE UN ANFIBIO. TOMADA DE WRIGHT Y WHITAKER, 2001.

2.10. Sistema respiratorio

Existen 4 modos de respiración en un anfibio adulto: branquial, pulmonar, cutáneo y bucofaríngeo, las branquias se localizan lateralmente a la cabeza y su principal función es la respiración, 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 para poder tomar aire (Camarillo y Smith, 1992). Por lo general los pulmones son del mismo tamaño, sin embargo, en los ajolotes el pulmón derecho es ligeramente más pequeño que el izquierdo (Álvarez, 1979)

La tráquea termina en una pequeña bifurcación hacia los pulmones, presenta anillos cartilagosos. La tráquea es relativamente corta alcanzando alrededor de 2 centímetros (Servín, 2011).

2.11. Sistema reproductor

Los testículos de los ajolotes y salamandras por lo general son lobulados, y pueden adicionarse lóbulos con cada época reproductiva que pasa, el esperma se transporta a través de la cloaca, en las hembras la cara dorsal de la cloaca esta modificada a modo de formar una espermateca (Wright y Whitaker, 2001)

El material glandular que rodea las paredes de la cloaca en los machos, conocida como glándula cloacal, se engrosa en la época reproductiva. Un espermátóforo 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 masovarium. 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 (Armstrong y Malacinski, 1989).

2.12. Biología

El ajolote mexicano habita en aguas lénticas (con poca o nula corriente de agua), a una temperatura de 8°C - 19°C y con poca iluminación. Utiliza refugios como plantas acuáticas y diferentes tipos de sustratos, es un animal de hábitos nocturnos y solitario, su dieta es amplia, come pequeños peces, renacuajos, insectos acuáticos, larvas de insectos, lombrices y crustáceos, de la misma forma, es una especie que puede ser depredada en sus diferentes estadios participando de manera activa e importante en las cadenas tróficas. (Zambrano *et al.*, 2014).

Son animales ectotérmicos, la frecuencia metabólica depende de la temperatura ambiental (Wright y Whitaker, 2001). Se pueden termorregular con el comportamiento, pero no pueden generar calor interno. También pueden renovar su piel con forme van creciendo (Ecdisis - muda). Son ovíparos, sus huevos gelatinosos carecen de cascara externa dura y necesitan mantenerse húmedos para sobrevivir (Aguilar *et al.*, 2010).

2.13. Reproducción

En vida libre los ajolotes se reproducen una sola vez al año, durante los meses de diciembre, enero y febrero, en cautiverio esto ocurre por lo menos cada seis meses (Servín, 2011). Como sucede con todos los demás miembros del grupo taxonómico, la fecundación es externa. Los anfibios machos no cuentan con pene o miembro especializado para depositar el esperma en el interior de la hembra, así que el intercambio de células sexuales sucede a través de un espermátforo (masa gelatinosa compuesta por mucosa que contiene a los espermatozoides) (Cota, 2016).

La edad de reproducción en condiciones óptimas es después del primer año de vida, sin embargo, es común que tomen año y medio en madurar sexualmente. A partir de este momento tal vez se pueden observar las diferencias entre machos y hembras. En los machos se presenta un incremento en el tamaño de las glándulas cloacales, el cual es perceptible a simple vista (Mena-González y Servín-Zamora, 2014).

La cantidad de huevos que puede poner una hembra adulta es de alrededor de 660 por puesta (Duhon, 1992). En condiciones ideales las hembras en cautiverio son capaces de

tener puestas cada dos meses, sin reducir la cantidad de huevos, sin embargo, esas cantidades de huevos únicamente se mantiene durante 5 o 6 años, y después el número de huevos decrece y los que se ponen cuentan con bajos valores de sobrevivencia, por lo que no son útiles para la reproducción (Armstrong y Malacinski, 1989).

Durante el cortejo el macho realiza un ritual para atraer a la hembra, al final del cual secreta por la cloaca el espermatozoido. Este espermatozoido es absorbido por la cloaca de la hembra para fertilizar los huevos. El tiempo de incubación de los huevos dependerá de la temperatura ambiental, pero normalmente puede oscilar entre los 12 a 18 días. Durante la incubación es importante mantener una buena calidad de agua, de igual modo, es importante la aireación del agua para incrementar la concentración de oxígeno disuelto. El huevo consta de 3 capas y es permeable, lo que lo hace sensible a las sustancias toxicas disueltas en el agua. En ocasiones los embriones mueren y si no son retirados del contenedor pueden ser fuente de infección para los demás embriones (Mena-González y Servín-Zamora, 2014).

2.14. Ciclo de vida

En la mayoría de los anfibios el ciclo de vida incluye una etapa acuática y otra terrestre, entre ellas se realiza un proceso de metamorfosis, en donde el organismo se adecúa de una etapa acuática a una terrestre, a pesar de eso, el *Ambystoma mexicanum* es una excepción a esta regla, ya que es un individuo neoténico y no realiza metamorfosis, manteniendo su ciclo de vida completo dentro de un ambiente acuático. Su 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 solo posee cabeza, cuerpo y branquias, posteriormente se desarrollan las extremidades anteriores y posteriores. Se le puede considerar cría desde su eclosión hasta cumplir 4 meses de edad. De los 4 a los 12 meses se considera juvenil y de los 13 meses en adelante es la etapa en donde inicia la madurez sexual y por lo tanto es capaz de reproducirse, cerrando así el ciclo de vida (Nicolás. 2022).

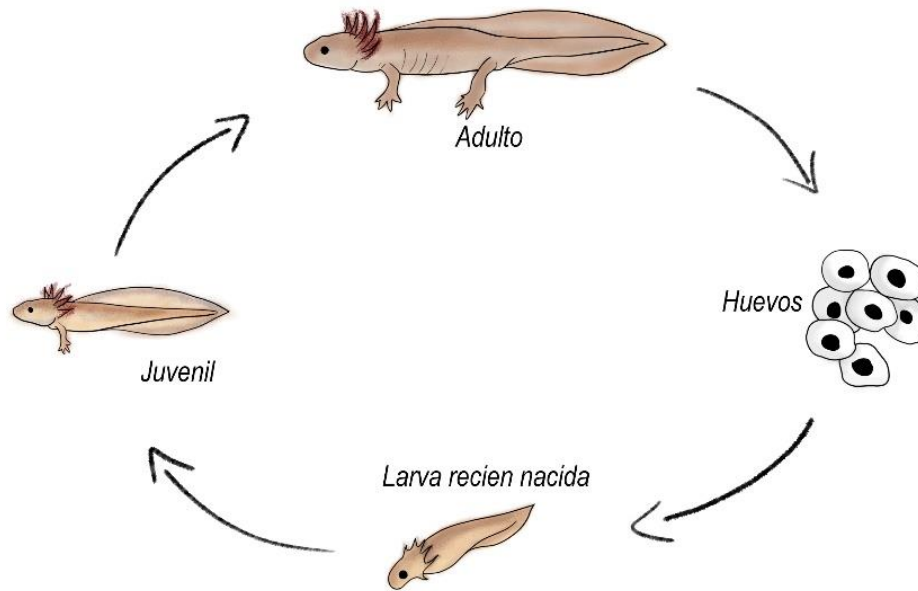


FIGURA 9. CICLO DE VIDA DE LOS AJOLOTES. ELABORACIÓN PROPIA, 2024.

2.15. Sistemas acuapónicos NFT

La técnica de film nutritivo se abrevia como NFT por su nombre en inglés, “Nutrient Film Technique”. Se trata de la utilización de tuberías o canales por las que corre agua cargada en nutrientes. Las plantas se ubican en los orificios dentro de las tuberías o canales. De esta manera las raíces alcanzan el agua que discurre por dentro (Balcom, 2015).

El sistema de producción acuapónico es un sistema biointegrado que junta la acuicultura de recirculación y la producción hidropónica de plantas. Los nutrientes, que son excretados directamente por los organismos acuáticos o generados por las reacciones microbianas sobre los desechos orgánicos, son absorbidos por las plantas cultivadas hidropónicamente (Muñoz, 2012 y Cifuentes *et al.*, 2023).

En un sistema acuapónico, el agua del tanque de los animales recircula a través de filtros, las camas de cultivo y luego vuelve a los animales. En los filtros, los residuos de animales son eliminados del agua, primero usando un filtro mecánico que elimine el residuo sólido y luego a través de un biofiltro que procesa los desechos disueltos. El biofiltro proporciona un lugar para que las bacterias conviertan el amoníaco en nitrato, un fertilizante accesible para las plantas, este proceso se llama nitrificación. El agua que contiene nitratos y otros nutrientes viaja a través de los lechos de cultivo de las plantas, estas toman los nutrientes y finalmente el agua vuelve purificada al tanque. Este proceso permite que los animales, las plantas y las bacterias prosperen simbióticamente y trabajen juntos para crear un medio ambiente sano para el otro, siempre y cuando el sistema este bien equilibrado (PlanyAgro, 2017).

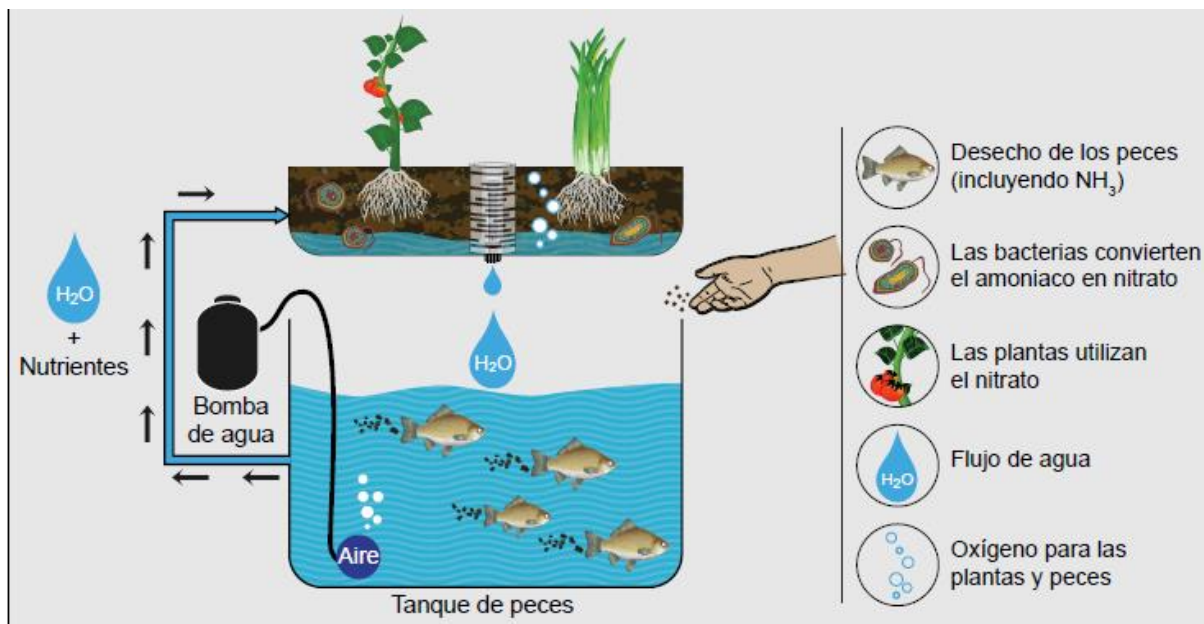


FIGURA 10. FUNCIONAMIENTO DE UN SISTEMA ACUAPÓNICO CONVENCIONAL. TOMADA DE PLANYAGRO, 2017.

Es importante destacar que para el manejo del sistema acuapónico se deben tener en cuenta parámetros de calidad de agua como son:

- Oxígeno disuelto
- Temperatura
- Conductividad eléctrica

-
- Sólidos disueltos totales
 - Compuestos nitrogenados
 - Fosfatos
 - pH
 - Alcalinidad
 - Dureza
 - Dióxido de carbono
 - Calcio
 - Potasio

Para permitir un balance entre los rangos óptimos de los parámetros de calidad del agua de cada uno de los diferentes tipos de organismos cultivados como animales, plantas y bacterias nitrificantes (Gavrilă *et al.*, 2019). La acuaponía presenta algunas de las siguientes ventajas sobre los sistemas convencionales de producción de alimentos: reduce la cantidad de nitrógeno peligroso en las descargas, reduce la cantidad de agua por su reutilización, produce vegetales con valor agregado porque pueden ser considerados como “productos orgánicos”, y elimina el uso de químicos como plaguicidas y fertilizantes (Colorado *et al.*, 2021).

2.16. Ciclo del nitrógeno

El proceso biológico más importante en la acuaponía es el de nitrificación, el cual es un componente esencial en el ciclo de nitrógeno visto en la naturaleza. El nitrógeno (N) es un elemento químico y un componente esencial para todas las formas de vida. Está presente en todos los aminoácidos, que forman a las proteínas las cuales son esenciales para muchos procesos vitales biológicos en los animales como son: la regulación de enzimas, comunicación celular y construcción de estructuras. El nitrógeno es el nutriente inorgánico más importante para las plantas (López, 2020 y Boyd, 2015).

El ciclo del nitrógeno es quizá uno de los ciclos más complicados, ya que se encuentra en varias formas, y en él se llevan a cabo una serie de procesos químicos en los cuales el nitrógeno que es tomado del aire es modificado para finalmente ser devuelto a la atmósfera (Fowler *et al.*, 2013).

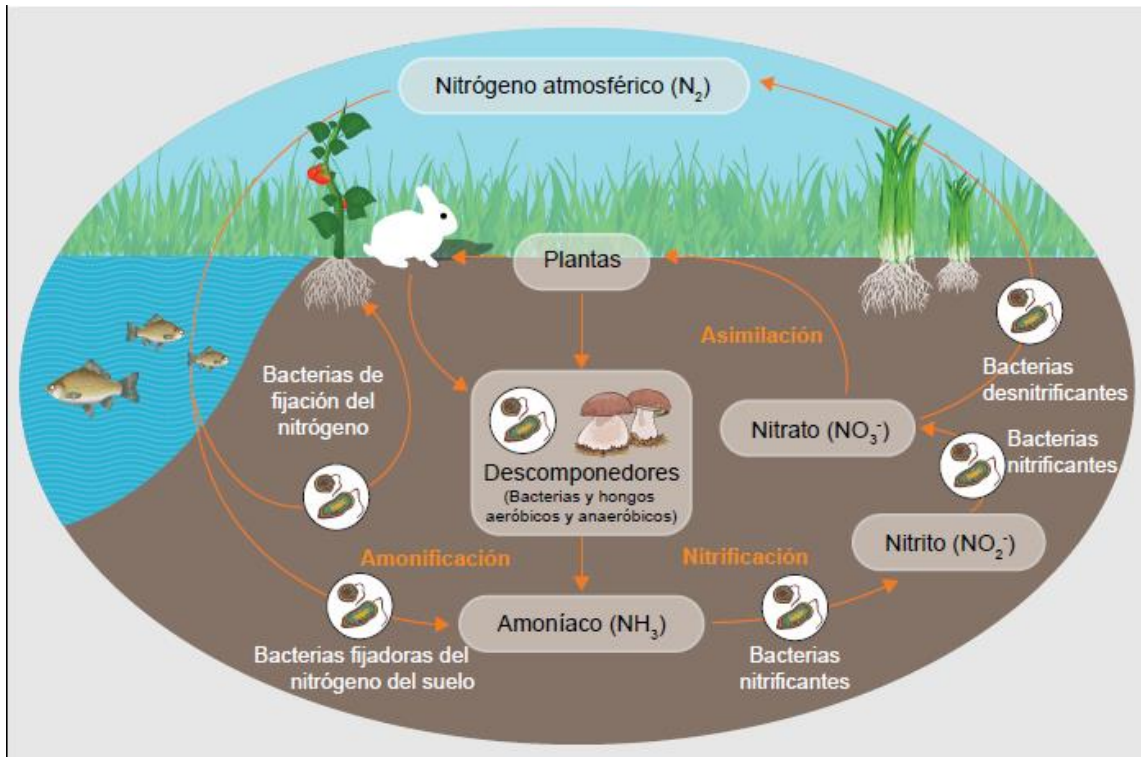


FIGURA 11. CICLO DEL NITRÓGENO. TOMADA DE PLANYAGRO, 2017.

Stein y Klotz (2016) mencionan las etapas del ciclo del nitrógeno, de las cuales sólo la asimilación no es realizada por bacterias:

1. **Fijación.** La fijación biológica del nitrógeno consiste en la incorporación del nitrógeno atmosférico, a las plantas, gracias a algunos microorganismos, principalmente bacterias y cianobacterias que se encuentran presentes en el suelo y en ambientes acuáticos. Esta fijación se da por medio de nitrógeno gaseoso (N_2) en amoníaco (NH_3) o nitratos (NO_3^-). Estos organismos usan la enzima nitrogenasa para su descomposición; Sin embargo, como la nitrogenasa sólo funciona en ausencia de oxígeno, las bacterias deben de alguna forma aislar la enzima de su contacto. Algunas estrategias utilizadas por las bacterias para aislarse del oxígeno son: vivir debajo de las capas de moco que cubren a las raíces de ciertas plantas,

o bien, vivir dentro de engrosamientos especiales de las raíces, llamados nódulos, en leguminosas y árboles.

- 2. Nitrificación.** Solamente existen dos formas de nitrógeno que son asimilables por las plantas, el nitrato (NO_3^-) y el amonio (NH_4^+). Las raíces pueden absorber ambas formas, aunque pocas especies prefieren absorber nitratos que amoniaco. El amonio es convertido a nitrato gracias a los microorganismos por medio de la nitrificación. La modificación de NH_4^+ a NO_3^- depende de la temperatura del suelo. La transformación, es decir, la conversión se da más rápida cuando la temperatura esta arriba de los 10°C y el pH está entre los 5.5-6.5; asimismo, este proceso se ve completado de entre dos a cuatro semanas. Esta fase es realizada en dos pasos por diferentes bacterias: primero, las bacterias del suelo *Nitrosomonas* y *Nitrococcus* convierten el amonio en nitrito (NO_2^-), luego otra bacteria del suelo, *Nitrobacter*, oxida el nitrito en nitrato. La nitrificación les entrega energía a las bacterias.
- 3. Asimilación.** La asimilación ocurre cuando las plantas absorben a través de sus raíces, nitrato (NO_3^-) o amoniaco (NH_3), elementos formados por la fijación de nitrógeno o por la nitrificación. Luego, estas moléculas son incorporadas tanto a las proteínas, como a los ácidos nucleicos de las plantas. Cuando los animales consumen los tejidos de las plantas, también asimilan nitrógeno y lo convierten en compuestos animales.
- 4. Amonificación.** Los compuestos proteicos y otros similares, que son los constitutivos en mayor medida de la materia nitrogenada aportada al suelo, son de poco valor para las plantas cuando se añaden de manera directa. De esta manera, cuando los organismos producen desechos que contienen nitrógeno como la orina (urea), los desechos de las aves (ácido úrico), así como de los organismos muertos, éstos son descompuestos por bacterias presentes en el suelo y en el agua, liberando el nitrógeno al medio, bajo la forma de amonio (NH_3). En este nuevo proceso de integración de nitrógeno al ciclo, las bacterias fijadoras llevan a cabo la digestión enzimática, por lo que el amonio se degrada a compuestos aminados, como proteosas, peptonas y al final, en aminoácidos. Es por esta razón que el proceso se llama aminificación o aminización.

5. Desnitrificación. La reducción de los nitratos (NO_3^-) a nitrógeno gaseoso (N_2), y amonio (NH_4^+) a amoníaco (NH_3), se llama desnitrificación, y es llevado a cabo por las bacterias desnitrificadoras que revierten la acción de las fijadoras de nitrógeno, regresando el nitrógeno a la atmósfera en forma gaseosa. Este proceso ocasiona una pérdida de nitrógeno para el ecosistema; ocurre donde existe un exceso de materia orgánica y las condiciones son anaerobias, además de que hay poca disponibilidad de agua y un alto pH, aunado a los escurrimientos de los fertilizantes al suelo. El fenómeno de la desnitrificación se debe, a que, en condiciones de mucha humedad en el suelo, la falta de oxígeno obliga a ciertos microorganismos a emplear nitrato en vez de oxígeno en su respiración.

El proceso natural de la nitrificación por bacterias también ocurre en el agua. Para la acuaponía, el equivalente de los desechos de animales en tierra son las excreciones de los peces en los tanques de cultivo. Las mismas bacterias nitrificantes que viven en la tierra, también ocurren naturalmente en el agua o en toda la superficie mojada, convirtiendo el amoníaco proveniente de los desechos de los peces en nitratos de fácil absorción para ser usados por las plantas. La nitrificación en sistemas de acuaponía provee de nutrientes a las plantas y elimina el amoníaco y el nitrito que son tóxicos (Bañuelos, 2017).

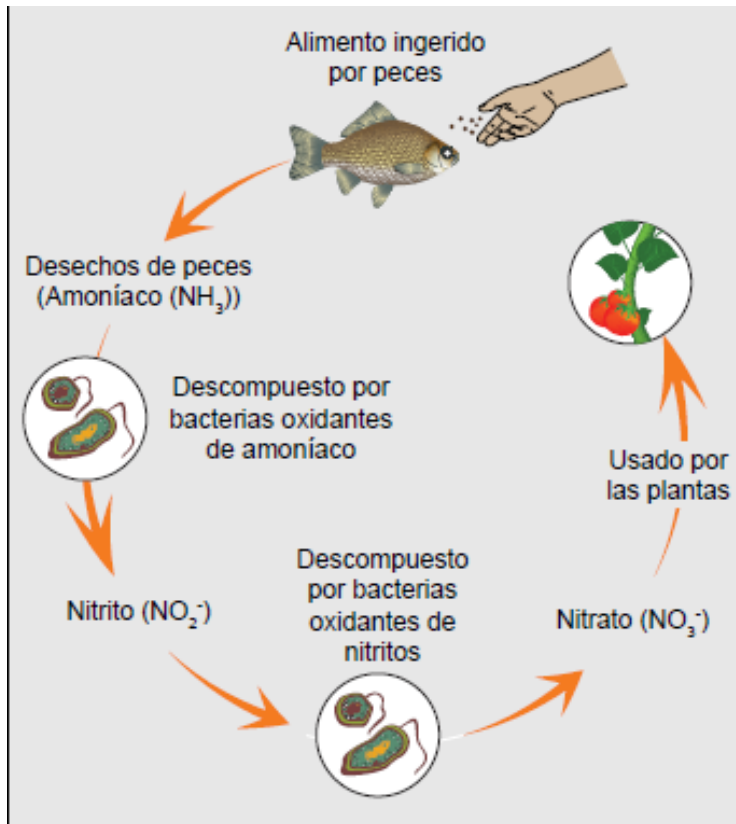


FIGURA 12. PROCESO DE NITRIFICACIÓN NATURAL. TOMADA DE PLANYAGRO, 2017.

Las bacterias nitrificantes son vitales para el funcionamiento general de un sistema de acuaponía. Hay dos grupos de bacterias nitrificantes que están involucradas en el proceso de nitrificación:

- 1) Bacterias oxidantes de amoníaco (BOA)
- 2) Bacterias oxidantes de nitritos (BON)

Estas metabolizan el amoníaco en el siguiente orden:

1. Bacterias BOA convierten el amoníaco (NH₃) en nitritos (NO₂⁻)
2. Bacterias BON posteriormente convierten lo nitritos (NO₂⁻) en nitratos (NO₃⁻)

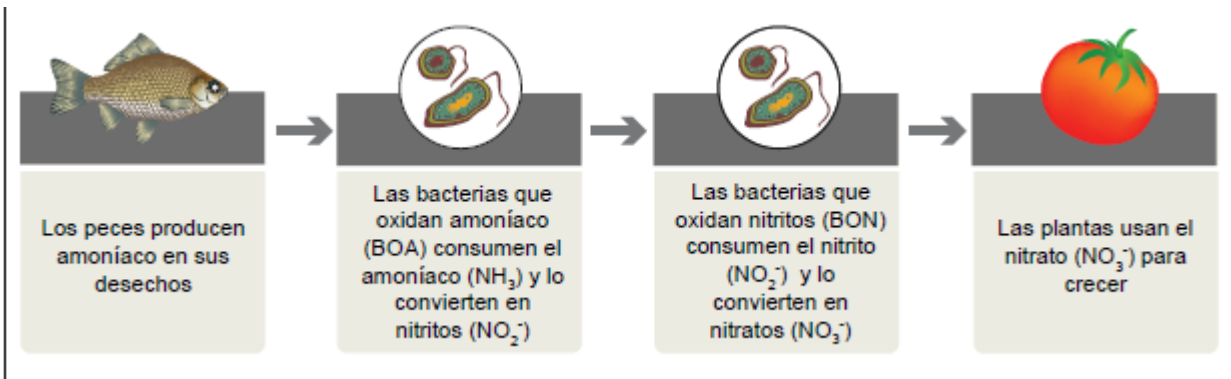


FIGURA 13. PROCESO DE LAS BACTERIAS NITRIFICANTES. TOMADA DE PLANYAGRO, 2017.

Las BOA oxidan al amoníaco para crear nitritos y las BON oxidan el nitrito en nitratos. Las bacterias del género *Nitrosomonas* son las más comunes BOA en acuaponía, y las del género *Nitrobacter* son las BON más comunes (Somerville *et al.*, 2022).

2.17. Plantas adaptadas al sistema acuapónico

Hasta la fecha, se han cultivado con éxito más de 150 hortalizas, hierbas, flores y pequeños árboles diferentes en sistemas acuapónicos, incluyendo unidades de investigación, domésticas y comerciales. La selección de especies vegetales adaptadas a los cultivos hidropónicos está directamente relacionada con la densidad de población de animales en los tanques. En general, las plantas de hoja verde funcionan muy bien en acuaponía, (lechuga, espinaca, menta, albahaca), junto con algunas de las hortalizas frutales más populares, como los tomates, pepinos y pimientos. Las hortalizas de fruto tienen una mayor demanda de nutrientes y son más apropiadas para sistemas establecidos con poblaciones de peces adecuadas. Los vegetales varían en cuanto a su demanda total de nutrientes. Hay varias categorías generales de plantas acuapónicas basadas en esta demanda (PlanyAgro, 2017).

Las plantas de baja demanda de nutrientes son las plantas de hoja verde y hierbas:

- Lechuga
- Acelga
- Rúcula
- Albahaca
- Mentas
- Perejil
- Cilantro
- Cebollino
- Pak Choi
- Berro

Muchas de las legumbres, como las arvejas y frijoles, tienen una baja demanda.

También se encuentran las plantas con demandas medias de nutrientes como:

- Coles, col rizada, coliflor, brócoli y colinabo.

Las plantas de bulbo como la remolacha, taro, cebollas y zanahorias tienen requerimientos medios o altos, mientras que el rábano requiere menos nutrientes.

En el otro extremo del espectro se encuentran las plantas con alta demanda de nutrientes, entre ellas se encuentran las hortalizas de frutos como:

- Tomates
- Berenjenas
- Pepinos
- Calabacines
- Fresas
- Pimientos

III. Formulación del problema

No hay muchos registros de UMAS o PIMVS que se dediquen a la reproducción de los ajolotes en el estado de Hidalgo, ya sea en cautiverio o en su hábitat natural. Pero a pesar de ello, se han encontrado muchos ajolotes domésticos que fueron adquiridos en el mercado negro de forma ilegal. Eso hace que la población de ajolotes silvestres disminuya constantemente, generando un problema a futuro para el ecosistema.

Se piensa que el cuidado y reproducción de los ajolotes es complicado y que solo pueden tenerlos las personas que son especialistas y aún está mal visto para muchas personas tener ajolotes en cautiverio.

Por otra parte, los sistemas acuapónicos no son muy populares en muchas regiones de México a pesar de que son un muy buen recurso para criar animales acuáticos y cultivar plantas además se ha demostrado con anterioridad que son una opción viable para mantener y reproducir ajolotes.

Por lo cual la problemática es:

- Alto índice de ajolotes domésticos sin registro ni papeles legales.
- Disminución de ajolotes silvestres.
- Desinformación sobre reproducción del ajolote mexicano.

IV. Justificación

La comunidad de Santa Bárbara, Hidalgo, es una zona que se dedica mayormente a la agricultura, se utilizan campos de siembra y las personas no tienen producciones pequeñas en sus hogares. Los sistemas acuapónicos podrían ser una opción viable para que puedan cultivar plantas de bajos requerimientos y también un buen lugar donde mantener a sus animales acuáticos entre ellos a los ajolotes adquiridos legalmente.

El *Ambystoma mexicanum* (ajolote) es un anfibio endémico de México, que se encuentra bajo protección especial y tiene una gran importancia cultural, económica y ecológica.

La realización del proyecto ayudará a las personas de esta comunidad y de las comunidades cercanas a tener la información necesaria para poder realizar una

producción de ajolotes en casa sin equipo costoso. También al haber PIMVS registradas, la gente podrá adquirir ajolotes de forma legal, número de registro y de mejor calidad.

V. Objetivo general

- Reproducir al ajolote mexicano (*Ambystoma mexicanum*) en cautiverio en el estado de Hidalgo en sistemas de acuaponía.

VI. Objetivos específicos

- Construir un sistema de acuaponía funcional para un clima frío.
- Mantener en buen estado a hembras y machos del ajolote mexicano.
- Comprobar la viabilidad de la supervivencia de ajolotes en Hidalgo.

VII. Hipótesis

Si el ajolote mexicano (*Ambystoma mexicanum*) puede ser reproducido en sistemas de bajo costo en la comunidad de Santa Barbara y las excretas de los ajolotes pueden proveer los nutrientes necesarios para favorecer cultivos acuapónicos, entonces estos pueden ser una buena opción para su cultivo *ex situ*.

VIII. Materiales y Métodos

El sitio de estudio se localizó en la comunidad de Santa Bárbara en el estado de Hidalgo, con una altitud de 2490 metros sobre el nivel del mar, una latitud de 19.6663° y longitud de -98.5653°. La temperatura mínima fue de 9°C. y la máxima de 18°C. con un promedio de y una precipitación de 69.9 mm (SNM, 2023).

El área total fue de 800 metros cuadrados y se seleccionaron aproximadamente 25 m², incluyendo las áreas de los sistemas acuapónicos y siembra de plántulas.

Para la construcción de los sistemas acuapónicos se utilizaron los siguientes materiales:

1. 4 polines de 166 cm de largo y 11 cm de ancho.
2. 4 tablas de 173 cm de largo y 15 cm de ancho.
3. 3 tinas de plástico de 200 L, 160 L y 80 L.
4. 6 tubos de PVC de 3 pulgadas y 150 cm de largo.
5. 14 conectores tipo codo de PVC de 3 pulgadas.
6. 8 tubos de PVC de 3 pulgadas y 15 cm de largo.
7. 2 tubos de PVC de 1.5 pulgadas y 30 cm de largo.
8. 2 conectores tipo T de PVC de 1.5 pulgadas.
9. 2 bombas de agua sumergibles de 25 w.
10. 4 pijas de madera de 9 pulgadas.
11. 12 clavos de 4 pulgadas.

Se utilizó la estadística descriptiva para las siguientes variables:

Animales: cantidad total de ajolotes utilizados en el estudio.

Sexo: cantidad de ejemplares hembras y machos.

Temperatura: temperaturas tomadas durante el estudio (mínima y máxima).

Peso: peso de cada ejemplar tomado al inicio del estudio.

Luminosidad: cantidad de horas que pasaron sin luz los ajolotes.

Agua: calidad del agua durante el estudio.

Error: porcentaje de error en la reproducción.

Formula estadística

$$Y = \alpha + \beta + \gamma + \delta + \zeta + \eta + \varepsilon$$

α = animales

β = sexo

γ = temperatura

δ = peso

ζ = luminosidad

η = agua

ε = error

8.1. Selección y preparación de plantas

Para la selección de plantas a colocar en los sistemas se tomaron en cuenta aspectos como: cantidad de ajolotes, temperatura durante el día, ubicación de los sistemas acuapónicos y luz solar directa.

Los cultivos utilizados fueron:

- Calabaza redonda - n = 10
- Epazote – n = 4
- Menta - n = 4
- Tomate amarillo – n = 5
- Chile güero – n = 5
- Hierbabuena – n = 3

Se colocaron algunos girasoles en los extremos para atraer a polinizadores a los cultivos. Unas semanas antes de la construcción de los sistemas, se adquirieron las semillas, las cuales fueron germinadas en diferentes macetas y recipientes reciclados para obtener las plántulas que posteriormente se colocaron en el sistema.



FIGURA 14. SEMILLEROS CON MATERIALES RECICLADOS. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 15. SEMILLAS DE CALABAZA REDONDA EN SEMILLEROS RECICLADOS. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 16. BROTOS DE LAS PLÁNTULAS EN MACETA. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

Una vez que la plántula tuvo la raíz desarrollada, se colocó en el sistema para su desarrollo. Los cultivos que se seleccionaron fueron de raíces con un crecimiento abundante, por lo cual una vez se empezaron a desarrollar se separaron con un orificio de distancia entre estas en los sistemas ya que podrían ocasionar un estancamiento del agua y reduciría el flujo de agua en los tubos.



FIGURA 17. PLÁNTULA CON RAÍZ Y ESQUEJE DE PLANTA. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.



FIGURA 18. *PLÁNTULAS DE CALABAZA INSTALADAS EN LOS SISTEMAS. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.*

Después de que los cultivos estuvieron lo suficientemente desarrollados, se trasplantaron a la parte de la huerta en tierra para que su desarrollo terminara correctamente.

8.2. Ejemplares utilizados

Se utilizaron en total 18 ajolotes procedentes del laboratorio de morfogénesis y regeneración del Instituto de Investigaciones Biomédicas de la UNAM, 10 hembras y 8 machos los cuales se mantuvieron la primera semana en sistemas acuapónicos en el Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC) con agua de los canales de Xochimilco y posteriormente se trasladaron al estado de Hidalgo en bolsas de plástico con oxígeno y agua que contenían 3 ejemplares cada una. Una vez en el destino final se agregaron los ejemplares en tinas de plástico con agua de pozo y separados hembras de machos.

TABLA 1. VARIACIONES DE COLOR Y PESO DE HEMBRAS Y MACHOS.

Ejemplar	Peso (g)	Ejemplar	Peso (g)
Hembras		Machos	
Pardo 1	147	Pardo 1	117
Pardo 2	142	Pardo 2	103
Pardo 3	130	Pardo 3	93
Pardo 4	127	Pardo 4	90
Leucístico 1	116	Pardo 5	87
Leucístico 2	108	Pardo 6	85
Leucístico 3	97	Pardo 7	69
Leucístico 4	96	Pardo 8	57
Pardo 5	93		
Pardo 6	79		

TABLA 2. DATOS ESTADÍSTICOS DE HEMBRAS Y MACHOS.

		Valores		$\bar{x} \pm DE$	Coeficiente de variación
		Máximo	Mínimo		
Hembras	Pardas	147 g.	79 g.	119.7 ± 27.46	22.97%
	Leucísticas	116 g.	96 g.	104.3 ± 9.54	9.10%
Machos	Pardos	117 g.	57 g.	87.6 ± 18.6	21.20%



FIGURA 19. HEMBRAS PARDAS 1 Y 2 DE 147 Y 142 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.

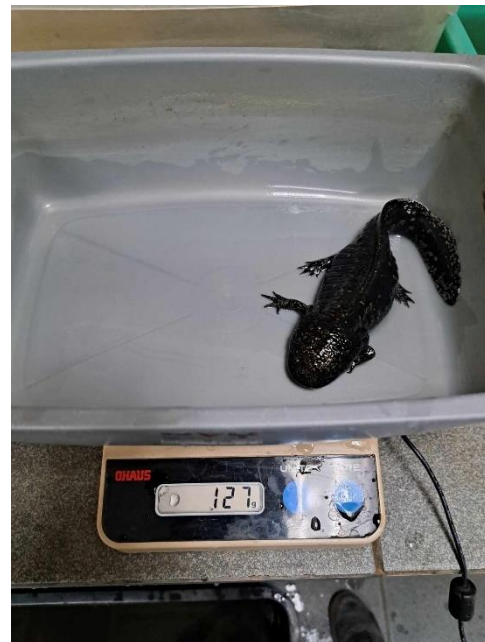


FIGURA 20. HEMBRAS PARDAS 3 Y 4 DE 130 Y 127 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.

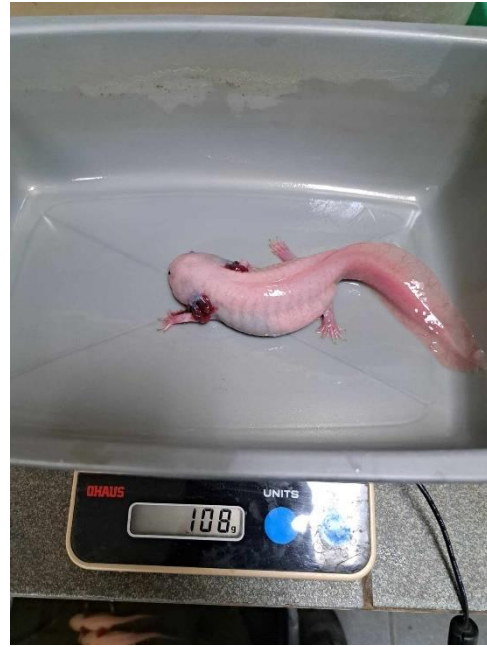


FIGURA 21. HEMBRAS LUCISTICAS 1 Y 2 DE 116 Y 108 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.



FIGURA 22. HEMBRAS LEUCISTICAS 3 Y 4 DE 97 Y 96 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.



FIGURA 23. HEMBRAS PARDAS 5 Y 6 DE 93 Y 79 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.

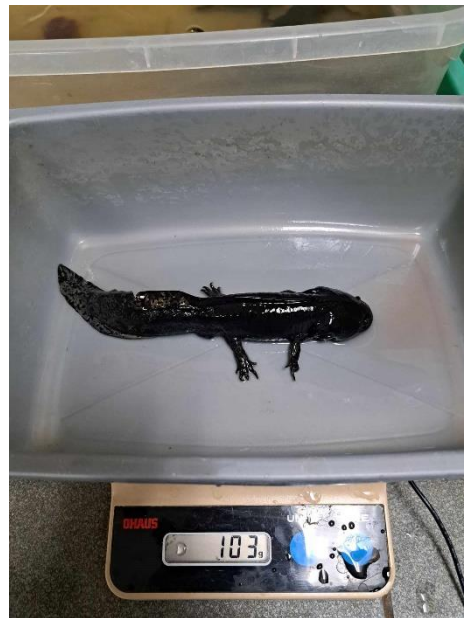


FIGURA 24. MACHOS PARDOS 1 Y 2 DE 117 Y 103 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.

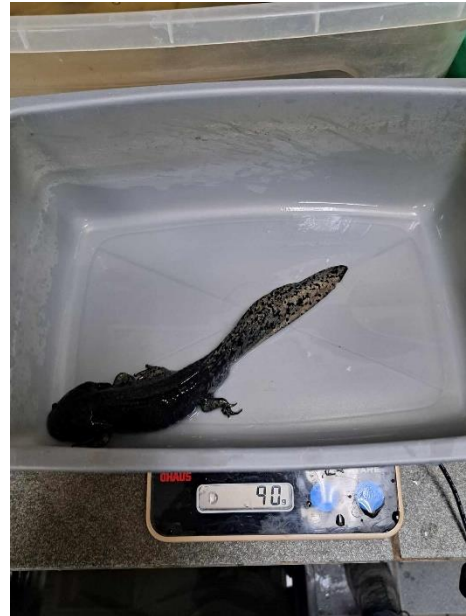


FIGURA 25. MACHOS PARDOS 3 Y 4 DE 93 Y 90 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.



FIGURA 26. MACHOS PARDOS 5 Y 6 DE 87 Y 85 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.

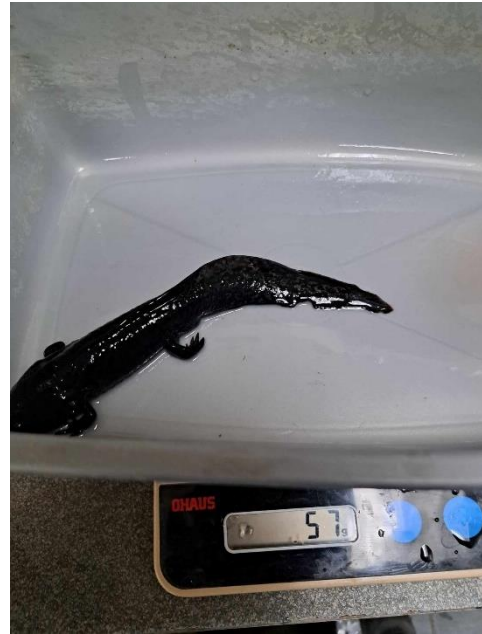


FIGURA 27. MACHOS PARDOS 7 Y 8 DE 69 Y 57 G. FOTOGRAFÍAS PROPIAS, 2023.

Se utilizó una bascula digital y una tina de plástico pequeña para pesar a los ajolotes de manera individual.

8.3. Preparación del agua de los sistemas

Una vez listos los ejemplares, se realizó la preparación del agua de los dos sistemas acuapónicos. Se utilizó agua potable de pozo a la cual se le adicionaron unas gotas de vitaminas (complejo B, vitaminas liposolubles: A, D y E y vitamina C) para los ajolotes. Ya con las plantas colocadas y el agua de los sistemas preparada, se prendieron las bombas de agua para que empezara a circular el agua por los sistemas y posteriormente se introdujeron los ajolotes que se mantenían separados.



FIGURA 28. *EJEMPLARES HEMBRAS.* FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 29. *EJEMPLARES MACHOS.* FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

8.4. Alimentación

Para este proyecto se utilizó de alimento principal al gusano de fango (*Tubifex sp.*) por su alto porcentaje de proteína y adicionado a ello también se agregaron peces pequeños como charalitos (*Poeciliopsis gracilis*).

Se agregó a cada sistema 2 kilos de *Tubifex* el cual duraba aproximadamente dos semanas, y los peces se agregaron cada semana para que los ajolotes tuvieran una alimentación variada. Al ser muy pequeños los peces se corría el riesgo de que salieran por el drenaje de las tinas, por ello se colocó una malla para que no sucediera y la mayoría de los peces, al estar en una tina de 35 cm de alto, se mantenían en el fondo la mayor parte del tiempo.

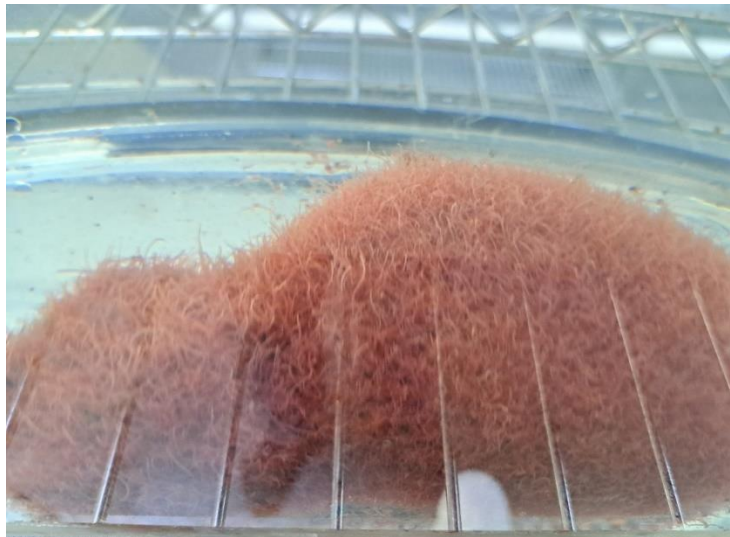


FIGURA 30. GUSANO DE FANGO (*TUBIFEX SP.*). FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 31. CHARALITOS (*POECILIOPSIS GRACILIS*). FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

8.5. Calidad del agua

El control del agua se realizó cada 15 días, el mismo día que se realizaba limpieza de los sistemas. Se tomaron muestras con distintos métodos y después del recambio de agua. El análisis se realizó con tiras reactivas *EasyStrips* de la marca Tetra. Con estas tiras reactivas se obtenía la cantidad de nitratos, nitritos, dureza/alcalinidad, cloro y pH. Se analizó también el nivel de cloro y pH con un kit especializado de la marca Panda y los niveles de dureza con el kit de la marca Pentair Rainbow. Y por último se utilizó un medidor de TDS de la marca Purikor. Para la temperatura se utilizaron termómetros para acuarios.

8.5.1. Tiras reactivas *EasyStrips*

Primero se toma una de las tiras reactivas dentro del frasco, tomándola de la parte sin reactivos y se sumerge en el agua a evaluar durante 1 segundo para después dejarla reposar durante 60 segundos. Después se hace la comparación de las coloraciones de cada reactivo de la tira con el esquema que incluye el frasco.



FIGURA 32. SUMERGIR TIRA REACTIVA DURANTE 1 SEGUNDO EN EL AGUA DEL SISTEMA.
FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

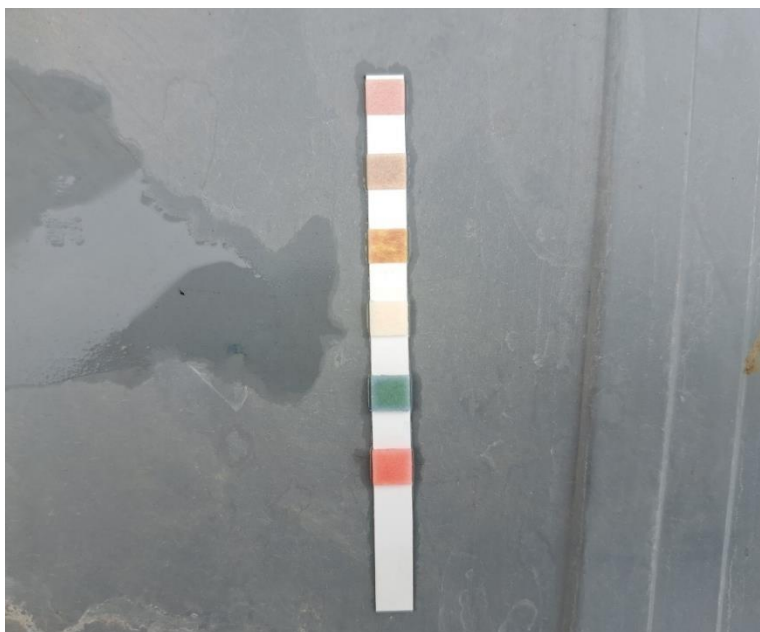


FIGURA 33. TIRA REACTIVA DESPUÉS DE 60 SEGUNDOS. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

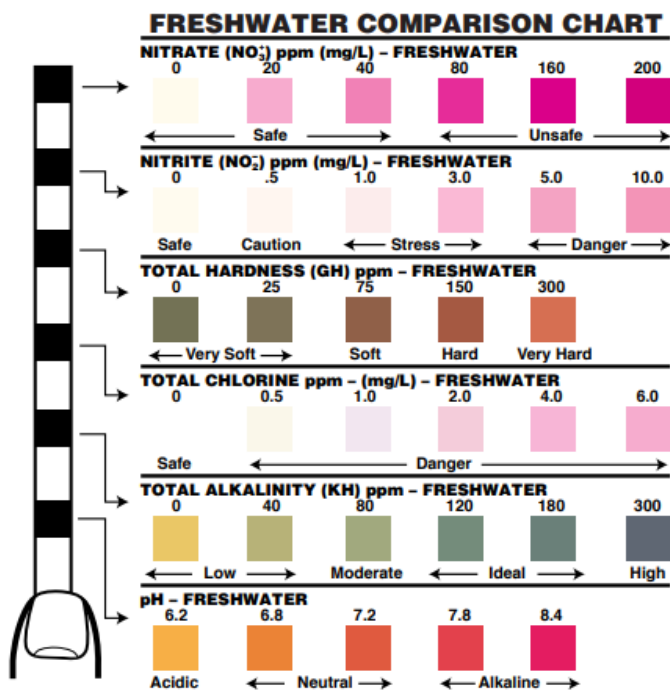


FIGURA 34. GUÍA DE REACTIVOS DE LA MARCA TETRA PARA AGUA DULCE.

8.5.2. Kit Panda

Para la evaluación de cloro y pH, se utilizó el kit analizador de la marca panda, el cual contiene un vial y dos soluciones de medición. Orthotolidina, la cual sirve para la medición de cloro y fenol rojo para el pH.



FIGURA 35. CONTENIDO DEL KIT ANALIZADOR PANDA. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

Para una correcta medición del agua y uso del kit se deben seguir los siguientes pasos:

1. Llenar el vial con el agua a analizar hasta la marca.
2. Agregar 4 gotas de solución OTO (orthotolidina) en la parte de análisis de cloro.
3. Agregar 4 gotas de solución Fenol roja.
4. Cubrir el vial con las tapas e invertir varias veces el recipiente para mezclar.
5. Comparar la lectura de la banda coloreada con la coloración obtenida.



FIGURA 36. LLENADO DEL VIAL CON AGUA DEL SISTEMA. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

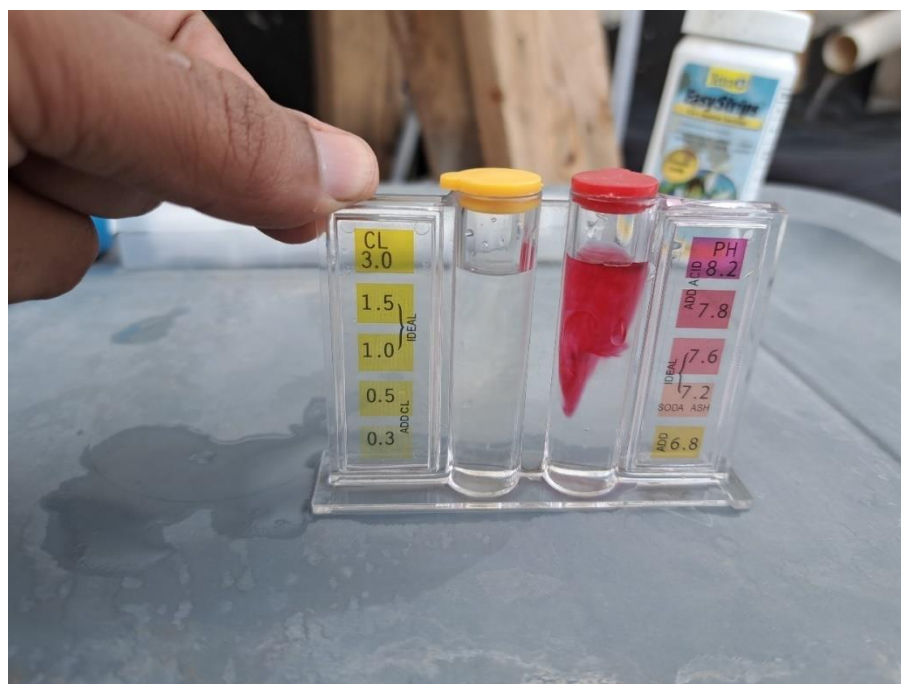


FIGURA 37. VIAL CON LAS DOS SOLUCIONES AGREGADAS. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 38. RESULTADOS DEL ANÁLISIS DE CLORO Y PH. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

8.5.3. Kit Pentair Rainbow

Para la evaluación de la dureza del agua se utilizó el kit rainbow de la marca Pentair, el cual contiene un frasco y dos soluciones. La solución #6 que detecta si hay calcio y magnesio en el agua, y la solución #7 que analiza la cantidad de estos minerales en el agua.

Las instrucciones para utilizar correctamente el kit son las siguientes:

1. Llenar el frasco con agua de los sistemas hasta la marca.
2. Agregar 2 gotas de solución #6 y mezclar.
3. Después se agrega la solución #7 una gota a la vez y mezclando cada vez que se agregue la solución hasta que la coloración cambia a una tonalidad azulada.



FIGURA 39. LLENADO DEL FRASCO PARA ANÁLISIS. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 40. FRASCO DESPUÉS DE AGREGAR SOLUCIÓN #6. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 41. FRASCO DESPUÉS DE AGREGAR 6 GOTAS DE SOLUCIÓN #7.
FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

8.5.4. Medidor de TDS

Por último, para medir el total de sólidos disueltos en el agua (TDS) se utilizó el medidor de la marca Purikor, el cual es más práctico y fácil de utilizar a diferencia de otras marcas, ya que mide en partes por millón (ppm) y en grados Celsius de forma automática y más rápido. Simplemente se tiene que introducir la punta del medidor en el agua y esperar hasta que la cantidad de partes por millón deje de cambiar para tomar la lectura.



FIGURA 42. LECTURA DE TDS DEL AGUA DE LOS SISTEMAS. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

IX. Resultados

9.1. Reproducción del *Ambystoma mexicanum*

Después de la primera semana en la que se mantuvieron juntos a los machos $n= 8$ y hembras $n = 10$ se observó una pequeña cantidad de huevos en la zona del drenaje del sistema, y se comenzó a buscar y recolectar los que se encontraban en el fondo de la tina. Al final se recolectaron aproximadamente 270 huevos de ajolote, los cuales se pusieron en agua limpia y se les agregó una bomba de aire para aumentar la oxigenación del agua y se guardaron en un área que no tuviera entrada de luz directa del sol. Durante los siguientes días se siguió monitoreando a los ejemplares para recolectar los huevos que pudieran poner, ya que los ajolotes pueden poner huevos durante varios días y al ser 10 hembras, había la posibilidad de que algunas empezaran la ovoposición después de la primera puesta, solo se encontraron 24 huevos más y se agregaron a la tina donde se encontraban los demás.



FIGURA 43. INICIO DE LA RECOLECCIÓN DE HUEVOS DE AJOLOTE. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

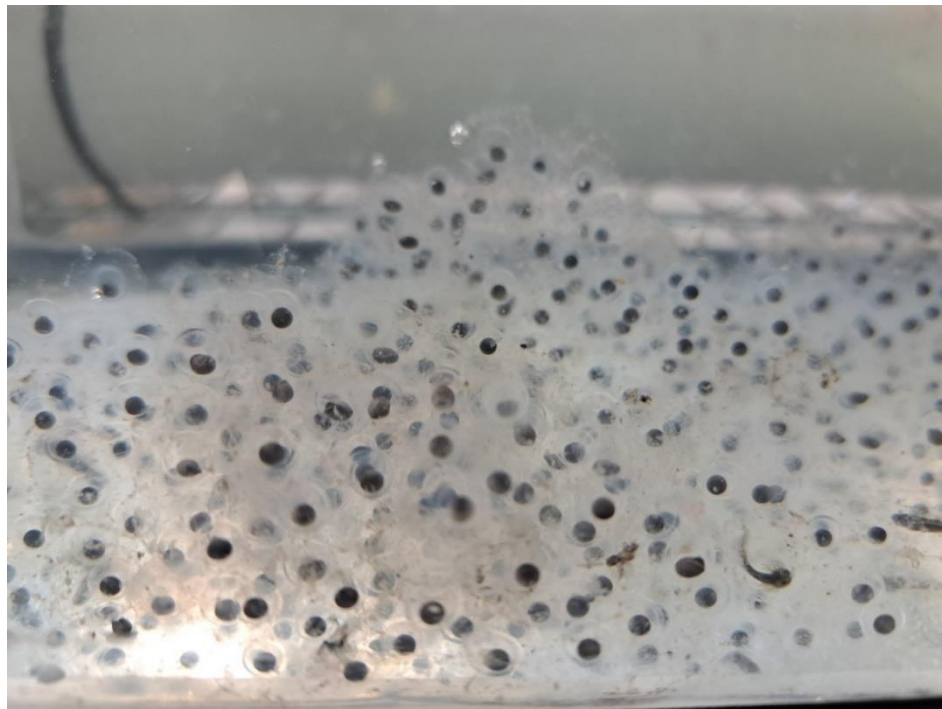


FIGURA 44. HUEVOS DE *AMBYSTOMA MEXICANUM* RECOLECTADOS. FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.



FIGURA 45. *RESTO DE LOS HUEVOS RECOLECTADOS.* FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

Posterior a la recolección, el mantenimiento a los huevos debía ser más estricto a diferencia de los ejemplares adultos. Se tuvieron que hacer recambios de agua una vez a la semana para que las larvas al nacer estuvieran en un ambiente adecuado para ellas.



FIGURA 46. *CRÍAS DE AMBYSTOMA MEXICANUM EN DESARROLLO DENTRO DEL HUEVO.* FOTOGRAFÍA PROPIA, 2023.

9.2. Análisis del agua

Los resultados de los análisis que se realizaron al agua de los sistemas acuapónicos con los diferentes kits fueron los siguientes:

Análisis 1 - ppm (mg/L)						
	Nitrato (No3-)	Nitritos (No2-)	Dureza (GH)	Cloro	Alcalinidad (KH)	pH
Antes de recambio	20	0.5	150	0	120	6.8
Después de recambio	20	0.5	75	0	180	7.2

TABLA 3. PRIMER ANÁLISIS CON LAS TIRAS REACTIVAS EASY STRIPS.

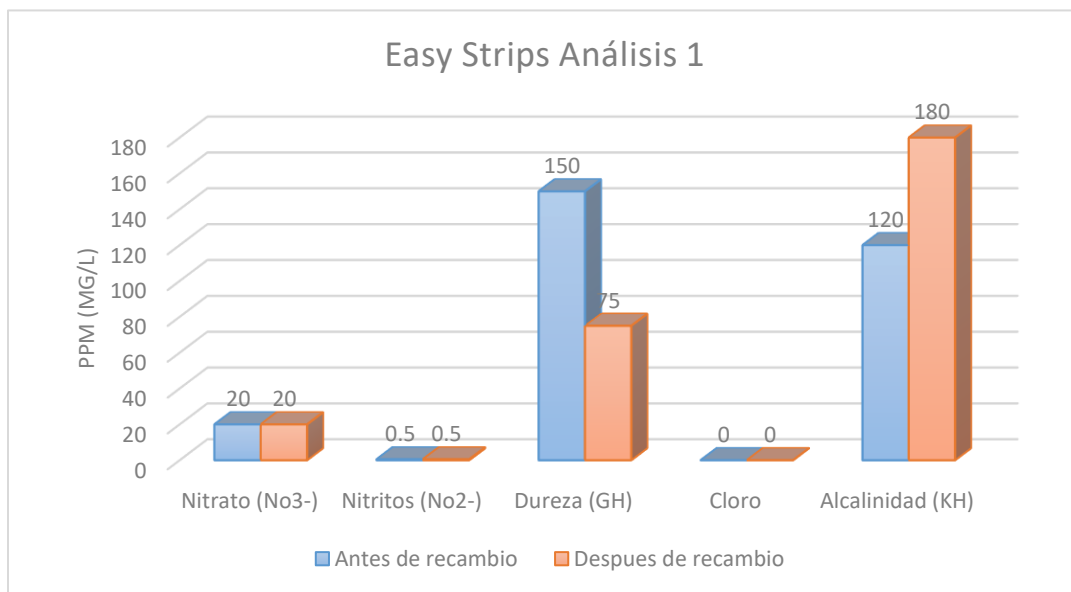


FIGURA 47. VALORES OBTENIDOS CON LAS TIRAS REACTIVAS EN EL PRIMER ANÁLISIS.

Análisis 2 - ppm (mg/L)						
	Nitrato (No3-)	Nitritos (No2-)	Dureza (GH)	Cloro	Alcalinidad (KH)	pH
Antes de recambio	20	0.5	150	0	120	7.2
Después de recambio	20	0	75	0	120	7.2

TABLA 4. SEGUNDO ANÁLISIS CON LAS TIRAS REACTIVAS EASY STRIPS

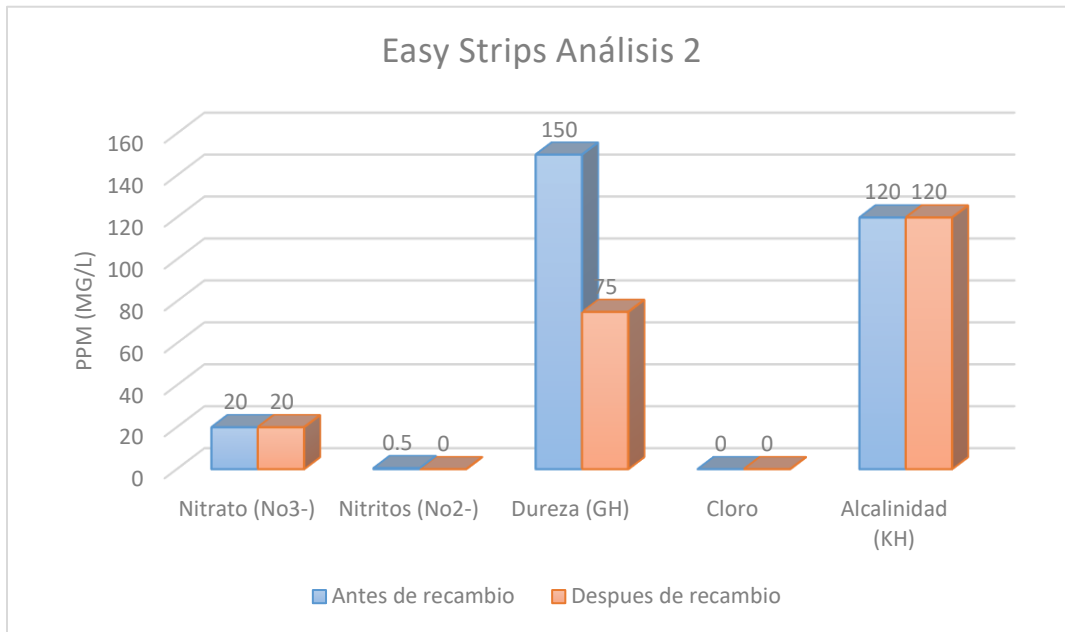


FIGURA 48. VALORES OBTENIDOS CON LAS TIRAS REACTIVAS EN EL SEGUNDO ANÁLISIS.

TABLA 5. RESULTADOS OBTENIDOS CON LOS DIFERENTES KITS DE MEDICIÓN EN EL PRIMER ANÁLISIS.

Primer análisis				
	Kit Panda		Kit Pentair Rainbow	Medidor Purikor
	Cloro	pH	Dureza	TDS ppm
Antes de recambio	0	7.8	300	156
Después de recambio	0	7.8	300	156

TABLA 6. RESULTADOS OBTENIDOS CON LOS DIFERENTES KITS DE MEDICIÓN EN EL SEGUNDO ANÁLISIS.

Segundo análisis				
	Kit Panda		Kit Pentair Rainbow	Medidor Purikor
	Cloro	pH	Dureza	TDS ppm
Antes de recambio	0	7.8	300	156
Después de recambio	0	7.8	300	156

TABLA 7. TEMPERATURAS GENERALES OBTENIDAS DURANTE REPRODUCCIÓN DE AJOLOTES.

Temperatura	
6 am – 12 pm	9°C – 12°C
1 pm – 12 am	12°C – 17°C

TABLA 8. TEMPERATURAS DEL AGUA EN LAS 2 PRIMERAS SEMANAS DE DICIEMBRE.

Temperaturas del agua obtenidas durante reproducción del ajolote de Xochimilco												
Estado: Hidalgo - Comunidad: Santa Bárbara - Estación: Invierno												
	01-dic-23	02-dic-23	03-dic-23	04-dic-23	05-dic-23	06-dic-23	07-dic-23	08-dic-23	09-dic-23	10-dic-23	11-dic-23	12-dic-23
Temp. Máxima	15	15	17	17	15	15	13	13	15	14	13	15
Temp. Mínima	10	10	12	13	9	9	9	9	10	9	9	10

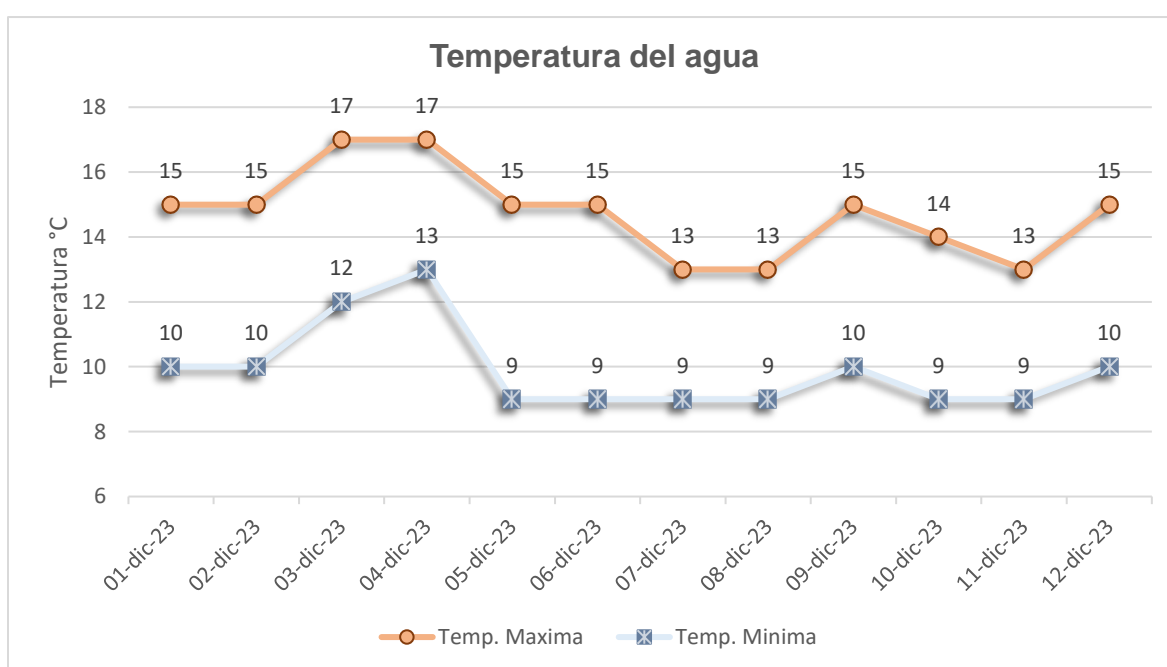


FIGURA 49. TEMPERATURAS DEL AGUA POR DÍA EN DICIEMBRE.

TABLA 9. DATOS ESTADÍSTICOS DE LA TEMPERATURA.

		Valores			Coeficiente de variación
		Máximo	Mínimo	$\bar{x} \pm DE$	
Temperatura	Máxima	17°C	13°C	14.75 ± 1.35	9.15%
	Mínima	13°C	9°C	9.9 ± 1.31	13.20%

X. Discusión y Conclusiones

La zona de Santa Bárbara en el estado de Hidalgo cuenta con un clima adecuado para la reproducción del *Ambystoma mexicanum*, ya que en menos de un mes se obtuvieron resultados positivos. Las variaciones de temperatura no fueron altas ya que se mantenían en un rango de 5 grados de diferencia y por la cantidad de agua no afectaban a los ejemplares. Para la reproducción de ajolotes, la temperatura óptima es menor a 13°C (Fox, 1984). Y se obtuvieron temperaturas de hasta 9°C. Esto ayudó a que la reproducción fuera exitosa en este proyecto, ya que mantener una temperatura estable por debajo de 13°C es lo que normalmente se dificulta en muchos criaderos de ajolotes. En los días más calurosos la temperatura máxima alcanzaba los 15°C por lo cual el mantenimiento de los ejemplares después de la reproducción no se vio afectado.

La calidad del agua no fue óptima en comparación con las condiciones de su hábitat natural. Sin embargo, a pesar de que algunos parámetros, como la dureza y el pH, se encontraron en niveles altos, no se observó disminución de peso, cambios en el comportamiento, ni enfermedades en los ajolotes. Además, el alimento se mantuvo en buen estado dentro de los sistemas, gracias a la adecuada oxigenación y circulación del agua.

Se realizó una comparación de los datos obtenidos en esta tesis con otros proyectos similares, a pesar de que solamente en un trabajo se utilizaron sistemas acuapónicos, en las demás referencias se comparó únicamente la calidad del agua y el estado de los ejemplares utilizados.

Los trabajos comparados no utilizan las mismas variables para medir la calidad del agua, algunos solamente miden pH, temperatura, nitritos y nitratos, y otros tienen más variables que las que se utilizaron en este proyecto.

TABLA 10. VARIABLES UTILIZADAS EN CADA PROYECTO COMPARADO.

	Tesis propia	Vázquez, 2012	Huitztl <i>et al.</i> , 2018	Mena-González y Servín-Zamora, 2014	Ambystomania, 2023	Ensastigue, 2003	García, 2024	López, 2019
pH	x	x	x	x		x	x	x
Cloro	x	x		x				
Dureza	x			x				
Nitritos	x		x	x	x		x	x
Nitratos	x		x		x		x	x
Temperatura	x	x	x	x	x	x	x	
Oxigen. Dis.		x	x	x		x		
Amoniaco		x	x	x	x	x	x	x
Fosfatos					x	x		

En el trabajo de Huitztl *et al.*, (2018) se utilizaron sistemas acuapónicos NFT al igual que en este proyecto, pero se evaluó solamente el crecimiento de los ajolotes utilizados con la adición de probióticos *Bacillus subtilis*. Se muestra que sus ejemplares tuvieron un buen crecimiento a pesar de que los rangos de las variables si son diferentes a los de esta tesis.

TABLA 11. COMPARACIÓN DE DATOS CON EL TRABAJO DE HUITZITL *ET AL.*, 2018.

	Huitztl <i>et al.</i>, (2018)		Tesis propia
Temperatura	22° (±1.52) ° C		9° - 15°C
pH	8.42 (±0.24)		7.8
Nitratos	3.78 (±0.91)	3.71 (±0.21)	20 ppm
Nitritos	Probióticos	Sin probióticos	0.5 ppm (mg/L)
	0.12 (±0.02)	0.11 (±0.02)	
Amoniaco	0.09 (±0.04)	0.08 (±0.01)	x
Oxigeno Dis.	5.14 (±0.92) mg/L		x
Dureza	x		300 ppm
Cloro	x		0 mg/L

Se puede observar que los valores más altos son los nitratos y la temperatura, en la temperatura hay una diferencia de más de 5° C, mientras que en los nitratos la diferencia es mayor ya que el valor máximo del primer trabajo es de 3.71 mg/l y en este proyecto fue de 20 mg/l. La diferencia de temperatura es por el estado donde se realizaron ambos

trabajos, uno fue en la Ciudad de México y otro en Hidalgo que es de clima más frío, y los nitratos tienen gran diferencia ya que en mis sistemas acuapónicos tenían alimento a libre acceso y al administrarles *Tubifex* spp. hacía que los niveles de nitratos aumentaran a diferencia del otro trabajo que se les administraba *Artemia franciscana* principalmente. Sus sistemas acuapónicos fueron similares a los míos ya que se hicieron con tubos de PVC y el agua estaba en constante circulación, la principal diferencia entre los dos trabajos fue la adición de los probióticos, pero en ambos proyectos los ajolotes se mantuvieron en buen estado.

El trabajo de Mena-González y Servín-Zamora, (2014) es de los más citados en cuanto al mantenimiento de ajolotes en cautiverio, muchos de los proyectos de investigación utilizan como referencia sus valores de calidad del agua, es por eso por lo que se hizo la diferenciación entre ambos valores.

TABLA 12. COMPARACIÓN DE DATOS CON EL TRABAJO DE MENA-GONZÁLEZ Y SERVÍN-ZAMORA, 2014.

	Mena-González y Servín-Zamora, 2014	Tesis propia
Temperatura	10 - 18° C	9° - 15°C
pH	6.5 - 8	7.8
Oxígeno Disuelto	>80%	x
Nitritos	>3mg/l	0.5 ppm (mg/L)
Nitratos	x	20 ppm
Amoniaco	0% 0 mg/l	x
Cloro	0 mg/l	0 mg/L
Dureza gen. GH	6 - 16°dh	300 ppm
Dureza carbono KH	3 - 10°dh	x
Densidad	1	x
Concentración CO₂	<5mg/l	x

En el primer trabajo se midieron más valores a diferencia de esta tesis, y el valor que más destaca es la dureza del agua y Mena-Gonzalez y Servín-Zamora, (2014) manejan la dureza como grados alemanes (°dh) pero convirtiéndolo a partes por millón (ppm) el rango es de 107.14 – 285.71, en este caso el obtenido es un poco más elevado al ser 300 ppm. Los demás valores son similares y la gran diferencia entre estos dos trabajos

es el tipo de agua utilizada y el ambiente ya que el primero se realizó en un laboratorio con un ambiente más estéril y controlado a diferencia de este trabajo que fue al aire libre y con agua de pozo.

También se compararon datos con tres informes de servicio social realizados en la Universidad Autónoma Metropolitana y los rangos de los valores tomados de igual manera son muy similares. El trabajo de López, (2019) se centra en el implemento de metionina en la dieta de los ajolotes a lo cual tuvo buenos resultados con los ajolotes utilizados. Vázquez, (2012) tuvo una alta mortalidad en sus ajolotes, pero por el implemento de ivermectina, pero sus valores del agua están dentro de los rangos al igual que en este trabajo.

En el informe de García, (2024) se utilizaron sistemas acuapónicos para reproducir ajolotes, pero obtuvo huevos infértiles y no se tomaron datos de la calidad del agua de esos sistemas, los valores obtenidos fueron en una pecera que contaba con un sistema de filtrado tipo canister y con agua de los canales de Xochimilco.

A pesar de que los tres trabajos tuvieron diferencias con esta tesis como el tipo de agua utilizada o el implemento de medicamentos y aditivos a la dieta de los ajolotes, los valores obtenidos en la calidad del agua se mantuvieron en los mismos rangos y sus ajolotes también se mantenían en buen estado.

TABLA 13. COMPARACIÓN DE DATOS CON LOS TRABAJOS DE LÓPEZ, 2019. VÁZQUEZ, 2012 Y GARCÍA, 2024.

	López, 2019	Vázquez, 2012	García, 2024	Tesis propia
pH	6.8 - 7.6	6.5 - 8	6.5	7.8
Nitritos	0.09 - 0.66 mg/l	x	0.64 - 1.15 mg/l	0.5 ppm (mg/L)
Nitratos	1.5 - 15.9 mg/l	x	13.86 mg/l	20 ppm
Amoniaco	0.16 mg/l	0.1mg/L	0 - 2.66 mg/l	x
Temperatura	x	15° - 18° C	14° - 15° C	9° - 15°C
Oxigeno Dis.	x	80%	x	x
Cloro	x	0 mg/L	x	0 mg/L
Dureza	x	x	x	300 ppm

Las últimas dos comparaciones se realizaron con proyectos de reproducción de ajolotes, el primero es la tesis de Ensastigue, (2003) realizado en el Parque Ecológico de Xochimilco en el cual se utilizaron peceras y agua de los canales, sus resultados no son muy buenos ya que tuvo una alta mortalidad de crías en la primera quincena de haber eclosionado y tuvo un buen nivel de desove con un rango de 320 a 460 y un porcentaje de eclosión de 84.5% a 93.7%. su desove fue mayor al presentado en este trabajo, pero fueron múltiples hembras las que ovopositaron y en ambos trabajos la reducción de la temperatura fue el punto clave para la reproducción la diferencia fue la temperatura de mantenimiento, ya que Ensastigue, (2003) presento una temperatura máxima de 5° C por encima de la obtenida en esta tesis.

Los datos obtenidos en el criadero Ambystomania en el 2023 fueron en sistemas con agua circulando constantemente y con filtros canister, el agua utilizada fue de los canales de Xochimilco para asemejar su hábitat natural. A pesar de que se muestran valores altos de amoniac, los ajolotes del criadero no presentaban anomalías ni signos clínicos de enfermedades y cuando se realizaba la reproducción, obtenían alrededor de 200 a 300 huevos por hembra. Los datos para comparar con este criadero solamente son la temperatura que tiene 3° C más del máximo tomado en este trabajo, los nitratos y nitritos se encuentran en rangos parecidos a pesar de tener un sistema de filtración diferente, en el criadero los filtros de canasta y en los sistemas acuapónicos se utilizó un filtro rustico con guata y canutillos.

TABLA 14. COMPARACIÓN DE DATOS CON LA TESIS DE ENSASTIGUE, 2003 Y EL CRIADERO AMBYSTOMANIA EN EL 2023.

	Ensastigue, 2003	Ambystomania 2023	Tesis propia
Temperatura	19° - 20° C	18° C	9° - 15°C
Oxigen. Dis.	6 mg/l - 86%	x	x
pH	<9	x	7.8
Amoniaco	0.84 - 1.17 mg/l	10 mg/l	x
Fosfatos	0.27 - 0.47 mg/l	1.87 - 2.5 mg/l	x
Nitritos	x	0	0.5 ppm (mg/L)
Nitratos	x	25.4 mg/l - 112.6 mg/l	20 ppm
Cloro	x	x	0 mg/L
Dureza	x	x	300 ppm

Después de comparar los datos obtenidos con siete trabajos diferentes se puede observar que a pesar de que se realizaron en lugares y entornos diferentes, los rangos de los valores del agua son muy similares y el mantenimiento de los ajolotes de igual manera puede ser el mismo. Se comprobó que el bajar la temperatura al agua donde se encuentran los ejemplares sirve para estimular la reproducción y el desove de las hembras es parecido por lo cual se llegó a la conclusión de que para iniciar un criadero viable se necesita una puesta de 300 huevos por lo cual $N=300$ (N = huevos obtenidos). También gracias al trabajo de Huitztl, *et al.*, (2018) se observó que los sistemas acuapónicos NFT son una buena opción para el mantenimiento de ajolotes y a pesar de la diferencia en la alimentación, pueden desarrollarse correctamente.

En el caso de los sistemas acuapónicos de este trabajo, se colocaron plantas de alto y bajo requerimiento y se desarrollaron correctamente hasta el grado de que empezaron a dar sus frutos como son las calabazas y otras plantas que necesitan sustratos con muchos nutrientes como el caso de la menta, también se desarrolló positivamente y en muy poco tiempo.

XI. Recomendaciones

Se pueden instalar sistemas acuapónicos en cualquier parte, pero siempre se recomienda que sea en una zona donde tenga luz directa de sol. Si no se quieren utilizar como método de cultivo y solamente se piensa su función como filtro para la circulación del agua se pueden utilizar lechugas en vez de cultivos más complejos, ya que la semilla de lechuga empieza a germinar a partir del tercer día y su raíz conforme va creciendo retiene mucha suciedad que fluye por los ductos del sistema y es un cultivo de bajos requerimientos por lo cual es muy difícil que se sequen o no se desarrollen.

La parte de la filtración puede ir mejorando siempre y cuando se tengan los requerimientos monetarios, lo más óptimo para la cantidad de agua utilizada en sistemas de acuaponía convencionales es colocar filtros canister conectados a la caja donde se encuentra la bomba de agua, para que de esa forma, el filtro limpie el agua entrante del sistema y la bomba recircule el agua filtrada, esto hará que no se tengan que hacer recambios de agua tan seguidos, se harían una vez al mes en lugar de cada 15 días.

Para mejorar la calidad del agua se pueden implementar la adición de plantas acuáticas como:

- Vallisneria (*Vallisneria gigantea*)
- Rubí amazona (*Echinodorus rubin*)
- Sagitaria (*Sagittaria sagittifolia*)

Esto aumentará la oxigenación del agua y proveerá de sombra a los ajolotes y también se pueden utilizar de forma ornamental.

En la alimentación siempre se recomienda que los ajolotes tengan alimento disponible todo el tiempo, ya que es muy común que se les agregue una cantidad dependiendo de su peso y siempre es mejor que tengan una dieta diversa como en este caso se optó por *Tubifex* (*Tubifex sp.*) y charalitos (*Poeciliopsis gracilis*).

XII. Referencias

- Aguilar Moreno, R., & Aguilar Aguilar, R. (2019). El mítico monstruo del lago: La conservación del ajolote de Xochimilco. *Revista Digital Universitaria*, 20(1).
<https://doi.org/10.22201/codeic.16076079e.2019.v20n1.a1>
- Aguilar, R. F., Hernández, S. M., Divers, S. J., & Perpiñán, D. (2010). *Atlas de medicina de animales exóticos* (2.^a ed.). Intermédica Editorial.
- Álvarez, V, J. (1979). *Anatomía comparada básica*. Edit. Trillas.
- AmphibiaWeb. (2024). *AmphibiaWeb*. University of California, Berkeley, CA, USA.
Recuperado el 11 de marzo de 2024, de <https://amphibiaweb.org>
- Armstrong, J. B., & Malacinski, G. M. (1989). *Developmental biology of the axolotl*. Oxford University Press.
- Balcom, P. (2015). *Irrigation and aquaponics—Technologies to improve the quality of life in developing nations*. WISE Journal of Public Policy.
- Balderas-Valdivia, C. J., & González-Hernández, A. (2024). Inventario de la herpetofauna de México. *Herpetología Mexicana*. Recuperado de www.herpetologiamexicana.org/inventario-de-especies/
- Bañuelos, J. J. R. (2017). *Acuaponía: parámetros básicos de diseño* [Monografía de licenciatura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro]. División Regional de Ciencia Animal.
- Boyd, C. E. (2015). *Water quality: An introduction* (2.^a ed.). Springer.

Camarillo, J., & Smith, H. (1992). A hand list of the amphibians and reptiles of the State of Mexico. *Greater Cincinnati Herpetological Society Contributions in Herpetology*, 39-41.

Casas Andreu, G., Cruz Aviña, R., & Aguilar Miguel, 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.

Cifuentes, A. A., Leguizamón, A. K., Zambrano, J. A., & Landines, M. A. (2023). Factores clave y tendencias en los sistemas acuapónicos: Revisión de literatura. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 70(3), e107673. <https://doi.org/10.15446/rfmvz.v70n3.107673>

Colorado, M. A. G., Marchena, M. H., & González, J. A. L. (2021). Los sistemas acuapónicos como fuente de alimento con la implementación de nuevas tecnologías. *Revista Internacional de Pedagogía e Innovación Educativa*, 2(1), 245–256.

Contreras, V., Martínez-Meyer, E., Valiente, E., & Zambrano, L. (2009). Recent decline and potential distribution in the last remnant area of the microendemic Mexican axolotl (*Ambystoma mexicanum*). *Biological Conservation*, 142(12), 2881–2885. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2009.07.008>

Cota H., A. (2016). *El ajolote: Biología del anfibio más sobresaliente del mundo*. Elefanta del Sur.

Duhon, S. T. (1992). Spawning axolotls at UI: A ten-year history. *Axolotl Newsletter*, 21(Summer), 29–36.

Ensastigue, L. J. (2003). Cultivo experimental el ajolote (*Ambystoma mexicanum*) como estrategia para su conservación en el Parque Ecológico de Xochimilco. Tesis de licenciatura. Biología. Facultad de estudios superiores Zaragoza. Universidad Nacional Autónoma de México. México, DF. 71p.

Espinosa, A. (2023, junio 26). 7 lugares dónde ver ajolotes en CDMX. ¡Algunos son GRATIS! Dónde Ir. <https://www.dondeir.com/listas/lugares-donde-ver-ajolotes-en-cdmx/>

Fowler, D., Coyle, M., Skiba, U., Sutton, M. A., Cape, J. N., Reis, S., & Voss, M. (2013). The global nitrogen cycle in the twenty-first century. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 368(1621), Article 20130164. <https://doi.org/10.1098/rstb.2013.0164>

Fox, W. (1984). Factors influencing axolotl spawnings at Developmental Biology Center. *Axolotl Newsletter*, 13, 26-27. Indiana University.

Frost, D. R. (Ed.). (1985). Amphibian species of the world: A taxonomic and geographical reference. Allen Press.

García, B. I. M. (2024). Reproducción en cautiverio del ajolote mexicano (*Ambystoma mexicanum*). En el Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC) para su conservación. Informe de servicio social. Biología. Departamento del hombre y su ambiente. Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco. CDMX. 19p.

-
- Gavrilă, E. C., Patriche, N., Bogoescu, M., Sora, D., Doltu, M., & Crivineanu, M. (2019). Functional set-up stages of an aquaponic experimental model. *Scientific Works. Series C. Veterinary Medicine*, 65(1), 109–114.
- Huitztl-López, M. G., Monroy-Dosta, M. D. C., Castro-Mejía, J., Vázquez-Silva, G., & Chávez Serrano, E. M. (2018). Growth evaluation of *Ambystoma mexicanum* and *Ocimum basilicum* with application of *Bacillus subtilis* probiotic in aquaponic system. *International Journal of Aquatic Science*, 9(2), 93-98.
- Ley general de vida silvestre, [L.G.V.S.], Diario Oficial de la Federación [D.O.F.], 20 de mayo de 2021, (México).
- López J., J. A. (2020). *Cultivo acuapónico: Guía especializada*. Aula del Mar.
- López, E. R. B. (2019). Manejo en cautiverio de la alimentación del ajolote *Ambystoma mexicanum* con una dieta enriquecida con metionina. Informe de servicio social. Biología. Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco. CDMX. 18p.
- Mena-González, H., & Servín-Zamora, E. (2014). *Manual básico para el cuidado en cautiverio del axolote de Xochimilco (Ambystoma mexicanum)*. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Molina V., A. (2010). *El ajolote de Xochimilco*. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México.
- Muñoz G., M. E. (2012). *Sistemas de recirculación acuapónicos*. Informador Técnico, 76, 123–131.

Narchi, N. E., & Canabal Cristiani, B. (2016). Percepciones de la degradación ambiental entre vecinos y chinamperos del Lago de Xochimilco, México. *Sociedad y Ambiente*, (12), 5–29. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2007-65762016000300005

Nicolás C., W. J. (2022). *Análisis de una base de datos sobre el crecimiento del ajolote *Ambystoma mexicanum* por adición de herbometionina a su dieta basal* (Informe final de servicio social). División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco.

PlanyAgro. (2017). *Manual de acuaponía*. Indesol.

Recuero, E., Cruzado-Cortes, J., Parra-Olea, G., & Zamudio, K. R. (2010). Urban aquatic habitats and conservation of highly endangered species: The case of *Ambystoma mexicanum* (Caudata, Ambystomatidae). *Annales Zoologici Fennici*, 47(4), 223–238. <https://doi.org/10.5735/086.047.0401>

SEMARNAT. (2021). *Características de las unidades de manejo para la conservación de la vida silvestre (UMA)*. <https://apps1.semarnat.gob.mx> (Consultado el 2 de marzo de 2024).

Servicio Meteorológico Nacional. (2023). *Normales climatológicas por estado: Hidalgo*. Comisión Nacional del Agua. <https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/informacion-climatologica/normales-climatologicas-por-estado?estado=hgo>

Servín Z., E. (2011). *Manual de mantenimiento en cautiverio y medicina veterinaria aplicada al ajolote de Xochimilco (Ambystoma mexicanum) en el zoológico de Chapultepec* (Tesis de licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia). Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México.

Shaffer, H. B. (1984). Evolution in a Paedomorphic Lineage. I. An Electrophoretic Analysis of the Mexican Ambystomatid Salamanders. *Evolution*, 38(6), 1194–1206. <https://doi.org/10.2307/2408628>

Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A., & Lovatelli, A. (2022). *Producción de alimentos en acuaponía a pequeña escala: Cultivo integral de peces y plantas*. FAO. <https://doi.org/10.4060/i4021es>

Stein, L. Y., & Klotz, M. G. (2016). The nitrogen cycle. *Current Biology*, 26(3), R94–R98. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.12.021>

Tihen, J. A. (1969). *Ambystoma*. In *Catalogue of American amphibians and reptiles* (pág. 75.1-75.4).

Vargas Gómez, A. C. (2021). *Propuesta de plan de manejo de ajolote Ambystoma mexicanum (Amphibia: Caudata: Ambystomatidae) para el establecimiento de una PIMVS en Tepetzotlán, Estado de México* [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de México]. Repositorio UNAM. <https://repositorio.unam.mx/contenidos/3560211>

Vázquez, C. A. (2012). Medicina preventiva en el ajolote de Xochimilco (*Ambystoma mexicanum*). Informe de servicio social. División de ciencias biológicas y de la

salud. Medicina veterinaria y zootecnia. Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco. CDMX. 57p.

Vidal, J. A. (2013). *Anfibios y reptiles*. Océano.

Voss, S., Woodcock, M., & Zambrano, L. (2015). A tale of two axolotls. *BioScience*, 65, 10.1093/biosci/biv153.

Wright, M. K., & Whitaker, B. R. (2001). *Amphibian medicine and captive husbandry*. Krieger Publishing Company.

Zambrano G., L., Reynoso, V. H., & Herrera, G. (2003). *Abundancia y estructura poblacional del axolote (Ambystoma mexicanum) en los sistemas dulceacuícolas de Xochimilco y Chalco*. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Informe final SNIB-CONABIO, proyecto No. AS004.

Zambrano, L., Cortés, H., & Merlo-Galeazzi, A. (2014). Eat and be eaten: Reciprocal predation between axolotls (*Ambystoma mexicanum*) and crayfish (*Cambarellus montezumae*) as they grow in size. *Marine and Freshwater Behaviour and Physiology*, 48(1), 13–23. <https://doi.org/10.1080/10236244.2014.970806>

Zambrano, L., Rivas, M., Uriel-Sumano, C., Rojas-Villaseñor, R., Rubio, M., Mena, H., Vázquez-Mendoza, D., & Tovar-Garza, A. (2020). Adapting wetland restoration practices in urban areas: Perspectives from Xochimilco in Mexico City. *Ecological Restoration*, 38(2), 114–123. <https://doi.org/10.3368/er.38.2.114>

Zambrano, L., Vega, E., Herrera, L. G., Prado, E., & Reynoso, V. H. (2007). A population matrix model and population viability analysis to predict the fate of endangered species in highly managed water systems. *Animal Conservation*, 10(3), 297–303. <https://doi.org/10.1111/j.1469-1795.2007.00105.x>