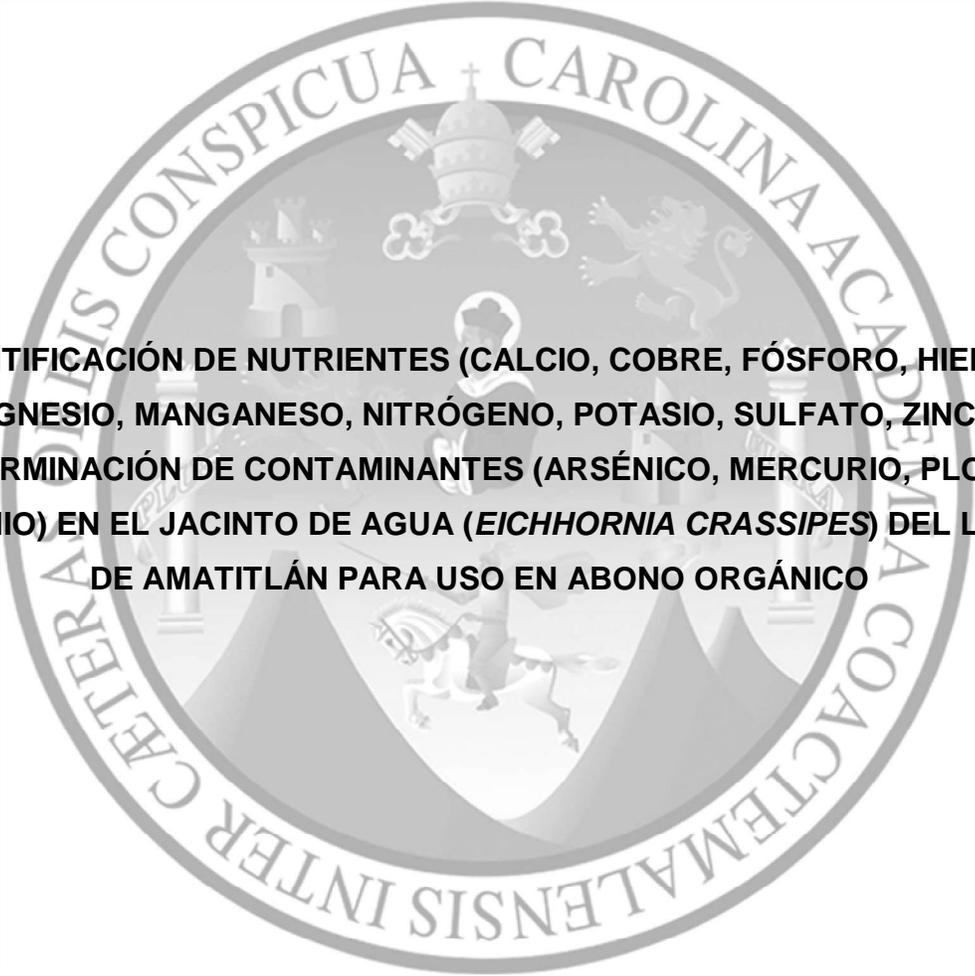


**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA**



**CUANTIFICACIÓN DE NUTRIENTES (CALCIO, COBRE, FÓSFORO, HIERRO,
MAGNESIO, MANGANESO, NITRÓGENO, POTASIO, SULFATO, ZINC) Y
DETERMINACIÓN DE CONTAMINANTES (ARSÉNICO, MERCURIO, PLOMO,
CADMIO) EN EL JACINTO DE AGUA (*EICHHORNIA CRASSIPES*) DEL LAGO
DE AMATITLÁN PARA USO EN ABONO ORGÁNICO**

**Elvira Victoria Casasola Aldana
Química**

Guatemala, Noviembre de 2012

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA**

The seal of the University of San Carlos of Guatemala is a circular emblem. It features a central shield with a figure on a horse, a cross, and other heraldic symbols. The shield is surrounded by a circular border containing the Latin motto "CETERAS OMNES INTER MATEMENSIS INTER CETERAS OMNES CONSPICUA CAROLINA ACADEMIA COACTEM".

**CUANTIFICACIÓN DE NUTRIENTES (CALCIO, COBRE, FÓSFORO, HIERRO,
MAGNESIO, MANGANESO, NITRÓGENO, POTASIO, SULFATO, ZINC) Y
DETERMINACIÓN DE CONTAMINANTES (ARSÉNICO, MERCURIO, PLOMO,
CADMIO) EN EL JACINTO DE AGUA (*EICHHORNIA CRASSIPES*) DEL LAGO
DE AMATITLÁN PARA USO EN ABONO ORGÁNICO**

Informe de tesis

**Presentado por
Elvira Victoria Casasola Aldana**

**Para optar al título de
Química**

Guatemala, Noviembre de 2012

JUNTA DIRECTIVA

Oscar Cóbar Pinto, Ph. D.	Decano
Lic. Pablo Ernesto Oliva Soto, M.A.	Secretario
Licda. Liliana Vides de Urizar	Vocal I
Dr. Sergio Alejandro Melgar Valladares	Vocal II
Lic. Luis Antonio Gálvez Sanchinelli	Vocal III
Br. Fausto René Beber García	Vocal IV
Br. Carlos Francisco Porras López	Vocal V

DEDICATORIA

A Dios	Por ser la luz que me guió con sabiduría y me dio fortaleza en todo momento.
A María Virgen Santísima	Por protegerme siempre con su manto sagrado.
A mi mamá Liliana Aldana	Por apoyarme en todo momento y ser ejemplo de mujer trabajadora que me ha inculcado los valores y principios que me han formado. Gracias por confiar en mí.
A mi abuelita Estela Flores	Por el amor y cuidados que cada día me brinda.
A mi abuelito Víctor Aldana	Por su apoyo desde el cielo (Q.E.P.D.)
A mi hermana Laurie Casasola	Por estar conmigo en las buenas y en las malas demostrándome su cariño. Siempre serás mi amiga del alma.
A mi novio Carlos Rivera	Por su amor incondicional y sus palabras de aliento.
A mis primos Wendy, Andrea y Josué	Por sus palabras de ánimo y su cariño.
A mi familia	Por sus consejos y ayuda en los momentos más indicados.
A mis amigos	Por su apoyo, amistad y compañerismo durante la carrera.

AGRADECIMIENTOS

A la USAC

Por albergarme y brindarme las herramientas necesarias para ser una buena profesional.

A la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia

Por todos los conocimientos transmitidos y ser gran parte de mi formación académica.

Al Laboratorio Nacional de Salud,

Por las facilidades brindadas para llevar a cabo la parte experimental del presente estudio.

Al Área de Contaminantes de Ambiente y Salud del LNS

María del Carmen, Ofé, Gaby, Mónica, Doña Nohe, Florencio, Vivi, Celina, Stephany, Renato y Eu por su apoyo y colaboración en la realización del presente trabajo.

A AMSA

Por el apoyo brindado para el muestreo, especialmente al Laboratorio de la División de Control, Calidad Ambiental y Manejo de Lagos.

A mis asesores

Omar Velásquez y María del Carmen Castillo por permitirme aprender de ellos, por su valioso tiempo y aporte profesional a este trabajo.

A mis colegas

Elisandra, Byron y Gerardo por su amistad y apoyo durante la carrera y la vida.

A mis catedráticos

Por contribuir a mi formación académica.

A toda mi familia

Por todo su cariño, comprensión y paciencia.

Y a todas aquellas personas que de una manera u otra hicieron posible este trabajo de tesis.

INDICE

Contenido	Página
I. RESUMEN	1
II. INTRODUCCIÓN.....	3
II. ANTECEDENTES	5
A. El Lago de Amatitlán y su Cuenca:	5
B. Características de la cuenca del Lago de Amatitlán (Cuenca Alta del Río María Linda):.....	6
C. Fauna:	7
D. Flora:	8
1. Jacinto de Agua (Eichhornia crassipes)	9
E. Abono Orgánico	12
F. Macronutrientes y micronutrientes	13
III. JUSTIFICACIÓN.....	16
IV. OBJETIVOS	18
A. Objetivo General:	18
B. Objetivos Específicos:	18
V. HIPÓTESIS	18
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	19
A. Diseño experimental:	19
B. Materiales:	21
1. Reactivos.....	21
2. Cristalería	24
3. Equipo.....	25
4. Materiales especiales.....	26
5. Materiales de oficina	27
C. MÉTODOS.....	28
1. Muestreo	28
2. Preparación de la muestra	28
3. Digestión ácida por microondas	29
4. Metales en Plantas.....	30
5. Método para As, Cd, Hg y Pb.	32

6.	Azufre en Plantas.....	34
7.	Fósforo en plantas	36
8.	Nitrógeno en plantas	39
VII.	RESULTADOS.....	43
A.	Nutrientes:.....	43
B.	Contaminantes:	50
VIII.	DISCUSIÓN	52
IX.	CONCLUSIONES.....	59
X.	RECOMENDACIONES.....	60
XI.	REFERENCIAS	61
XII.	ANEXOS.....	65
A.	Anexo 1.....	65
B.	Anexo 2.....	73

I. RESUMEN

El Jacinto de agua (*E. crassipes*) es una de las especies más estudiadas y utilizadas como depuradoras de aguas residuales, por lo cual es utilizada en el Lago de Amatitlán para evitar la creciente contaminación por su principal afluente el Río Villalobos. Los desechos generados por la planta han sido en su mayoría acumulados o desechados en rellenos sanitarios, por lo cual este estudio evaluó a través de la cuantificación de nutrientes y determinación de contaminantes, la posibilidad de utilizarse en abono orgánico, para poder darle un uso productivo a los desechos generados.

Se seleccionaron tres puntos de muestreo en la sección oeste del Lago de Amatitlán, siendo estos: la desembocadura del Río Villalobos, la Bahía Playa de Oro y Boca del Lago.

Las muestras se analizaron por medio de espectrofotometría de absorción atómica, ultravioleta visible y el método Kjeldhal para nitrógeno total, con el objetivo de cuantificar los nutrientes y determinar contaminantes en el Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*), para uso en abono orgánico.

Se obtuvieron resultados satisfactorios en la cuantificación de macronutrientes, tanto en tallos/hojas como en las raíces, siendo K el elemento de mayor concentración, con concentraciones de 4.57, 5.52 y 15.07% en tallo/hoja de la Desembocadura del Río Villalobos (DRV), Bahía Playa de Oro (BPO) y Boca del Lago (BDL) respectivamente; y en la raíz de 2.75, 3.10 y 4.42 % de los mismos puntos de muestreo. De los micronutrientes sólo se detectaron hierro y manganeso, en lo que respecta a zinc y cobre, sus niveles estaban por debajo de los límites de detección de los métodos utilizados.

De los contaminantes analizados, se detectaron concentraciones relativamente altas de arsénico en las raíces del Jacinto de agua de los tres puntos de muestreo, siendo la más alta de 20.55 mg/kg, y el único contaminante no detectado fue mercurio. En lo que respecta a tallos/hojas, se encontró mercurio en dos puntos de muestreo, siendo la BPO la que mostró el nivel más alto de mercurio con 0.08 mg/kg, concentración relativamente baja, comparada con el nivel de mercurio permitido en lodos por la EPA (EPA. 1993, p. 169).

Los tallos/hojas del Jacinto de agua (*E. crassipes*) del Lago de Amatitlán pueden ser utilizadas en abono orgánico aplicable a suelos alcalinos o con alta capacidad de intercambio catiónico debido a la presencia de ciertos contaminantes (Cd, Hg, Pb) y por su contenido de nutrientes encontrados (Ca, Cu, P, Fe, Mg, Mn, N, K, SO_2^{4-} , Zn).

En lo que respecta a las raíces, no se recomienda su uso en abono orgánico debido a las altas concentraciones relativas de arsénico encontradas en las mismas, correspondientes a 20.33, 20.55 y 15.57 mg/kg en DRV, BPO y BDL respectivamente.

II. INTRODUCCIÓN

El Lago de Amatitlán se encuentra actualmente en un proceso de eutrofización antropogénica que se ha acrecentado durante los últimos años, por lo cual ha presentado innumerables problemas. En el año 1996 se creó la Autoridad para el Manejo Sustentable de la Cuenca y del Lago de Amatitlán (AMSA) con el objetivo de recuperar y proteger el lago. Esta entidad introdujo el Jacinto de Agua (*Eichhornia crassipes*) en el lago para reducir el exceso de nutrientes que entran al mismo. El Jacinto de Agua creció considerablemente debido a las condiciones climáticas favorables de la región y a la alta presencia de nutrientes en el lago (N y P).

En la actualidad, el lago es utilizado con fines de consumo doméstico, irrigación, recreación, hidroelectricidad, navegación comercial en pequeña escala y pesca con fines comerciales. Tiene una longitud máxima de 11 km y un ancho máximo de 3.4 km (AMSA, 2010).

El Jacinto de Agua se encuentra ubicado en la región oeste del lago, cubriendo aproximadamente 750 m², región en la cual el agua que se observa es más clara y limpia.

El Jacinto de Agua es una planta acuática que pertenece a la familia *Pontederiaceae*, que se extiende con rapidez en áreas tropicales y calientes, convirtiéndose a veces en maleza. Se extiende tan rápido en climas cálidos que la planta se ha vuelto una molestia en ciertos canales, prohibiéndose su uso en algunas áreas (Slocum & Robinson, 1999, p.64). Sin embargo, el Jacinto de Agua introducido en el lago ha ayudado a remover un porcentaje significativo de nutrientes que contiene el principal afluente del lago: el Río Villalobos.

En diferentes partes del mundo como Tailandia, Brasil, Guatemala y otros se han realizado investigaciones del Jacinto de Agua como depurador de aguas residuales, encontrándose resultados positivos en la remoción de nutrientes como fósforo y nitrógeno. En varios estudios comparativos realizados, el Jacinto de Agua ha sobresalido por su alta capacidad de absorción frente a otras macrófitas acuáticas; además se ha encontrado que tiene capacidad para absorber y retener en sus raíces determinados contaminantes presentes en el agua.

El presente estudio es el primero que se realiza en Guatemala sobre la capacidad de remoción de contaminantes por el Jacinto de Agua (*Eichhornia crassipes*) introducido en el Lago de Amatitlán, y de la cuantificación de sus macro y micronutrientes para su posible uso en abono orgánico.

Se determinó la presencia de contaminantes en las raíces del Jacinto de agua y se cuantificaron los micro y macronutrientes en ambas secciones de la planta, por lo cual se recomienda únicamente el uso de los tallos/hojas para la elaboración de abono orgánico en determinados suelos.

II. ANTECEDENTES

A. El Lago de Amatitlán y su Cuenca:

El Lago de Amatitlán se encuentra ubicado a 32 km de la ciudad capital, a una altura de 1,186 msnm (metros sobre el nivel del mar), con una longitud máxima de 11 km, y un ancho máximo de 3.4 km. Se estima que el volumen de agua es de $2.25 \cdot 10^8 \text{ m}^3$; su profundidad promedio es de 15 m y la máxima es de 32 m. Actualmente tiene una extensión de 15 km^2 (AMSA, 2010).

La sección nor-occidental recibe las aguas del río Villalobos de donde provienen las aguas residuales domésticas y agroindustriales de la cuenca, y descarga sus aguas en el río Michatoya (ver imagen 1 de anexos). La parte sur-oriental del lago recibe agua de la parte nor-occidental y la escorrentía proveniente de tierras de uso agrícola, que acarrea fertilizantes, plaguicidas y descargas intermitentes durante la época seca, provenientes de beneficios de café e ingenios de azúcar (Basterrechea Díaz, 1997, p.4).

El lago es ejemplo de un cuerpo de agua de usos múltiples (ver imagen 2 de anexos). Está siendo adversamente afectado por la expansión de la ciudad de Guatemala y su área de influencia, lo cual causa efectos indeseables tanto en el lago como en las personas que viven en sus alrededores. Entre los factores que afectan la calidad ambiental del lago están: a) arrastre de sedimento; b) crecimiento poblacional por la actividad migracional; c) crecimiento urbano no controlado ni planificado; d) usos incompatibles del suelo, asinamientos y exceso de población e) ausencia de reglamento único de construcción f) disposición de tratamiento de aguas residuales y residuos sólidos, y g) carencia de planificación urbana y ordenamiento territorial en los municipios de la cuenca (AMSA, 2003, p.32)

B. Características de la cuenca del Lago de Amatitlán (Cuenca Alta del Río María Linda):

La cuenca en toda su dimensión cuenta con aproximadamente 381.31 km² y está ubicada en la zona de la Provincia Fisiográfica de la Sierra Madre. Esta cuenca es una subcuenca del río María Linda y se ubica dentro de las coordenadas, 14° 42' a 14° 22' 75" N y 90°42' a 90 16' 86" W.

Los límites de la cuenca son los siguientes: al Norte con la divisoria continental de aguas (Calzada Roosevelt y Boulevard Liberación, siguiendo hacia los Arcos en la ciudad de Guatemala) y la cuenca del Río Motagua de la Vertiente del Océano Atlántico; al Oeste con la cuenca del Río Achiguate; al Este con la cuenca del Río Los Esclavos; al sur con el Río Michatoya y parte media del Río María Linda, que constituye una de las cuencas de la Vertiente del Pacífico.

Ésta cuenca está formada por catorce municipios, 8 del departamento de Guatemala y 6 de Sacatepéquez. Siendo los municipios de Guatemala: Mixco, Villa Nueva, Villa Canales, Amatitlán, Santa Catarina Pinula, San Miguel Petapa, Guatemala y Fraijanes; de Sacatepéquez: Santiago Sacatepéquez, San Bartolomé Milpas Altas, Santa Lucía Milpas Altas, San Lucas Sacatepéquez, San Pedro Sacatepéquez y Magdalena Milpas Altas. (AMSA, 2010).

La cuenca del Lago de Amatitlán está conformada por varias microcuencas cuyas aguas convergen en el Río Villalobos, afluente principal del Lago de Amatitlán, el cual para 1978 ya presentaba elevada contaminación de sólidos en suspensión y altas concentraciones de plomo, fósforo, potasio, sodio, nitratos y nitritos entre otros (AMSA, 2010). El río Villalobos mantiene un caudal promedio en época seca de 0.85 y de 4.05 m³/s en época lluviosa (García García, 2002, p. 23).

Las áreas de bosque en la cuenca han ido disminuyendo rápidamente a favor de las áreas urbanizadas y agrícolas. La morfometría de la cuenca es tal, que el proceso erosivo es muy activo. Estos factores de impermeabilización han contribuido a que la respuesta de la cuenca a la precipitación sea rápida; los caudales siguen el comportamiento del régimen de precipitación. Sin embargo, los caudales de septiembre son mayores que los de junio, por presentar el suelo mayor grado de humedad, menor infiltración y por lo tanto mayor escorrentía.

Los principales problemas en la calidad del agua del lago son asociados a las descargas por acumulación de compuestos tóxicos a través de la contaminación química, la proliferación de agentes patógenos para el hombre y otras especies, estos confieren al lago un ambiente insalubre y la eutrofización de sus aguas (Basterrechea Díaz, 1997, p. 2).

Se ha detectado una elevada contaminación con excretas, evidenciada a través de la presencia de coliformes fecales, provenientes de las descargas de aguas negras (AMSA, 2010).

C. Fauna:

A la llegada de los españoles, en el lago existía una especie de pez pequeño llamado mojarra azul (*Chichlasoma guttulatum*), especie endémica del lugar. Posteriormente, se introdujo otra especie de pez, también herbívora: la pepesca (*Astyanax fasciatus*).

Alrededor de 1940, nuevamente fue sembrada otra especie en el Lago de Amatitlán. Este nuevo pez, el guapote o pez tigre (*Chichlasoma managüense*), es carnívoro. Pronto se alimentó de las especies herbívoras y omnívoras, provocando un desequilibrio en el ecosistema del lago. Este hecho ocasionó

también la proliferación de microalgas (fitoplancton) y plantas acuáticas flotantes como el Jacinto de agua. Según estudios realizados por AMSA, el *Chichlasoma managüense* presenta en promedio 16 mg/kg de plomo. Se han detectado en el tejido muscular del pez, elevadas concentraciones de coliformes fecales y totales, entre otras. (AMSA, 2010).

Otro de los especímenes que se encuentran en gran proporción es el *Chichlasoma macracanthum* o mojarra negra, que es un pez omnívoro de carne muy nutritiva y pocas espinas. Además, en el lago se encuentran otras especies como la *Tilapia spp*, que es un pez herbívoro y de coloración gris oscuro y su fecundidad puede alcanzar de 800 a 1500 huevecillos por desove. Se encuentran también carpa, pupos, caracol, almeja, camarón y cangrejo.

Las descargas de residuos sólidos al lago afectan negativamente a la reproducción de peces, ya que éstos se precipitan al fondo y cubren los huevecillos de los peces y los organismos que son alimento para estos, impidiendo que se desarrollen (AMSA, 2010).

D. Flora:

En el lago existen varias clases de plantas. En sus orillas se encuentran plantas como la *Jussiaea peruviana*, o hierba de clavo, la *Typha scirpas* o tul. Otras plantas flotan, como la *Eichhornia crassipes* conocida como lechugilla, ninfa o Jacinto de agua. Entre las algas está la *Mycrosystis aeruginosa* (nata verde flotante) que produce un olor similar al gamexan (gama-hexano), provoca irritación en la piel y al ser ingerida produce vómitos pudiendo ocasionar la muerte.

Las algas se han reproducido en exceso debido a las grandes cantidades de fósforo y nitrógeno que llegan al lago proveniente de aguas residuales

domésticas, industriales y agroindustriales, sin ningún tipo de tratamiento, las cuales son transportadas por el Río Villalobos (AMSA, 2010).

1. Jacinto de Agua (*Eichhornia crassipes*)

Nombre científico: *Eichhornia crassipes* (Standley & Steyermark, 1952, p. 45).

Nombre Común: Ninfa, Lechugilla (AMSA, 2009-2010), Jacinto de Agua (Slocum & Robinson, 1999, p. 64).

Familia: *Pontederiaceae* (Slocum & Robinson, 1999, p. 64).

Género: *Eichhornia*

Especie: *E. crassipes* (Standley & Steyermark, 1952, p. 45).

Nombrada por el político prusiano J. A. F. Eichhorn (1779-1856), éste género tropical, son plantas principalmente flotantes que vienen de Sur América. Siete especies arraigadas fueron encontradas en el lodo estancado de estanques de aguas frescas y de poco movimiento, ríos, lagunas, ocasionalmente persistentes en tierras saturadas (Slocum & Robinson, 1999, p.64). Abunda en elevaciones bajas; en Petén, Alta Verapaz, Baja Verapaz, Jutiapa, Santa Rosa, Escuintla, Sacatepéquez, Chimaltenango, y Huehuetenango. Esta especie se encuentra extendida en pequeños lagos de las montañas de Guatemala, en algunos casos casi llenos de la misma (Standley & Steyermark, 1952, p. 45). El Jacinto de agua se extiende con rapidez en áreas tropicales y calientes, convirtiéndose a veces en maleza (Slocum & Robinson, 1999, p. 64).

La *E. crassipes* requiere de suficiente luz solar antes de florecer (Slocum & Robinson, 1999, p. 64). Tiene tallos cortos, raíces abundantes en ramificaciones plumosas (Standley & Steyermark, 1952, p. 45), los pétalos con forma de balón se hinchan de un tejido esponjoso, permitiendo a los pétalos flotar y soportar las hojas redondas de color verde pálido brillante en perfectas

rosetas; muere fácilmente al contacto con aguas saladas (Slocum & Robinson, 1999, p. 64).

La reproducción del Jacinto de Agua puede ser por semilla y por estolones, siendo la reproducción fundamentalmente vegetativa. Dichos estolones se forman en las rosetas de las hojas dando origen a otras plantas, posteriormente se independizan y continúan la diseminación hasta llegar a formar inmensas plataformas flotantes, las cuales se originan por el entrelazado de su follaje y raíces. La reproducción del lirio acuático disminuye notablemente durante el verano y la primavera principalmente debido a la falta de lluvias y a la temperatura. Esto provoca además el marchitamiento y secado de las hojas (García Barrios, 2000, p. 5-6).

Se extiende tan rápido en climas cálidos que la planta se ha vuelto una molestia en ciertos canales, encontrándose prohibida en algunas áreas (Slocum & Robinson, 1999, p. 64). Sin embargo se han realizado estudios en distintas partes del mundo sobre el potencial de remoción de nutrientes y contaminantes por absorción de la *E. crassipes*, en los cuales se han obtenido buenos resultados.

Así se evaluó la acción depuradora de algunas plantas acuáticas sobre las aguas residuales, donde se comparó la capacidad depuradora de cinco plantas acuáticas en aguas residuales domésticas. Dentro de las cinco plantas se demostró que el Jacinto de agua fue la planta acuática más eficiente, logrando remociones de hasta 38 kg de NTK (Nitrógeno Total Kjeldahl) y hasta 13 kg de PT (Fósforo total) por hectárea (Rodríguez Pérez, et. al. sf.)

Otro estudio comparativo realizado en la laguna Imboassica de Rio de Janeiro confirmó la alta eficiencia de remoción de nutrientes de *E. crassipes*,

obteniéndose como valores máximos de absorción un 85 % y 97 % para nitrógeno y fósforo respectivamente (Petruccio & Esteves, 2000, p. 234).

Se ha encontrado también que además de ser eficiente removiendo nutrientes, es capaz de absorber ciertos contaminantes presentes en el agua. En un estudio de Fitorremediación de metales pesados por el Jacinto de agua en humedales artificiales, realizado en Taiwán, se determinó la capacidad de absorción de las raíces del Jacinto de agua para ciertos metales pesados. Se encontró una absorción de plomo por las raíces del mismo de 5.4 kg/ha siendo ésta la planta más eficiente en la absorción del plomo (Shao, 2004, p. 66).

El Jacinto de agua es capaz también de absorber metales pesados considerados contaminantes que pueden estar presentes en el lago por contaminación antropogénica.

En Guatemala se realizó una evaluación de distribución de metales pesados en las plantas acuáticas: Jacinto de Agua y Tul utilizadas en la planta de tratamiento de aguas residuales La Cerra, Villa Canales por medio de Fluorescencia de Rayos X, donde se obtuvieron resultados de 0.987 y 0.964 mg/kg para As y Pb respectivamente en la raíz del Jacinto de Agua en biofiltros anaeróbicos, presentando una mejor habilidad fitodepuradora en comparación con el Tul. Con los resultados obtenidos en esa evaluación, se determinó que las plantas tienen capacidad diferencial de acumulación de elementos químicos en sus diferentes secciones o tejidos, observándose concentraciones mayores en la raíz de ambas plantas acuáticas (Benítez Pacheco, 2008, p. 42, 53).

Con estos y otros estudios se ha determinado que el Jacinto de agua es, entre las macrófitas acuáticas, de las más eficientes en absorción de nutrientes, por lo cual fue introducida en el Lago de Amatitlán.

En el Lago de Amatitlán, AMSA realizó un estudio sobre remoción de nutrientes (nitrógeno y fósforo) por absorción de Jacinto de Agua *E. crassipes*, en el cual se realizó un experimento controlado con agua del lago, la cual fue analizada en distintos períodos para encontrar el período óptimo de cosecha, encontrándose que éste tiene un punto máximo de absorción poco antes de morir, ya que al morir el proceso se invierte y todos los nutrientes absorbidos son liberados de nuevo al agua. En el estudio se concluyó que en condiciones controladas, el Jacinto de agua actúa como tratamiento terciario para aguas naturales, observándose en un período de tres semanas una reducción de hasta 23% de ortofosfato (PO_4), el nutriente más importante en el caso de eutrofización de lagos (AMSA, 2009).

E. Abono Orgánico

Un abono en general, se considera aquel material que se aplica al suelo y estimula el crecimiento de las plantas de manera indirecta, a través de mejorar las propiedades físicas del suelo (Salazar, et. al. 2003, p.1). Siendo su función básica fertilizar la tierra sobre la cual se aplica. Por lo tanto, tiene que contener los nutrientes que las plantas necesitan para su crecimiento y también para producir las partes vegetales que justifican su cultivo: flores, frutos, hojas, etc.

Los abonos químicos consisten en agregados granulados o líquidos de sustancias químicas formados por los elementos en los cuales se basa la nutrición de los vegetales (Cid, s.f. p.1).

Los abonos orgánicos más comúnmente utilizados con fines agrícolas son los estiércoles de diferentes especies animales, las compostas y los residuos de cultivos (Salazar, et. al. 2003, p.3). El Jacinto de agua del lago sería utilizado como una mezcla entre residuos de cultivos y compost, el cual tendría una estructura mucho más compleja que un abono químico, donde los nutrientes

formarían parte de un entramado en el cual estarían unidos a otras moléculas, básicamente orgánicas, que modularían y facilitarían la liberación y posterior absorción de los nutrientes por parte de las plantas.

Los elementos químicos que sirven de alimento a los vegetales se clasifican en dos grupos: macronutrientes y micronutrientes.

F. Macronutrientes y micronutrientes

Los macronutrientes son los que las plantas necesitan en mayor proporción, ya que constituyen los elementos químicos más abundantes de su composición orgánica. Los micronutrientes u oligoelementos, en cambio, son necesarios en muy pequeñas cantidades y, por ello, su presencia en las plantas es más reducida que en el caso de los macronutrientes. Sin embargo, tanto unos como otros son esenciales para el buen desarrollo de los vegetales (Cid, s.f. p.1).

En la tabla No. 1, figuran los 13 elementos químicos que las plantas necesitan tomar del suelo para poder vivir, su clasificación en función de la abundancia relativa en la composición vegetal y la proporción media aproximada de cada elemento dentro del conjunto.

Tabla 1 Macronutrientes y micronutrientes de las plantas

Macronutrientes				Micronutrientes
Primarios		Secundarios		Fe, Zn, Cu, Mn, Mo, B, Cl
N	2.00%	Ca	1.30%	La suma de todos ellos supone el 1% de la composición química de las plantas
P	0.40%	Mg	0.40%	
K	2.50%	S	0.40%	

Fuente: (Cid, s.f. p.1)

Como se puede ver, en el suelo deben abundar los macronutrientes porque las plantas los necesitan en mayor proporción. Los micronutrientes, en cambio, pueden ser más escasos, pero también tienen que estar presentes (Cid, s.f. p.1).

Una parte importante de la composición de los abonos orgánicos es el contenido de materia orgánica. Los principales beneficios de la materia orgánica en el suelo son:

- ✓ Incrementa la actividad biológica. Aporta nutrientes, energía y hábitat para los microorganismos del suelo.
- ✓ Actúa como reserva de nutrientes. Durante la descomposición de la materia orgánica se liberan macro y micronutrientes.
- ✓ Retiene nutrientes en forma disponible. Aporta cargas negativas a la capacidad de intercambio catiónico del suelo, donde puede retener nutrientes y metales pesados que de otra manera se lixiviarían.
- ✓ Favorece la estructura del suelo. Actúa como agente cementante de las partículas del suelo, formando agregados estables durante periodos de humedecimiento y secado.
- ✓ Incrementa la porosidad. La formación de agregados mejora la porosidad del suelo, aumentando la retención de agua en suelos arenosos y la permeabilidad en suelos arcillosos.

Para lograr un uso sustentable del suelo cuando se utilizan abonos orgánicos, es importante evaluar el suelo para conocer sus propiedades, seleccionar los sitios más idóneos y así minimizar riesgos de contaminación o degradación de la calidad del suelo. Entre las propiedades del suelo a

considerar están: textura, permeabilidad, pendiente, pH, capacidad de intercambio catiónico, salinidad (Salazar Sosa, et. al. 2003, p. 7).

En Guatemala el único antecedente sobre el uso del Jacinto de agua en abono orgánico modifica la relación carbono/nitrógeno a partir de la biodegradación anaerobia del Jacinto de agua por la acción microbiana del fluido ruminal, utilizando urea como fuente nitrógenada, (Morales Ortiz, 2003) por lo cual se diferencia del presente estudio ya que no se pretende utilizar fuentes nitrogenadas alternas.

III. JUSTIFICACIÓN

El Lago de Amatitlán se encuentra en un estado eutrófico debido a la descarga de aguas residuales domésticas e industriales que recibe de su principal afluente el Río Villalobos, siendo éstas descargas las mayores portadoras de nitrógeno y fósforo.

Para minimizar la entrada de nutrientes al lago se han realizado varios estudios, entre los cuales se encuentran las plantas acuáticas como filtros biológicos, que remueven nutrientes y sustancias tóxicas. En el Lago de Amatitlán se estableció el Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) debido a que es una planta acuática flotante muy eficiente para la absorción de los nutrientes nitrógeno y fósforo, siendo un método de remoción de bajo costo con muy buenos resultados en sus efluentes (AMSA, 2009).

Debido a la alta concentración de nutrientes en el Lago de Amatitlán, el Jacinto de agua se ha multiplicado en el mismo, por lo cual se ha buscado la forma de aprovecharlo de alguna manera para que su cosecha tenga un objetivo, y detener la expansión que de lo contrario podría contribuir a la eutrofización que sufre el lago actualmente.

Un posible uso considerado es la elaboración de abono orgánico, gracias al interés que se ha mostrado por sustituir el uso de agroquímicos por éstos en los últimos años. En otros países el Jacinto de agua ya es utilizado como abono orgánico, y como materia prima para una infinidad de productos.

El muestreo se realizará solamente una vez sin delimitar la época del año debido a que el Jacinto de agua tiene un máximo de absorción de nutrientes al llegar a su altura máxima antes de su muerte, la cual no ha sido estandarizada aún. Se trabajará con el Jacinto de agua en dos secciones, la primera compuesta por el

tallo y hojas, y la segunda compuesta por la raíz, debido a que se encontraron antecedentes sobre la bioacumulación de contaminantes (Pb y Cd) en la raíz del mismo (Benítez Pacheco, 2008, p.53).

El presente estudio tiene como objetivo principal determinar el posible uso del Jacinto de agua (*E. crassipes*) del Lago de Amatitlán en abono orgánico, a través de la cuantificación de sus nutrientes y de la determinación de arsénico, mercurio, plomo y cadmio.

IV. OBJETIVOS

A. Objetivo General:

Evaluar el potencial del Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) como abono orgánico con base en su contenido de nutrientes y contaminantes.

B. Objetivos Específicos:

1. Cuantificar los nutrientes (calcio, cobre, fósforo, hierro, magnesio, manganeso, nitrógeno, potasio, sulfato y zinc) del Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) del Lago de Amatitlán para su aprovechamiento en abono orgánico.
2. Determinar la presencia de contaminantes (arsénico, mercurio, plomo y cadmio) en el Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) del Lago de Amatitlán.

V. HIPÓTESIS

El Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) posee la capacidad de retener contaminantes en la raíz, permitiendo así la utilización de tallos y hojas como abono orgánico.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

A. Diseño experimental:

El presente estudio es exploratorio, no experimental, transversal o transaccional en el tiempo, donde se cuantificaron los nutrientes (calcio, cobre, fósforo, hierro, magnesio, manganeso, nitrógeno, potasio, sulfato y zinc) y determinaron contaminantes (arsénico, cadmio, mercurio y plomo) en el Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) del Lago de Amatitlán para su aprovechamiento en abono orgánico, utilizando espectrofotometría de absorción atómica, espectrofotometría UltraVioleta Visible y método Kjeldahl. Se realizaron comparaciones de las concentraciones encontradas de nutrientes y contaminantes con otros estudios, sin embargo debido al alcance del estudio, el diseño de investigación se enfocó de manera distinta sin incluir los datos de estos estudios en el diseño estadístico ni como parte integral de los resultados y discusión.

El universo estuvo comprendido por el Jacinto de agua (*Eichhornia crassipes*) que cubre la región oeste del Lago de Amatitlán de Guatemala.

El muestreo fue estratificado al azar, ya que el Jacinto de agua cubre aproximadamente 750 m² de la región oeste del Lago de Amatitlán, siendo muy difícil el análisis de todo el universo. La región fue dividida en 3 partes para recolectar 18 muestras (6 en cada punto de muestreo), compuestas por la raíz, tallo y hojas, obteniendo así un muestreo significativo.

El número de muestras se calculó de la siguiente manera:

$$n = \frac{N\delta^2}{\frac{(N-1)\Delta^2}{NC^2} + \delta^2}$$

Donde:

N = Tamaño poblacional de 750 m², asumiendo cuadros de 1 m².

δ = Desviación estándar

NC = $Z_{1-\alpha/2} = 1.96$

Δ = Límite de error:

$$\Delta^2 = \frac{\delta^2}{2^2} = \frac{\delta^2}{4}$$

Sustituyendo el límite de error en la fórmula original quedó:

$$n = \frac{N\delta^2}{N - 1 \frac{\delta^2}{NC^2} + \delta^2}$$

La cual al simplificar quedó:

$$n = \frac{N}{\frac{(N-1)}{4NC^2} + 1} = \frac{750}{\frac{749}{4(1.96)^2} + 1} = 15.08 \text{ Muestras}$$

El análisis de los datos obtenidos se realizó con estadística descriptiva, dividiendo los resultados en raíz y tallo/hoja, de la siguiente manera:

- Se realizó una estimación para cada variable con un intervalo de confianza del 95%.

- Se llevó a cabo la descripción de los datos obtenidos mediante una distribución de frecuencia de cada variable (solo contaminantes).
- Se calcularon medidas de tendencia central: media, mediana y moda; para cada parámetro.
- Se calcularon medidas de variabilidad: rango, desviación estándar y varianza.
- Se realizaron tablas según convino.

B. Materiales:

1. Reactivos

Durante el análisis, se utilizaron solamente reactivos de grado analítico o Suprapur y agua ultrapura.

- a) Agua desionizada
- b) Agua ultrapura
- c) Solución estándar de calcio de 1000 mg/L
- d) Solución estándar de cobre de 1000 mg/L
- e) Solución estándar de hierro de 1000 mg/L
- f) Solución estándar de magnesio de 1000 mg/L
- g) Solución estándar de manganeso de 1000 mg/L
- h) Solución estándar de potasio de 10000 mg/L
- i) Solución estándar de zinc de 10000 mg/L
- j) Solución estándar de arsénico de 1000 mg/L
- k) Solución estándar de plomo de 1000 mg/L
- l) Solución estándar de mercurio de 1000 mg/L
- m) Solución estándar de cadmio de 1000 mg/L

- n) Solución estándar de azufre de 1000 mg/L
- o) Solución estándar de fósforo de 10000 mg/L
- p) Ácido clorhídrico, HCl (37 %) grado reactivo
- q) Óxido de lantano, La_2O_3
- r) Solución de lantano al 5%
 - i. Se disolvieron 58.65 g de Óxido de Lantano (La_2O_3) en 250 mL de ácido clorhídrico grado reactivo concentrado, se agregó el ácido despacio hasta que el óxido se disolvió (realizar la adición en baño frío), luego se diluyó con agua hasta llegar a 1000 mL con agua bidestilada. Nota: La reacción fue exotérmica.
- s) Nitrato de magnesio hexahidratado, $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ libre de fósforo para análisis
- t) Solución de nitrato de magnesio hexahidratado, $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$
 - i. Se disolvieron 950 g de $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (libre de fósforo) en H_2O y se aforó a 1.0 L.
- u) Cloruro de bario dihidratado, $\text{BaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ para análisis
- v) Tween 80 (polisorbato)
- w) Solución de cloruro de bario – Tween 80, BaCl_2 -Tween 80:
 - i. Se disolvieron 20 g de $\text{BaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ y 20 mL de Tween 80 (Polisorbato 80) en agua y se diluyeron a 100 mL.
- x) Ácido nítrico, HNO_3 , 65 % Suprapur
- y) Ácido clorhídrico, HCl 2 mol/L
 - i. Se diluyeron 167 mL de HCl (37 %) con agua a 1.0 L.
- z) Vanadato de amonio, NH_4VO_3 grado analítico
- aa) Molibdato de amonio tetrahidratado, $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ en polvo para análisis
- bb) Solución de nitro-vanado-molibdato
 - i. Solución de vanadato de amonio, NH_4VO_3 0.9 g/L
 - a. Se disolvieron 0.9 g de vanadato de amonio, NH_4VO_3 , en alrededor de 500 mL de agua hirviendo, se enfrió.

- b. Se agregaron 24 mL de HNO_3 (65 %).
 - c. Se diluyeron con agua a 1.0 L.
 - ii. Solución de molibdato de amonio tetrahidratado, $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ 19 g/L
 - a. Se disolvieron 19 g de molibdato de amonio, $(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}$, en 500 mL de agua a 50°C , se enfrió.
 - b. Se diluyó con agua a 1.0 L.
 - iii. Ácido nítrico, HNO_3 1.5 mol/L
 - a. Se diluyeron 105 mL de HNO_3 con agua a 1.0 L.
- cc) Mezclar las soluciones i,ii, y iii en partes iguales.
- dd) Peróxido de hidrogeno, H_2O_2 al 30 %
- ee) Ácido sulfúrico, H_2SO_4 > 51 %
- ff) Cloruro de estaño, SnCl_2 al 1.1 %
 - i. 13.06 g de SnCl_2 más 30 mL de HNO_3 en 1.0 L de agua. Se disolvió la sal en agua antes de agregar el HNO_3 , se recomienda el uso de HCl ultrapuro.
- gg) Diluyente para análisis de mercurio:
 - i. 58 mL de HNO_3 más 67 mL de H_2SO_4 en 1.0 L de agua.
 - ii. En aproximadamente 250 mL de agua y con baño frío, se agregaron 58 mL de HNO_3 y luego H_2SO_4 con agitación constante.
 - iii. Se aforó a 1.0 L hasta que la solución se encontró a temperatura ambiente.
- hh) Azul de metileno al 0.1 % diluido en etanol al 95 %
- ii) Rojo de metilo al 0.1 % diluido en etanol al 95 %
- jj) Etanol, $\text{C}_2\text{H}_6\text{O}$ al 95 %
- kk) Mezcla indicadora:
 - i. Se mezclaron 10 mL de verde de bromocresol con 2 mL de la solución de rojo de metilo en un frasco gotero.
- ll) Ácido bórico, H_3BO_3 en cristales para análisis
- mm) Ácido bórico, H_3BO_3 al 10 %

- i. Se disolvieron 25 g de ácido bórico (en cristales) en 250 mL de agua destilada hirviendo. Después de que se enfrió se transfirió la solución a un frasco tapado. Este se conserva indefinidamente.
- nn) Ácido clorhídrico 0.01 N (solución valorada)
- i. Se preparó 1.0 L y se valoró con una solución de NaOH de la misma normalidad.
- oo) Hidróxido de sodio, NaOH en lentejas para análisis,
- pp) Hidróxido de sodio, NaOH al 30 %
- i. Se disolvió en baño frío, 150 g aproximadamente de hidróxido de sodio en 350 mL de agua destilada (precaución: reacción exotérmica). Almacenar la solución en un frasco de vidrio ámbar con tapón de vidrio.
- qq) Tabletillas catalizadoras Kjeltab (3.5 g K_2SO_4 + 0.1 g $CuSO_4 \cdot 5H_2O$)

2. Cristalería

- a) Balones aforados de 5 mL
- b) Balones aforados de 10 mL
- c) Balones aforados de 20 mL
- d) Balones aforados de 25 mL
- e) Balones aforados de 50 mL
- f) Balones aforados de 100 mL
- g) Balones aforados de 200 mL
- h) Balones aforados de 250 mL
- i) Balones aforados de 1000 mL
- j) Beakers de 250 mL
- k) Beakers de 500 mL
- l) Beakers de 1000 mL
- m) Probeta de 10 mL
- n) Probeta de 50 mL

- o) Crisoles de porcelana de 30 mL de capacidad con tapadera
- p) Embudos de vidrio pequeños
- q) Varillas de vidrio
- r) Tubos de ensayo de 10 mL de capacidad
- s) Matraz de digestión Kjeldahl de 125 mL
- t) Erlenmeyer de 10 mL
- u) Frasco gotero de 25 mL
- v) Frasco ámbar de 1.0 L
- w) Bureta de 10 mL

3. Equipo

- a) Mufla
- b) Pipeta automática de 1 mL
- c) Pipeta automática de 5 mL
- d) Pipeta automática de 10 mL
- e) Estufa eléctrica con capacidad de 200 °C
- f) Balanza analítica
- g) Espectrómetro de Absorción Atómica equipado con Horno de Grafito y Generador de Hidruros, Perkin Elmer.
- h) Lámpara de calcio HCL (Hollow Cathode Lamp: Lámpara de Cátodo Hueco)
- i) Lámpara de cobre HCL
- j) Lámpara de hierro HCL
- k) Lámpara de magnesio HCL
- l) Lámpara de manganeso HCL
- m) Lámpara de potasio HCL
- n) Lámpara de zinc HCL
- o) Lámpara de mercurio EDL (Electrodeless Discharge Lamp: Lámpara de Descarga de Electrones)

- p) Lámpara de arsénico EDL
- q) Lámpara de plomo HCL
- r) Lámpara de cadmio HCL
- s) Espectrofotómetro rango visible, con cubetas de una longitud de paso de luz de 10 mm.
- t) Mezclador de vórtice
- u) Baño maría
- v) Sistema de Digestión Microondas CEM
- w) Campana de extracción
- x) Molino
- y) Aparato destilador Kjeldahl

4. Materiales especiales

- a) Papel filtro de tamaño de poro ≤ 3 μm . (WHATMAN No. 5)
- b) Papel filtro de tamaño de poro de 11 μm . (WHATMAN No. 1)
- c) Puntas para pipeta automática de 1 mL
- d) Puntas para pipeta automática de 5 mL
- e) Puntas para pipeta automática de 10 mL
- f) Pinzas para mufla
- g) Papel encerado
- h) Papel de aluminio
- i) Pissetas
- j) Espátula
- k) Bolsas de plástico herméticas
- l) Baño frío
- m) Bandejas de aluminio para transportar
- n) Cronómetro con timer
- o) Cubetas grandes para muestreo
- p) Papel mayordomo

- q) Guantes de nitrilo desechables
- r) Guantes de látex desechables
- s) Lámparas de 250 W
- t) Termómetro data logger
- u) Tamizador de 1 mm de diámetro
- v) Mechero Bunsen
- w) Soporte universal
- x) Perlas de ebullición
- y) Guantes de asbesto
- z) Pinzas largas

5. Materiales de oficina

- a) Papel bond tamaño carta para impresión
- b) Marcador permanente
- c) Lapicero
- d) Lápiz
- e) Calculadora
- f) Memoria USB (Universal Serial Bus: Bus Universal en Serie)
- g) Computadora de escritorio
- h) Computadora portátil
- i) Cuaderno
- j) Impresora
- k) Tinta para impresora
- l) Hojas para impresión
- m) Engrapadora
- n) Sacabocados

C. MÉTODOS

1. Muestreo

El muestreo fue estratificado al azar, en el que se dividió la región cubierta por el Jacinto de agua en 3 partes para recolectar 18 muestras (6 en cada punto de muestreo) compuestas por la raíz, tallo y hojas, y obteniendo así un muestreo significativo. Se recolectaron plantas sin partes enfermas o atacadas por insectos.

Las muestras se trasladaron, en un medio acuoso, inmediatamente a los secadores localizados en el Laboratorio Nacional de Salud para prevenir su descomposición.

2. Preparación de la muestra

La preparación de la muestra de tejidos vegetales es crítica para obtener resultados analíticos confiables, por lo tanto, deben seguirse procedimientos adecuados para su descontaminación, secado, molienda y almacenaje (Sadzawka, 2007, p.9).

- a) Descontaminación: Se removió bien toda la materia extraña a la muestra, especialmente tierra o arena adherida, pero sin lixiviar (los elementos más afectados por las partículas de polvo son Al, Fe, Mn y Si). El lavado se realizó solamente en muestras frescas, con agua potable sin presión para evitar lixiviados y luego se enjuagaron con agua destilada (Sadzawka, 2007, p.10).

- b) Secado: La muestra se secó en horno (a $70 \pm 5^{\circ}\text{C}$) lo más rápido posible para prevenir la descomposición (AMSA, 2009) ya que el secado de la muestra detiene los procesos enzimáticos y la estabiliza (Sadzawka, 2007, p.9).
- c) Molienda: Se molió la muestra en un molino adecuado hasta que pasó toda a través de un tamiz de 1.0 mm (esto facilitó la destrucción de la materia orgánica) (Sadzawka, 2007, p.9). Después de la molienda, se homogenizó la muestra y se separó una porción de 10 a 15 g para los análisis y almacenaje (Sadzawka, 2007, p.10). Se evitó la pérdida de peso por respiración y/o molienda (AMSA, 2009).
- d) Almacenaje: Se colocó la porción de muestra representativa, seca, molida y homogénea, en un recipiente hermético de plástico. Se almacenó en un lugar oscuro, frío y seco. Cuando los análisis no se realizan inmediatamente, las muestras deben ser almacenadas en refrigerador (4°C). Las muestras secas pueden almacenarse, en las condiciones del laboratorio, por al menos 10 años, para los siguientes elementos: Al, B, Ca, Cl, Cu, Fe, K, Mg, Mn, N, Na, NO_3^- , P, S y Zn (Sadzawka, 2007, p. 10).

3. Digestión ácida por microondas

- a) Se pesaron 0.5 g de muestra vegetal seca, tamizada a 1.0 mm y homogenizada. Se colocó el material en un vaso diseñado para digestión en horno de microondas.
- b) Se agregaron 7 mL HNO_3 al 65 % a cada muestra.

- c) Se agregaron 2 mL H_2O_2 al 30 % a cada muestra.
- d) Blanco:
 - a. Se agregaron 7 mL de HNO_3 al 65 % y 2 mL de H_2O_2 al 30 % en un vaso para digestión en horno de microondas.
- e) Se colocó en horno de microondas y se digirió por 15 minutos a 200 °C con una potencia de trabajo de 1600 W (El potencial inicial debe ser de 1200 W y el tiempo total de digestión debe ser de 45 minutos tomando en cuenta los 15 minutos de digestión y 20 minutos de ventilación).
- f) Mientras las muestras aun estaban tibias, se filtró el digerido con papel Whatman No. 1 y se trasvasó a un balón aforado de 50 mL (Plank, 1992, p. 9-10); (U.S. EPA Methods, 2007).

4. Metales en Plantas

Método Espectrofotométrico de Absorción Atómica (Aplicable a calcio, cobre, hierro, magnesio, manganeso, potasio, y zinc)

- a) Determinación:
 - i. Al filtrado de la digestión ácida por microondas, se agregaron 5 mL de solución de lantano al 10 % y se aforó a 50 mL. El P interfiere en la determinación de calcio y puede interferir en la determinación de Mg con quemadores aire- C_2H_2 . Se eliminaron las interferencias añadiendo una solución stock de La, a estándar y muestras para que la solución final tuviera 1 % de La. El P no interfiere con la determinación de Ca cuando se usa una llama $N_2O-C_2H_2$) (AOAC, 1995, Chapter 3, p. 3-4).

- ii. Se determinó por Espectrofotometría de Absorción Atómica en la técnica de llama con las siguientes condiciones para cada elemento:

Tabla 2. Condiciones del equipo de absorción atómica para los metales analizados por la técnica de llama

Metales	Lámpara (HCL)	Longitud de onda (nm)	Corriente (mA)	Rendija (nm)	Energía (W)	Antiinterferente
Calcio	Calcio	422.7	10	0.7	62	La ₂ O ₃
Cobre	Cobre	324.8	15	0.7	78	NR
Hierro	Hierro	248.3	30	0.2	55	NR
Magnesio	Magnesio	285.2	6	0.7	71	La ₂ O ₃
Manganeso	Manganeso	279.5	30	0.2	47	NR
Potasio	Potasio	766.5	12	0.7	90	NaCl
Zinc	Zinc	213.9	15	0.7	51	NR

NR: No requerido

Nota: El oxidante (aire) debe tener un flujo de 17 L/min y el gas acarreador (acetileno) un flujo de 2.0 L/min, con excepción para el calcio donde el gas acarreador debe tener un flujo de 2.2 L/min.

- i. Donde las curvas constaron con los siguientes puntos:
- 1) Calcio y potasio: 2.00 mg/L, 4.00 mg/L y 12.00 mg/L.
 - 2) Hierro y cobre: 1.50 mg/L, 3.00 mg/L y 9.00 mg/L.
 - 3) Magnesio, manganeso y zinc: 0.35 mg/L, 0.70 mg/L y 2.10 mg/L (Perkin, 2000, p. 30).
- ii. Se hicieron las diluciones necesarias con una disolución de HNO₃ al 14 % y H₂O₂ al 4 % para obtener disoluciones con valores dentro de la curva.

b) Cálculos:

$$\frac{g}{kg} \text{ Elemento} = \frac{\left(\frac{mg}{L}\right) * L \text{ Aforo} * \text{factor de dilución}}{g \text{ Muestra}}$$

5. Método para As, Cd, Hg y Pb.

Método Espectrofotométrico de Absorción Atómica con técnica de horno de grafito y generador de hidruros.

a) Determinación:

- i. Se aforaron los filtrados de la digestión ácida por microondas a 50 mL.
- ii. Se prepararon los modificadores de matriz correspondientes y se colocaron en el automuestreador del horno de grafito.
- iii. Se determinó por Espectrofotometría de Absorción Atómica, utilizando la técnica de horno de grafito para la determinación de arsénico, plomo y cadmio; y por la técnica de generador de hidruros para la determinación de mercurio; con las siguientes condiciones:

Tabla 3. Condiciones del equipo de absorción atómica para los metales analizados por la técnica de horno de grafito y generador de hidruros

Metales	Lámpara	Longitud de onda (nm)	Corriente (mA)	Rendija (nm)	Energía (W)	Modificador de matriz
Arsénico	Arsénico	193.7	300	0.7	64	Mg(NO ₃) ₂
Cadmio	Cadmio	288.8	4	0.7	48	Mg(NO ₃) ₂
Mercurio	Mercurio	253.7	185	0.7	73	NR
Plomo	Plomo	293.3	10	0.7	74	NH ₄ H ₂ PO ₄

NR: No requerido

- Nota: El gas acarreador (argón) debe tener un flujo de 2.0 L/min.
 - iv. Donde las curvas constaron de los siguientes puntos:
 - 1) Arsénico: 0.50 ug/L, 3.00 ug/L, 5.00 ug/L, 8.00 ug/L y 10.00 ug/L.
 - 2) Cadmio: 1.00 ug/L, 2.00 ug/L, 4.00 ug/L, 8.00 ug/L y 10.00 ug/L.
 - 3) Mercurio: 1.00 ug/L, 4.00 ug/L, 6.00 ug/L y 10.00 ug/L.
 - 4) Plomo: 10.00 ug/L, 30.00 ug/L, 50.00 ug/L, 80.00 ug/L y 100.00 ug/L (Perkin, 2000, p. 62).
 - v. Se hicieron las diluciones necesarias con una disolución que contuviera HNO₃ al 14 % y H₂O₂ al 4 % para obtener soluciones con valores dentro de la curva.

b) Cálculos:

$$\frac{g}{kg} \text{Elemento} = \frac{\left(\frac{ug}{L}\right) * L \text{Aforo} * \text{factor de dilución}}{g \text{Muestra}}$$

6. Azufre en Plantas

Método del Nitrato de Magnesio

a) Digestión de la muestra:

- i. Se pesó 1 gramo de muestra en un crisol grande de porcelana, (incluir dos blancos).
- ii. Se agregaron 15 mL de solución de $Mg(NO_3)_2$ para que todo el material entrara en contacto con la solución. (Es importante agregar suficiente solución de $Mg(NO_3)_2$ para asegurar la oxidación y fijación completa de azufre (S) presente. Para muestras grandes y para muestras con contenidos altos de S, una cantidad proporcionalmente más grande de esta solución debe ser usada).
- vi. Se calentó en una estufa eléctrica ($200^\circ C$) y se subió gradualmente la temperatura hasta que no hubo mayor reacción.
- vii. Se transfirió el crisol aun caliente a la mufla ($\leq 500^\circ C$) por cuatro horas. (No deben quedar partículas negras. Si es necesario, romper la capa de muestra utilizando una varilla de vidrio y calcinar de nuevo.)
- viii. Se removió el crisol y se dejó enfriar.
- ix. Se agregó H_2O , hasta humedecer toda la muestra, luego HCl concentrado en exceso (5 mL).
- x. Se llevó la solución a ebullición, se filtró, se trasvasó a un balón de 100 mL, se lavó minuciosamente, y se aforó.

b) Preparación de la curva de calibración:

- i. Se estimó la concentración del SO_4^{2-} en la muestra por comparación de las lecturas de turbidez con la curva de calibración preparada por estándares que tenían el SO_4^{2-} a través de todo el procedimiento.
- ii. Solución estándar de azufre, 200 mg/L de S.
 - 1) Se diluyeron 20 mL de la solución estándar de 1000 mg/L de S a 100 mL con agua.
- iii. A seis balones aforados de 100 mL se les agregó:
 - 1) Alrededor de 40 mL de agua.
 - 2) 0-1-2-5-10-20 mL de la solución estándar de 200 mg/L de S, 4 mL de solución de nitrato de magnesio y 3 mL de HCl debido a que la muestra fue calcinada y aforada a 50 mL.
- iv. Esta serie de estándares contenía 0-2-4-10-20-40 mg/L de S- SO_4 (Sadzawka, 2007, p.55).

Nota: Arriba de 40 mg/L SO_4^{2-} la precisión disminuye y la suspensión de BaSO_4 pierde estabilidad.

c) Determinación:

- v. Se transfirió a un recipiente de vidrio una alícuota de 10 mL de los filtrados de la muestra, la serie de estándares y de los blancos.
- vi. Se agregó 1 mL de la solución de cloruro de bario-tween 80 y se mezcló.
- vii. Se dejó reposar 30 min.

viii. Se agitó y se leyó la absorbancia contra agua a 440 nm.

Nota: Debe leerse antes de 3 h (AOAC, 1995, Chapter 3, p. 22), (Sadzawka, 2007, p.55).

d) Cálculos

Concentración de S en la muestra, en % o en g/kg o en mmol/kg, según:

$$S(\%) = \frac{(a - b) * V * 100}{m * 1000 * 1000}$$

$$S(g/kg) = \frac{(a - b) * V}{m * 1000}$$

Donde:

a = mg/L de S – SO₄²⁻ en el filtrado de la muestra.

b = mg/L de S – SO₄²⁻ en los filtrados de los blancos.

V = volumen final en mL de filtrado.

M = masa en g de muestra.

7. Fósforo en plantas

Colorimetría con nitro-vanado-molibdato

En el filtrado obtenido en la preparación de la muestra, se determinó la concentración de P por colorimetría del complejo fosfo-vanadomolibdato.

a) Calcinado:

- i. Se pesó 1 gramo de muestra seca en un crisol de porcelana.
- ii. Se calcinó a 500°C por 4 h (tomar en cuenta el tiempo de calentamiento de la mufla).
- iii. Se dejó enfriar la mufla a temperatura ambiente, y se humedecieron las cenizas cuidadosamente con 1-2 mL de H₂O.
- iv. Se agregaron 10 mL HCl (1+1), y se calentó en estufa eléctrica hasta ebullición. Se enfrió.
- v. Se filtró el contenido del crisol a través de papel filtro, recibiendo el filtrado en un balón aforado de 50 mL, se lavó y enrasó con agua.

b) Preparación de la curva de calibración:

- i. A seis balones aforados de 100 mL se les agregó:
 - 1) Alrededor de 40 mL de agua,
 - 2) 0-1-2-5-10-20 mL de la solución estándar de 1000 mg/L de P
 - 3) 3 mL de HCl y aforar a 100 mL, debido a que la muestra fue calcinada y aforada a 50 mL.
- ii. Esta serie de estándares contenía 0-10-20-50-100-200 mg/L de P (Sadzawka, 2007, p.91-92).

c) Procedimiento

- i. Se tomó una alícuota de 1 mL de la serie de estándares de P y de los filtrados de la muestra y del blanco en tubos de ensayo.
- ii. Se agregaron 4 mL de solución de nitro-vanado-molibdato y se mezcló bien.
- iii. Se dejó reposar por 1 h.
- iv. Se leyó la absorbancia a 466 nm. (AOAC, 1995, Chapter 3, p. 20).

Nota: Puede usarse una longitud de onda entre 400 nm y 490 nm.

d) Cálculos:

$$P(\%) = \frac{(a - b) * V * 100}{m * 1000 * 1000}$$

$$P(g/kg) = \frac{(a - b) * V}{m * 1000}$$

Donde:

a = mg/L de P en el filtrado de la muestra

b = mg/L promedio de P en los filtrados de los blancos

V = volumen final en mL de filtrado

m = masa en g de muestra

8. Nitrógeno en plantas

(Método Kjeldahl)

a) Digestión

- i. Se pesaron exactamente 0.5 g de material vegetal en un matraz de Kjeldahl cuidando que la muestra no se pegara a las paredes o al cuello del matraz.
- ii. Se agregó 1 tableta catalizadora.
- iii. Se añadieron 5 mL de H_2SO_4 ,
- iv. Se sometió a digestión la muestra en el aparato Kjeldahl a $400^{\circ}C$ bajo una campana de extracción, con el matraz ligeramente inclinado usando baja temperatura al inicio y aumentando el calor a medida que procedía la digestión. La digestión terminó cuando el color de la muestra fue azul-verde claro. El proceso tomó aproximadamente 45 min.
- v. Se trabajó un blanco de muestra agregando los mismos reactivos.

b) Se enfrió el matraz durante unos 20 min.

c) Destilación

- i. Se encendió la unidad destiladora.

- ii. Si es posible ajustar la velocidad de destilación a aproximadamente 5 mL por min.
- iii. Se abrió la llave del agua para tener agua circulando por el refrigerante todo el tiempo.
- iv. Se colocó el tubo de digestión en el destilador.
- v. Se colocó 1 frasco Erlenmeyer con 50 mL de ácido bórico al 10 % y 3 gotas de indicador bajo la salida de destilación.
- vi. Se añadieron aproximadamente 10 mL de la solución de NaOH a la cámara de ebullición LENTAMENTE. La mezcla digerida se tornó oscura (azul-gris o café oscuro).
- vii. Se colectaron aproximadamente 20 mL del destilado (5 min). El destilado estuvo listo para ser titulado cuando se tornó verde en el matraz receptor.
- viii. Se retiró el matraz Erlenmeyer y se limpió la unidad destiladora

d) Titulación

- i. Se tituló la muestra con HCl 0.02 N. Un color violeta indicó el punto final de la titulación. Se comparó este color con el del blanco. Cada equivalente del HCl usado corresponde a un equivalente de NH_3 o a un equivalente de N en la muestra original. El peso del N en mg está dado por miliequivalentes del ácido multiplicado por 14 (el peso equivalente del N).

e) Recuperación del amoníaco

- i. Una posible fuente de variación en este método es la pérdida del gas amoníaco o una falla en atrapar el amoníaco en el ácido bórico. Esto puede ocurrir en diferentes pasos del proceso. Una técnica para buscar la recuperación del amoníaco consiste en destilar cantidades conocidas de amoníaco líquido y titularlo con HCl. Se obtendrá otra vez el color púrpura en el ácido bórico.
- ii. Mientras se digieren las muestras, se puede destilar una disolución de sulfato de amonio. Añadir 5, 10 ó 15 mL (mediante una pipeta) de disolución de sulfato de amonio a la cámara de ebullición de la unidad destiladora. Enjuagar después con agua destilada y, si es posible, desionizada. Colocar inmediatamente la punta de la unidad destiladora en 10 mL de ácido bórico + indicador. Colectar aproximadamente 20 mL de destilado.
- iii. Titular la muestra con el HCl estandarizado, anotar el volumen de HCl empleado y calcular el porcentaje de nitrógeno (Nielsen, 1994, p. 209-212.), (AOAC, 1995, Chapter 2, p. 13-14), (Yeshajahu, 1987, p. 753-758), (Rangana, 1977, p. 45-48)

f) Cálculos

Moles de HCl = Moles de NH₃ = Moles de N en la muestra

$$\%N = \frac{NHCl * V_{correctado}}{g \text{ muestra}} * \frac{14.01 \text{ g N}}{mol} * 100$$

Donde:

NHCl = Normalidad del HCl en moles/1000 mL.

V_{corregido} = Volumen corregido (mL del ácido estandarizado para la muestra) - (mL de ácido estandarizado para el blanco).

14.01 g/mol = Peso atómico del nitrógeno.

VII. RESULTADOS

A. Nutrientes:

Tabla 4. Resultados en porcentaje de macronutrientes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la desembocadura Río Villalobos del Lago de Amatitlán

MUESTRA		MACRONUTRIENTES (%)									
		PRIMARIOS					SECUNDARIOS				
		N	P	P ₂ O ₅ *	K	K ₂ O**	Ca	Mg	S***	SO ₄ ²⁻	
Desembocadura Río Villalobos (DRV)	Tallo/hoja (TH)	DRV01TH	1.56	0.25	0.57	4.45	5.36	1.30	0.33	0.10	0.29
		DRV02TH	1.70	0.24	0.54	4.60	5.54	1.19	0.32	0.15	0.44
		DRV03TH	1.92	0.29	0.66	5.00	6.02	0.86	0.32	0.19	0.56
		DRV04TH	1.60	0.25	0.58	4.21	5.07	1.28	0.33	0.23	0.70
		DRV05TH	2.02	0.32	0.72	4.49	5.41	1.40	0.36	0.13	0.39
		DRV06TH	1.75	0.41	0.93	4.68	5.64	2.31	0.31	0.28	0.83
	Raíz (RZ)	DRV01RZ	1.69	0.28	0.63	2.75	3.31	1.04	0.58	0.56	1.67
		DRV02RZ	1.86	0.28	0.65	2.38	2.87	0.80	0.44	0.53	1.60
		DRV03RZ	1.67	0.27	0.62	2.88	3.46	1.11	0.53	0.63	1.90
		DRV04RZ	2.13	0.33	0.76	2.52	3.04	0.91	0.42	0.44	1.31
		DRV05RZ	1.87	0.30	0.68	2.71	3.26	0.91	0.44	0.52	1.56
		DRV06RZ	1.77	0.28	0.63	3.25	3.92	0.96	0.52	0.77	2.31

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

* El P es expresado comúnmente en fertilizantes como P₂O₅.

** El K es expresado comúnmente en fertilizantes como K₂O.

*** El SO₄²⁻ es expresado comúnmente en fertilizantes como S.

Ver tabla 1. Límites de detección de métodos utilizados. Del anexo 2.

Tabla 5. Resultados en porcentaje de micronutrientes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la desembocadura Río Villalobos del Lago de Amatitlán

MUESTRA		MICRONUTRIENTES (%)				
		<i>Fe</i>	<i>Zn</i>	<i>Cu</i>	<i>Mn</i>	
Desembocadura Río Villalobos (DRV)	Tallo/hoja (TH)	<i>DRV01TH</i>	0.02	<0.003	<0.02	0.006
		<i>DRV02TH</i>	0.03	<0.003	<0.02	0.005
		<i>DRV03TH</i>	<0.02	<0.003	<0.02	<0.003
		<i>DRV04TH</i>	<0.02	<0.003	<0.02	0.005
		<i>DRV05TH</i>	0.02	<0.003	<0.02	0.004
		<i>DRV06TH</i>	0.02	<0.003	<0.02	<0.003
	Raíz (RZ)	<i>DRV01RZ</i>	1.32	<0.003	<0.02	0.020
		<i>DRV02RZ</i>	1.28	<0.003	<0.02	0.020
		<i>DRV03RZ</i>	1.58	<0.003	<0.02	0.021
		<i>DRV04RZ</i>	1.38	<0.003	<0.02	0.019
		<i>DRV05RZ</i>	1.36	<0.003	<0.02	0.022
		<i>DRV06RZ</i>	0.72	<0.003	<0.02	0.015

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

Ver tabla 1. Límites de detección de métodos utilizados. Del anexo 2.

Tabla 6. Estimación del valor para cada variable con su intervalo de confianza del 95 % de los macronutrientes del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la desembocadura Río Villalobos del Lago de Amatitlán

Variable			MACRONUTRIENTES (%)								
			PRIMARIOS				SECUNDARIOS				
			<i>N</i>	<i>P</i>	<i>P₂O₅</i>	<i>K</i>	<i>K₂O</i>	<i>Ca</i>	<i>Mg</i>	<i>S</i>	<i>SO₄²⁻</i>
Desembocadura Río Villalobos (DRV)	Tallo/hoja	<i>X±S</i>	1.76	0.29	0.67	4.57	0.51	1.39	0.33	0.18	0.54
			±	±	±	±	±	±	±	±	±
			0.17	0.06	0.14	0.00	0.30	0.47	0.01	0.06	0.19
		<i>I.C. 95%</i>	1.56	0.24	0.54	4.21	5.07	0.86	0.31	0.10	0.29
			-	-	-	-	-	-	-	-	-
			2.02	0.41	0.93	5.00	6.02	2.31	0.36	0.28	0.83
	Raíz	<i>X±S</i>	1.83	0.29	0.66	2.75	3.31	0.95	0.49	0.58	1.72
			±	±	±	±	±	±	±	±	±
			0.15	0.02	0.05	0.29	0.35	0.10	0.06	0.11	0.33
		<i>I.C. 95%</i>	1.67	0.27	0.62	2.38	2.87	0.80	0.42	0.44	1.31
			-	-	-	-	-	-	-	-	-
			2.13	0.33	0.76	3.25	3.92	1.11	0.58	0.77	2.31

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

I.C.: Intervalo de confianza.

Tabla 7. Estimación del valor para cada variable con su intervalo de confianza del 95 % de los micronutrientes del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la desembocadura Río Villalobos del Lago de Amatitlán

Variable			MICRONUTRIENTES (%)			
			Fe	Zn	Cu	Mn
Desembocadura Río Villalobos (DRV)	Tallo / hoja	X±S	0.01 ± 0.01	ND	ND	0.003 ± 0.002
		I.C. 95%	ND	ND	ND	ND
	Raíz	X±S	1.27 ± 0.28	ND	ND	0.020 ± 0.002
		I.C. 95%	0.72 - 1.58	ND	ND	0.015 - 0.022

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

I.C.: Intervalo de confianza.

ND: No Detectado.

Tabla 8. Resultados en porcentaje de macronutrientes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la Bahía Playa de Oro del Lago de Amatitlán

MUESTRA			MACRONUTRIENTES (%)								
			PRIMARIOS					SECUNDARIOS			
			N	P	P ₂ O ₅ *	K	K ₂ O**	Ca	Mg	S***	SO ₄ ²⁻
Bahía Playa de Oro (BPO)	Tallo/hoja (TH)	BPO01TH	1.55	0.26	0.59	5.50	6.63	2.56	0.50	0.52	1.55
		BPO02TH	2.59	0.28	0.65	5.87	7.08	1.91	0.48	0.52	1.56
		BPO03TH	1.54	0.27	0.63	5.65	6.81	2.40	0.53	0.66	1.97
		BPO04TH	2.72	0.33	0.77	5.88	7.09	1.84	0.49	0.23	0.70
		BPO05TH	2.02	0.29	0.67	5.12	6.17	2.74	0.53	0.61	1.83
		BPO06TH	2.19	0.29	0.66	5.09	6.13	2.59	0.53	0.21	0.64
	Raíz (RZ)	BPO01RZ	1.23	0.23	0.52	3.23	3.89	1.76	0.84	0.48	1.42
		BPO02RZ	1.16	0.21	0.49	3.63	4.37	1.90	0.84	0.57	1.69
		BPO03RZ	1.21	0.23	0.52	3.36	4.05	1.61	0.84	0.64	1.91
		BPO04RZ	1.16	0.22	0.50	3.34	4.02	1.61	0.82	0.63	1.88
		BPO05RZ	1.99	0.33	0.76	2.41	2.90	0.95	0.53	0.32	0.97
		BPO06RZ	1.97	0.31	0.72	2.65	3.20	0.92	0.60	0.48	1.43

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

* El P es expresado comúnmente en fertilizantes como P₂O₅.

** E K es expresado comúnmente en fertilizantes como K₂O.

*** E SO₄²⁻ es expresado comúnmente en fertilizantes como S.

Tabla 9. Resultados en porcentaje de micronutrientes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la Bahía Playa de Oro del Lago de Amatitlán

MUESTRA		MICRONUTRIENTES (%)				
		Fe	Zn	Cu	Mn	
Bahía Playa de Oro (BPO)	Tallo/hoja (TH)	BPO01TH	0.05	<0.003	<0.02	0.005
		BPO02TH	<0.02	<0.003	<0.02	0.002
		BPO03TH	<0.02	<0.003	<0.02	0.004
		BPO04TH	<0.02	<0.003	<0.02	0.000
		BPO05TH	<0.02	<0.003	<0.02	0.005
		BPO06TH	<0.02	<0.003	<0.02	0.005
	Raíz (RZ)	BPO01RZ	0.92	<0.003	<0.02	0.020
		BPO02RZ	0.87	<0.003	<0.02	0.020
		BPO03RZ	0.90	<0.003	<0.02	0.021
		BPO04RZ	0.86	<0.003	<0.02	0.020
		BPO05RZ	2.19	0.006	<0.02	0.020
BPO06RZ	1.66	0.006	<0.02	0.018		

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

Tabla 10. Estimación del valor para cada variable con su intervalo de confianza del 95 % de los macronutrientes del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la Bahía Playa de Oro del Lago de Amatitlán

Variable			MACRONUTRIENTES (%)								
			PRIMARIOS					SECUNDARIOS			
			N	P	P ₂ O ₅	K	K ₂ O	Ca	Mg	S	SO ₄ ²⁻
Bahía Playa de Oro (BPO)	Tallo/hoja	X ± S	2.10	0.20	0.66	5.52	6.65	2.34	0.51	0.46	1.38
			±	±	±	±	±	±	±	±	±
		I.C. 95%	0.46	0.03	0.06	0.34	0.41	0.36	0.02	0.18	0.54
			1.54	0.26	0.59	5.09	6.13	1.84	0.48	0.21	0.64
	Raíz	X ± S	1.45	0.26	0.58	3.10	3.74	1.46	0.74	0.52	1.55
			±	±	±	±	±	±	±	±	±
		I.C. 95%	0.37	0.05	0.12	0.45	0.54	0.40	0.13	0.11	0.34
			1.16	0.21	0.49	2.41	2.90	0.92	0.53	0.32	0.97
		-	-	-	-	-	-	-	-		
		1.99	0.33	0.76	3.63	4.37	1.90	0.84	0.64	1.91	

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

I.C.: Intervalo de confianza.

Tabla 11. Estimación del valor para cada variable con su intervalo de confianza del 95 % de los micronutrientes del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la Bahía Playa de Oro del Lago de Amatitlán

Variable			MICRONUTRIENTES (%)			
			<i>Fe</i>	<i>Zn</i>	<i>Cu</i>	<i>Mn</i>
Bahía Playa de Oro (BPO)	Tallo/hoja	<i>X ± S</i>	ND	ND	ND	0.004 ± 0.002
		<i>I.C. 95%</i>	0.00 - 0.05	ND	ND	ND
	Raíz	<i>X ± S</i>	1.23 ± 0.54	ND	ND	0.20 ± 0.002
		<i>I.C. 95%</i>	0.86 - 2.19	ND	ND	0.018 - 0.021

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

I.C.: Intervalo de confianza.

ND: No Detectado.

Tabla 12. Resultados en porcentaje de macronutrientes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de Boca del Lago del Lago de Amatitlán

MUESTRA			MACRONUTRIENTES (%)								
			PRIMARIOS					SECUNDARIOS			
			<i>N</i>	<i>P</i>	<i>P₂O₅[*]</i>	<i>K</i>	<i>K₂O^{**}</i>	<i>Ca</i>	<i>Mg</i>	<i>S^{***}</i>	<i>SO₄²⁻</i>
Boca del Lago (BDL)	Tallo/hoja (TH)	<i>BDL01TH</i>	2.71	0.68	1.56	10.73	12.93	1.14	0.54	0.55	1.66
		<i>BDL02TH</i>	2.83	0.69	1.58	11.41	13.74	1.38	0.52	0.37	1.10
		<i>BDL03TH</i>	2.71	0.67	1.54	12.16	14.65	1.60	0.58	0.15	0.46
		<i>BDL04TH</i>	2.50	0.69	1.59	10.83	13.04	1.46	0.60	0.32	0.95
		<i>BDL05TH</i>	3.76	0.50	1.15	18.70	22.52	1.59	0.48	0.44	1.32
		<i>BDL06TH</i>	2.96	0.59	1.34	26.58	32.02	0.60	0.59	0.41	1.24
	Raíz (RZ)	<i>BDL01RZ</i>	2.47	0.33	0.75	4.23	5.10	0.61	0.61	0.80	2.39
		<i>BDL02RZ</i>	2.40	0.38	0.88	5.54	6.68	0.78	0.61	0.58	1.75
		<i>BDL03RZ</i>	1.17	0.34	0.78	4.33	5.21	0.43	0.55	0.84	2.52
		<i>BDL04RZ</i>	2.59	0.30	0.69	4.16	5.01	0.59	0.55	0.69	2.08
		<i>BDL05RZ</i>	2.11	0.31	0.72	3.85	4.63	0.45	0.56	0.57	1.71
		<i>BDL06RZ</i>	2.47	0.37	0.84	4.43	5.33	0.37	0.54	0.68	2.04

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

* El P es expresado comúnmente en fertilizantes como P_2O_5 .

** E K es expresado comúnmente en fertilizantes como K_2O .

*** E SO_4^{2-} es expresado comúnmente en fertilizantes como S.

Tabla 13. Resultados en porcentaje de micronutrientes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de Boca del Lago del Lago de Amatitlán

MUESTRA		MICRONUTRIENTES (%)				
		Fe	Zn	Cu	Mn	
Boca del Lago (BDL)	Tallo/hoja (TH)	BDL01TH	<0.02	0.004	<0.02	<0.003
		BDL02TH	<0.02	0.004	<0.02	<0.003
		BDL03TH	<0.02	0.005	<0.02	<0.003
		BDL04TH	<0.02	0.006	<0.02	<0.003
		BDL05TH	0.02	0.005	<0.02	<0.003
		BDL06TH	0.49	0.012	<0.02	<0.003
	Raíz (RZ)	BDL01RZ	0.50	0.019	<0.02	0.070
		BDL02RZ	0.41	0.019	<0.02	0.056
		BDL03RZ	0.65	0.021	<0.02	0.091
		BDL04RZ	0.53	0.017	<0.02	0.075
		BDL05RZ	0.61	0.017	<0.02	0.084
		BDL06RZ	0.68	0.017	<0.02	0.087

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

Tabla 14. Estimación del valor para cada variable con su intervalo de confianza del 95 % de los macronutrientes del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de Boca del lago del Lago de Amatitlán

Variable		MACRONUTRIENTES (%)									
		PRIMARIOS					SECUNDARIOS				
		N	P	P ₂ O ₅	K	K ₂ O	Ca	Mg	S	SO ₄ ²⁻	
Boca del Lago (BDL)	Tallo/hoja	X ± S	2.91	0.64	1.46	15.07	18.15	1.29	0.55	0.37	1.12
			±	±	±	±	±	±	±	±	±
		0.42	0.07	0.17	6.12	7.38	0.36	0.04	0.13	0.39	
		I.C. 95%	2.50	0.50	1.15	10.73	12.93	1.14	0.48	0.15	0.46
	Raíz	X ± S	3.76	0.69	1.59	26.58	32.02	1.60	0.60	0.55	1.66
			±	±	±	±	±	±	±	±	±
		0.48	0.03	0.07	0.56	0.67	0.14	0.03	0.10	0.31	
		I.C. 95%	1.17	0.30	0.69	3.85	4.63	0.37	0.54	0.57	1.71
	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
	1.59	0.38	0.88	5.54	6.68	0.78	0.61	0.84	2.52		

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

I.C.: Intervalo de confianza.

Tabla 15. Estimación del valor para cada variable con su intervalo de confianza del 95 % de los micronutrientes del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de Boca del lago del Lago de Amatitlán

Variable			MICRONUTRIENTES (%)			
			<i>Fe</i>	<i>Zn</i>	<i>Cu</i>	<i>Mn</i>
Boca del Lago (BDL)	Tallo/ hoja	<i>X ± S</i>	0.09 ± 0.24	0.006 ± 0.003	ND	ND
		<i>I.C. 95%</i>	ND	0.004 - 0.012	ND	ND
	Raíz	<i>X ± S</i>	0.56 ± 0.10	0.006 ± 0.003	ND	0.077 ± 0.012
		<i>I.C. 95%</i>	0.41 - 0.68	0.017 - 0.021	ND	0.056 - 0.091

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

I.C.: Intervalo de confianza.

ND: No Detectado.

B. Contaminantes:

Tabla 16. Resultados de contaminantes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la desembocadura del Río Villalobos del Lago de Amatitlán

MUESTRA		CONTAMINANTES (mg/kg)*				
		As	Cd	Hg	Pb	
Desembocadura Río Villalobos (DRV)	Tallo/hoja	DRV01TH	<1.96	<0.20	<0.099	<1.47
		DRV02TH	<1.96	0.49	<0.099	2.90
		DRV03TH	<1.99	<0.20	<0.100	<1.49
		DRV04TH	<1.96	<0.20	0.406	<1.47
		DRV05TH	<1.96	<0.20	<0.099	<1.47
		DRV06TH	<1.95	<0.19	<0.097	<1.46
		X ± S	NA	0.08 ± 0.00	NA	NA
	Raíz	DRV01RZ	8.02	0.29	<0.097	2.99
		DRV02RZ	8.98	<0.19	<0.097	2.89
		DRV03RZ	36.16	0.85	<0.099	2.64
		DRV04RZ	16.55	<0.20	<0.099	2.88
		DRV05RZ	41.74	0.90	<0.099	2.21
		DRV06RZ	10.54	0.72	0.163	<1.49
X ± S		20.33 ± 13.53	0.46 ± 0.24	NA	2.27 ± 0.28	

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

*Peso seco.

NA: No es aplicable.

Tabla 17. Resultados de contaminantes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de la Bahía Playa de Oro del Lago de Amatitlán

MUESTRA		CONTAMINANTES (mg/kg)*				
		As	Cd	Hg	Pb	
Bahía Playa de Oro (BPO)	Tallo/hoja	<i>BPO01TH</i>	<1.98	<0.20	0.135	<1.49
		<i>BPO02TH</i>	<1.94	<0.19	0.115	<1.46
		<i>BPO03TH</i>	<1.98	<0.20	<0.099	<1.48
		<i>BPO04TH</i>	<1.98	<0.20	0.103	<1.48
		<i>BPO05TH</i>	<1.97	<0.20	0.138	<1.47
		<i>BPO06TH</i>	<1.97	<0.20	<0.098	<1.47
		X ± S	NA	NA	0.08 ± 0.02	NA
	Raíz	<i>BPO01RZ</i>	6.57	<0.20	<0.099	<1.48
		<i>BPO02RZ</i>	5.86	<0.20	<0.099	<1.49
		<i>BPO03RZ</i>	11.26	<0.20	<0.099	<1.49
		<i>BPO04RZ</i>	6.61	<0.20	<0.099	<1.48
		<i>BPO05RZ</i>	65.06	<0.19	0.118	3.54
		<i>BPO06RZ</i>	27.94	0.44	<0.099	3.92
		X ± S	20.55 ± 22.37	NA	NA	NA

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

*Peso seco.

NA: No es aplicable.

Tabla 18. Resultados de contaminantes de tallo/hoja y raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) de Boca del lago del Lago de Amatitlán

MUESTRA		CONTAMINANTES (mg/kg)*				
		As	Cd	Hg	Pb	
Boca del Lago (BDL)	Tallo/hoja	<i>BDL01TH</i>	<1.97	<0.20	<0.099	<1.48
		<i>BDL02TH</i>	<1.97	0.46	<0.099	<1.48
		<i>BDL03TH</i>	<1.99	<0.20	<0.099	1.51
		<i>BDL04TH</i>	<1.96	<0.20	<0.098	<1.47
		<i>BDL05TH</i>	<1.97	<0.20	<0.099	<1.48
		<i>BDL06TH</i>	<1.97	<0.20	<0.099	3.50
		X ± S	NA	NA	NA	0.84 ± 0.00
	Raíz	<i>BDL01RZ</i>	14.75	2.67	<0.099	5.33
		<i>BDL02RZ</i>	11.67	0.44	<0.099	2.76
		<i>BDL03RZ</i>	16.96	0.87	<0.099	5.70
		<i>BDL04RZ</i>	12.45	<0.20	<0.099	5.71
		<i>BDL05RZ</i>	15.50	<0.20	<0.099	4.15
		<i>BDL06RZ</i>	22.08	0.87	<0.098	4.54
		X ± S	15.57 ± 3.58	0.81 ± 0.90	NA	4.70 ± 1.09

Fuente: Datos obtenidos experimentalmente.

*Peso seco.

VIII. DISCUSIÓN

En el Lago de Amatitlán se introdujo algunos años atrás, el Jacinto de agua (*E. crassipes*) como depuradora de aguas residuales, con el objetivo de darle un tratamiento terciario a las aguas contaminadas que ingresan del principal afluente, el Río Villalobos. El Jacinto de agua, debido a la facilidad de proliferación, se expande más cada año, por esta razón se le han buscado destinos productivos, ya que si el Jacinto de agua no se elimina correctamente puede llegar a cubrir una amplia región del Lago de Amatitlán.

En el presente estudio se cuantificaron los nutrientes y se determinaron los contaminantes del Jacinto de agua del Lago de Amatitlán, por medio de espectrofotometría de absorción atómica, ultravioleta visible y el método Kjeldhal para nitrógeno total. Se seleccionaron tres puntos de muestreo en el lado oeste del Lago, sección donde se encuentra concentrado el Jacinto de agua, el primer punto de muestreo corresponde a la desembocadura del Río Villalobos, el segundo a la Bahía playa de Oro y el tercero a Boca del lago (ver imagen 4 de anexos), de éstos tres puntos, Boca del lago se encuentra más alejado de la desembocadura y la Bahía playa de Oro es el punto de muestreo que más Jacinto de agua contiene.

Como puede observarse en los resultados (tablas de la 4 a la 15), los macronutrientes primarios: nitrógeno y fósforo, mostraron concentraciones en promedio de 2.26 % de N y 0.41 % de P en tallos/hojas; 1.79 % de N y 0.30 % de P en raíces, porcentajes que son normales en las plantas (ver tabla 1), estos valores también se asemejan con un estudio realizado en Brasil en el cual el porcentaje de N y P encontrados en toda la planta fueron de 1.6 y 0.68 % respectivamente (Pinassi Antunes, R. 2009, p. 43). El otro macronutriente primario, potasio, se encontró en concentraciones relativamente altas, comparándolo con la tabla 1 y con el estudio mencionado anteriormente en el que

se encontró 1.5 % de K en toda la planta (Pinassi Antunes, R. 2009, p. 43), en el Jacinto de agua analizado se encontró en promedio, 8.39 % en tallos/hojas y 3.42 % en raíces; estas concentraciones le dan valor al Jacinto de agua para su uso en abono orgánico, por un alto nivel de un nutriente primario. El potasio se evidenció más en los tallos/hojas de Boca del lago, punto de muestreo que se encontraba más lejano a la desembocadura del Río Villalobos y por lo mismo con menos corrientes, las altas concentraciones de potasio encontradas pudieron deberse a la leucita (KAlSi_2O_6), que es la forma como se encuentra el potasio en la naturaleza en rocas de origen volcánico, las cuales pueden estar depositadas en el fondo del lago (Roldán Pérez & Ramírez Restrepo. 2008, p. 237), las rocas pueden estar presentes debido al origen del lago, ya que el Lago de Amatitlán tiene su origen en la era cuaternaria y su formación se debe a los movimientos tectovolcánicos ocurridos en el área y provocados por los Volcanes de Pacaya, Agua, Fuego y Acatenango (AMSA 2010); como a las erupciones del Volcán de Pacaya que han ocurrido a lo largo de los años, siendo la última en mayo de 2010, erupción que dejó una gran cantidad de sedimento volcánico en el fondo del lago de Amatitlán, cómo se observó durante los muestreos. Además se ha encontrado que el estiércol de herbívoros, como el ganado, incrementa la concentración del potasio en los lagos donde acostumbran a beber (Roldán Pérez & Ramírez Restrepo. 2008, p. 237), lo cual podría haber contribuido a los altos niveles relativos de K en los tres puntos de muestreo.

En lo que respecta a los macronutrientes secundarios, el calcio se hizo más evidente en los tallos/hojas con concentraciones de hasta 2.34 % y el magnesio y el azufre en las raíces con concentraciones de hasta 0.74 y 0.69 % respectivamente. Las concentraciones promedio fueron de 1.67 % de Ca, 0.46 % de Mg y 0.34 % de S en tallos/hojas; 0.98 % de Ca, 0.60 % de Mg y 0.60 % de S en raíces, estas concentraciones también demuestran ser relativamente más altas que las de la tabla 1 y del estudio realizado en Brasil en el cual se encontraron

concentraciones de 2.02 % de Ca, 0.19 % de Mg y 0.19 % de S (Pinassi Antunes, R. 2009, p. 43).

En las tablas 7, 11 y 15 se observa que de los micronutrientes analizados, solo se detectó hierro y manganeso en los tres puntos de muestreo, sin embargo, el manganeso no se logró detectar en los tallos/hojas del tercer punto de muestreo. En el caso de zinc se encontró un pequeño porcentaje de 0.006 % en el tercer punto de muestreo, y en lo que respecta a cobre, fue el único no detectado en los tres puntos de muestreo. Estos micronutrientes no lograron ser detectados debido a los límites de detección de los métodos utilizados.

Como puede observarse en los resultados, las concentraciones de nutrientes encontradas en el Jacinto de agua de los distintos puntos de muestreo, no varían significativamente entre sí, por lo que podría decirse que la planta no se ve muy afectada por su ubicación en el lago, ya que a pesar que en la DRV se concentra la mayor cantidad de nutrientes, se encontraron concentraciones más altas en relación al promedio de las muestras de Boca del lago (ver tabla 12), lo cual podría ser debido a que plantas ajenas a la sección oeste fueron arrastradas por el viento o por corrientes de agua hacia dicha sección, lo cual puede deberse a que el Jacinto de agua se mantiene en constante movimiento por los vientos y las corrientes de agua (Labrada, R. et al. 1996).

Los nutrientes antes mencionados son de gran importancia en la fertilización de suelos, y debido a las concentraciones encontradas, las cuales pueden considerarse relativamente altas en comparación con la tabla 1 y el estudio realizado en Brasil, podría inferirse que los tallos y hojas del Jacinto de agua podrían utilizarse en abono orgánico, aunque como se discutirá más adelante la utilización de los mismos se ve limitada por la presencia de ciertos contaminantes.

CONTAMINANTES:

Los contaminantes son un factor limitante para la elaboración de abono orgánico, por lo cual se analizaron en las dos secciones (tallo/hoja y raíz) del Jacinto de agua.

Las concentraciones de contaminantes encontradas en las dos secciones del Jacinto de agua de la desembocadura Río Villalobos, varían considerablemente como puede observarse en la tabla 16, en donde se hace notar la retención de contaminantes por parte de la raíz, en este caso arsénico, cadmio, y plomo, con concentraciones de 20.33 mg/kg para As, 0.46 mg/kg para Cd, 0.03 mg/kg para Hg y 2.27 mg/kg para Pb. Sin embargo se encontró Cd y Pb en una de las 6 muestras analizadas y Hg en otra (ver tabla 16). Las causas de las desviaciones que presentan los contaminantes encontrados, pueden ser debidas al arrastre que sufren las plantas por el viento o por las corrientes de agua, arrastres muy comunes debido a la naturaleza flotante del Jacinto de agua (Labrada, R. et al. 1996).

El mecanismo de cómo actúa la raíz para retener contaminantes, se cree es a través de formaciones de complejos entre el metal con los aminoácidos presentes dentro de la célula, previa absorción de estos metales a través de las raíces. (Benítez Pacheco, 2008, p. 34, 53).

Como puede observarse, el arsénico es el contaminante de mayor concentración en la raíz del Jacinto de agua en la desembocadura del Río Villalobos, con 20.33 ± 14.20 mg/Kg, y el único no detectado, mercurio; en los tallos/hojas el contaminante de mayor concentración fue el Pb con 0.44 mg/kg. No se puede establecer con certeza si los niveles son altos o bajos en virtud de que en Guatemala hasta la fecha no se cuenta con normas establecidas de contaminantes en abono orgánico, sin embargo se han realizado investigaciones con diferentes objetivos que han

determinado algunos de los contaminantes analizados en el presente estudio. En Guatemala se realizó un estudio en el Lago de Atitlán, en el que se encontraba incluido el análisis de As, Cd y Pb en el Jacinto de agua (*E. crassipes*), siendo los valores encontrados de 177 mg/kg de As, 16.33 mg/kg de Cd y 151 mg/kg de Pb (Oliva Hernández, et al. 2009, p. 41), concentraciones que sobrepasan los niveles encontrados en el presente estudio. En una investigación realizada en Brasil, las concentraciones de contaminantes encontradas fueron <0.5 mg/kg para As, Cd y Hg, encontrándose únicamente Pb con un valor de 1.70 mg/kg (Pinassi Antunes, R. 2009, p. 44), en dicho estudio los valores encontrados se comparan con la norma para lodos de la EPA, en la cual se establece que los valores de los contaminantes de interés no deben ser mayores a 10 mg/kg de As, 7 mg/kg de Cd, 5 mg/kg de Hg y 134 mg/kg de Pb (EPA. 1993, p. 169).

Las concentraciones de contaminantes encontradas en las dos secciones del Jacinto de agua (tallo/hoja y raíz) de la Bahía Playa de Oro, varían considerablemente sólo en arsénico siendo el valor más bajo de 5.86 y el más alto de 65.06 mg/kg, como puede observarse en la tabla 17, en lo que respecta a cadmio y plomo no están presentes. Sin embargo, se detectó mercurio en los tallos/hojas de la planta, con una concentración de $0.03 \text{ mg/kg} \pm 0.02 \text{ mg/kg}$. Las desviaciones que presentan los resultados de este punto de muestreo pueden deberse, al igual que en la desembocadura del Río Villalobos, por el arrastre que sufren las plantas por el viento o la etapa de crecimiento en la que se encontraban.

Como puede observarse, el arsénico también es el contaminante de mayor concentración en la raíz del Jacinto de agua de la Bahía Playa de Oro, con $20.55 \pm 22.37 \text{ mg/kg}$, y en el tallo/hoja, mercurio con una concentración de $0.08 \pm 0.02 \text{ mg/kg}$.

Las concentraciones de contaminantes encontradas en las dos secciones del Jacinto de agua (tallo/hoja y raíz) de Boca del lago, también presentan variaciones considerables en arsénico, además en plomo y cadmio, lo cual se evidencia en la tabla 18, en lo que respecta a mercurio no se logró cuantificar en ninguna de las dos secciones de la planta, debido a bajos niveles o a la ausencia de los mismos en éste punto de muestreo. Las desviaciones que presentan los resultados pueden ser, al igual que en los puntos de muestreo anteriores, al arrastre que sufren las plantas por el viento o por las corrientes de agua.

Como puede observarse, el arsénico sigue siendo, el contaminante de mayor concentración en la raíz del Jacinto de agua con 15.57 ± 3.58 mg/Kg, y el único no detectado, mercurio.

Las concentraciones relativamente altas de arsénico presentes en todos los puntos de muestreo pueden ser un indicativo de una contaminación antropogénica o de una fuente natural de arsénico debido al origen del lago mencionado anteriormente, además, las erupciones volcánicas emiten arsénico a la atmósfera, el cual se une a partículas que el viento transporta y que vuelven a caer, (Green facts, 2004) lo cual podría asociarse a las distintas erupciones del volcán de Pacaya ya mencionadas.

Algunos procesos industriales tales como la minería, la fundición de metales o las plantas eléctricas de carbón también contribuyen a que haya arsénico en aire, agua y suelo. El uso de arsénico en algunos pesticidas agrícolas y en algunos productos químicos que sirven para conservar la madera, también resulta en contaminación ambiental

En función de las concentraciones determinadas de contaminantes, en su mayoría del arsénico, se puede inferir que las raíces del Jacinto de agua (*E. crassipes*) no pueden ser utilizadas para abono orgánico inclusive comparándolas con los

niveles reglamentados por la EPA para lodos que son relativamente altos (EPA. 1993, p. 169). Además éstos contaminantes son tóxicos tanto para los animales como para los seres humanos, los cuales son los consumidores finales de los cultivos de la tierra abonada.

Sin embargo en lo que respecta a tallos/hojas del Jacinto de agua, debe hacerse un estudio previo del suelo al cual se le aplicaría el abono orgánico, ya que en algunos casos cuando los abonos orgánicos contienen metales pesados en bajas concentraciones, los suelos de zonas áridas con pH alcalino son una buena opción para utilizar este tipo de abonos, porque en estas condiciones, los metales contaminantes se precipitan y permanecen insolubles, formando una barrera natural a la absorción de metales por los cultivos (Salazar, et. al. 2003, p.11).

Además los suelos con valores de capacidad de intercambio catiónico mayores a 15 meq/100 g también pueden ser una buena opción para abonos orgánicos que contengan metales contaminantes, ya que éste tipo de suelo puede atrapar en los sitios de intercambio metales pesados que de otra manera se filtrarían al manto acuífero (Salazar, et. al. 2003, p.13).

Por lo anteriormente discutido, la hipótesis planteada es rechazada debido a la presencia de ciertos contaminantes en los tallos/hojas comprobándose que no todos son retenidos por la raíz como fue el caso del mercurio.

IX. CONCLUSIONES

1. Los tallos/hojas del Jacinto de agua (*E. crassipes*) del Lago de Amatitlán pueden ser utilizados en abono orgánico aplicable a suelos alcalinos o con alta capacidad de intercambio catiónico debido a la presencia de ciertos contaminantes (Cd, Hg, Pb) y por su contenido de nutrientes (Ca, Cu, P, Fe, Mg, Mn, N, K, SO_2^{4-} , Zn).
2. El Jacinto de agua (*E. crassipes*) del Lago de Amatitlán en general presenta una alta concentración relativa de potasio de 15.07 %, favorables para suelos deficientes en potasio.
3. Las raíces del Jacinto de agua (*E. crassipes*) del Lago de Amatitlán no pueden utilizarse en abono orgánico debido a las altas concentraciones relativas de arsénico encontradas en las mismas, siendo la más alta de 20.55 mg/kg.
4. La raíz del Jacinto de agua (*E. crassipes*) es incapaz de retener todos los contaminantes (Cd, Hg y Pb), demostrado con la presencia de éstos en tallos y hojas.

X. RECOMENDACIONES

1. Realizar análisis microbiológico para la determinación de *Escherichia coli* para tener así una mayor confiabilidad del uso del Jacinto de agua como abono orgánico.
2. Debido a las desviaciones de los resultados, sobre todo en la raíz, se recomienda realizar monitoreos en cada etapa del crecimiento del Jacinto de agua (*E. crassipes*) para determinar el período de cosecha óptimo y evaluar el comportamiento de absorción en las dos secciones de la planta (tallo/hoja y raíz).
3. Realizar un estudio para determinar la cantidad de biomasa vegetal generada por el Jacinto de agua (*E. crassipes*) del Lago de Amatitlán.

XI. REFERENCIAS

1. Association of Official Agricultural Chemists (AOAC) International. Official Methods of Analysis. (1995). (16th ed.). (Volumen I). United States of America.
2. Autoridad para el Manejo Sustentable de la Cuenca y el Lago de Amatitlán (AMSA). (2003). Plan de manejo integrado de la cuenca, PLANDEAMAT. Recuperado de: http://www.dialogo.gob.gt/docs/Política_Nacional_del_Agua_de_Guatemala/Conservación_Proteccion/AMSA_2003.pdf
3. Autoridad para el Manejo Sustentable de la Cuenca y el Lago de Amatitlán (AMSA). (2010). La Cuenca y el Lago. Recuperado de: http://www.amsa.gob.gt/blog/?page_id=5
4. Basterrechea Díaz, M. (1997). *El lago de Amatitlán, década de estudios limnológicos, 1985 – 1995*. Academia de ciencias médicas, físicas y naturales de Guatemala.
5. Benítez Pacheco, I. L. (2008). *Evaluación de la distribución de metales pesados en las plantas acuáticas Jacinto de Agua (Eichhornia crassipes) y Tul (Thypha spp) utilizadas en la planta de tratamiento de aguas residuales La Cerra, Villa Canales por medio de fluorescencia de rayos X*. (Tesis de Maestría). Universidad de San Carlos de Guatemala. Ciudad de Guatemala.
6. Cid, S. s.f. Compostadores. *Los nutrientes en el compost*. Recuperado de: www.compostadores.com
7. García Barrios, G. F. (2000). *Evaluación de sistemas para acelerar el proceso de descomposición de Lirio acuático (Eichhornia crassipes) para la*

- producción de compost*. (Tesis de Licenciatura). Universidad de San Carlos de Guatemala. Guatemala.
8. García García, H. O. (2002). *Cuantificación de la calidad del agua del río Villalobos en época seca y lluviosa en un período de 24 horas 2 veces al mes en un punto previo a la entrada al lago de Amatitlán*. (Estudio especial). Universidad San Carlos de Guatemala. Ciudad de Guatemala.
 9. Green facts. (2004). Consenso científico sobre el arsénico. Recuperado de: <http://www.greenfacts.org/es/arsenico/index.htm#2>
 10. Haller, W. Sutton, D. Effect of pH and high phosphorus concentrations on growth of waterhyacinth. Universidad de Florida. Recuperado el 8 de Junio de 2011 de: <http://www.apms.org/japm/vol11/v11p59.pdf>
 11. Labrada, R. et. al. 1996. Manejo de malezas para países en desarrollo. Recuperado de: <http://www.fao.org/docrep/T1147S/t1147s0a.htm>
 12. Morales Ortiz, M.E. (2003). *Elaboración de Compost modificando la relación Carbono/Nitrógeno a partir de la biodegradación anaerobia de la Ninfa Acuática (Eichornia crassipes) por la acción microbiana del fluido ruminal*. (Tesis de Licenciatura). Universidad de San Carlos de Guatemala. Ciudad de Guatemala.
 13. Nielsen, S.S. (1994). Introduction to the Chemical Analysis of Foods. Ed. Jones and Bartlett Publishers. United States of America.

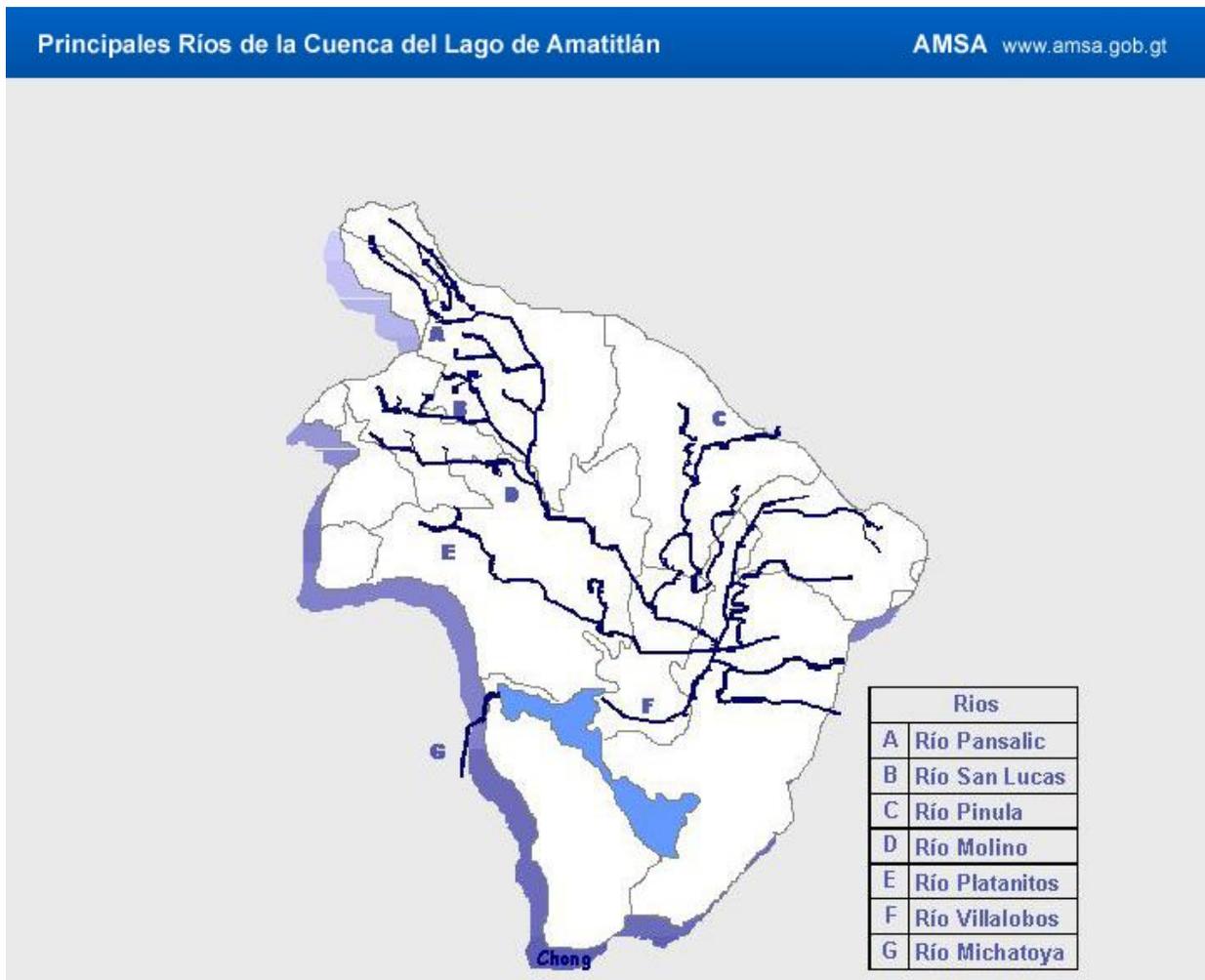
14. Oliva Hernández, B. et al. (2009). *Estudio de contaminantes ecotóxicos en agua y organismos acuáticos del Lago de Atitlán.*(Estudio especial). Universidad de San Carlos de Guatemala.
15. Perkin Elmer Instruments "Analytical Methods for Atomic Absorption Spectrometry, Perkin Elmer Instrument. (2000). LLC, Singapore.
16. Petrucio, M. M., Esteves, F. A. (2000). Uptake rates of nitrogen and phosphorus in the water by *Eichhornia crassipes* and *Salvinia auriculata*. (Trabajo de Investigación). Universidad Federal do Rio de Janeiro, Instituto de Biología. Brazil. Recuperado de: <http://www.scielo.br/pdf/rbbio/v60n2/a06v60n2.pdf>
17. Pinassi Antunes, R. (2009). *Análise do potencial de uso das macrófitas aquáticas do sistema de áreas alagadas construídas da ETE da Comunidade de Serviços Emaús (Ubatuba, SP) como adubo orgânico.* (Tesis de Maestría). Universidade de São Paulo. Brasil.
18. Plank, O. (1992). Plant Analysis Reference Procedures for the Southern Region of the United States. *Southern Cooperative Series Bulletin*. SCSB # 368.
19. Rangana, S. (1977). *Manual of Analysis of Fruit and Vegetable Products*. Ed. McGraw-Hill Publishing Co. Ltd. New Delhi.
20. Remoción de nutrientes (nitrógeno y fosforo) por absorción de Jacinto de agua *Eichhornia crassipes* en agua del Lago de Amatitlán. (2009). (Trabajo de investigación). Autoridad para el Manejo Sustentable del Lago de Amatitlán "AMSA". Guatemala..

21. Rodríguez Pérez de, A. C., Díaz Marrero, M., Guerra Díaz, L., Hernández de Armas, J. M. (s.f.). Acción depuradora de algunas plantas acuáticas sobre las aguas residuales. (Trabajo de Investigación). Instituto Superior Politécnico. Ciudad de La Habana, Cuba. Recuperado el 7 de Junio de 2011 de <http://www.ingenieroambiental.com/info/aguas.pdf>
22. Sadzawka R., A. et al. (2007). *Métodos de análisis de tejidos vegetales*. (2da. ed.). Santiago de Chile: Salesianos Impresores S. A.
23. Salazar Sosa, E. et al. (2003). *Abonos Orgánicos y Plasticultura*. México. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo, A. C.
24. Shao, W. Chang, W. (2004). Heavy Metal Phytoremediation by water hyacinth at constructed wetlands in Taiwan. Recuperado de: <http://www.apms.org/japm/vol42/v42p60.pdf>
25. Slocum, P.D., Robinson, P. (1999). *Water gardening. Water Lilies and Lotus*. Oregon: Timber Press, Inc.
26. Standley, P.C., Steyermark, J.A. (1952). *Flora of Guatemala*. (Vol. 24. Parte III). Chicago Natural History Museum Press.
27. U.S. EPA Methods. (2007). METHOD 3051A. Microwave assisted acid digestion of sediments, sludges, soils, and oil.
28. Yeshajahu, P. y Meloan, C.E: (1987). *Food Analysis, Theory and Practice*. 2^a ed. United States of America.

XII. ANEXOS

A. Anexo 1.

Imagen 1: Principales Ríos de la Cuenca del Lago de Amatitlán



Fuente: Recuperado de: http://www.amsa.gob.gt/blog/?page_id=5

Imagen 2: Mapa de Zonificación

Mapa de Zonificación - Subcuenca del Lago de Amatitlán

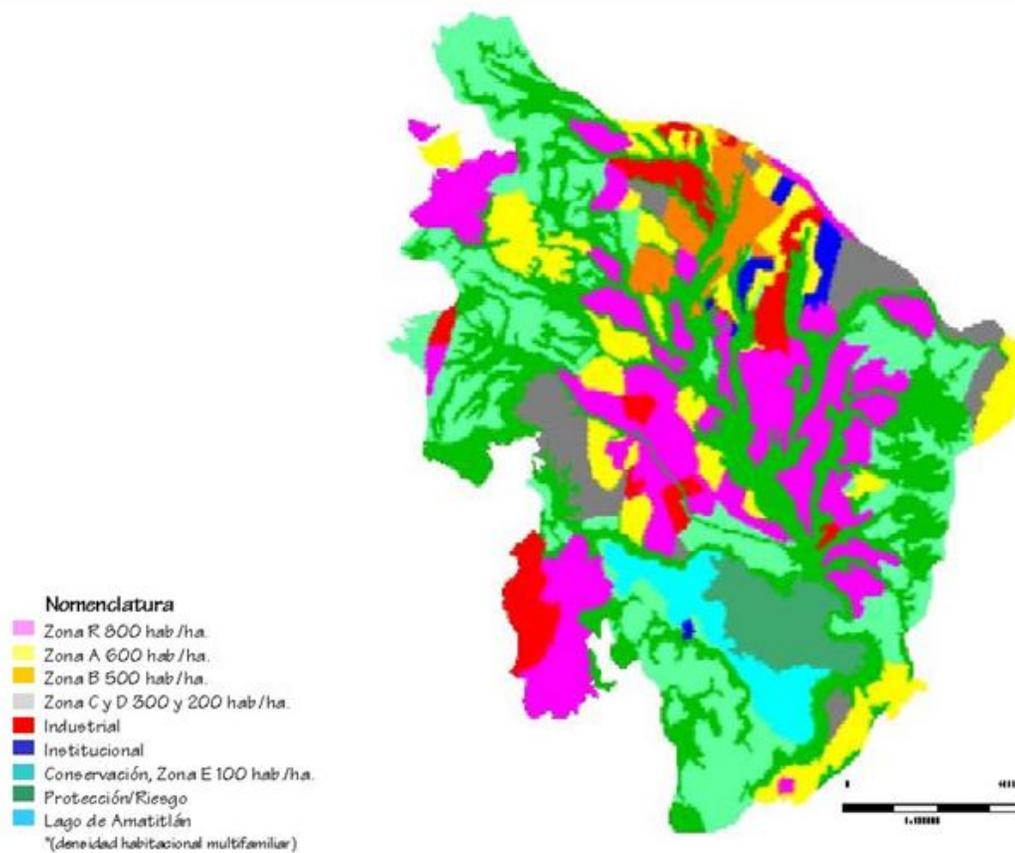
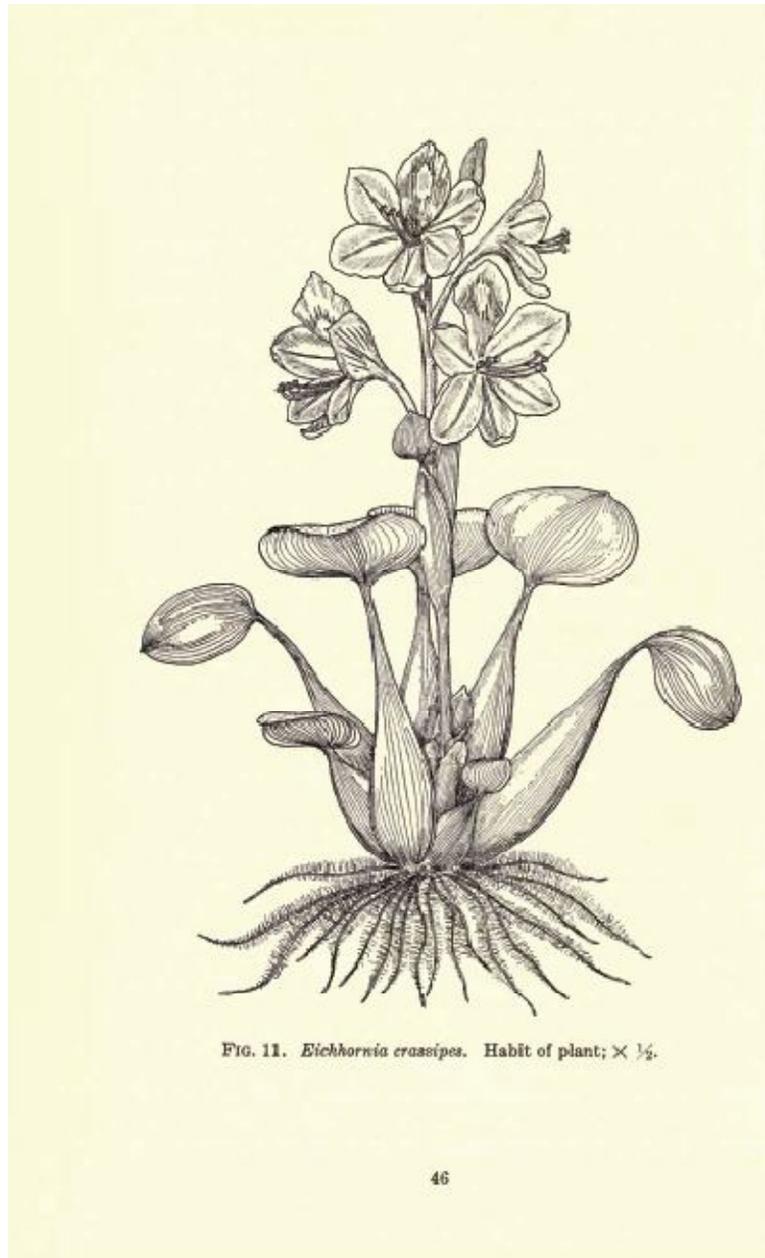
AMSA www.amsa.gob.gtFuente: Recuperado de: http://www.amsa.gob.gt/blog/?page_id=5

Imagen 3: *Eichhornia crassipes*



1. Fuente: Obtenido de Standley, P.C., Steyermark, J.A. (1952). *Flora of Guatemala*. (Vol. 24. Parte III). Chicago Natural History Museum Press. P. 46.

Imagen 4: Vista satelital del Lago de Amatitlán, localización de los tres puntos de muestreo y del volcán de Pacaya.

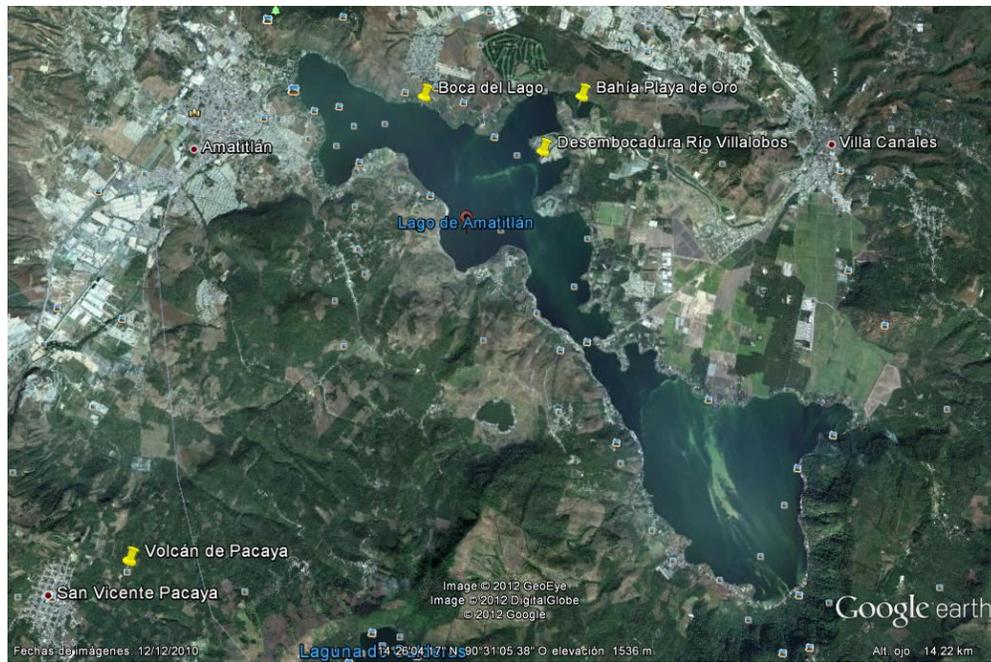


Imagen 5: Desembocadura Río
Villalobos



Imagen 6: Boca del Lago



Imagen 7: Bahía Playa de Oro

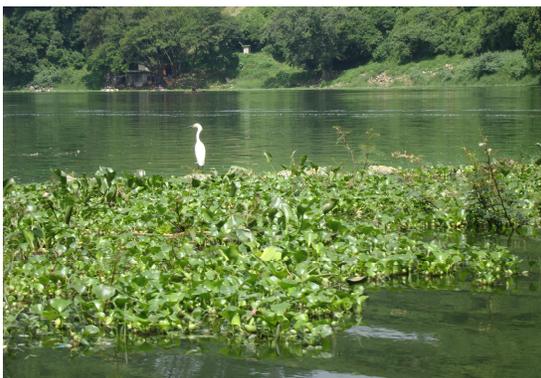


Imagen 8: Traslado de la muestra



Imagen 9: Descontaminación de la muestra



Imagen 10: Descontaminación de la muestra



Imagen 11: Descontaminación de la muestra



Imagen 12: Bolsas de papel utilizadas en el secado de la muestra



Imagen 13: Raíz seca



Imagen 14: Hoja seca



Imagen 15: Secado de la muestra



Imagen 16: Tamizador de 1 mm utilizado en el tamizaje de la muestra



Imagen 17: Molienda de la muestra



Imagen 18: Análisis de fósforo en *Eichornia crassipes*



Imagen 19: Análisis de azufre en *Eichornia crassipes*



Imagen 22: Destilación para determinación de nitrógeno



B. Anexo 2.

Tabla 1 “Límites de detección de los métodos utilizados”

	ELEMENTO	MÉTODO	LÍMITE DE DETECCIÓN*
MACRONUTRIENTES	N	Kjeldahl	-
	P	UV	0.05 g/Kg
	K	AA	0.20 g/Kg
	Ca	AA	0.20 g/Kg
	Mg	AA	0.04 g/Kg
	S	UV	0.20 g/Kg
MICRONUTRIENTES	Fe	AA	0.15 g/Kg
	Zn	AA	0.04 g/Kg
	Cu	AA	0.15 g/Kg
	Mn	AA	0.04 g/Kg
CONTAMINANTES	As	AA	0.05 mg/Kg
	Cd	AA	0.10 mg/Kg
	Hg	AA	0.10 mg/Kg
	Pb	AA	1.00 mg/Kg

Fuentes:

1. Perkin Elmer Instruments “Analytical Methods for Atomic Absorption Spectrometry, Perkin Elmer Instrument. (2000). LLC, Singapore.
2. Sadzawka R., A. et al. (2007). *Métodos de análisis de tejidos vegetales*. (2da. ed.). Santiago de Chile: Salesianos Impresores S. A.
3. Association of Official Agricultural Chemists (AOAC) International. *Official Methods of Analysis*. (1995). (16th ed.). (Volumen I). United States of America.

AA: Espectrofotometría de Absorción Atómica

UV: Espectrofotometría Ultravioleta Visible

*Basado en peso seco