

**EVALUACIÓN Y CARACTERIZACIÓN QUÍMICA
DE AGUAS LIXIVIADAS DE ENVASES
EN VIVEROS DE PRODUCCIÓN DE CULTIVOS ORNAMENTALES
EN TRES ZONAS DE PUERTO RICO**

por

Noelia Marel Torres Olivencia

Tesis sometida en cumplimiento parcial de los requisitos para el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS

en

HORTICULTURA

UNIVERSIDAD DE PUERTO RICO

RECINTO UNIVERSITARIO DE MAYAGÜEZ

2017

Aprobado por:

Lizzette González-Gill, PhD.
Miembro, Comité Graduado

Fecha

Héctor O. López Méndez, MEM
Miembro, Comité Graduado

Fecha

María Del Carmen Librán Salas, PhD.
Presidenta, Comité Graduado

Fecha

María Amador Dumois, PhD.
Representante de Escuela Graduada

Fecha

Elvin Román Paoli, PhD.
Director del Departamento de
Ciencias Agroambientales

Fecha

ABSTRACT

In Puerto Rico, the production of ornamentals crops in containers are grown in nurseries (USDA-NASS, 2012). Nurseries are places where crops are grown and produced under controlled environmental conditions (Boix, 2015). This horticultural enterprise has a significant importance in the country's agriculture, providing income of up to \$39,264,000 as reported by the Puerto Rico Department of Agriculture (2014). The objectives of this research are: evaluate the management of leached water from containers, chemically characterize these leachates and provide recommendations of alternative production systems for the proper management of these leachates. Three zones of greater agricultural activity were identified to conduct this research. The selected zones were: west side, center-west side and center side of Puerto Rico. In these zones, thirty nurseries were selected and evaluated. Leachates were collected from ten containers randomly selected from each nursery during three different periods. The results demonstrated that all of the selected nurseries were using a manual aerial irrigation system (with a hose). The collected leachates, were chemically analyzed to determine the concentrations of: total organic nitrogen, nitrate and total phosphorus. The method used for the analysis of total organic nitrogen and total phosphorus was the Kjeldahl method (Lachat, 2001; Lachat, 2003). The methodology for the determination of nitrate was by direct measure (Lachat, 2003). Results of the chemical characterization of leachates, shown that 18% of the samples had concentrations of total organic nitrogen greater than 10ppm. The highest value observed was 96.3ppm of total organic nitrogen. The results of total phosphorus shown from 87% of the samples analyzed, exceeded the 1ppm concentration permitted by EPA (US-EPA, 2009), being

334ppm of total phosphorus the highest value observed. Results of nitrate leachate analysis, demonstrated that 69% of samples exceeded 10ppm. This amount exceeds the concentration allowed by EPA in drinking water (US-EPA, 2009), being 7,087ppm of nitrate the highest value observed.

These results demonstrate that it is imperative to adopt practices to control these leachates with high quantities of fertilizer which are deposited to the environment. Producers of ornamentals crops under nursery production systems should evaluate the irrigation systems used, the frequency of irrigation, and the quantities of fertilizers applied to reduce environmental impact of runoff water. According to the results of this research, alternate closed systems are the most efficient to reduce the environmental impact. These alternate closed systems, has been proved as systems of zero runoff which represent a significant reduction of environmental contaminants (Mattson, 2014; Green, 1989).

RESUMEN

En Puerto Rico, la producción de cultivos ornamentales en envase se desarrolla mayormente en viveros (USDA-NASS, 2012). Los viveros de producción son lugares donde se desarrollan y producen cultivos bajo condiciones ambientales controladas (Boix, 2015). Esta empresa hortícola provee una importancia significativa en la agricultura del País, aportando ingresos de hasta \$39,264,000 según reportado por el Departamento de Agricultura de Puerto Rico (2014). Los objetivos de esta investigación fueron: evaluar el manejo de aguas lixiviadas provenientes de envases, caracterizar químicamente estos lixiviados y proveer recomendaciones de sistemas alternos de producción para el manejo adecuado de estos lixiviados. Se identificaron tres zonas de mayor actividad agrícola para realizar esta investigación. Las zonas seleccionadas fueron: zona oeste, zona centro-oeste y zona centro. En estas zonas, treinta viveros fueron seleccionados y evaluados. Se recolectaron lixiviados de diez tiestos seleccionados aleatoriamente en cada uno de los viveros, durante tres diferentes periodos. Los resultados demostraron que todos los viveros seleccionados utilizaban el sistema de riego aéreo manual (con manguera). Los lixiviados recolectados fueron analizados químicamente para determinar las concentraciones de: nitrógeno orgánico total, nitrato y fósforo total. El método utilizado para el análisis de nitrógeno orgánico total y fósforo fue el Kjeldahl (Lachat, 2001; Lachat, 2003). La metodología para la determinación de nitrato fue por medición directa (Lachat, 2003). En los resultados de la caracterización química de los lixiviados, se observó que un 18% de las muestras presentaron concentraciones de nitrógeno orgánico total mayores de 10ppm. El valor más alto observado fue de 96.3ppm de nitrógeno orgánico total.

Los resultados del análisis de fósforo total en 87% de las muestras analizadas excedieron la concentración de 1ppm permitida por la EPA (US-EPA, 2009), siendo 334ppm de fósforo total observado como el valor más alto. Resultados del análisis de nitrato lixiviado demostró que un 69% de las muestras excedieron las 10ppm. Esta cantidad excede la concentración permitida por la EPA en agua potable (US-EPA, 2009), siendo 7,087ppm de nitrato el valor más alto observado.

Estos resultados demuestran que es imperativo adoptar prácticas para el control de lixiviados con altas cantidades de fertilizantes los cuales son depositados al ambiente. Productores de cultivos ornamentales en viveros de producción, deberán evaluar los sistemas de riego utilizados, la frecuencia de riego y las cantidades de fertilizantes aplicados. Según los resultados de esta investigación, los sistemas alternos cerrados son los más eficientes para reducir el impacto ambiental. Estos sistemas alternos cerrados de producción han sido probados como sistemas de cero escorrentías al ambiente, lo que representa una reducción significativa de contaminantes al ambiente (Mattson, 2014; Green, 1989).

© Noelia Marel Torres Olivencia, 2017

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a DIOS, de quién estoy infinitamente agradecida por ser mi fortaleza e iluminarme con la sabiduría para poder cumplir mis metas. A mis padres, Noel y Margarita, por guiarme y enseñarme el camino correcto para llegar tan lejos y ser quien soy. A mis hermanas, Nolishka y Noelismar, gracias por su apoyo y consejos. A mi esposo Jovane, por su paciencia, su apoyo incondicional y acompañarme en esta etapa de nuestra vida. A toda mi familia y amigos, les agradezco por siempre preocuparse y animarme a seguir adelante con mis metas profesionales.

A todos ustedes GRACIAS por sus palabras de aliento en los momentos en que dudé.

AGRADECIMIENTOS

Gracias a mi querida profesora y amiga, Dra. María Del Carmen Librán Salas, por dedicarme su valioso tiempo, guiarme, aconsejarme y apoyarme en mis estudios. Igualmente a los miembros del comité, Dra. Lizzette González-Gill y al Prof. Héctor López Méndez, gracias por sus recomendaciones y su tiempo. A todo el personal de Ciencias Agrícolas que me ayudó durante el transcurso de mi investigación: Agro. Lilliam Cardona, Dra. Linda Beaver, Dr. Raúl Macchiavelli, y al personal del Departamento de Ciencias Agroambientales. Gracias a la Dra. Julia O'Hallorans, Yamilis Ocasio y al personal del Laboratorio Central Analítico en Río Piedras por ayudarme con el procesamiento de las muestras. Agradezco a todos los agricultores que colaboraron en la investigación y que hicieron este trabajo posible.

TABLA DE CONTENIDO

	Páginas
ABSTRACT	ii
RESUMEN	iv
DEDICATORIA.....	vii
AGRADECIMIENTOS	viii
TABLA DE CONTENIDO	ix
LISTA DE TABLAS.....	xiii
LISTA DE FIGURAS	xiv
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1 REVISIÓN DE LITERATURA	5
1.1.1 Viveros de producción.....	5
1.1.2 Fertilizantes en la producción de plantas en viveros.....	6
1.1.3 El uso del agua en la producción de cultivos	7
1.1.3.1 Riego en el vivero	8
1.1.4 Aguas lixiviadas provenientes de viveros.....	9
1.1.4.1 Nutrimientos presentes en aguas lixiviadas.....	10
1.1.4.1.1 Nitrógeno	10
1.1.4.1.2 Nitrógeno orgánico	11
1.1.4.1.3 Nitrito	12
1.1.4.1.2 Fósforo	13
1.2 LITERATURA CITADA.....	15
2. EVALUACIÓN DEL MANEJO DE AGUAS LIXIVIADAS EN VIVEROS DE PRODUCCION DE CULTIVOS ORNAMENTALES	21
2.1 RESUMEN	21
2.2 INTRODUCCIÓN	23
2.3 METODOLOGÍA	27
2.3.1 Diseño experimental	27
2.3.2 Identificación y selección de viveros de producción.....	27

2.3.2.1 Descripción de viveros seleccionados	30
2.3.2.1.1 Sistema bancos abiertos convencionales.....	30
2.3.2.1.2 Sistema de riego en el vivero	33
2.3.2.1.3 Cubierta del suelo dentro del vivero	33
2.3.2.1.4 Sustratos	34
2.3.2.2 Cuestionario: Instrumento de recopilación de datos.....	34
2.3.3 Evaluación del manejo de aguas lixiviadas provenientes del vivero.....	35
2.4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
2.4.1 Evaluación del manejo de aguas lixiviadas.....	36
2.4.2 Fertilización.....	37
2.5 CONCLUSIONES	41
2.6 RECOMENDACIONES	43
2.6.1 Manejo de los lixiviados en el vivero.....	43
2.6.2 Riego.....	44
2.6.3 Fertilización.....	44
2.6.4 Otras recomendaciones	44
2.7 LITERATURA CITADA.....	45
2.8 APÉNDICE.....	47
3. CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LIXIVIADOS RECOLECTADOS DE VIVEROS DE PRODUCCIÓN DE CULTIVOS EN TRES ZONAS GEOGRÁFICAS DE PUERTO RICO.....	53
3.1 RESUMEN	53
3.2 INTRODUCCIÓN	55
3.3.1 Recolección de muestras de lixiviados provenientes de envases.....	62
3.3.2 Caracterización química de lixiviados recolectados.....	64
3.3.2.1 Determinación de nitrógeno orgánico total y fósforo total por método Kjeldahl.....	64
3.3.2.2 Determinación de nitrato (NO ₃ ⁻) por medición directa.....	65
3.4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN	69
3.4.1 Caracterización química de lixiviados	69
3.4.1.1 Determinación de nitrógeno orgánico total en lixiviados (tres zonas)	70

3.4.1.1.1 Determinación de nitrógeno orgánico total en la zona oeste	70
3.4.1.1.2 Determinación de nitrógeno orgánico total en la zona centro-oeste.....	72
3.4.1.1.3 Determinación de nitrógeno orgánico total en la zona centro	74
3.4.1.1.4 Concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total	76
3.4.1.2 Determinación de fósforo total por método Kjeldahl	80
3.4.1.2.1 Determinación de fósforo total en la zona oeste.....	80
3.4.1.2.2 Determinación de fósforo total en la zona centro-oeste	82
3.4.1.2.3 Determinación de fósforo total en la zona centro	84
3.4.1.2.4 Concentraciones más altas de fósforo total.....	86
3.4.1.3. Determinación de nitrato (NO ₃ ⁻) en lixiviados	88
3.4.1.3.1. Determinación de nitrato (NO ₃ ⁻) en la zona oeste	88
3.4.1.3.2. Determinación de nitrato (NO ₃ ⁻) en la zona centro-oeste	90
3.4.1.3.3. Determinación de nitrato (NO ₃ ⁻) en la zona centro	92
3.4.1.3.4 Concentraciones más altas de nitrato (NO ₃ ⁻).....	94
3.5 CONCLUSIONES	96
3.6 RECOMENDACIONES	98
3.7 LITERATURA CITADA.....	100
4. RECOMENDACIONES PARA LA UTILIZACIÓN DE SISTEMAS DE BANCOS CERRADOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN ENVASE EN VIVEROS DE CULTIVOS ORNAMENTALES.....	104
4.1 RESUMEN	104
4.2 INTRODUCCIÓN	106
4.3 SISTEMAS DE BANCOS UTILIZADOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN ENVASE EN VIVEROS.....	110
4.3.1 Bancos convencionales abiertos.....	110
4.3.1.1 Ventajas del uso de bancos abiertos	111
4.3.1.2 Desventajas del uso de bancos abiertos	111
4.3.2 Bancos cerrados	112
4.3.2.1 Tipos de bancos cerrados.....	112
4.3.2.2 Ventajas del uso de bancos cerrados.....	113

4.3.2.3 Desventajas del uso de bancos cerrados	114
4.4 RECOMENDACIONES PARA EL USO DE SISTEMAS CERRADOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN ENVASES EN VIVEROS	115
4.5 LITERARURA CITADA	117

LISTA DE TABLAS

	Páginas
Tabla 2.1 Frecuencia de fertilización en viveros evaluados.	40
Tabla 3.1: Resultados de la concentración de nitrógeno orgánico total de lixiviados en la zona oeste.....	71
Tabla 3.2: Resultados de la concentración de nitrógeno orgánico total de lixiviados en la zona centro-oeste.....	73
Tabla 3.3: Resultados de la concentración de nitrógeno orgánico total de lixiviados en la zona centro.	75
Tabla 3.4: Resultados de la concentración de fósforo total de lixiviados en la zona oeste.	81
Tabla 3.5: Resultados de la concentración de fósforo total de lixiviados en la zona centro-oeste.	83
Tabla 3.6: Resultados de la concentración de fósforo total de lixiviados en la zona centro.	85
Tabla 3.7: Resultados de la concentración de nitrato de lixiviados recolectados en la zona oeste.....	89
Tabla 3.8: Resultados de la concentración de nitrato de lixiviados recolectados en la zona centro-oeste.....	91
Tabla 3.9: Resultados de la concentración de nitrato de lixiviados recolectados en la zona centro.	93

LISTA DE FIGURAS

	Páginas
Figura 2.1: Mapa de Puerto Rico con las zonas donde se realizó el estudio.	29
Figura 2.2: Ejemplos de bancos convencionales abiertos evaluados.	32
Figura 3.1: Recolección y refrigeración de lixiviados.	63
Figura 3.2: Preparación de muestras para determinación química de nitrógeno orgánico total y fósforo orgánico total.	66
Figura 3.3: Filtración de muestras para determinación química de nitrógeno orgánico total y fósforo orgánico total.	67
Figura 3.4: Espectrofotómetro QuikQuem® 8500 de la compañía Lachat para determinación de nitrógeno orgánico total, fósforo total y nitrato.	67
Figura 3.5: Filtración de nitrato por medición directa.....	68
Figura 3.6: Gráfica de las concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total al aplicar riego.....	77
Figura 3.7: Gráfica de las concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total al aplicar el riego con fertilizante.....	79
Figura 3.8: Gráfica de las concentraciones más altas de fósforo total al aplicar riego..	86
Figura 3.9: Gráfica de las concentraciones más altas de fósforo total al aplicar riego con fertilizante.....	87
Figura 3.10: Gráfica de las concentraciones más altas de nitrato al aplicar riego.....	94
Figura 3.11: Concentraciones más altas de nitrato al aplicar riego con fertilizante.....	95

1. INTRODUCCIÓN

La producción de cultivos exitosa bajo estructuras, sea en invernaderos o viveros, depende del uso de agua (Ponce,2015). El mismo es un recurso de vida para todos los seres vivos, es indispensable para la supervivencia y las necesidades de los seres vivos (Baird y Cann, 2012). Es el agua uno de los recursos más importantes en la producción de cultivos, tanto en campos abiertos, como en estructuras cerradas o parcialmente cerradas. Es importante que aguas residuales utilizadas como riego aéreo en la producción de plantas en viveros se maneje adecuadamente para así no afectar el entorno y hasta poder reutilizarla (Fangmeier, 2006). El agua lixiviada lleva consigo residuos de fertilizantes que no fueron absorbidos por las plantas (Fornes, 2010). Según Magar (2006), varios factores son determinantes al momento de llevar a cabo un buen manejo de las aguas. Estos son, el optimizar la cantidad y la frecuencia de riego añadido al cultivo para así tener mayor eficiencia en el uso y manejo del agua en el vivero. La cantidad de agua que es añadida al momento del riego influirá en la cantidad de agua lixiviada. El manejo adecuado de las aguas lixiviadas ayudará a minimizar el impacto que tienen las prácticas agrícolas sobre la calidad y disponibilidad del agua en el ambiente (SAI, 2010).

Por el manejo inadecuado de las aguas provenientes de las áreas agrícolas, se ha notado un aumento en los contaminantes tales como agroquímicos en los cuerpos de agua (Ocasio, 2006). Entre estas fuentes de contaminación encontramos escorrentías provenientes de fincas productoras de cultivos, aguas lixiviadas o de escorrentía de zonas urbanas, fincas productoras de animales y descargas de zonas

industriales (Hubbard, et al., 2003). Estudios realizados por el Servicio de Conservación de Recursos Naturales y Suelos del Departamento de los Estados Unidos (USDA-NRCS por sus siglas en inglés) demuestran que las actividades agrícolas son fuentes potenciales de contaminación ambiental, afectando particularmente los cuerpos de agua (USDA-NRCS, 2000).

Aguas residuales de regiones agrícolas y los lixiviados que provienen de prácticas agrícolas podrían llegar a ser superficiales así como subterráneas. De acuerdo a Samayoa et al, (1992) estas aguas tienen la característica de contener altas concentraciones de plaguicidas, fertilizantes y otras sustancias. (Arcelay, 2005).

En muchos viveros de producción de cultivos hortícolas, el uso excesivo de agroquímicos y, en particular fertilizantes, provoca la contaminación de los cuerpos de agua adyacentes (Chen, 2001; Thompson et al, 2006; Hong et. al., 2014). La aplicación de fertilizantes nitrogenados en forma excesiva en cultivos producidos bajo cubierta representa un alto riesgo de contaminación a los acuíferos y cuerpos de agua específicamente por los nitratos (Yeager et. al., 2010; Narváez, 2012). En la actualidad, existen reglamentaciones a nivel mundial que exigen ciertos parámetros para mantener una buena calidad del agua en los acuíferos. Estos parámetros establecen las cantidades adecuadas de nutrimentos encontrados en los cuerpos de agua al ser analizadas. En Estados Unidos y Puerto Rico la Agencia de Protección Ambiental conocida como EPA (por sus siglas en inglés) es la agencia reguladora encargada de recomendar y fiscalizar las concentraciones permitidas de nutrimentos y contaminantes en los cuerpos de agua. Esta agencia ha establecido parámetros mínimos de concentraciones de nutrimentos en los cuerpos de agua. Parámetros

mayores a los permitidos podrían resultar en daños perjudiciales a la salud de los seres humanos, así como un desequilibrio de los ciclos naturales del ambiente (Librán, 1996, Vázquez, 2004).

Nutrientes tales como nitrógeno (nitratos) y fósforo (fosfatos) figuran entre los más importantes y perjudiciales si son encontrados en altas concentraciones en los cuerpos de agua. En el caso del nitrógeno presente en agua proveniente de acuíferos, la cantidad mínima permitida por la EPA es de 10mg/L (10ppm) o menos (US-EPA, 2009). La concentración de fósforo permitido en agua es no mayor de 1mg/L (1ppm) (US-EPA, 2012). Es de suma importancia que al momento de realizar las prácticas de fertilización se tomen en consideración varios factores. Entre estos factores se encuentra el tipo de sustrato en que se produce el cultivo, la cantidad de fertilizante que va a ser añadido de acuerdo al tipo y etapa de crecimiento del cultivo, frecuencia de fertilización y de riego (FAO, 2002).

Es por lo antes expuesto que el objetivo principal de esta investigación fue el evaluar el manejo y contenido de las aguas provenientes de viveros de producción de cultivos hortícolas.

OBJETIVOS

1. Identificar viveros de producción de cultivos hortícolas por regiones bajo sistema convencional (bancos abiertos) en Puerto Rico.
2. Evaluar el manejo y tratamiento de las aguas residuales provenientes de cada vivero seleccionado.
3. Analizar químicamente las aguas residuales recogidas de los viveros.
4. Evaluar y recomendar métodos alternos a ser utilizados en el manejo de las aguas residuales y hacer recomendaciones a los productores de viveros.

1.1 REVISIÓN DE LITERATURA

1.1.1 Viveros de producción

Entre las prácticas que se han destacado para el cultivo alterno al suelo está la propagación y desarrollo de plantas en ambientes controlados o viveros de producción (Vázquez et al., 1997). La práctica de producción de plantas en viveros surge debido a la demanda por el recurso tierra. Factores como el crecimiento poblacional y la falta de espacios para la producción de cultivos de manera tradicional han llevado a que agricultores se reinventen y produzcan las plantas en viveros (Naranjo, 2010).

En los últimos años se ha notado un incremento en la producción de plantas en viveros, cambiando la agricultura tradicional por esta práctica. La práctica de producción de plantas en viveros permite que se controle más exhaustivamente el ambiente en donde se desarrolla la planta en cualquiera de sus etapas fisiológicas (Narciso, 2000). Se conoce como vivero de producción a todo aquel lugar en donde se llevan a cabo prácticas de propagación, establecimiento y desarrollo de plantas (Krishnan et. al., 2014). Según Vázquez et. al. (1997) el propósito de establecer plantas en viveros es que se proporcionen condiciones óptimas de crecimiento a las plantas. Con estas condiciones favorables se busca prevenir y controlar enfermedades y otros factores detrimentales a las que están expuestas las plantas en siembras tradicionales.

La producción de cultivos bajo viveros, desempeña un papel económico importante en el sector de la agricultura en estos tiempos, pero también representa una fuente de riesgo potencial para el ecosistema natural (Beccarro et al., 2014).

Investigaciones realizadas han reportado que las prácticas agrícolas, especialmente la fertilización, contribuyen a la contaminación de las aguas superficiales y subterráneas (Cambria y Pierangeli, 2011). En la producción de plantas en viveros, se utilizan y se pierden grandes cantidades de agua y fertilizantes, y esto depende de la práctica de aplicación y frecuencia de riego en el cultivo (Librán, 1996).

1.1.2 Fertilizantes en la producción de plantas en viveros

La práctica de fertilización es una de las prácticas culturales de mayor importancia y frecuencia en la producción de cultivos en envases. La combinación de riego y fertilización de manera correcta tienen una marcada influencia en la calidad de crecimiento y desarrollo de las plantas cultivadas en tiestos o envases (Oliet et. al., 1999). El uso de fertilizantes provee a las plantas la nutrición que necesitan para su crecimiento y desarrollo efectivo. La fertilización debe realizarse en las concentraciones adecuadas según el cultivo, esto, para evitar la lixiviación excesiva de nutrimentos hacia el medio ambiente (Clark y Zheng, 2014). Los efectos en el desarrollo y crecimiento óptimo al utilizar fertilizantes nitrogenados con altas concentraciones de nitrógeno sobre las plantas hacen que los productores utilicen los mismos de manera más frecuente y en exceso (Shry y Reiley, 2011; Bilderback, 2015; Gracia, 2015). La aplicación de fertilizantes nitrogenados en forma excesiva representa un alto riesgo de contaminación de los acuíferos y cuerpos de agua con nitratos (Yeager et. al., 2010; Narváez, 2012). Bayer et. al. (2015) en su estudio obtuvieron como resultado una disminución considerable de agua lixiviada al optimizar la cantidad y frecuencia del riego. Concluyen que esta práctica tiene la ventaja de aminorar el impacto que los lixiviados en la contaminación al ambiente.

1.1.3 El uso del agua en la producción de cultivos

El recurso agua es muy determinante en cuanto al desarrollo óptimo de los cultivos. Es el medio de transporte por el cual los nutrimentos son translocados a las estructuras de desarrollo de la planta y a su vez influyen en los procesos fisiológicos y metabólicos de la planta (Taiz et. al., 2002).

En estudios de calidad de agua, la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, por sus siglas en inglés), señala el sector agrícola como uno de los mayores usuarios del agua. Mundialmente se ha encontrado que es cada vez más escaso encontrar agua potable apta para consumo y para el uso agrícola (Baird y Cann, 2012). Las preocupaciones que están surgiendo debido a los impactos por el uso excesivo de agua en el sector hortícola requieren la utilización más eficiente del agua (Alem et. al., 2015). El mayor problema para la obtención de agua a ser utilizada en la agricultura son las fuentes limitadas del preciado líquido (Rouphael et. al. 2008). Para minimizar las limitaciones del recurso agua, Zhang y Guo (2015) proponen modelos de optimización de agua, basados en ahorrar el agua cuando es utilizada en la producción de cultivos. La Agencia de Protección Ambiental de Estados Unidos, EPA, estableció desde 1985 el 'Clean Water Act'. En este documento se establece como prioridad el proteger y restaurar la integridad biológica, química y física del agua en Estados Unidos (US-EPA, 1985; 2009; 2013). Igualmente, esta agencia ha establecido estándares de calidad de agua para la preservación de los acuíferos y suministros de agua potable. Los estándares establecidos por EPA tienen como finalidad el uso y manejo adecuado de los recursos hídricos, manteniendo un balance entre la utilización y cuidado del agua (EPA, 2013). Para el caso de Puerto Rico se siguen las

reglamentaciones dictadas por EPA, pero además se cuenta con un Reglamento de Estándares de Calidad de Agua. El propósito principal de este reglamento, es promover estándares de calidad de agua con la finalidad de su conservación (JCA, 2015).

1.1.3.1 Riego en el vivero

En la agricultura, la aplicación de riego se lleva a cabo para suplementar la precipitación y proteger a los cultivos. (US-EPA, 2005). Riego se define como la acción y efecto de la aplicación de agua en un cierto lugar (RAE, 2015). El uso agua para riego puede definirse, según FAO (2012), como el volumen de agua que se necesita para compensar la evapotranspiración y la precipitación efectiva en la etapa de crecimiento del cultivo y los cambios en el contenido de humedad del suelo.

Thomas et. al., (2012) recomienda que la aplicación de riego se realice durante la mañana, entre cuatro y diez de la mañana. Esta práctica disminuye la incidencia de enfermedades en los cultivos y evitar la pérdida del agua por evaporación. Sugiere, además, que las plantas en el vivero sean agrupadas basadas en el requerimiento de agua por día. Por otra parte, Kim y van Iersel (2011) plantean que la programación del riego es un desafío, debido a la poca información sobre los requerimientos de agua en plantas ornamentales y cómo el uso del agua cambia de acuerdo a las condiciones ambientales del vivero en que se establecen las plantas.

Como práctica de cultivo, el riego es uno de los factores que pueden alterar las condiciones ambientales en el vivero (FAO, 2002). El agua no absorbida por las plantas debido al exceso de riego se mueve a través del sustrato y se pierde por

lixiviación (Pershey et. al., 2015). Estas aguas se convierten, en aguas superficiales y eventualmente en aguas subterráneas. Resultados de una investigación han demostrado que el exceso y mal manejo de las aguas de riego impactan de manera negativa al ambiente (Bayer et. al., 2015). El exceso de riego y la lixiviación de agua con agroquímicos son factores preocupantes en la producción de plantas en envases (Clark y Zheng, 2014). Es de suma importancia tomar medidas en cuanto a la cantidad y frecuencia de riego en el vivero. Investigaciones recientes, han demostrado que una aplicación de riego adecuada es más efectiva para producir plantas y reducir la lixiviación resultando en un menor impacto ambiental (Bayer, et. al., 2015).

Los tipos de riego utilizados influyen en la cantidad de agua y nutrientes perdidos o lixiviados. Entre los sistemas de riego más utilizados en viveros de producción son: riego de superficie o manual, riego por aspersión, riego por goteo, riego subterráneo y subirrigación (FAO, 2002). Siendo el riego por goteo y el riego por subirrigación los más eficientes, según la FAO (2002).

1.1.4 Aguas lixiviadas provenientes de viveros

Ku y Hershey (1991) explican que una posible fuente de contaminantes proveniente de la agricultura lo es la producción de plantas en viveros. Específicamente, el agua lixiviada de los tiestos contiene concentraciones de nutrientes que fueron añadidos al momento de la fertilización durante el desarrollo del cultivo. De acuerdo a Roca (2009), generalmente, el lixiviado puede ser descrito como aguas residuales conteniendo sales disueltas y otros agroquímicos de alta resistencia. Estos lixiviados de un vivero de producción podrían contener; metales, amonio y

materia orgánica. La desventaja de la producción de plantas en viveros que poseen sistemas de bancos abiertos convencionales lo es la contaminación de los acuíferos y cuencas hidrográficas adyacentes al vivero (CONAGUA, 2011). De igual modo, la contaminación que ocurre al momento de la percolación o escorrentías proviene de las aguas lixiviadas provenientes de los viveros de producción (Cardona, 2003; FAO, 2013).

En investigaciones sobre lixiviado proveniente de envases, McAvoy (1992) y Vázquez (2004) plantean que, entre otras fuentes agrícolas la producción de plantas en envases contribuye a la contaminación de acuíferos por la constante aplicación de fertilizantes que luego son lixiviados y llegan a los acuíferos. Según Torres (2009), para aminorar la contaminación ambiental provocada por la producción de cultivos en viveros, las aguas utilizadas deben recircularse o tener un lugar de descarga adecuado. Esto evitará que los nutrientes lixiviados lleguen hasta los acuíferos. Entre los nutrientes que componen las aguas lixiviadas de los tiestos en viveros se encuentran el nitrógeno y fósforo.

1.1.4.1 Nutrientes presentes en aguas lixiviadas

1.1.4.1.1 Nitrógeno

El nitrógeno es un compuesto químico gaseoso con número atómico de 7. El nitrógeno es un compuesto no metálico, incoloro, gaseoso, sin olor y transparente (Smith, 1999; Follet et. al., 2004; RAE, 2014). El mismo se encuentra de forma abundante en un 78% de la superficie terrestre y está presente en todos los seres vivos (Pacheco et. al., 2002). Según infiere la química orgánica, el nitrógeno existe en 7

estados de oxidación en los cuales se incluye al nitrato (NO_3^-) como uno de ellos (Pacheco, et. al., 2002).

El nitrógeno, componente principal para el desarrollo óptimo de las plantas, es un nutrimento que tiene que convertirse en la forma de NO_3^- para poder ser utilizado por las plantas (Killpack et. al, 1993; Ingels, 2001). Las dos formas en que las plantas absorben el nitrógeno los son el nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+) (FAO, 2002; Civeira, 2011). El nitrógeno, es el nutriente más importante y abundante a través de todo el mundo y es necesario para la sustentabilidad y la viabilidad económica de los sistemas agrícolas (Schepers et. al., 2008). Este nutrimento es añadido a las plantas a través fertilizantes para aumentar el crecimiento vegetativo efectivamente. Para crear un balance entre la protección del ambiente y la producción de cultivos, es necesario agregar las fuentes de nitrógeno de manera correcta y eficientemente (Rahn, 2002).

Según la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (EPA, por sus siglas en inglés), los niveles de nitrógeno permitidos en el agua potable son, no mayores de 10mg/L (10ppm) (US-EPA, 2009).

1.1.4.1.2 Nitrógeno orgánico

En la determinación de compuestos contaminantes presentes en agua se ha identificado el nitrógeno orgánico. De acuerdo a Rodríguez (2007), el nitrógeno orgánico es todo el nitrógeno que se encuentra en los compuestos orgánicos. En el agua, el nitrógeno orgánico se encuentra en aminoácidos, aminos, péptidos, proteínas entre otros compuestos orgánicos (Rodríguez, 2007). Los compuestos de nitrógeno orgánico se descomponen a nitritos debido a procesos bioquímicos y luego a nitratos

(Michalski y Kurzyca, 2005). Para poder determinar nitrógeno orgánico presente aguas lixiviadas se lleva a cabo el método de digestión conocido como método Kjeldahl (Lachat, 2003). El método Kjeldahl descompone la materia orgánica presente en particulado del agua lixiviada hasta llevarlo a sus elementos más simples. De esta manera se cuantifican las concentraciones de nitrógeno orgánico determinando si las concentraciones son las adecuadas para el agua potable.

1.1.4.1.3 Nitrato

Nitrato es la forma inorgánica del nitrógeno. Está presente en la mayoría de los fertilizantes como nitrógeno (DRNA, 2008). Altas concentraciones de nitrato en el agua que se utiliza para tomar puede causar ocasionar serios daños a la salud (Librán, 1996). Entre estos daños se encuentra la enfermedad llamada metahemoglobinemia que puede provocar hasta la muerte en infantes, también conocida como síndrome del bebé cianótico (azul) (Hubbard et. al., 2003; Vázquez, 2004; US-EPA, 2005).

Mc Avoy et. al. (1992), evidencia que en el suelo circundantes a los viveros de producción se encuentran grandes concentraciones de nitratos. Según estos estudios, afirman que la producción de plantas en viveros representa un alto potencial de contaminación ambiental debido el uso excesivo y constante de fertilizantes. Un estudio realizado por Thompson et al. (2006) sobre los factores en el manejo de la pérdida de lixiviados provenientes de viveros, encontró que acuíferos cercanos al vivero contienen concentraciones de NO_3^- considerablemente altas. Estas concentraciones sugieren que la contaminación procedente de los viveros influye con altas concentraciones de nitrato en los cuerpos de agua. A nivel mundial, la mayor

parte de las regiones en donde los viveros están ubicados han sido clasificadas como zonas vulnerables a los nitratos (Vázquez, 2004). Al momento de aplicar fertilizantes, es necesario tomar las debidas precauciones en el uso y manejo de manera que los lixiviados del vivero no contenga mayor concentración de nitratos permitida (Yeager, 1992). Concentraciones de nitratos en agua potable son medias como nitrógeno y no pueden sobrepasar de 10mg/L (10ppm) (US-EPA, 2009).

1.1.4.1.2 Fósforo

Entre los elementos esenciales que la planta requiere para su desarrollo encontramos el fósforo (Vázquez, 2004; González, 2012). El fósforo tiene varias formas en que es liberado al suelo como: remoción por parte de la planta, erosión y por lixiviación. Este elemento tiene la peculiaridad de ser uno poco móvil, diferente del nitrógeno, que es un elemento muy móvil lo cual hace que se pierda fácilmente. La pérdida del fósforo mediante lixiviación es uno de los problemas causantes del desequilibrio en sistemas acuíferos (Correll, 1998). Un ejemplo de desequilibrio causado a los sistemas acuíferos por la adición de fósforo es el fenómeno de eutroficación (Correll, 1998; Menesguen, 2007). Este fenómeno causa el crecimiento no deseado de algas y plantas acuáticas que promueve que el agua se vuelva no potable. El fósforo se considera el nutrimento más limitante en cuanto al crecimiento de algas y vegetación acuática no deseada (Kalff, 2002). A consecuencia, la fauna y flora natural del acuífero se ve afectada, disminuyendo la cantidad de oxígeno disuelto y el proceso de fotosíntesis (Sanzano, 2005).

Para evitar consecuencias mayores de contaminación en los acuíferos, la agencia para la protección ambiental EPA (Agencia para la Protección Ambiental, por sus siglas en inglés) ha establecido estándares para el fósforo que se encuentra disuelto en el agua. La concentración de fósforo disuelto en el agua permitido por EPA es de 1mg/L (1ppm) (US-EPA, 2012).

Sotomayor (2001) y Martínez (2002) realizaron estudios, por separado, en cuerpos de agua en Puerto Rico, detectando en ambos casos niveles de fósforo mayores a lo permitido (1ppm). Fuentes como aguas de escorrentías fluyen por los terrenos contaminados con fertilizantes llevando consigo lixiviados con fósforo, que terminan su trayecto en los acuíferos (Hubbard et. al., 2003).

1.2 LITERATURA CITADA

Alem, P., Thomas, P. A., van Iersel, M. W. (2015). *Substrate Water Content and Fertilizer Rate Affect Growth and Flowering of Potted Petunia*. HortScience Vol. 50 (4):582-589.

Arcelay, C. L. (2005). *Nitrogen retentions and movement in a variable charge soil*. Tesis. Departamento de Agronomía y Suelos, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.

Baird, C., Cann, M. (2012). Part III: Water Chemistry and Water Pollution. *Environmental chemistry*. W. H. Freeman and Co. NY. 5th ed.

Bayer, A., Ruter, J., van Iersel, W. (2015). *Optimizing Irrigation and Fertilization of Gardenia jasminoides for Good Growth and Minimal Leaching*. HortScience Vol. 50 (7):994-1001.

Beccarro, G. L., Cerutti, A. K., Vandecasteele, I., Bonvegna, L., Donno, D., Bounous, G. (2014). *Assessing environmental impacts of nursery production: methodological issues and results from a case study in Italy*. Journal of Cleaner Production. Vol. 80: 1. 159–169. doi:10.1016/j.jclepro.2014.05.062.

Bilderback, T., Dole, J., Sneed, R. (2015). *Water supply and water quality for nursery and greenhouse crops*. Nursery Crop Science, Commercial Horticulture Information Portal. North Carolina State University. Consultado en <http://www.nurserycropscience.info/water/source-water-quantity/extension-pubs/water-supply-and-water-quality-for-nursery-gh.pdf/view>.

Cambria, D., Pierangeli, D. (2011). *Application of a life cycle assessment to walnut tree (Juglans regia L.) high quality wood production: a case study in southern Italy*. Journal of Cleaner Production. Vol. 23, Issue 1.37–46. doi:10.1016/j.jclepro.2011.10.031.

Cardona, A. J. (2003). *Calidad y riesgo de contaminación de las aguas superficiales en la cuenca del Río La Soledad, Valle de Ángeles, Honduras*. Tesis Mag. SC. Turrialba, CR, CATIE. 158.

Cardona, L. (2008). *Efectos del Biosólido Municipal Compostado como medio de cultivo alternativo a la tuba utilizado en la producción de pascuas (Euphorbia pulcherrima Wild. Ex Klotzsch)*. Tesis. Departamento de Horticultura, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.

Chen, J., Huang, Y., Caldwell, R. (2001). *Best Management Practices for Minimizing Nitrate Leaching from Container-Grown Nurseries*. The Scientific World Journal, vol. 1, 96-102.

Clark, M. J., Zheng, Y. (2014). *Effect of Fertilizer Rate on Plant Growth and Leachate Nutrient Content during Production of Sedum-vegetated Green Roof Modules*. HortScience 49: 819-826.

- Civeira, (2011). *Nitrógeno residual y lixiviado del fertilizante en el sistema suelo-planta-zeolitas*. Consultado en:
http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-ntrogenores_lixiviado.pdf
- CONAGUA. (2011). Comisión Nacional del Agua. *Identificación de reservas potenciales de agua para el medio ambiente en México*.
- Correll, D. L. (1998). The role of phosphorus in the eutrophication of receiving waters: A review. *J. Environ. Qual.* 27:261-266
- DRNA. (2008). Departamento de Recurso Naturales y Ambientales de Puerto Rico. *PLAN INTEGRAL DE RECURSOS DE AGUA*. Consultado en:
http://www.recurso.saguapuertorico.com/Cubierta_y_Prefacio.pdf
- Fangmeier, D. D., Elliot, W. J., Orkman, S. R., Huffman, R. L., Schab, G. O. (2006). *Soil and Water Conservation Engineering*. Thomson Delmar Learning. 5th ed.
- FAO. (2002). *Los fertilizantes y su uso. World fertilizer use manual*. IFA. Consultado en: <http://www.fertilizer.org>
- FAO. (2002). Capítulo 2: Factores que condicionan la producción. *El cultivo protegido en clima mediterráneo*. ISSN 1014-1227. Consultado en:
<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/005/s8630S/s8630S00.pdf>.
- FAO. (2013). *Captación y almacenamiento de agua*. Santiago de Chile.
- Follet, R. F., Hatfield, J.L. (2004). *Nitrogen in the Environment: Sources, Problems, and Management*. Elsevier Science B.V. 2nd. Ed.
- Fornes, F., Carrión, C., García de la Fuente, R., Puchades, R., Abad, M. (2010). Leaching composted lignocellulosic wastes to prepare container media: Feasibility and environmental concerns. *Journal of Environmental Management*. Vol. 91 (8). 1747–1755. doi:10.1016/j.jenvman.2010.03.017
- García, I. (2015). *Nitrógeno. Contaminación por fertilizantes*. Universidad de Granada, España. Unidad docente e investigadora de la Facultad de Ciencias. Departamento de Edafología y Química Agrícola. Primera versión: 11 de noviembre de 1998. Última actualización: 30 de mayo de 2015. Consultado en
<http://edafologia.ugr.es/index.htm>.
- González, M. (2012). *Evaluación de vermicomposta de café como medio alternativo en la producción de pimiento tipo cubanelle (Capsicum annum L.)*. Tesis. Departamento de Horticultura, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.
- Hong, E.-M., Choi, J.-Y., Nam, W.-H., Kang, M.-S., Jang, J.-R. (2014). *Monitoring nutrient accumulation and leaching in plastic greenhouse cultivation*. *Agricultural Water Management* 146: 11.
- Hubbard, G., Newton, L. and Him, G. M. (2003). *Water quality and the grazing animal*. *J. Anim. Sci.* 82:E255-E263.

Ingels, J. E. (2001). *Ornamental Horticulture: Science, Operations & Management*. 3rd edition. State University of New York, College of Agriculture and Technology. Cobleskill, N. Y. 23-25.

JCA, (2015). Junta de Calidad Ambiental de Puerto Rico. *Reglamento de estándares de calidad de agua de Puerto Rico*. Versión Agosto-diciembre, 2014-2015.

Kalff, J. (2002). *Limnology*. McGill University. Prentice-Hall Inc., NJ.

Kim, J., van Iersel, M. W., Burnett, S. (2011). *Estimating Daily Water Use of Two Petunia Cultivars Based on Plant and Environmental Factors*. HortScience. Vol. 46 (9): 1287-1293.

Krishnan, P. R., Kalia, R. K., Tewari, J. C., Roy, M. M. (2014). *Plant nursery management: principles and practices*. Central Arid Zone Research Institute. ISO 9001: 2008.

Ku, C. S., Hershey, D. R. (1991). *Leachate electrical conductivity and growth of potted poinsettia with leaching fractions of 0 to 0.4*. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 116(5): 802-806.

Lachat Instruments. (2003). *Determination of nitrate/nitrite in surface and wastewaters by flow injection analysis*. Quikchem® Method 10-107-04-1-b. Lachat Instruments, USA.

Lachat Instruments. (2003). *Determination of total Kjeldahl Nitrogen by flow injection analysis colorimetry. Low flow method (block digester method)*. Quikchem® Method 10-107-06-2-K. Lachat Instruments, USA.

Librán, M. (1996). *Nitrogen levels and leaching effects on Geranium (Pelargonium hortum) stock plant growth under a LECA-based hydroculture system*. Thesis, Department of Horticulture, University of Illinois at Urbana-Champaign.

Magar, S. S. (2006). *Best practices and technologies for agricultural water management*. MoWR/MoARD/USAID/IWMI. 51-57. Consultado en: <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=QL2012001763>

McAvoy, R. J., Btrand, M. H., Corbett, E. G., Bartok, J. W. Jr., Botacchi, A (1992). *Effect on leachate fraction on nitrate loading to the soil profile underlying a greenhouse crop*. J. Environ. Hort. 10(3):167-171.

Martínez, G. A., Sotomayor-Ramírez, D., Castro, J. A. (2002). *Application of the Caribbean P Index to Soils Receiving Organic Amendments*. J. Agric. Univ. P. R. 86(3-4):145–154.

Menesguen, A., Dion, P. (2007). *Role of phosphorus in coastal eutrophication Paris (France)*. Consultado en: <http://search.proquest.com/docview/20166190?accountid=28498>

Michalski, R., Kurzyca, I. (2005). *Determination of Nitrogen Species (Nitrate, Nitrite and Ammonia Ions) in Environmental Samples by Ion Chromatography*. Polish Journal of Environmental Studies. Vol. 15 (1): 5-18.

Naranjo, A. (2010). *Alternativas ecológicas para el manejo de aguas residuales*. Éxito Empresarial. 152. www.cegesti.org.

Narayana B., Sunil, K. (2009). *Spectrophotometric Method for the Determination of Nitrite and Nitrate*. Eurasian J. Anal. Chem. 4(2): 204-214

Narciso, J. (2000). *Utilización de sustratos en viveros*. Terra. Vol. 17(3).

Narváez, L. (2012). *Lixiviados en horticultura intensiva ornamental y su tratamiento mediante humedales artificiales*. Tesis Doctoral. Departamento de Ingeniería Agroalimentaria y Biotecnología. Universidad Politécnica de Cataluña, Barcelona. Consultado en: <http://hdl.handle.net/10803/101395>

Ocasio, Y. (2006). *Evaluación nutricional de cinco tributarios del Río Grande de Arecibo*. Tesis. Departamento de Agronomía y Suelos, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.

Oliet, J., Segura, M. L., Martín, F., Blanco, E., Serrada, R., López, M., Artero, F. (1999). *Los fertilizantes de liberación controlada lenta aplicados a la producción de planta forestal de vivero. Efecto de dosis y formulaciones sobre la calidad de Pinus halepensis mill.* Invest. Agr.: Sist. Recur. For. Vol. 8 (1). 207-229.

Pacheco, J., Pat, R., Cabrera, A. (2002). *Análisis del ciclo del nitrógeno en el medio ambiente con relación al agua subterránea y su efecto en los seres vivos*. Ingeniería 6(3). 73-81.

Pershey, N. A., Cregg, B. M., Anderson, J. A., Thomas, R. (2015). *Irrigating Based on Daily Water Use Reduces Nursery Runoff Volume and Nutrient Load Without Reducing Growth of Four Conifers*. HortScience. Vol. 50 (10): 1553-156.

Rahn, C. R. (2002). *Management strategies to reduce nutrient losses from vegetable crops*. Acta Hort. 571: 19-29. DOI:10.17660/ActaHortic.2002.571.1. <http://dx.doi.org/10.17660/ActaHortic.2002.571.1>.

Roca, D. (2009). *Absorción de nitrato en cultivo sin suelo. Estudio de las implicaciones agronómicas y fisiológicas como base para optimizar el manejo de la fertilización. Aplicación a un cultivo de rosas*. Tesis Doctoral. Departamento de Producción Vegetal, Editorial Universidad Politécnica de Valencia. Consultado en: <http://riunet.upv.es/handle/10251/6474?locale-attribute=ca>

Rodríguez, C H. (2007). *Nitrógeno total en agua por el método semi-micro Kjeldahl - electrodo de amoniaco*. Versión 02. Ambiente, vivienda y desarrollo territorial – república de Colombia. Subdirección de hidrología; grupo laboratorio de calidad ambiental.

Rouphael, Y., Cardarelli, M., Colla, G., Rea, E. (2008). *Yield, Mineral Composition, waterrelations, and Water Use Efficiency of Grafted Mini-watermelon Plants Under Deficit Irrigation*. HortScience Vol. 43 (3): 730-736.

- SAI Platform. (2010). *Principles and Practices for Sustainable Water Management in Farming Production*. Consultado en: file:///G:/Info%20Julio2016/Principles%20and%20Practices%20for%20%20Sustainable%20Water%20Management%20_At%20a%20farm%20level.pdf
- Samayoa, E., Flores, L. F. (1992). Perspectivas de la agricultura en México. *Memorias del II Simposio y I Reunión Nacional Agricultura Sostenible: Un enfoque ecológico, socioeconómico y de desarrollo tecnológico*. 2. Comisión de Estudios Ambientales C.P. e Instituto Interamericano de Corporación para la Agricultura.
- Sanzano, A. (2005). "El fósforo del suelo." *Química del Suelo*. Cátedra de Edafología. Facultad de Agronomía y zoología, Universidad de Tucumán, Argentina.
- Schepers, J. C., Raun, W.C. (2008). *Nitrogen in Agricultural Systems*. ASA-CSSA-SSSA. Agronomy Monograph no.49.
- Shry, L. C., Reiley, H. E. (2011). *Introductory Horticulture*. 8th Ed. Delmar Thomson Learning, Inc. Albany, N.Y. 41-42, 247.
- Smith, R-K. (1999). *Handbook of environmental analysis*. 4th Ed. Genium Publishing Corporation. Schenectady, N.Y.
- Sotomayor-Ramírez, D., G. A. Martínez and L. J. Olivieri. (2001). Phosphorus status of stream waters in Puerto Rico: 1989-1997. *J. Agric. Univ. P.R.* 85(1-2):1-15
- Taiz, L., Zeiger, E. (2002a). Water and plant cells. *Plant Physiology*. Sinauer Associates. 33-46. 3ed.
- Taiz, L., Zeiger, E. (2002b). Water balance of the Plant. *Plant Physiology*. Sinauer Associates. 47-66. 3ed.
- Taiz, L., Zeiger, E. (2010). Water balance of Plants. *Plant Physiology*. Sinauer Associates. 5ed.
- Thompson, R. B., Martínez, C., Gallardo, M., López-Toral, J., Fernández, M. D., Giménez, C. (2006). *Management Factors Contributing to Nitrate Leaching Loss from a Greenhouse-Based Intensive Vegetable Production System*. *Acta Hort.* 700: 179-184.
- Thomas Sims, J., Sharpley, A.N. (2005). *Phosphorus: Agriculture and the Environment*. American Society of Agronomy, Inc. 46 ed.
- Torres, J. (2009). *Fitorremediación de aguas residuales por Hidroponía*. Tesis. Instituto Politécnico Nacional, México D.F.
- USDA-NRCS. (2000). United States Department of Agriculture, National Resources Service. *Manual de Conservación de Recursos Naturales: Enfoque Ambiental de la Agricultura*.
- USDA-NASS. (2014). United States Department of Agriculture, National Agricultural Statistics Service. 2012 Census of Agriculture. Puerto Rico Island and Municipio Data. Vol 1. Geographic Area Services. Part 52. AC-12-A-52. Tomado de:

https://www.agcensus.usda.gov/Publications/2012/Full_Report/Census_by_State/Puerto_Rico/index.asp.

US-EPA. (1985). United States Environmental Protection Agency. 1985. *Ambient water quality criteria for ammonia*. 1984. EPA-440/5-85-001. National Technical Information Service, Springfield, VA.

US-EPA. (2000). United States Environmental Protection Agency. *Estándares Del Reglamento Nacional Primario de Agua Potable*. EPA 815-F-00-007. <http://water.epa.gov/drink/agua/estandares.cfm>

US-EPA. (2005). United States Environmental Protection Agency. *Protecting Water Quality from Agricultural Runoff*. EPA 841-F-05-001. Tomado de: http://water.epa.gov/polwaste/nps/agriculture_facts.cfm

US-EPA. (2009). United States Environmental Protection Agency. *National Primary Drinking Water Regulations*. EPA 816-F-09-004.

US-EPA. (2009). United States Environmental Protection Agency, *Draft Update aquatic life ambient water quality criteria for ammonia – freshwater*. EPA-822-D-09-001. Office of Water, Office of Science and Technology, Washington, DC.

Vázquez, J. C. (2004). *Absorción y lixiviación de nitrógeno y fósforo en sustrato a base de Biosólido municipal compostado*. Tesis. Departamento de Horticultura, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.

Yeager, T., Million, J., Larsen, C., Stamps, B. (2010). *Florida Nursery Best Management Practices: Past, Present, and Future*. HortTechnology 20(1). 82-88.

Zhang, D., Guo, P. (2015). *Integrated agriculture water management optimization model for water saving potential analysis*. doi:10.1016/j.agwat.2015.11.004

2. EVALUACIÓN DEL MANEJO DE AGUAS LIXIVIADAS EN VIVEROS DE PRODUCCION DE CULTIVOS ORNAMENTALES

Noelia M. Torres Olivencia¹, María Del Carmen Librán Salas², Lizzette González-Gill² y Héctor López Méndez³.

¹Estudiante Graduada, ²Catedráticas Departamento de Ciencias Agroambientales y ³Catedrático Departamento de Ingeniería Agrícola, Universidad de Puerto Rico, Recinto Universitario de Mayagüez.

2.1 RESUMEN

Desde los últimos años, en Puerto Rico, las plantas ornamentales tienen un rol importante en el ingreso bruto agrícola. El informe anual del ingreso bruto agrícola del Departamento de Agricultura del año 2014 reportó una aportación de las empresas de ornamentales de un total \$39,264,000 (D.A.P.R, 2014). Esto demuestra la importancia de estos cultivos en la agricultura del País. En Puerto Rico, la producción de cultivos ornamentales se desarrolla mayormente en viveros de producción. El vivero de producción es un lugar donde se desarrollan y producen cultivos bajo ciertas condiciones ambientales controladas (Boix, 2015). En esta investigación se identificaron tres zonas de mayor actividad agrícola con cultivos producidos en viveros. Estas zonas son; zona oeste, zona centro-oeste y zona centro, en las mismas 30 viveros fueron seleccionados.

El objetivo de esta investigación fue; la identificación viveros de producción para evaluar el manejo de las aguas lixiviadas provenientes de envases. Los resultados demostraron que todos los viveros seleccionados utilizaban el sistema de riego aéreo manual (con manguera), demostrando una pobre eficiencia en el uso del agua y los

fertilizantes. Viveros que carecen de buenas prácticas de recogida de las aguas lixiviadas son potenciales contaminantes del ambiente.

2.2 INTRODUCCIÓN

El principal propósito de la producción de cultivos ornamentales es la comercialización en y fuera de P.R. En las últimas décadas, la demanda por estos cultivos ha ido en aumento debido al desarrollo urbano así como a las demandas por consumidores para usos estéticos. Se ha reportado, que el valor de tasación de propiedades con un diseño de paisaje, puede aumentar hasta un 10% del valor de la propiedad (Rojas et. al., 2006). A partir de los años 2009 hasta el 2014, se reflejó un aumento considerable en la aportación de las ornamentales al ingreso bruto agrícola. Para el año 2014, se reportó la aportación más alta de esta empresa en los últimos años, con un valor de \$39, 264,000 (D.A.P.R., 2014).

A nivel mundial, las plantas ornamentales, florecedoras y de follaje decorativo, son cultivadas mayormente bajo condiciones controladas o parcialmente controladas. Estos cultivos, por ser su importancia económica principal el aportar estética al ambiente, es de suma importancia producirlos bajo estas condiciones propiciando así un ambiente óptimo para su desarrollo y crecimiento (Mason, 2004; Boix, 2015). Son estas estructuras llamadas viveros o invernaderos, las que brindan el ambiente necesario para una producción de alta calidad. En el mismo, son controlados los factores de cantidad de luz, aplicación de agua, aplicación de fertilizantes, manejo de malezas, manejo de las plagas y mantenimiento de las plantas que allí se desarrollan (De la Cruz, 2015). Un vivero de producción de plantas es conocido como un lugar donde se producen, desarrollan, mantienen y se multiplican las plantas en un espacio delimitado para luego ser comercializadas (Fuster, 2014; Krishnan, 2014).

En Puerto Rico, se logra una producción de calidad en estos cultivos produciéndolos bajo cubiertas. La demanda por los cultivos ornamentales ha ido en aumento debido al creciente desarrollo urbano lo que ha motivado a los productores a moverse hacia nuevas tendencias en la producción de plantas en viveros (Vainstein, 2013).

Hay dos formas de producción de plantas en viveros de acuerdo a los tipos de bancos utilizados. Estos son: viveros con bancos abiertos o convencionales y los viveros con bancos o sistemas cerrados (Alpi, 1999).

Los viveros con bancos convencionales son aquellos que poseen un sistema de bancos abiertos, en donde se utilizan envases como canastas, bandejas o tiestos en los que se colocan las plántulas para su desarrollo. En la práctica de riego en los viveros con bancos abiertos, el agua se pierde por lixiviación hacia el suelo. Este tipo de vivero no posee un sistema de recogido o recirculación del agua que es lixiviada de los tiestos. Por tanto, esta agua cae directamente al suelo del vivero lo que produce escorrentías o percolación de la misma en el suelo (Vázquez, 2004).

Los cultivos producidos en envase necesitan de un manejo adecuado de aplicación de riego, aplicación de fertilizantes. El exceso de agua que se supe para el riego de estos cultivos si no es manejada adecuadamente se pierde por lixiviación. El agua que se lixivia luego del riego percola en el suelo del vivero o sigue su camino convirtiéndose en aguas de escorrentías que llegan a los cuerpos de agua y acuíferos subterráneos los contaminándolos (Arcelay, 2005). Esta situación provoca que residuos de agroquímicos utilizados en la producción de plantas lleguen a los acuíferos cercanos, contaminándolos (van Iersel, 1997). En cambio, los viveros con sistemas de

bancos o sistemas cerrados poseen sistemas de recogido de agua, evitando la pérdida de agua al medioambiente (Mattson, 2014).

Tradicionalmente, en la producción de plantas en envases se utilizan grandes cantidades de agua, fertilizantes y otros agroquímicos (Librán, 1996). En los viveros, el uso desmedido de fertilizantes y nutrientes añadidos en la producción de plantas ornamentales es el principal causante de contaminación de cuerpos de agua y acuíferos (Jarrell et al., 1983; Cox, 1993; Haver y Schuch, 1996; Vázquez, 2004). Lixiviados son los residuos de agua que se añade en exceso en la aplicación de riego (Renou, 2008). Estudios comprueban que los lixiviados provenientes de viveros de producción contienen altas concentraciones de plaguicidas, fertilizantes y otras sustancias contaminantes que eventualmente llegarán a los cuerpos de agua (Vázquez, 2004). Estos lixiviados tienen un impacto negativo en la salud y al ambiente.

OBJETIVOS

Los objetivos de este estudio fueron:

1. Identificar viveros de producción de cultivos ornamentales bajo sistema convencional de bancos abiertos en tres regiones en Puerto Rico.
2. Evaluar el manejo de aguas lixiviadas provenientes de cada vivero seleccionado.

2.3 METODOLOGÍA

2.3.1 Diseño experimental

El diseño experimental que se utilizó para cumplir con los objetivos establecidos fue un muestreo aleatorizado por estratos (Freud, 1993, Ott et. al., 2001). Los estratos están compuestos por tres zonas de Puerto Rico; zona oeste, zona centro-oeste y zona centro (Figura 2.1). Estas zonas son aquellas en la que predominan los viveros de producción con sistemas de bancos abiertos convencionales. Fueron seleccionados y evaluados treinta viveros en las tres zonas. Estos viveros están dedicados a la producción de cultivos ornamentales.

Los pueblos en los que se realizó la investigación en la zona oeste fueron: Cabo Rojo, San Germán, Hormigueros, Mayagüez, Añasco, Rincón, Aguada, Aguadilla y Moca. Los pueblos de la zona centro-oeste lo fueron: San Sebastián, Las Marías, Maricao, Lares, Adjuntas, Utuado. La zona centro incluyó los pueblos de: Jayuya, Ciales, Villalba, Coamo, Aibonito, Barranquitas, Orocovi, Morovis, Corozal, Naranjito y Comerío (Figura 2.1).

2.3.2 Identificación y selección de viveros de producción.

Para cumplir con el primer objetivo de esta fase de la investigación se evaluó el manejo de aguas lixiviadas en viveros de producción de cultivos ornamentales. El sistema de producción de estos viveros es de bancos abiertos. Se seleccionaron aleatoriamente treinta viveros comerciales de gran escala en las tres zonas. De los treinta viveros seleccionados se escogieron diez por cada zona. Los viveros escogidos

fueron aquellos en los que se cultivan plantas ornamentales. Para la selección de los viveros, se realizó un catastro de viveros de producción de ornamentales con información recopilada de las oficinas locales del Servicio de Extensión Agrícola en las zonas seleccionadas.

En Puerto Rico, el sistema de producción de cultivos ornamentales en envase es el conocido como sistema convencional de bancos abiertos. Este sistema con bancos abiertos permite que el agua proveniente del riego se lixivie de los envases. Esta lixiviación es fuente de contaminación principal en los cuerpos de agua circundantes, al igual que de las aguas subterráneas (Cardona, 2003).

Hoy día, en Puerto Rico el manejo de las aguas provenientes de las prácticas agrícolas en viveros de producción no está regulado por ley. Las regulaciones existentes en Puerto Rico están basadas solamente en los resultados de los análisis químicos sobre la concentración de nutrimentos tales como fósforo y nitrógeno. Estas fuentes de agua de interés para la Junta de Calidad Ambiental son aquellas que serán utilizadas como suministro de agua potable y para usos agrícolas (JCA 2014; 2016). Existe la necesidad de evaluar las prácticas llevadas a cabo en estos viveros que tienen bancos abiertos convencionales en estas tres zonas.

Se realizaron visitas a los productores de los viveros seleccionados con el fin de recopilar la información necesaria para efectuar la evaluación. Las visitas se realizaron durante los meses de marzo, abril y mayo del año 2015, a intervalos de 30 días. Durante la primera visita se les solicitó a los productores que contestaran un cuestionario antes de proceder a evaluar el manejo de las aguas lixiviadas del vivero.

El cuestionario recopiló la información del negocio y las prácticas agrícolas que se realizaban en el mismo.



Figura 2.1: Mapa de Puerto Rico con las zonas donde se realizó el estudio.

2.3.2.1 Descripción de viveros seleccionados

Todos los viveros seleccionados para la investigación tenían sistemas de bancos convencionales abiertos. El sistema de riego utilizado en todos estos viveros seleccionados es el aéreo.

Los viveros seleccionados poseen armazón en tubos galvanizados con tres tipos de diseño; punta y canal, umbráculos y vivero en dos aguas. Las estructuras están cubiertas con plástico transparente o Sarán®. El plástico transparente permite controlar la lluvia mientras que permite el paso de la radiación solar. En cambio, los viveros con cubierta en Sarán® permite controlar la luz solar que entra en el vivero dependiendo del porcentaje de transmisión de luz que tenga el material. Comúnmente los productores de plantas ornamentales de follaje en Puerto Rico utilizan cubiertas en Sarán® con un 50% de transmisión de luz. Este porcentaje permite que las plantas reciban la cantidad de luz suficiente durante el día sin que reciban exceso de radiación solar (McKinley, 2001).

Una práctica común dentro del vivero en el área de debajo de los bancos es el colocar cubiertas plásticas o gravilla. Otros viveros poseen solo los pasillos en cemento sin ninguna cubierta debajo de los bancos o simplemente el piso en tierra.

2.3.2.1.1 Sistema bancos abiertos convencionales

Los bancos de los viveros seleccionados son bancos convencionales abiertos (Figura 2.2). Estos están contruidos de tubo galvanizado y alambre flexible, lo que permite el paso del agua de los envases hacia el suelo del vivero y que las plantas tengan mejor aireación. El arreglo de los bancos en los viveros seleccionados es de

forma longitudinal tipo isla, lo que permite mayor eficiencia del espacio interior del vivero.

Este tipo de bancos abiertos no posee ninguna estructura para el recogido o recirculación del agua lixiviada. Luego del riego, el agua no absorbida cae directamente desde el envase o tiestos hacia el suelo debajo del banco. Los lixiviados del envase siguen su curso y se pierden de dos formas: caen en el suelo del vivero y percolan el mismo, y la otra forma son las aguas de escorrentías superficiales que toman rumbo hacia cuerpos de agua o se acumulan en las áreas más bajas de la finca.

Los lixiviados del vivero que son expuestos al ambiente contienen altas concentraciones de nutrimentos no absorbidos por las plantas (Fornes, 2010). Lixiviados con residuos de nutrimentos impactan significativamente contaminando así los cuerpos de agua y aguas subterráneas, lo que causa desequilibrios en la flora y fauna (Hong et. al, 2014; Ocasio 2006).



Figura 2.2: Ejemplos de bancos convencionales abiertos evaluados.

2.3.2.1.2 Sistema de riego en el vivero

El riego en el vivero es una de las prácticas más importantes para el desarrollo de los cultivos. La optimización de la frecuencia y cantidad de riego son de los factores más influyentes para evitar la lixiviación excesiva de agua en los envases. Según lo observado, el sistema de riego en todos los viveros de las tres regiones evaluadas fue de forma aérea; con manguera o emisores de llovizna. La aplicación del riego en todos los viveros no se realizaba de forma uniforme ni eficiente, ya que la cantidad de agua que era añadida variaba por envase (sin considerar su tamaño). Se regaban los envases con manguera de forma desmedida hasta que el agua se desbordaba del mismo. Se observó que el riego, en la mayoría de los viveros, se realizaba una vez durante la mañana y una vez durante la tarde. Esta práctica, al no ser de manera eficiente, aumenta la cantidad de agua lixiviada de los envases debido a que los productores no toman en consideración los requerimientos de agua que necesitan tanto los cultivos como el sustrato de los envases.

Aunque algunos de los viveros evaluados poseen otros sistemas de riego, los mismos no eran utilizados o se utilizaban de forma alterna al riego con manguera. No se utilizó sistema de riego por goteo en ninguno de los viveros evaluados. El riego aéreo-manual (con manguera) tiene gran impacto en la lixiviación de agua de los envases.

2.3.2.1.3 Cubierta del suelo dentro del vivero

El tipo de cubierta influye en la percolación del agua al suelo o en que los lixiviados sigan su transcurso como escorrentías y lleguen hasta los cuerpos de agua

adyacentes a los viveros. En los viveros evaluados la condición debajo de los bancos eran con y sin cubierta. Los tipos de cubierta utilizados: cubiertas plásticas gravilla o cemento.

En los pisos con cubiertas plásticas, el crecimiento de limo y de malezas fue observado en varios viveros. Mientras que en los viveros con pisos sin cubiertas o con cubierta de gravilla el crecimiento de malezas era abundante, lo que propiciaba que se alojen plagas y patógenos que pueden afectar los cultivos.

2.3.2.1.4 Sustratos

El tipo de sustrato variaba por vivero. En los datos recopilados se observó que en todos los viveros utilizaron para la mezcla del sustrato componentes tales como: perlita, 'foam', suelo, composta vegetal de desechos del vivero, turba y fibra de coco. Se desconocen las proporciones de cada componente de la mezcla preparada. El sustrato tiene la capacidad de retener agua y nutrimentos que son añadidos en los envases. Este influye en la fracción de lixiviación por la capacidad de retención de agua que posee.

2.3.2.2 Cuestionario: Instrumento de recopilación de datos.

El instrumento utilizado como herramienta para la recopilación de información de los viveros seleccionados fue un cuestionario. El mismo fue diseñado para conocer acerca de la estructura del vivero como negocio agrícola así como las prácticas en la producción de los cultivos.

Los datos recopilados en el cuestionario son los siguientes: organización legal del negocio, tipo de negocio, estructuras usadas en la producción, tipos de cultivos en producción, sustratos utilizados en la producción de los cultivos en el vivero, sistema de riego utilizado, forma de aplicación de fertilizantes, equipo utilizado para la aplicación de fertilizantes, tipo de desperdicios del vivero y su manejo, sistemas de producción y otros (Ver 2.8.1 Apéndice 1, Sección 2.8).

2.3.3 Evaluación del manejo de aguas lixiviadas provenientes del vivero.

Se evaluó el manejo de aguas lixiviadas en el vivero utilizando el método de cualitativo con un estudio de percepción. Las observaciones fueron realizadas mediante un recorrido por cada uno de los viveros seleccionados por un periodo de 3 meses. Las observaciones durante este periodo consistieron en evaluar el curso y manejo de las aguas lixiviadas de los envases luego del riego y así conocer la fuente de agua receptora de las mismas.

2.4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

2.4.1 Evaluación del manejo de aguas lixiviadas.

Durante las visitas a los viveros evaluados, se observó el manejo que los productores tenían respecto al agua que se lixivia de los envases en los bancos abiertos. En ninguno de los viveros se colectaba, ni se reciclaba el agua proveniente de los envases. En todas las visitas realizadas se observó la aplicación de agua a través de riego aéreo, ya fuera manual (con manguera) o por riego de llovizna. Al aplicar el riego con manguera, se pudo observar un mal manejo en la aplicación del agua ya que la misma no era uniforme al regar los envases. El agua de riego inundaba los envases y se perdía con parte del sustrato. Este sustrato caía al suelo del vivero junto con el agua lixiviada, en algunos casos estancándose en el suelo del vivero o siguiendo su transcurso hasta fuera del vivero.

Se observó que el agua lixiviada no se manejaba adecuadamente. El curso de las aguas provenientes de los tiestos se mantenía en el suelo del vivero o como escorrentías seguían su transcurso hasta llegar a cuerpos de agua cercanos. Toda esta agua lixiviada de los tiestos caía directamente al suelo contribuyendo así a la contaminación del ambiente por los residuos de agroquímicos. Gran cantidad del agua lixiviada percolaba en el suelo debajo de los bancos, particularmente en aquellos viveros donde debajo de los bancos no tenían ningún tipo de cubierta, solo suelo. En viveros con piso en cemento, el agua seguía su recorrido hasta llegar a la tierra fuera del vivero donde percolaba en el suelo. Otros viveros evaluados tenían canales en cemento para recoger las aguas residuales provenientes de los bancos abiertos, sin

embargo, estas aguas finalmente siempre llegaban a cuerpos de agua que circundaban el vivero.

2.4.2 Fertilización

La evaluación de la fertilización consistió en observar si al momento del riego los productores añadieron fertilizantes ya sean solubles o granular. Solo se tomaron en consideración las aplicaciones de fertilizantes solubles. Para esto se evaluó la práctica de aplicación de fertilizantes por el método de fertigación (aplicación de fertilizantes a través del riego con manguera) o de forma manual utilizando bomba de aspersión. La fertilización mediante fertigación permite la eficiencia en la dosis de fertilizante añadida por envase (Fernández y Camacho, 2013). Aunque los productores utilizaron este tipo de mecanismo de fertilización, las cantidades añadidas a las plantas no fueron medidas, por lo tanto la concentración en aplicación de fertilizantes al cultivo no fue uniforme. Resultados recopilados mostraron que en veinticinco de los treinta viveros la forma más común que los productores utilizaron para aplicar fertilizantes solubles en sus cultivos lo fue mediante fertigación.

Durante las visitas realizadas en el periodo de evaluación de tres meses, se recolectaron datos sobre la frecuencia con que fueron aplicados los fertilizantes solubles a los cultivos. Los resultados demostraron que en un total de 30 viveros evaluados por mes, la aplicación de fertilizante semanal resultó ser la más común entre los productores. La frecuencia de fertilización fue diferente por viveros y por región. No se observó consistencia en la fertilización, variando la frecuencia por los meses evaluados en varios viveros. Según la tabla 2.1 los resultados durante el Mes 1 fueron

que 21 de los 30 viveros fertilizaron con frecuencia de 1 semana. Durante el Mes 2, 25 viveros fertilizaron semanalmente y en el mes 3, 19. Estos resultados nos sugieren una mayor optimización en la aplicación de los fertilizantes en los cultivos ornamentales en envase. Esto no significa que las cantidades de fertilizantes que se añadieron a los envases fueron las correctas. La cantidad de fertilizante tanto soluble como granular añadido a los envases no fue provista por los productores.

La falta de uniformidad en la aplicación de fertilizantes a los cultivos en envase fue una de los parámetros de mayor impacto en este estudio. Según muestra la tabla, la inconsistencia en la frecuencia de aplicación de los fertilizantes por mes presenta la necesidad de educar a los productores sobre la importancia de las dosis y el uso de equipo tecnificado para mejorar las prácticas del vivero. La inconsistencia en la aplicación y uso en exceso y concentraciones de los fertilizante y agroquímicos en general trae como consecuencia la contaminación por nutrimentos en el suelo y el los cuerpos de agua. La contaminación por nutrimentos afecta al ser humano de manera directa ya que el agua con concentraciones que exceden los parámetros permitidos por ley es considerada agua contaminada no apta para uso potable (Baird y Cann, 2012). El agua potable con excesos de nutrimentos provoca daños adversos en la salud, causando hasta la muerte en poblaciones vulnerables como lo son infantes y ancianos (Vázquez, 2004).

Entre los efectos que tiene el uso desmedido de fertilizantes en los cultivos se encuentran el incremento en los costos de producción. Los costos de producción se ven afectados de manera negativa ya que los fertilizantes utilizados en exceso se pierden por lixiviación al ser lavados en el momento del riego. La planta solo utiliza el

fertilizante que necesita y lo demás se pierde por lixiviación (Taiz, 2010). También, el impacto ambiental generado por las altas concentraciones de nutrimentos presentes en aguas lixiviadas y aguas de escorrentías es significativo. El equilibrio en la fauna y flora de los acuíferos y cuerpos de agua que son impactados negativamente por excesos de nutrimentos se ve afectado y puede ocasionar daños tan graves como la eliminación de los recursos.

Frecuencia de fertilización				
Mes	Fertilización	Cantidad de viveros por zona		
		Zona Oeste	Zona Centro-Oeste	Zona Centro
1	Semanal	5	8	8
	Cada 15 días	4	1	0
	Cada 30 días	1	0	0
	Al momento de riego	0	1	2
2	Semanal	6	10	9
	Cada 15 días	2	0	0
	Cada 30 días	2	0	0
	Al momento de riego	0	0	1
3	Semanal	4	6	9
	Cada 15 días	5	2	0
	Cada 30 días	1	2	0
	Al momento de riego	0	0	1

Tabla 2.1 Frecuencia de fertilización en viveros evaluados.

2.5 CONCLUSIONES

Este estudio demostró que en la producción de plantas en viveros existe un manejo inadecuado de los lixiviados provenientes de los envases. Todos los viveros seleccionados en las tres zonas en que se llevó a cabo el estudio poseen sistemas de bancos convencionales abiertos. Estos bancos exponen los lixiviados con residuos de agroquímicos al ambiente. Todos los productores de los viveros evaluados no canalizan adecuadamente el agua que se pierde por lixiviación cuando se riega. Estos lixiviados provocan la contaminación del suelo adyacente al vivero, así como de los acuíferos cercanos. El mayor problema que trae la lixiviación de agua con nutrimentos son los problemas a la salud en poblaciones susceptibles como infantes y ancianos. Varios casos de intoxicación por aguas contaminadas con concentraciones de nutrimentos como nitrógeno y fósforo mayores a las permitidas por ley, han sido reportados. (Narváez, 2012)

Regar los cultivos de manera aérea manual (con manguera) demostró una pobre eficiencia en el uso del agua y los fertilizantes, lo que muestra que no es la mejor práctica de aplicación de riego en el vivero. Este tipo de riego provoca mayor pérdida de agua por lixiviación ya que no es uniforme el agua que se está añadiendo a cada envase. Estudios comprueban que el riego por goteo es la manera más eficiente de añadir agua a las plantas porque conllevan menor uso de agua y menos lixiviados (FAO, 2002).

De igual manera la aplicación de fertilizantes solubles en los envases no es de forma uniforme, ni consistente. En los resultados se mostraron las inconsistencias en

las aplicaciones de fertilizantes en cada vivero. Esto puede resultar en pérdidas económicas para el productor, ya que no se mide la cantidad de abono añadido. El abono que la planta no absorbe se pierde mediante la lixiviación, exponiendo concentraciones desconocidas de estos agroquímicos al ambiente. Altas concentraciones de fertilizantes con contenido de nitrógeno y fósforo son los más utilizados en la fertilización en los viveros. Estos nutrientes en concentraciones mayores a las permitidas por ley causan desequilibrio en los ciclos naturales de los acuíferos y causan daños en la salud (Bayer et. al., 2015). Viveros que carecen de buenas prácticas de recogido de las aguas lixiviadas son potenciales contaminantes del ambiente (Vázquez, 2004).

No fue posible recopilar información de fracción de lixiviación debido a que el riego en todos los viveros fue realizado con manguera. Este tipo de riego no permite que se cuantifique la cantidad de agua que se añade por envase, por lo que se desconoce cuánta agua es retenida por el sustrato y cuánta agua se lixivia del envase. En estos lixiviados también se pierden fertilizantes que contaminan el ambiente.

2.6 RECOMENDACIONES

2.6.1 Manejo de los lixiviados en el vivero

Para aminorar el impacto ambiental debido al manejo inadecuado de lixiviados proveniente de los envases, es recomendable que los viveros tengan sistemas de producción con bancos cerrados o sistemas de recirculación. Este tipo de bancos tienen la capacidad de almacenar el agua lixiviada y que la misma no se pierda por escorrentía o percolación al suelo, de manera que se pueda recircular el agua con residuos de fertilizantes.

Existen diferentes tipos de bancos cerrados que son utilizados para aminorar el impacto ambiental de aguas lixiviadas con altos contenidos de nutrimentos contaminantes. Entre estos están: a) sistema de bancos EBB & Flow: estos bancos son cerrados de modo que no exponen agua al suelo, sino que la misma se recircula a través del banco; b) sistemas de recirculación NFT (Nutrient Film Technique): este sistema es también conocido como hidropónico. El hidropónico es un sistema de bancos que recircula la solución nutritiva a través de tubos donde se encuentran las plántulas sembradas en el medio de cultivo (Resh, 2004); c) sistemas de bancos cerrados en el suelo con sistemas de inundación.

En los viveros con sistemas de bancos abiertos, es recomendable canalizar las aguas lixiviadas a un tanque o charca de recirculación para aprovechar los nutrimentos que pueda tener estos lixiviados. De esta forma se disminuye la exposición de agua con nutrimentos al ambiente aminorando la contaminación y se disminuyen los altos costos que conlleva la compra de fertilizantes en el vivero.

2.6.2 Riego

La importancia de la precisión del agua de riego es para disminuir la cantidad de lixiviados expuestos al ambiente. La utilización de sistemas de riego por subirrigación es la mejor recomendación para la producción de plantas ornamentales en viveros.

2.6.3 Fertilización

Se recomienda el uso del equipo adecuado para la aplicación de fertilizantes como lo es utilizando un dosificador. Este equipo tiene la capacidad de controlar la cantidad de fertilizantes que se añade a las plantas para así tener mayor eficiencia en el uso de estos agroquímicos (Fernández y Camacho, 2013). Además, utilizar las cantidades recomendadas por la etiquetas de los agroquímicos es lo más recomendable para evitar pérdidas por lixiviación. Esto para optimizar la frecuencia de fertilización de modo que se utilicen estos agroquímicos de manera adecuada para evitar contaminación y pérdidas económicas.

2.6.4 Otras recomendaciones

Sería favorable realizar estudios del sustrato utilizado en los envases de estos viveros para conocer la fracción de lixiviación y manejar estos lixiviados adecuadamente. Además, estudiar las concentraciones de nutrientes retenidas en estos sustratos. Otra forma de conocer la cantidad de nutrientes que se exponen al ambiente por la lixiviación de agua con nutrientes de los envases es realizar una investigación acerca de la diferencia entre cantidad de agua añadida al envase y la cantidad lixiviada y las concentraciones de nutrientes en las aguas lixiviadas.

2.7 LITERATURA CITADA

Adams, K., Lawrence, E. (2015). *Research Methods, Statistics, and Applications*. SAGE Publications, Inc.

Alpi, A.; Tognoni, F. (1999). *Cultivo en Invernadero*. Ediciones Mundi-Prensa. España. 3era ed.

Baird, C., Cann, M. (2012). Part III: Water Chemistry and Water Pollution. *Environmental chemistry*. W. H. Freeman and Co. NY. 5th ed.

Bartok, J. W. Jr. (2009). *Integrated Pest Management Program: Hydroponics Systems*. Department of Plant Science and Landscape Architecture. UConn Extension. University of Connecticut Storrs, CT.

Bayer, A., Ruter, J., van Iersel, W. (2015). *Optimizing Irrigation and Fertilization of Gardenia jasminoides for Good Growth and Minimal Leaching*. HortScience Vol. 50 (7):994-1001.

Boix, E. (2015). *Operaciones básicas de producción y mantenimiento de plantas en viveros y centros de jardinería*. Ediciones Paraninfo.

Cardona, A. J. (2003). *Calidad y riesgo de contaminación de las aguas superficiales en la cuenca del Río La Soledad, Valle de Ángeles, Honduras*. Tesis Mag. SC. Turrialba, CR, CATIE. 158.

De la Cruz, R. (2015). *Jardinería ornamental y hortícola*.

D.A.P.R. (2014). Departamento de Agricultura de Puerto Rico. *Ingreso Bruto Agrícola de PR2007-2014*.

FAO. (2002). Capítulo 2: Factores que condicionan la producción. *El cultivo protegido en clima mediterráneo*. ISSN 1014-1227. Consultado en: <ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/005/s8630S/s8630S00.pdf>.

Freud. R. J., Wilson, W. J. (1993). *Statistical Methods*. Academic Press.

Fuster, M. (2014). *Producción de plantas y tepes en viveros*.

Hong, E.-M., Choi, J.-Y., Nam, W.-H., Kang, M.-S., Jang, J.-R. (2014). *Monitoring nutrient accumulation and leaching in plastic greenhouse cultivation*. Agricultural Water Management 146: 11.

Janick, J. (2010). *Horticultural Reviews*. Purdue University. John Wiley & Sons, Inc. Vol 31.

Krishnan, P. R., Kalia, R., Tewari, J.C., Roy, M.M. (2014). *Plant Nursery Management: Principles and Practices*. Central Arid Zone Research Institute. ISO 9001: 2008. Indian Council of Agricultural Research. Jodhpur-342 003 (Rajasthan)

Librán, M. (1996). *Nitrogen levels and leaching effects on Geranium (Pelargonium hortum) stock plant growth under a LECA-based hydroculture system*. Thesis, Department of Horticulture, University of Illinois at Urbana-Champaign.

Mason, J. (2004). *Nursery Management*. Landlinks Press. 2nd ed.

Mattson, N., C. Peters. (2014). *A Recipe for Hydroponic Success*. Inside Grower. 16-19.

McKinley, M. (2001). *All About Greenhouses*. Meredith Books. Des Moines, Iowa.

Narváez, L. (2012). *Lixiviados en horticultura intensiva ornamental y su tratamiento mediante humedales artificiales*. Tesis Doctoral. Departamento de Ingeniería Agroalimentaria y Biotecnología. Universidad Politécnica de Cataluña, Barcelona. Consultado en: <http://hdl.handle.net/10803/101395>

Ocasio, Y. (2006). *Evaluación nutricional de cinco tributarios del Río Grande de Arecibo*. Tesis. Departamento de Agronomía y Suelos, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.

Ott, R. L., Longnecker, M. (2001). *An Introduction to Statistical Methods and Data Analysis*. Duxbury, Thompson Learning. 5ed.

Ponce, P., Molina, A., Cepeda, P. Lugo, E., MacCleery. (2015). *Greenhouse Design and Control*. CRC Press. Taylor & Francis Group, London, UK.

Resh, H. (2004). *Hydroponic Food Production*. New Concept Press, New Jersey. 6th ed.

Renou, S., Givaudan, J.G., Poulain, S., Dirassouyan, F., Moulin, P. (2008). *Landfill leachate treatment: Review and opportunity*. Journal of Hazard Materials 150 (2008) 468-493. doi:10.1016/j.jhazmat.2007.09.077

Rojas, F., Bermúdez, G., Jiménez, Q. (2006). *Plantas ornamentales del trópico*. Cartago: Editorial Tecnológica de Costa Rica. 1era ed.

Taiz, L., Zeiger, E. (2010). Water balance of Plants. *Plant Physiology*. Sianuer Associates. 5ed.

Vázquez, J. C. (2004). *Absorción y lixiviación de nitrógeno y fósforo en sustrato a base de Biosólido municipal compostado*. Tesis. Departamento de Horticultura, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.

Fernández, E., Camacho, F. (2013). *Manual práctico de Fertirrigación en riego por goteo: Sistemática de resolución de problemas. Ejemplos resueltos*. Ediciones Agotécnicas SI. Madrid, España. 2^a ed.

2.8 APÉNDICE

2.8.1 Apéndice 1: Cuestionario a productores de viveros con sistemas de bancos abiertos convencionales.

Código de participante: _____

Información del propietario o administrador del Negocio

A. Información del propietario:

1. Nombre del propietario o administrador: _____

2. Nombre comercial del negocio: _____

B. Vivero :

Localización Física (vivero/negocio):

3. Pueblo: _____

4. Barrio: _____

5. Dirección Postal: _____

6. Teléfono del negocio: _____

7. Dirección electrónica: _____ Página web: _____

Código de participante: _____

Las preguntas del cuestionario son de llena blanco y selección múltiple. Para contestar el cuestionario, es de forma voluntaria y le tomará alrededor de 15 minutos. Puede dejar de contestar en cualquier momento. Las contestaciones provistas en el cuestionario se mantendrán de forma confidencial y solo se utilizarán por la investigadora para fines del estudio.

Agradezco su participación.

A. Administración del negocio:

a. Quién administra el negocio? _____dueño _____gerente

b. Años de experiencia en el negocio: _____

B. Organización legal del negocio:

_____ Propietario individual

_____ Sociedad Tipo de sociedad¹ _____ Número de socios _____

_____ Corporación Tipo de corporación² _____ Número de dueños _____

¹Dos o más ²Uno

C. Posee el dueño otros negocios? _____Sí _____No

Si la respuesta es sí, cuáles: _Agrícola _____No Agrícola

Si la respuesta es sí, posee equipos? _____Sí _____No

Cuáles? _____

D. Tipo de Negocio:

_____ Jardín centro

_____ Vivero de producción

_____ Hidropónico

_____ Otros

Negocios Agrícolas: Uso de terrenos

Finca 1

Uso	Dueño (# cuerdas)	Cuerdas arrendadas (# cuerdas)	Usufructo ¹	Total
Cultivos				
Edificios (metros)				
Umbráculos				
Caminos				
Otros				

¹Usufructo:

Finca 2

Uso	Dueño (# cuerdas)	Cuerdas arrendadas (# cuerdas)	Usufructo	Total
Cultivos				
Edificios (metros)				
Umbráculos				
Caminos				
Otros				

E. Estructuras usadas en la producción

Tipo	Tamaño	Material de Construcción (Sarán, metal,tubo, pvc)	Tamaño	Material
Umbráculos				
Vivero dos aguas				
Punta canal				

F. Tipos de cultivo

Árboles (ornamentales, frutales, palmas)				
Plantas florecedoras				
Plantas de follaje				
Flor de corte				
Plántulas de hortalizas				
Ornamentales (florecedoras, plántulas, aromáticas, vegetales, etc)				

G. Sustratos utilizados

Sustrato	√
Mezcla (turba, vermiculita, perlita, etc.)	
Suelo	
Composta	
Agua con nutrientes	

H. Sistema de riego utilizado

Tipo de sistema	√	Cultivo
Aéreo		
Por goteo		
Por inundación		
Manual (manguera)		

I. Forma de aplicación de fertilizantes

Aplicación	√
Foliar	
Granular	
Orgánico	
Otros	

J. Equipo para aplicación de fertilizantes

Equipo	√
Fertigación	
Propulsor	
Ninguno	

K. Manejo de los desperdicios

Tipo de desperdicios

Aguas residuales	√
Charca	
Tanques de recogido	
Sistema cerrado	
Ninguno	
Desechos vegetales	√
Composta	
Incorporado a finca	
Ninguno	

L. Sistemas de producción

Bancos	√
Abiertos (convencionales)	
Cerrados (NFT, Ebb- Flow, Banco con sustrato)	

M. Otros:

Posee el negocio permisos de exportación? _____Si _____No

Comentarios: _____

3. CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE LIXIVIADOS RECOLECTADOS DE VIVEROS DE PRODUCCIÓN DE CULTIVOS EN TRES ZONAS GEOGRÁFICAS DE PUERTO RICO.

Noelia M. Torres Olivencia¹, María Del Carmen Librán Salas², Lizzette González-Gill² y Héctor López Méndez³.

¹Estudiante Graduada, ²Catedráticas Departamento de Ciencias Agroambientales y ³Catedrático Departamento de Ingeniería Agrícola, Universidad de Puerto Rico, Recinto Universitario de Mayagüez.

3.1 RESUMEN

Aguas residuales provenientes de prácticas agrícolas tienen la característica de contener altas concentraciones de plaguicidas, fertilizantes y otras sustancias que terminan en los cuerpos de agua (Chen, 2001; Thompson et al, 2006; Hong et. al., 2014). Se ha demostrado en otros países, que una fuente de contaminación en los acuíferos es la aplicación excesiva de fertilizantes nitrogenados en viveros producción de cultivos ornamentales (Yeager et. al., 2010; Narváez, 2012). En Puerto Rico es necesario realizar una investigación en la cual se analicen químicamente las aguas residuales que provengan de cultivos en envase debido a que los lixiviados eventualmente llegarán a los cuerpos de agua. En esta investigación se seleccionaron treinta viveros de producción de cultivos hortícolas. Los viveros están localizados en tres zonas geográficas de Puerto Rico; zona oeste, zona centro-oeste y zona centro. Se recolectaron lixiviados de diez tiestos seleccionados aleatoriamente en cada uno de los viveros durante tres diferentes periodos. Los lixiviados se analizaron químicamente para determinar las concentraciones de nitrógeno orgánico total, nitrato y fósforo total.

El método utilizado para el análisis de nitrógeno orgánico total y fósforo fue el Kjeldahl (Lachat, 2001; Lachat, 2003). La metodología para la determinación de nitrato fue por medición directa (Lachat, 2003). Los resultados demostraron que un 18% de las muestras presentaron concentraciones de nitrógeno mayores de 10ppm. El análisis de nitrato demostró que un 69% de las muestras excedieron las 10ppm cantidad sobrepasando la concentración permitida por la EPA en agua potable (US-EPA, 2009). Un 87% de las muestras obtenidas analizadas para fósforo sobrepasaron la concentración de 1ppm, permitida por la EPA (US-EPA, 2009). Estos resultados demuestran la necesidad de implantar controles en el uso y manejo de fertilizantes usados en las prácticas agrícolas en los viveros de producción de ornamentales. Se recomienda que se establezcan programas educativos para orientar a productores sobre sistemas alternos que minimicen el impacto ambiental causado por agroquímicos.

3.2 INTRODUCCIÓN

El agua es un recurso de vida para todos los seres vivos. El recurso agua es uno no renovable, por tanto es imperativo la conservación del mismo y de los cuerpos de agua. Entre los factores para la producción efectiva de plantas en viveros está el uso y manejo del agua correctamente.

El agua es un recurso vital y muy determinante para el desarrollo y rendimiento de todos los cultivos (Taiz et. al., 2010). El agua es el medio de transporte por el cual los nutrientes son translocados a las estructuras de desarrollo de la planta, y a su vez es donde se producen los procesos fisiológicos y metabólicos de la planta (Taiz et. al., 2002).

Estudios han revelado que las actividades agrícolas son fuentes potenciales de la contaminación existente en los cuerpos de agua (Yeager et. al., 2010). Se ha demostrado, en otros países, que la aplicación excesiva de fertilizantes nitrogenados es una fuente de contaminación en los acuíferos. Investigaciones han demostrado que la aplicaciones de agroquímicos en la producción de plantas en envases en los viveros aportan a la problemática de la contaminación ambiental (Yeager et. al., 2010; Narváez, 2012). Los lixiviados de los tiestos en viveros llegan al suelo y siguen su curso por escorrentías o por percolación hasta llegar a los acuíferos y cuerpos de agua cercanos. Aguas residuales o lixiviados provenientes de prácticas agrícolas tienen la característica de contener altas concentraciones de plaguicidas, fertilizantes y otras sustancias que terminan en los cuerpos de agua (Chen, 2001; Thompson et al, 2006;

Hong et. al., 2014). Estos lixiviados tienen un impacto negativo en la salud y al ambiente.

Los lixiviados son el exceso de agua aplicada mediante el riego al sustrato que puede contener residuos de contaminantes tales como nutrimentos (Ramamohan, 2014). Los lixiviados se producen cuando el sustrato excede el punto de saturación del agua (Pacheco et. al., 2002). De acuerdo a Roca (2009), generalmente, el lixiviado puede ser descrito como aguas residuales conteniendo sales disueltas y otros agroquímicos que fueron añadidos en el momento de la fertilización. Estos lixiviados, de aguas residuales de un vivero de producción podrían contener; metales, amonio, materia orgánica y altas concentraciones de nutrimentos. Entre los nutrimentos más encontrados están nitrógeno y fósforo. Estos nutrimentos, en concentraciones muy altas, son perjudiciales al medioambiente y a la salud de los seres humanos (US-EPA, 2015). Estudios realizados en Beijing, China durante el año 2013 encontraron que el 57% de nitrógeno y el 69% de fósforo que se encuentra en los cuerpos de agua provienen de fertilizantes utilizados en las actividades agrícolas (Smith, 2014).

Vázquez (2004), plantea que la contaminación de los acuíferos se debe a la constante aplicación de fertilizantes que luego son lixiviados y llegan a los mismos. M^cAvoy et. al. (1992) evidencian que en el suelo circundante a los viveros se encuentran grandes concentraciones de nitratos. Afirmando con esto, que la producción de cultivos en envase en viveros representa un alto potencial de contaminación ambiental por el uso excesivo desmedido y constante de fertilizantes.

Es importante que los lixiviados de las plantas en envases se manejen adecuadamente para no afectar el ambiente y puedan recircularse (Fangmeier 2006). Según Torres (2009), para aminorar la contaminación ambiental provocada por la producción de cultivos en viveros, las aguas utilizadas deben recircularse o tener un lugar de descarga adecuado para éstas. Esto evitará que los nutrimentos lixiviados lleguen hasta los acuíferos.

Los fertilizantes son los agroquímicos que mayor impacto tienen en el ambiente, específicamente al recurso agua (USEPA, 2015). Por esta razón, esta investigación tiene como principal objetivo el evaluar el manejo de lixiviados provenientes de envases en viveros de producción en Puerto Rico. Es imperativo realizar investigaciones adicionales para conocer el contenido de esas aguas lixiviadas que están llegando a los acuíferos y los están contaminando. Además, es necesario realizar estudios en el cual se analicen químicamente las aguas lixiviadas que provengan de cultivos en envase, ya que estos lixiviados contienen residuos de fertilizantes que fueron utilizados por la planta.

Nitrógeno en el agua

A través del mundo se han realizado estudios para la identificación de contaminantes en los acuíferos, teniendo resultados similares en diferentes lugares. El nitrógeno es el nutriente más importante y abundante a través de todo el mundo y es necesario para sustentabilidad y la viabilidad económica de los sistemas agrícolas (Schepers et. al., 2008). Este nutrimento es el componente principal en el desarrollo óptimo de las plantas (Killpack et. al., 1993). Debido a que la aplicación de nitrógeno

produce rápidamente unos efectos visibles positivos en las plantas, hay una tendencia por parte de los agricultores a utilizarlo en forma excesiva (Reiley, 2002). La mayor parte de las regiones en donde los viveros están ubicados han sido clasificadas como zonas vulnerables a los nitratos (Thompson et al, 2006).

La Agencia de Protección Ambiental, EPA por sus siglas en inglés, es la encargada de regular los niveles de nitratos permitidos en el agua potable. La EPA por reglamentación no permite concentraciones mayores de 10mg/L (10ppm) (USEPA, 2009) en el agua potable. Mayor concentración de nitratos puede ocasionar serios daños a la salud, especialmente en infantes que ingieran dichas aguas contaminadas (Librán, 1996). Al consumir agua contaminada con altas concentraciones de este nutrimento causa una condición conocida como “síndrome de bebe azul” (Ward et. al. 2005). La condición limita la cantidad de oxígeno en la sangre de los infantes. De igual manera, la contaminación de acuíferos por la presencia de altos niveles de N en el agua causa la disminución de oxígeno disuelto (Horth, 2000), afectando las funciones de estos ecosistemas. Resultados en varios estudios demuestran que aplicar excesos de fertilizantes nitrogenados sería detrimental tanto para el cultivo como para el ambiente y aumentando así los costos de producción (Hatfield y Follet, 2008; Townsend et. al., 2003; Keeney, 2002). El exceso de nutrimentos afecta el metabolismo y crecimiento de las especies de fauna y flora, causando la condición conocida como hipoxia (Rabalais et. al., 2002).

Nitratos (NO_3^-) en el agua

Los nitratos se encuentran presentes en el agua y en el suelo naturalmente. El nitrato es la forma dominante de nitrógeno usado por las plantas (Hatfield y Follet, 2008). Según diversos estudios, la agricultura es la fuente principal de contaminación por nitratos en aguas subterráneas. La producción de plantas en viveros es una muy intensiva y se lleva a cabo durante todo el año. La misma depende del uso frecuente de fertilizantes con concentraciones altas de nitrógeno en forma de nitratos (NO_3^-) (Chen, 2001). Hay evidencia que señala que la lixiviación de nitratos hacia los cuerpos de agua y aguas subterráneas ocurre en suelos cercanos a los viveros (Mc Avoy, et. al., 1992; Thompson et al, 2006; Hong et. al., 2014). Además se ha estudiado que la utilización en exceso de fertilizantes nitrogenados y los lixiviados con residuos de nitratos promueven aceleradamente la acidificación de suelos agrícolas (Vázquez, 2004).

El nitrógeno para ser utilizado por las plantas tiene que convertirse en la forma de nitrato (NO_3^-). Un estudio realizado por Killpack et. al. (1993) sobre los factores en el manejo de la pérdida de lixiviados provenientes de viveros, reveló que acuíferos cercanos al vivero contienen altas concentraciones de nitrato (NO_3^-). Estas concentraciones sugieren que la contaminación procedente de las empresas hortícolas influye con altas concentraciones de nitrato en los cuerpos de agua. Entre los factores de contaminación del agua por nitratos se encuentran: la utilización excesiva de fertilizantes nitrogenados, la forma de aplicación de riego, la capacidad de infiltración del suelo y el momento en que se aplica y riega el cultivo (FAO, 2002). Como

consecuencia de la contaminación por nitratos en aguas superficiales se produce eutroficación. La eutroficación consiste en el crecimiento excesivo de la vegetación en el agua debido a altos niveles de nitratos, lo que no permite la oxigenación del cuerpo de agua, desequilibrando el estado natural del mismo (Menesguen, 2007).

Fósforo en el agua

El fósforo es un nutriente esencial que en grandes concentraciones promueve el crecimiento de algas en los cuerpos de agua. La pérdida del fósforo mediante lixiviación es uno de los problemas causantes del desequilibrio en sistemas acuíferos. Aguas lixiviadas provenientes de escorrentías de desechos agrícolas contienen residuos de fertilizantes inorgánicos utilizados en las actividades agrícolas en las fincas (Ratnayaka et. al., 2009). Al igual que exceso de nitrato, este nutriente contribuye a la eutroficación en cuerpos de agua (Ansari and Singh, 2013). Este problema causa el crecimiento no deseado de algas y plantas acuáticas que promueve que el agua se vuelva no potable y se afecte la fauna de los acuíferos por la disminución de oxígeno en la misma (Kalff, 2002; Sanzano, 2005).

El fósforo tiene varias formas en que es liberado al suelo como: remoción por parte de la planta, erosión y por lixiviación (Sanzano, 2005). Para evitar consecuencias mayores de contaminación en los acuíferos, la agencia para la protección ambiental EPA, ha establecido unos estándares para el fósforo que se encuentre disuelto en el agua. La concentración de fósforo disuelto en el agua permitido por EPA es de 1mg (1ppm) (US-EPA, 2009).

OBJETIVOS

1. Obtener muestras de lixiviados de cultivos en envase producidos en viveros en tres zonas geográficas de Puerto Rico.
2. Analizar químicamente los lixiviados para determinar concentraciones de nitrógeno orgánico total, nitrato (NO_3^-) y fósforo total.

3.3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.3.1 Recolección de muestras de lixiviados provenientes de envases

En esta investigación se seleccionaron aleatoriamente treinta viveros comerciales en tres zonas de Puerto Rico; zona oeste, zona centro-oeste y zona centro. Se escogieron diez viveros por cada zona donde se recolectaron lixiviados de diez envases con cultivos seleccionados aleatoriamente. Los envases estaban colocados en bancos abiertos en los viveros. Los lixiviados se recolectaron durante tres diferentes periodos de tiempo con treinta días de diferencia entre cada periodo; en los meses de marzo, abril y mayo. Las muestras de los lixiviados fueron recolectadas luego de la aplicación de riego manual (mediante manguera) en cada uno de los viveros.

Se recolectaron 480 mililitros de lixiviado proveniente de los envases en cada periodo de muestreo (Figura 3.1). Las muestras de lixiviados fueron recogidas luego de la aplicación del riego. Se recolectó el primer lixiviado de los tiestos en botellas plásticas de 16 onzas con embudos pequeños previamente esterilizados en el autoclave durante 45 minutos. Una vez recolectadas las muestras de lixiviado, las mismas fueron refrigeradas y llevadas al Laboratorio Central Analítico de la Estación Experimental de Río Piedras para la caracterización química. Durante la recolección de los lixiviados se anotaron las condiciones del muestreo en el vivero: fecha, hora, fecha de la última aplicación de fertilizante.

3.3.2 Caracterización química de lixiviados recolectados

3.3.2.1 Determinación de nitrógeno orgánico total y fósforo total por método Kjeldahl.

El método analítico utilizado para la determinación de nitrógeno orgánico total y fósforo total en las muestras de lixiviados fue el método Kjeldahl por colorimetría (Lachat, 2001; Lachat, 2003) (Figura 3.2). La metodología para la determinación de nitrógeno orgánico total y fósforo total se dividió en dos fases: Kjeldahl Fase I y Kjeldahl Fase II.

Kjeldahl Fase I

Se homogenizaron las muestras antes de ser vertidas en tubos de cristal de 100ml. Se sirvió en cada tubo de ensayo 20 ml del lixiviado. Se añadieron de 2 a 4 gránulos Hengar para homogenizar la solución y 5 ml de solución de digestión en cada tubo, con una pipeta previamente calibrada. Fue necesario preparar 1 a 2 tubos de ensayo como control, con 20 ml de la solución de digestión (5ml 'standard' de nitrógeno y 5ml 'standard' de fósforo, 90ml de agua destilada) y uno a dos tubos con 20ml de agua destilada como blanco. Las soluciones fueron homogenizadas en el homogenizador Vortex® por aproximadamente 15 segundos. Luego los tubos fueron colocados en el bloque digestor programado previamente, estableciendo temperatura y tiempo para las dos fases de digestión. En la primera fase el digestor llega hasta una temperatura de 160°C por 60 minutos. Al momento de pasar a fase 2 se colocaron

tapas de cristal en cada tubo de ensayo y se comenzó con la fase 2, a 380°C de temperatura por 90 minutos.

Kjeldahl Fase II

Luego de terminadas las dos fases en el bloque digestor, se procedió a remover las tapas, dejando enfriar las soluciones por treinta minutos. Se añadió agua destilada para llevar la solución a 20ml homogenizándolas. Después de digeridas en el bloque digestor las muestras fueron filtradas con papel de filtro Whatman #42 (Figura 3.3). Para determinar la cantidad de nitrógeno orgánico total y fósforo total en las muestras, se utilizó el espectrofotómetro QuikQuem® 8500 de la compañía Lachat Instruments (Figura 3.4).

3.3.2.2 Determinación de nitrato (NO_3^-) por medición directa

La determinación de nitrato (NO_3^-) se realizó por medición directa utilizando colorimetría (Lachat, 2003) (Figura 3.4). Solo se determinaron las concentraciones de nitrato en cada muestra. Luego de ser colectadas y refrigeradas, 35ml de las muestras se filtraron con papel de filtro Whatman #43 a un tubo de centrífuga de 50ml (Figura 3.5). Una vez filtrado, se taparon y se realizó la determinación de la cantidad de nitrato (NO_3^-). Para esto se utilizó el espectrofotómetro QuikQuem® 8500 de la compañía Lachat Instruments (Figura 3.4).

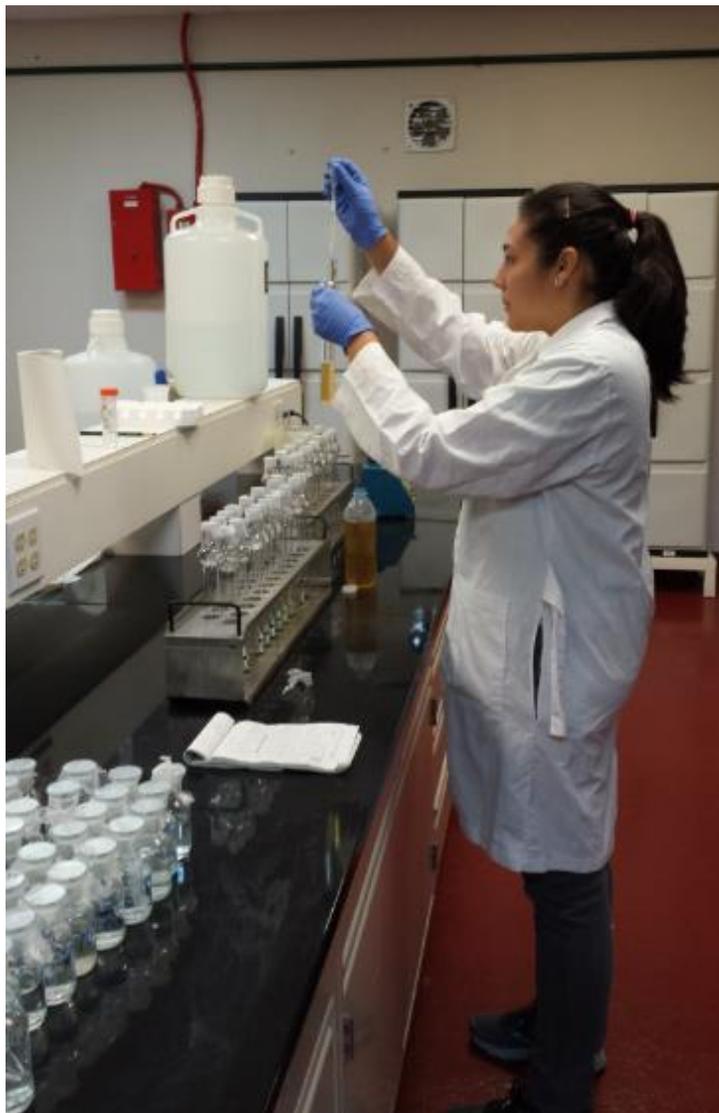


Figura 3.2: Preparación de muestras para determinación química de nitrógeno orgánico total y fósforo orgánico total.



Figura 3.3: Filtración de muestras para determinación química de nitrógeno orgánico total y fósforo orgánico total.



Figura 3.4: Espectrofotómetro QuikQuem® 8500 de la compañía Lachat para determinación de nitrógeno orgánico total, fósforo total y nitrato.



Figura 3.5: Filtración de nitrato por medición directa.

3.4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.4.1 Caracterización química de lixiviados

Las muestras de lixiviados fueron recolectadas en treinta viveros de cultivos ornamentales a intervalos de treinta días. Los sustratos de los envases, la cantidad y frecuencia de riego y de la fertilización variaron en los viveros evaluados. De igual forma todas las aplicaciones de riego en todos los viveros fueron realizadas mediante riego manual con manguera. En todos los viveros evaluados se obtuvo la muestra de lixiviado de cultivos ornamentales.

Los siguientes resultados ilustrados en las tablas subsiguientes muestran las concentraciones obtenidas (datos crudos) de las muestras de lixiviados recolectados por mes y por vivero. Los nombres de los viveros estudiados se suprimen por confidencialidad. Los viveros estarán representados por letras mayúsculas y números, por zona.

Para demostrar la magnitud del problema de altas concentraciones de nutrimentos en los lixiviados, se mostrarán gráficas con datos de los viveros donde se obtuvo la lectura más alta de cada nutriente. Los resultados presentan las concentraciones más altas de los nutrimentos analizados al momento de la aplicación del riego. También se muestran las gráficas con los resultados obtenidos al aplicar agua y fertilizante al momento de recolectar la muestra de lixiviados. Los datos de concentraciones de fertilizantes añadidos se desconocen ya que no fueron obtenidos por parte del productor.

Los resultados que se obtuvieron en esta investigación demuestran la necesidad de llevar un plan de abonamiento adecuado para aminorar el desperdicio de los mismos en los lixiviados.

3.4.1.1 Determinación de nitrógeno orgánico total en lixiviados (tres zonas)

3.4.1.1.1 Determinación de nitrógeno orgánico total en la zona oeste

La tabla 3.1 muestra las concentraciones obtenidas en la zona Oeste. Esta tabla presenta las diferentes concentraciones de nitrógeno orgánico total en un mismo vivero en los diferentes periodos de muestra. Se puede apreciar que en el vivero A-7 fue donde se obtuvo la mayor concentración de nitrógeno orgánico total con la concentración mayor de 24.9ppm en el primer mes. Esta concentración se obtuvo luego de recolectar la muestra de envases que fueron fertilizados una semana antes. Los resultados muestran que con este intervalo de tiempo de una semana las concentraciones de los lixiviados analizados fueron altas, se entiende que en el momento de la fertilización las concentraciones lixiviadas pudieron haber sido aún más altas. Las concentraciones sugieren que el productor de este vivero agregó una cantidad no adecuada del fertilizante, perdiéndose éste al momento de aplicar el riego aéreo a las plantas. Estos resultados demuestran la poca eficiencia al utilizar un sistema de riego aéreo con mucha presión y aplicando volúmenes extraordinarios los cuáles no son utilizados por las plantas.

De igual forma los dos viveros, A-9 y A-4, se excedieron a la concentración permitida por la EPA de 10ppm, teniendo concentraciones de 20.4ppm y 15ppm, respectivamente. La frecuencia de fertilización varió en estos viveros entre 1 a 3

semanas. De los tres viveros con mayor concentración, solo el A-9 (20.4ppm) mantuvo la frecuencia de fertilización cada dos semanas. Los viveros con menor concentración de nitrógeno orgánico total fueron: A-1 (0.04ppm), A-2 (0) y A-3 (0).

Tabla 3.1: Resultados de la concentración de nitrógeno orgánico total de lixiviados en la zona oeste.			
Localidad	ppm		
Zona Oeste	Marzo	Abril	Mayo
A-1	0.94	2.59	2.78
A-2	2.96	0	9.45
A-3	0	8.73	6.49
A-4	3.61	3.4	<u>15*</u>
A-5	2.69	2.5	1.71
A-6	1.59	5.48	9.12
A-7	<u>24.9*</u>	9.22	12.6
A-8	1.04	1.4	1.96
A-9	10.9	<u>20.4*</u>	6.25
A-10	2.3	2.99	0

*Valores más altos de nitrógeno orgánico total medidos en ppm en los tres periodos en la zona oeste.

3.4.1.1.2 Determinación de nitrógeno orgánico total en la zona centro-oeste

Los datos en la tabla 3.2 muestran las concentraciones nitrógeno orgánico total de lixiviados recolectados en la zona centro-Oeste. Los resultados en esta zona presentan que solamente un vivero excedió la concentración de 10ppm permitido por ley. En el vivero B-6 que se obtuvo la concentración de 30.16ppm de nitrógeno orgánico total en la zona centro-oeste. Se puede observar de estos datos que durante el mes de mayo fue donde se obtuvo la concentración más alta del nitrógeno orgánico total en esta zona. Podemos destacar que durante mayo los productores de viveros tienen mayor demanda y producción de los cultivos ornamentales por las temporadas próximas a estos meses. Las condiciones al momento de recolectar la muestra presentaron que la frecuencia de fertilización fue de una semana. Si la muestra hubiese sido recogida al momento de la fertilización los datos serían aún mayores. Esto demuestra que no hubo una aplicación adecuada cuando se preparó la solución nutritiva.

Solo dos de las muestras en esta zona centro-oeste incumplieron con la cantidad permitida del nutriente en el agua. En el vivero B-4 se obtuvo una concentración de 13.8ppm, sobrepasando lo permitido por ley. Por otra parte, el vivero B-2 con concentración de 7.98ppm está en el tercer lugar de los datos más altos. En esta ocasión el vivero cumple con el parámetro de 10ppm de nitrógeno orgánico total en el agua.

Tabla 3.2: Resultados de la concentración de nitrógeno orgánico total de lixiviados en la zona centro-oeste.			
Localidad	ppm		
Zona Centro-Oeste	Marzo	Abril	Mayo
B-1	4.43	7.03	7.76
B-2	1.26	5.43	<u>7.98*</u>
B-3	4.84	2.88	3.75
B-4	3.52	<u>13.8*</u>	8.1
B-5	0.33	0	0
B-6	3.75	3.27	<u>30.16*</u>
B-7	1.45	0.95	3.21
B-8	2.77	0.55	2.28
B-9	1.39	0.6	7.02
B-10	6.14	0	1.15

*Valores más altos de nitrógeno orgánico total medidos en ppm en los tres periodos en la zona centro-oeste.

3.4.1.1.3 Determinación de nitrógeno orgánico total en la zona centro

La tabla 3.3 muestra datos del nitrógeno orgánico total en la zona centro durante los tres periodos muestreados. En el mes de marzo fue donde se obtuvo la mayor concentración del nutriente en todas las muestras recolectadas. En el vivero C-2 se obtuvo la concentración de 96.3ppm. En este vivero la fertilización y el riego se realizaron al momento de recolectar la muestra de lixiviados; por tal razón, se puede inferir que las concentraciones fueron tan altas debido a la aplicación de fertilizantes. Esta concentración deja ver que no se tomaron las medidas adecuadas en la formulación del fertilizante para estas plantas. Los viveros C-1 y C-8 fertilizaron una semana antes de la recolección de la muestra. En los mismos las concentraciones del nutriente fueron de 39.8ppm y 37.5ppm, respectivamente.

Podemos notar que fue en esta zona centro donde se obtuvo la mayor cantidad de muestras con concentraciones mayores a 10ppm de nitrógeno orgánico total. La zona centro es una donde se concentra gran actividad agrícola de producción de ornamentales en Puerto Rico. Por lo que vemos un mayor uso de fertilizantes altamente nitrogenados utilizados en las prácticas del vivero. Durante el mes de marzo se observa la cantidad más alta de nitrógeno orgánico total presente en las muestras. Es en estos meses es donde las plantas ornamentales utilizadas para las épocas subsiguientes están en desarrollo vegetativo y producción. Por lo tanto, más altas concentraciones de nitrógeno son observados en estos meses. Además durante este mes los productores se preparan para un volumen de venta de ornamentales por motivos de celebración de días especiales en la temporada.

El dato más bajo fue de 0ppm, medidos en el vivero C-5 en dos periodos de muestra.

Tabla 3.3: Resultados de la concentración de nitrógeno orgánico total de lixiviados en la zona centro.			
Localidad	ppm		
Zona Centro	Marzo	Abril	Mayo
C-1	<u>39.8*</u>	6.32	4.09
C-2	<u>96.3*</u>	9.17	5.01
C-3	11.7	1.97	12.3
C-4	3.27	13.2	2.59
C-5	0	0	4.62
C-6	8.8	2.16	4.1
C-7	7.96	10.2	18.6
C-8	<u>37.5*</u>	6.68	8.05
C-9	1.83	2.07	4.06
C-10	2.46	4.11	2.71

*Valores más altos de nitrógeno orgánico total medidos en ppm en los tres periodos en la zona centro.

3.4.1.1.4 Concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total

En los resultados para la determinación de nitrógeno orgánico total se observó que un 18% de las muestras presentaron concentraciones de este nutriente mayores de 10ppm. Este 18% abarca las tres zonas que fueron muestreadas en los tres meses (Figura 3.6). Valores mayores a 10ppm exceden los parámetros permitidos por la Agencia Reguladora del Ambiente, EPA (2009) en aguas lixiviadas que llegan a los acuíferos para suplir la necesidad de agua potable.

Los resultados presentados en la Figura 3.6 presenta la gráfica de las concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total en las tres zonas al aplicar riego. Las concentraciones que muestra la gráfica son el resultado al aplicar riego sin fertilizante. Observamos que es en un vivero del área centro el que demostró tener más cantidad de nitrógeno orgánico total con 39.8ppm de nitrógeno orgánico total, esto comparado con las zonas centro-oeste y oeste. Aunque estas otras dos zonas no resultaron con valores tan altos, continúan teniendo niveles de nitrógeno orgánico total sobre los valores permitidos por la EPA (10ppm).

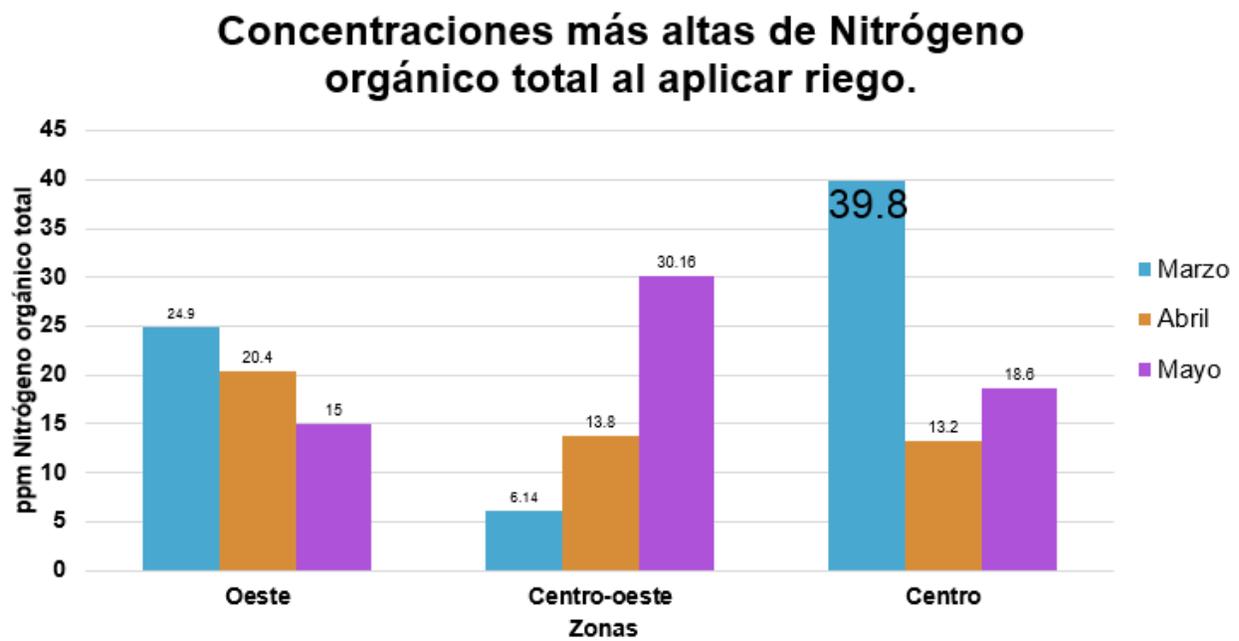


Figura 3.6: Gráfica de las concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total al aplicar riego.

La Figura 3.7 presenta la gráfica de lixiviados con las concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total al aplicar el riego con fertilizante en las tres zonas estudiadas. Los resultados muestran que nuevamente se sobrepasan las concentraciones permitidas de 10ppm. Recolectando hasta 96.3ppm de nitrógeno orgánico total en un vivero en la zona centro de la isla. En estos resultados solo uno de los viveros incumplió con los parámetros de la Agencia reguladora, las restantes lecturas en esta figura se mantuvieron dentro de los 0ppm hasta 9ppm.

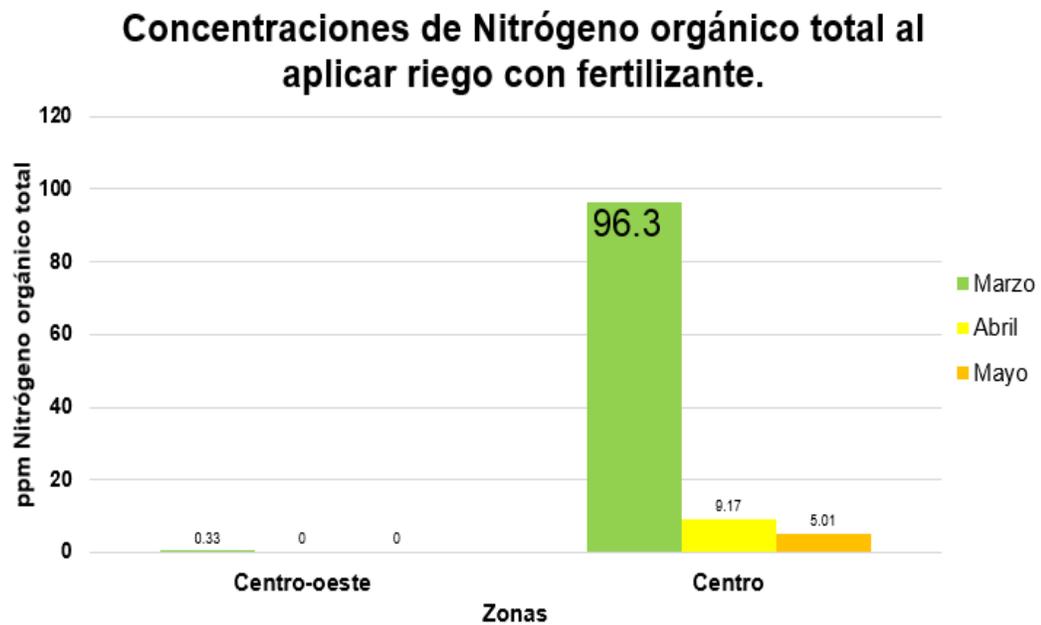


Figura 3.7: Gráfica de las concentraciones más altas de nitrógeno orgánico total al aplicar el riego con fertilizante.

3.4.1.2 Determinación de fósforo total por método Kjeldahl

3.4.1.2.1 Determinación de fósforo total en la zona oeste

La tabla 3.4 presenta las concentraciones de fósforo total encontradas en muestras de lixiviados. Observamos que en el vivero A-7 fue donde se obtuvo la mayor concentración del nutriente en los tres periodos muestreados. Durante los tres meses en que se recolectó la muestra (marzo, abril y mayo) las concentraciones fueron tan altas como hasta 115ppm en el mes de abril. En este vivero (A-7) la aplicación de fertilizante se realizó con fertilizante soluble, una semana antes de la recolección de la muestra en el mes de abril. Es importante destacar que todos los resultados obtenidos de las muestras de lixiviados en esta zona sobrepasaron los niveles del fósforo total permitidos por ley. Solo una de las muestras de esta zona, en los tres periodos de muestreo, cumplió con los parámetros establecidos de 1ppm de fósforo presente en el agua; el vivero A-1 en el mes de marzo.

Los datos para la determinación de fósforo total de las muestras muestran el impacto tan serio que tienen los lixiviados al ambiente. Los productores deben hacer uso correcto de las concentraciones de fertilizantes para evitar esta contaminación en los acuíferos, práctica que no fue llevada a cabo adecuadamente en los viveros de este estudio.

Tabla 3.4: Resultados de la concentración de fósforo total de lixiviados en la zona oeste.			
Localidad	ppm		
Zona Oeste	Marzo	Abril	Mayo
A-1	0.76	3.03	1.14
A-2	2.33	7	20.5
A-3	9.49	4.8	1.56
A-4	1.74	2.66	12
A-5	1.01	0.83	0.53
A-6	3	22	23.8
A-7	<u>31.8*</u>	<u>115*</u>	<u>63.6*</u>
A-8	2.22	1.33	0.87
A-9	9.55	2.48	2.04
A-10	3.1	12	7.07

*Valores más altos de fósforo total medidos en ppm en los tres periodos en la zona oeste.

3.4.1.2.2 Determinación de fósforo total en la zona centro-oeste

Se observa en la tabla 3.5 de resultados de fósforo total en la zona centro-oeste concentraciones de 334ppm, 249ppm y 115ppm en el vivero B-5 durante los tres periodos en que se recolectó muestra de lixiviados. Al momento de recolectar la muestra durante el primer periodo (marzo) se estaba fertilizando al momento del riego, por eso observamos que durante este periodo se obtuvo la concentración más alta de 334ppm de fósforo total en las muestras. Para los otros dos periodos de muestra (Abril y Mayo), este vivero fertilizó con una y dos semanas previo a recolectar la muestra de lixiviado, respectivamente. La importancia de una fertilización adecuada de acuerdo a la etapa de desarrollo de las plantas producidas reduce en gran medida el exceso de residuos de nutrimentos. Algunos problemas de tan altas concentraciones de fósforo total en el agua es el desequilibrio de los sistemas acuíferos (Ansari y Singh, 2013). Al afectarse las concentraciones de oxígeno por la presencia de fósforo en exceso en el agua se afecta la calidad de la misma (Sanzano, 2005). Esto provoca problemas como eutroficación, y la presencia de *Pfiesteria* spp. (Horth, 2012; Bendell-Young y Gallagher, 2001. Burkholder et al. 1997).

En estas muestras solo dos viveros cumplieron con el parámetro de 1ppm de fósforo total en el agua. Solamente tres viveros cumplieron con los parámetros de concentración permitida de 1ppm de fósforo en el agua.

Tabla 3.5: Resultados de la concentración de fósforo total de lixiviados en la zona centro-oeste.			
Localidad	ppm		
Zona Centro-Oeste	Marzo	Abril	Mayo
B-1	4.36	14.7	8.38
B-2	0.76	5.39	15.4
B-3	1.8	1.16	1.58
B-4	18.2	9.94	20
B-5	<u>334*</u>	<u>249*</u>	<u>115*</u>
B-6	3.62	1.31	33.3
B-7	1.43	1.14	2.17
B-8	4.03	0.93	1.52
B-9	0.9	1.46	2.21
B-10	4.97	66	14.3

*Valores más altos de fósforo total medidos en ppm en los tres periodos en la zona centro-oeste.

3.4.1.2.3 Determinación de fósforo total en la zona centro

La tabla 3.6 presenta los resultados de la concentración de fósforo total en la zona centro. Entre los datos obtenidos observamos dos viveros con las mayores concentraciones durante el mes de marzo (primer periodo de muestreo). Durante este mes, el vivero C-8 tuvo una concentración de 89.3ppm con una semana de haber fertilizado. El vivero C-2 obtuvo una concentración de 70ppm durante el mismo periodo (marzo), fertilizando al momento de recoger la muestra del lixiviado. Mientras, el vivero C-5 tuvo una concentración de 84.2ppm durante el segundo periodo (abril) con una semana de haber fertilizado. Se observa en esta zona que hay un aumento en la cantidad de viveros que cumplen con la concentración permitida de 1ppm para fósforo total en el agua.

Tabla 3.6: Resultados de la concentración de fósforo total de lixiviados en la zona centro.			
Localidad	ppm		
Zona Centro	Marzo	Abril	Mayo
C-1	57.5	14.4	17.2
C-2	<u>70*</u>	50.7	2.15
C-3	1.11	0.65	1.04
C-4	4.88	15.2	1.99
C-5	31	<u>84.2*</u>	74.1
C-6	7.31	2.56	1.23
C-7	30.3	24.9	19.5
C-8	<u>89.3*</u>	8.05	12.2
C-9	0.8	1.19	12.6
C-10	1.41	0.83	0.78

*Valores más altos de fósforo total medidos en ppm en los tres periodos en la zona centro.

3.4.1.2.4 Concentraciones más altas de fósforo total

Las concentraciones de fósforo total que se observan en la Figura 3.8 muestran los resultados de la concentración de fósforo total en las muestras luego de la aplicación de riego sin fertilizante. Se observó que un 87% de las muestras analizadas para fósforo sobrepasaron la concentración de 1ppm, permitida por la EPA (EPA, 2009). El resultado mayor se obtuvo en la zona centro-oeste del país. Con una concentración tan alta como 249ppm de fósforo total en el agua lixiviada, sobrepasando los niveles que la EPA sugiere como correctos, 1ppm en el agua.

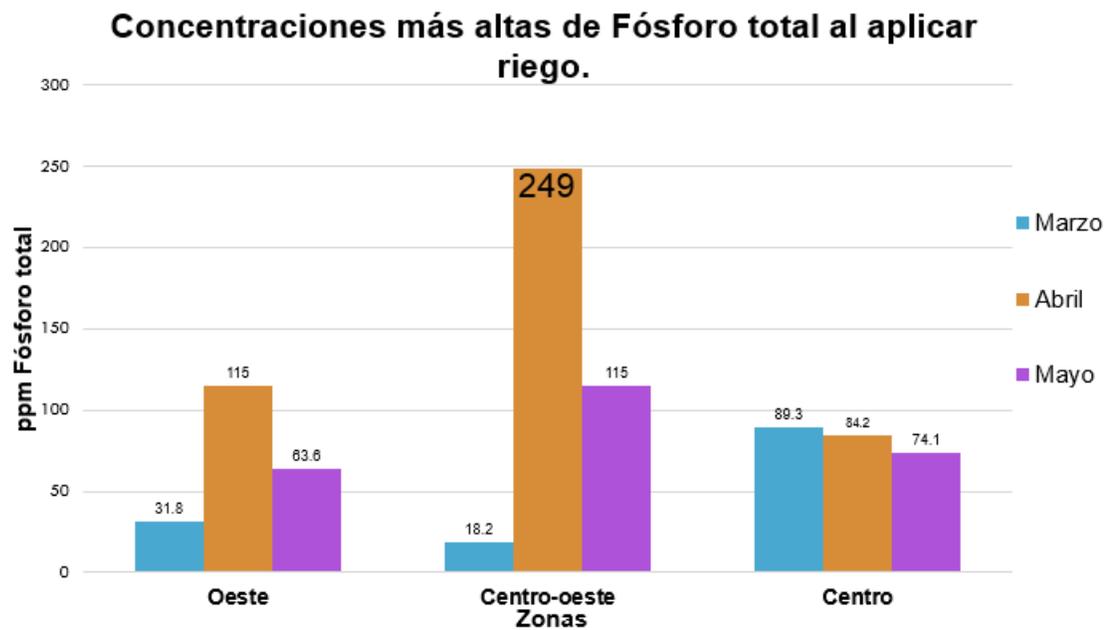


Figura 3.8: Gráfica de las concentraciones más altas de fósforo total al aplicar riego.

Las concentraciones de fósforo total se muestran en la Figura 3.9. Esta figura presenta los resultados al momento de aplicar riego con fertilizante en las tres zonas estudiadas. Se observa que en la zona centro-oeste la una cantidad de hasta 334ppm de fósforo total fue obtenida en la muestra de lixiviado. Vemos una gran diferencia comprada con la zona central en cantidades de ppm en los lixiviados.

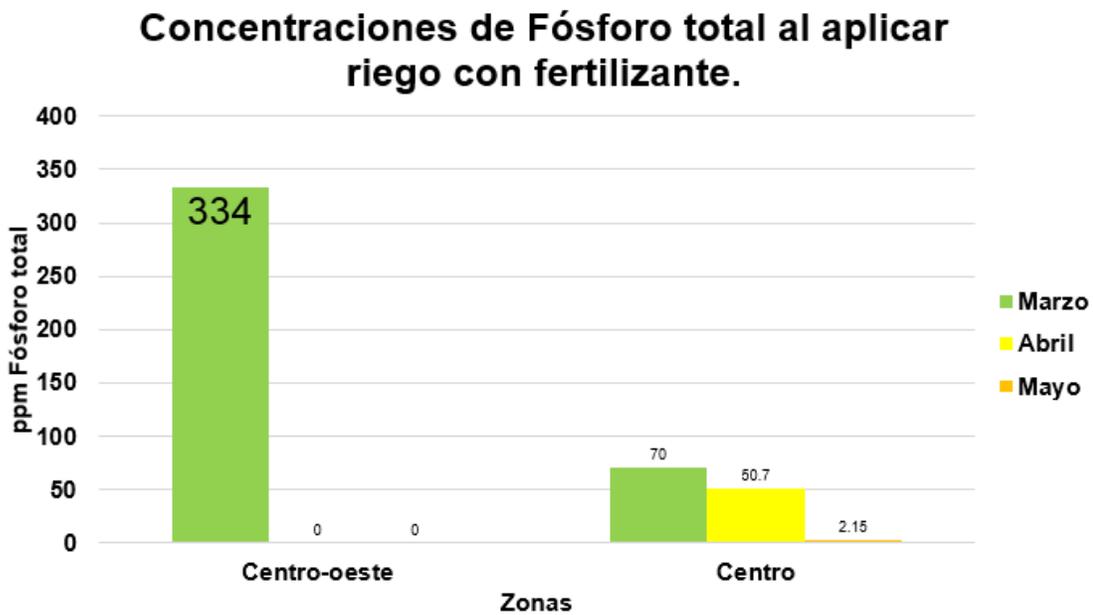


Figura 3.9: Gráfica de las concentraciones más altas de fósforo total al aplicar riego con fertilizante.

3.4.1.3. Determinación de nitrato (NO_3^-) en lixiviados

3.4.1.3.1. Determinación de nitrato (NO_3^-) en la zona oeste

En la tabla 3.7 se muestran los datos de las concentraciones obtenidas en las muestras para determinar nitrato en la zona oeste.

El dato con la mayor concentración se obtuvo en el mes de abril (segundo periodo) en el vivero A-7 con 6,160ppm de nitrato en el lixiviado. La fertilización en este vivero se realizó tres semanas antes de recolectar la muestra del lixiviado de los envases. Si la fertilización se realizaba al momento de recoger la muestra, los datos de nitrato hubiesen sido aún mayores. El mismo vivero (A-7) en mayo (tercer periodo) tuvo una concentración de 1,840ppm a las dos semanas se agregó fertilizante soluble a los cultivos. En abril, la tercera concentración más alta obtenida en esta zona fue de 1,389ppm NO_3^- en el vivero A-2. Es en esta zona Oeste donde se obtuvo la concentración excesivamente alta de todos los nutrimentos estudiados. La cantidad máxima permitida por EPA de nitrato en agua es de 10ppm. El dato más bajo observado fue de 0ppm en el vivero A-9.

Tabla 3.7: Resultados de la concentración de nitrato de lixiviados recolectados en la zona oeste.			
Localidad	ppm		
Zona Oeste	Marzo	Abril	Mayo
A-1	4.97	9.89	0.58
A-2	16.4	<u>1,389*</u>	638
A-3	650	295	90.8
A-4	122	69.3	87.4
A-5	13.6	13.3	1.84
A-6	8.98	104	64.5
A-7	902	<u>6,160*</u>	<u>1,840*</u>
A-8	2.14	1.43	1.21
A-9	93.9	0	12.5
A-10	4.15	2.23	585

*Valores más altos de nitrato medidos en ppm en los tres periodos en la zona oeste.

3.4.1.3.2. Determinación de nitrato (NO_3^-) en la zona centro-oeste

Los datos en la tabla 3.8 presentan la concentración del nitrato en la zona centro-oeste. En esta zona el vivero B-10 presenta la mayor concentración del nutriente, con 2,900ppm de nitrato en el mes de abril a tres días de la fertilización. Durante el mes de marzo en el vivero B-5 se obtuvo la concentración de 2,170ppm de nitrato. Mientras en abril nuevamente repetimos una alta concentración, esta vez de 1,410ppm en el vivero de B-5. Este vivero (B-5) presentó dos de las tres concentraciones del nutriente nitrato más altas para esta zona. En marzo, en este vivero se recolectó la muestra de lixiviado al mismo tiempo que se fertilizaba y se aplicaba riego. Durante el mes de marzo, los viveros están en el período de mayor producción, lo que trae como consecuencia el uso de fertilizantes con mayor frecuencia. Se observa con estos resultados que el uso de fertilizantes nitrogenados se da de forma desmedida, sin tener control en la frecuencia, uniformidad y cantidad del fertilizante.

Para el segundo periodo, la diferencia de tiempo entre la fertilización y la recolección de muestra fue de una semana. Incumpliendo estos viveros con la norma de 10ppm de nitrato presente en el agua.

Tabla 3.8: Resultados de la concentración de nitrato de lixiviados recolectados en la zona centro-oeste.			
Localidad	ppm		
Zona Centro-Oeste	Marzo	Abril	Mayo
B-1	1.65	450	742
B-2	7.27	185	21
B-3	33	21.5	2.64
B-4	2.74	49.6	2.31
B-5	<u>2,170*</u>	<u>1,410*</u>	1,200
B-6	2.29	0.79	236
B-7	10.2	5.68	7.93
B-8	1.38	3.19	3.02
B-9	3.46	5.02	44.1
B-10	117	<u>2,900*</u>	414

*Valores más altos de nitrato medidos en ppm en los tres periodos en la zona centro-oeste.

3.4.1.3.3. Determinación de nitrato (NO_3^-) en la zona centro

El vivero con el dato más alto obtenido en todos los periodos y en todas las zonas estudiadas fue el viveros C-7 en la zona centro, con 7,087ppm de nitrato en el primer periodo (marzo) (Tabla 3.9). Observamos que durante el mismo mes (marzo) se obtuvo en el vivero C-2 1,030ppm de nitrato y en el vivero C-5, 1,600ppm de nitrato. Todos los resultados de las contracciones más altas de los nutrientes estudiados fueron encontrados en la determinación de nitrato. Estos datos reflejan el uso excesivo de fertilizantes con concentración de nitrógeno más alta. El nitrato fue medido en estos datos como nitrógeno y no como sales disueltas. Es muy común que en viveros de producción de plantas ornamentales se utilicen fertilizantes nitrogenados. Esto por la respuesta rápida que tiene la planta al aplicarle estos fertilizantes nitrogenados (Vázquez, 2004). El nitrógeno la planta lo absorbe en forma de nitrato y amonio por las raíces y promueve el rápido desarrollo vegetativo y color verde e las hojas (Ingels, 2001).

Solo cinco de las muestras estuvieron dentro de la concentración permitida por ley, 10ppm de nitrato en el agua. Información recopilada presenta que en los viveros de C-2 y C-7 se aplicó fertilizante soluble al momento de recoger las muestras de lixiviados. Mientras en el vivero C-5, la aplicación del fertilizante se realizó una semana antes de recoger la muestra.

Tabla 3.9: Resultados de la concentración de nitrato de lixiviados recolectados en la zona centro.			
Localidad	ppm		
Zona Centro	Marzo	Abril	Mayo
C-1	392	17.5	271.1
C-2	<u>1,030*</u>	408	44.1
C-3	7.05	9.01	4.7
C-4	12.8	91.6	28.3
C-5	<u>1,600*</u>	614	292
C-6	560	49	6.61
C-7	<u>7,087*</u>	98.1	98.8
C-8	1,200	15.3	35.9
C-9	6.76	11.6	461
C-10	16.7	221	17

*Valores más altos de nitrato medidos en ppm en los tres periodos en la zona centro.

3.4.1.3.4 Concentraciones más altas de nitrato (NO_3^-)

Los resultados para la determinación de nitrato en los lixiviados recolectados en las tres zonas mostraron un 69% de las muestras excediendo las 10ppm, cantidad permitida por la EPA en agua potable (EPA, 2009).

En la Figura 3.10 podemos observar las concentraciones más altas de nitrato determinadas por medición directa. En un vivero del área oeste (abril) los resultados demostraron 6,160ppm de nitrato en el agua lixiviada. Estos resultados fueron obtenidos luego de la aplicación de riego sin fertilizantes. Al compararlo con otros viveros de la zona centro-oeste y de la zona centro se observa una diferencia muy marcada en las tres zonas.

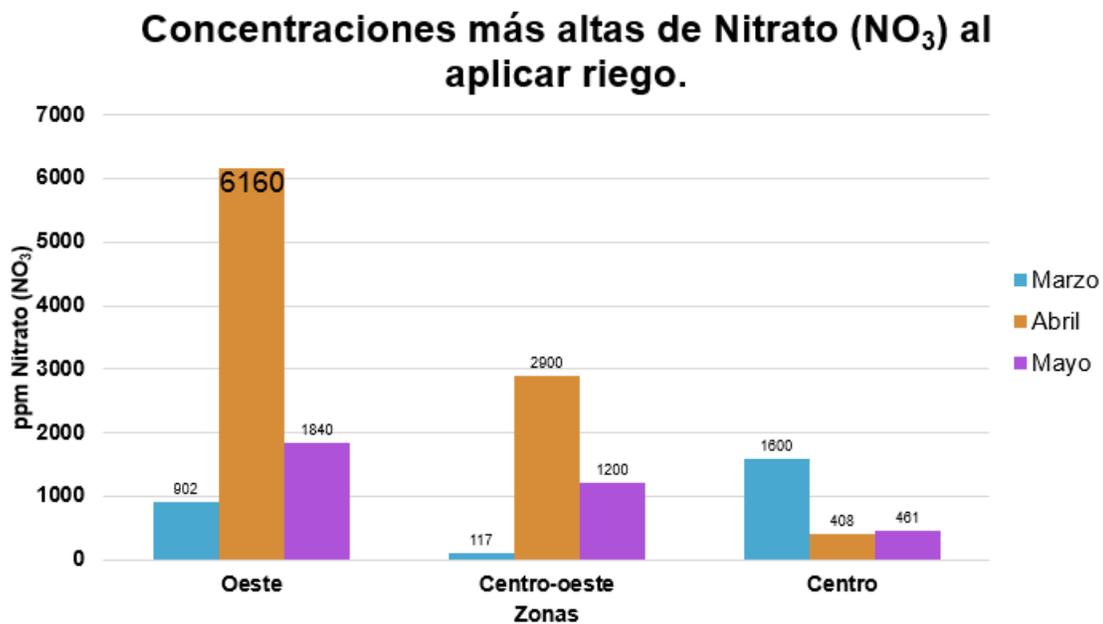


Figura 3.10: Gráfica de las concentraciones más altas de nitrato al aplicar riego.

La siguiente figura 3.11 muestra los resultados obtenidos de las muestras de lixiviados de tres viveros en dos de las zonas estudiadas. Las zonas centro-oeste y centro solo se presentan en esta figura por los valores altos del nutriente. Se analizaron luego de la aplicación de fertilizante, al momento del muestreo, teniendo una totalidad de hasta 7,087ppm de nitratos en estos lixiviados. Se observa que es una cantidad muy alta al compararla con vivero del centro-oeste donde también se recolectó agua con fertilizante.

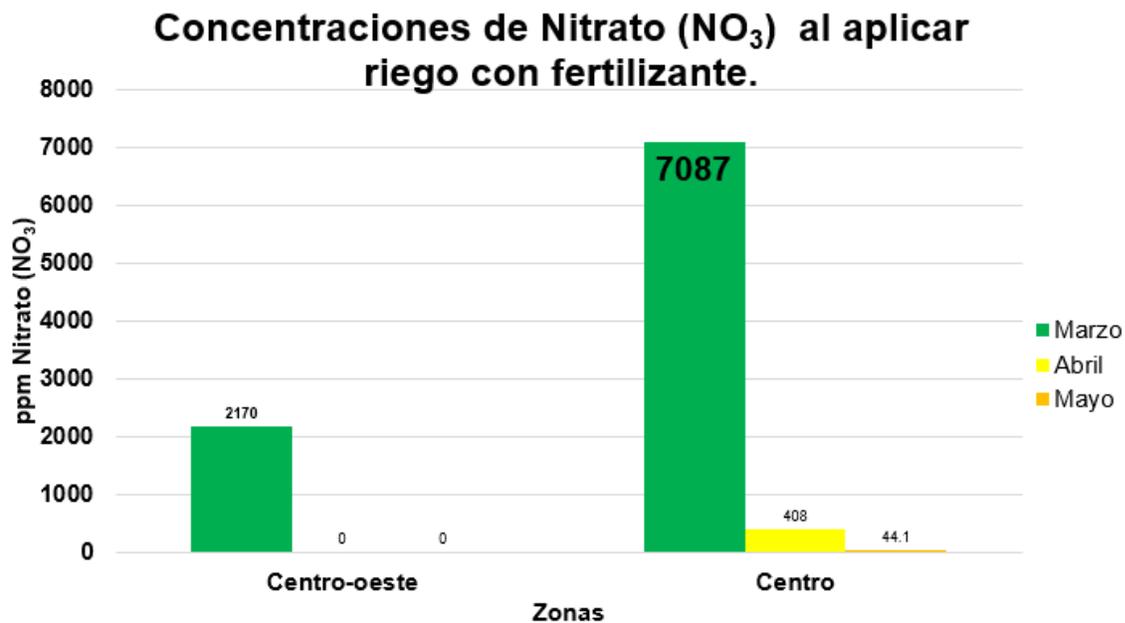


Figura 3.11: Concentraciones más altas de nitrato al aplicar riego con fertilizante.

3.5 CONCLUSIONES

Los resultados antes expuestos, reflejan una cantidad alta del fertilizante que se pierde cuando las prácticas de abonamiento en el vivero no son las adecuadas. Según estos lixiviados recolectados muestran altas concentraciones de nutrimentos, de igual manera, estos nutrimentos son expuestos al ambiente afectando los cuerpos de agua y acuíferos subterráneos que suplen para sufragar la necesidad de agua potable de la población. Algunos de los daños que ocasionan los nutrimentos como nitrógeno, nitrato y fósforo en concentraciones altas en el agua son: crecimiento de *Pfiesteria* spp., eutroficación y crecimiento de algas. Además de causar daños a la salud como la condición de metahemoglobinemia o síndrome del bebé cianótico (Ansari and Singh, 2013; Vázquez, 2004; USEPA, 1998; Librán, 1996).

De la encuesta realizada a los productores, y con los resultados obtenidos en la caracterización química, se observó que en estos viveros no llevan un plan de abonamiento específico. Durante la recolección de las muestras de lixiviados, los productores no proveyeron la información necesaria en cuanto a la concentración y formulaciones que añaden en cada aplicación de fertilizantes. Posiblemente, en estos viveros no hay control ni uniformidad de las concentraciones y frecuencia de abonamiento. Muestras recolectadas en un mismo vivero, pero en diferente tiempo mostraron variación en concentraciones de nitrógeno orgánico total, nitrato y fósforo total. Los resultados demuestran la necesidad de implantar controles en el uso y manejo de fertilizantes utilizados en las prácticas agrícolas en los viveros. Este estudio demuestra que las concentraciones de nitrógeno orgánico total, nitrato y fósforo total

analizadas en los lixiviados recolectados sobrepasan lo permitido por la agencia reguladora del ambiente, EPA, en las aguas subterráneas. Por lo tanto las cantidades de los nutrimentos en estas aguas que se lixivian, eventualmente llegaran a las aguas subterráneas. Las aguas subterráneas son muchas veces utilizadas luego como fuente para agua potable.

Es importante el manejo correcto de los lixiviados provenientes del vivero, esto con el fin de minimizar el impacto ambiental causado por los agroquímicos utilizados. Los resultados encontrados a través de esta investigación podrán ayudar en futuras recomendaciones para mejorar las prácticas en el manejo de aguas residuales en los viveros de producción.

Otro aspecto relevante para la disminución de contaminación por lixiviación de nutrimentos en los viveros son los sustratos utilizados para el desarrollo de las plantas. De acuerdo al tipo de sustrato seleccionado, será la fracción de lixiviación que tendrá el mismo, dependiendo de los componentes que determinan la estructura y textura del mismo. En este estudio todos los viveros muestreados utilizaron una mezcla de sustrato sin suelo. Es importante que cada productor tenga en cuenta la capacidad de retención que tiene cada sustrato utilizado en los viveros (Vázquez, 2004). Para determinar la capacidad de retención se debe conocer la fracción de lixiviación. Esta tiene importancia en los sustratos utilizados en la producción de plantas. La fracción de lixiviación es la cantidad de agua que se añade mediante riego y que sobrepasa los requerimientos de la planta (Waller y Yitayew, 2015; Ayers y Westcot, 1994).

3.6 RECOMENDACIONES

Toda vez obtenidos los resultados de muestreo y con las conclusiones antes expuestas, se recomienda que se establezcan programas de orientación sobre el uso y manejo adecuado de las aguas residuales en los viveros. Es necesario que se realicen programas de orientación a productores de viveros sobre sistemas alternos que minimicen el impacto ambiental causado por los agroquímicos utilizados en las prácticas en el vivero. Es recomendable establecer programas educativos para orientar a los productores sobre alternativas en el uso y manejo adecuado de los fertilizantes así como de los lixiviados, corrigiendo así el uso inadecuado o indiscriminado de las altas concentraciones de fertilizantes. Existe la idea que los fertilizantes son alimento para las plantas y que no son nocivos, como lo fueran insecticidas o fungicidas. Es por estas razones, que se recomienda que agencias locales, que están en contacto con los agroempresarios y aquellas que son reguladoras, que ofrezcan talleres informativos sobre el uso adecuado de agroquímicos en particular fertilizantes en viveros y sistemas de ambiente controlado.

Es importante que se evalúe la frecuencia y cantidad de riego al igual que el tipo de sustrato para poder determinar la fracción de lixiviación, así como evaluar la concentración de fertilizantes añadidos al momento del abonamiento. Se recomienda a los productores el uso de fertilizantes de liberación lenta, así se disminuye el uso de fertilizantes altamente solubles que son los que más impacto tiene en el ambiente.

Para trabajos futuros se recomienda el muestreo de cuerpos de agua adyacentes a los viveros de producción, con el fin de determinar si estas aguas lixiviadas están

contaminando los cuerpos de agua adyacentes por los desechos del vivero. Otras recomendaciones son: muestrear el suelo del vivero (en diferentes puntos dentro y fuera de la estructura) en diferentes puntos para conocer las concentraciones de nutrimentos encontradas en el suelo; realizar muestreos de aguas lixiviadas del vivero para conocer las concentraciones que se pierden y se convierten en escurrimientos; realizar estudios sobre la capacidad de retención de agua ('Water Holding Capacity') del sustrato que se utiliza en cada vivero. Además para llevar un buen plan de abonamiento los productores pudieran clasificar los cultivos de acuerdo a similitudes en requerimientos nutricionales, etapa de desarrollo y tipo de cultivo.

3.7 LITERATURA CITADA

Ansari, A. A., Singh G., S. (2013). *Eutrophication: Causes, Consequences and Control*, Volume 2. Springer Science & Business Media.

Ayers, R. S. and Westcot, D. W. (1994). *Water quality for Agriculture*. FAO Irrigation and Drainage Paper. 29 Rev 1. M-56 ISBN 92-5-102263-1.

Bendell-Young, L. and Gallagher, P. (2001). *Waters in Peril*. Springer Science & Business Media, LLC. New York.

Burkholder, J. M., H.B. Glasgow, Jr., J.J. Springer y A. J. Lewitis. (1997). *Influence of water-column nutrient sources on planktonic and benthic stages of the toxic estuarine dinoflagellate Pfiesteria piscicida*. Proceeding of the 8th International Conference on Harmful Algae, Vigo, Spain, June 25-29.

Chen, J., Huang, Y., Caldwell, R. (2001). *Best Management Practices for Minimizing Nitrate Leaching from Container-Grown Nurseries*. The Scientific World Journal, vol. 1, 96-102.

Di, H. and Cameron, K. (2002). Nutrient Cycling in Agroecosystems: Nitrate leaching in temperate agroecosystems: sources, factors and mitigating strategies. 64: 237. doi:10.1023/A:1021471531188

Elmer, W.H., Gent, M.P.N., McAvoy, R.J. (2012). Gent Partial saturation under ebb and flow irrigation suppresses Pythium root rot of ornamentals. *Crop Protection* (33). 29-33. Consultado en: <http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2011.10.010>

Fangmeier, D. D., Elliot, W. J., Orkman, S. R., Huffman, R. L., Schab, G. O. (2006). *Soil and Water Conservation Engineering*. Thomson Delmar Learning. 5th ed.

FAO, (2002). Capítulo 2: Factores que condicionan la producción. *El cultivo protegido en clima mediterráneo*. ISSN 1014-1227. Hatfield, J. L., and Follett, R. F. 2008. Nitrogen in the Environment. Elsevier Inc. 2nd ed.

Hong, E.-M., Choi, J.-Y., Nam, W.-H., Kang, M.-S., Jang, J.-R. (2014). *Monitoring nutrient accumulation and leaching in plastic greenhouse cultivation*. *Agricultural Water Management* 146: 11.

Horth, M. (2012). *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*. Academic Press.

Ingels, J. E. (2001). *Ornamental Horticulture: Science, Operations and Management*. 3rd edition. State University of New York, College of Agriculture and Technology. Cobleskill, N. Y. 23-25.

Kalff, J. (2002). *Limnology*. McGill University. Prentice-Hall Inc., NJ.

- Keeney, D. R. (2002). *Reducing nonpoint nitrogen to acceptable levels with emphasis on the upper Mississippi River Basin*. Estuaries 25: 862-868pp.
- Killpack, S. C., Buchholz, D. (1993). *Nitrogen in the Environment: What is Nitrogen?* Department of Agronomy, University of Missouri Extension. Consultado en: <http://extension.missouri.edu/p/WQ251#impact>
- Lachat Instruments. (2003). *Determination of nitrate/nitrite in surface and wastewaters by flow injection analysis*. Quikchem® Method 10-107-04-1-b. Lachat Instruments, USA.
- Lachat Instruments. (2003). *Determination of total Kjeldahl Nitrogen by flow injection analysis colorimetry. Low flow method (block digester method)*. Quikchem® Method 10-107-06-2-K. Lachat Instruments, USA.
- Librán, M. (1996). *Nitrogen levels and leaching effects on Geranium (Pelargonium hortum) stock plant growth under a LECA-based hydroculture system*. Thesis, Department of Horticulture, University of Illinois at Urbana-Champaign.
- McAvoy, R. J., Btrand, M. H., Corbett, E. G., Bartok, J. W. Jr., Botacchi, A. (1992). *Effect on leachate fraction on nitrate loading to the soil profile underlying a greenhouse crop*. J. Environ. Hort. 10(3):167-171.
- Menesguen, A., Dion, P. (2007). *Role of phosphorus in coastal eutrophication Paris (France)*.
- Narváez, L. (2012). *Lixiviados en horticultura intensiva ornamental y su tratamiento mediante humedales artificiales*. Tesis Doctoral. Departamento de Ingeniería Agroalimentaria y Biotecnología. Universidad Politécnica de Cataluña, Barcelona.
- Norse, D. (2005). *Non-point pollution from crop production: global, regional and national issues*. Pedosphere, 15 (4). 499-508.
- Ongley, E. D. (1997). *Lucha Contra la Contaminación Agrícola de los Recursos Hídricos*. (Estudio FAO Riego y Drenaje - 55). M-56. ISBN 92-5-303875-6.
- Pacheco, J., Pat, R., Cabrera, A. (2002). *Análisis del ciclo del nitrógeno en el medio ambiente con relación al agua subterránea y su efecto en los seres vivos*. Ingeniería 6(3). 73-81.
- Peckenpaugh, P. (2004). *Hydroponic Solutions: Volume 1: Hydroponic Growing Tips*. New Moon Publishing, Inc. Vol. 1.
- Rabalis N. N., Turner, R.E., Scavia, D. (2002). *Beyond Science into policy: Gulf of Mexico hypoxia and the Mississippi River*. Bioscience 129: 129-142.

Ramamohan Reddy, K. (2014). Hydrology and Watershed Management: Ecosystem Resilience-Rural and Urban Water Requirements. Volume 1 of first ed. Allied Publishers, India.

Ratnayaka,D., Brandt, D. M. J., Johnson, K. M. (2009). *Water Supply. Chemistry, Microbiology and Biology of Water*. Elsevier. 6th ed. 195-256pp.

Razowska, L., Sadurski, A. (2004). Nitrates in Groundwater: IAH Selected Papers on Hydrogeology. CRC Press.

Reiley, H. E. y L. S. Shry. (2002) Introductory Horticulture. Delmar Thomson Learning, Inc. Albany, N.Y. 6th ed. 41-42, 247.

Roca, D. (2009). *Absorción de nitrato en cultivo sin suelo. Estudio de las implicaciones agronómicas y fisiológicas como base para optimizar el manejo de la fertilización. Aplicación a un cultivo de rosas*. Tesis Doctoral. Departamento de Producción Vegetal, Editorial Universidad Politécnica de Valencia.

Sanzano, A. (2005). “*El fósforo del suelo*”: Química del Suelo. Cátedra de Edafología. Facultad de Agronomía y zoología, Universidad de Tucumán, Argentina.

Schepers, J. C., Raun, W.C. (2008). *Nitrogen in Agricultural Systems*. ASA-CSSA-SSSA. Agronomy Monograph no.49.

Smith, L. E. D., Siciliano, G. (2014). A comprehensive review of constraints to improved management of fertilizers in China and mitigation of diffuse water pollution from agriculture. doi:10.1016/j.agee.2015.02.016

Sun, B., Zhang, L., Yang, L., Zhang,F., Norse, D. and Zhu, Z. (2012). Agricultural Non-Point Source Pollution in China: Causes and Mitigation Measures. *Ambio*. 41(4):370-379. doi:10.1007/s13280-012-0249-6

Taiz, L., Zeiger, E. (2002a). Water and plant cells. *Plant Physiology*. Sinauer Associates. 33-46pp. 3ed.

Taiz, L., Zeiger, E. (2002b). Water balance of the Plant. *Plant Physiology*. Sinauer Associates. 47-66. 3ed.

Taiz, L., Zeiger, E. (2010). Water balance of Plants. *Plant Physiology*. Sinauer Associates. 5ed.

Thompson, R. B., Martínez, C., Gallardo, M., López-Toral, J., Fernández, M. D., Giménez, C. (2006). *Management Factors Contributing to Nitrate Leaching Loss from a Greenhouse-Based Intensive Vegetable Production System*. Acta Hort. 700: 179-184.

Torres, J. (2009). *Fitorremediación de aguas residuales por Hidroponía*. Tesis. Instituto Politécnico Nacional, México D.F.

- Townsend, A. R., et. al. (2003) Human health effects of a changing global nitrogen cycle. *Ecol. Environ.* 1 (5): 240-246.
- USEPA. (1998). *What you should know about Pfiesteria piscicida*. ISBN: 0-16-049645-4. Document # EPA 842-f-98-011.
- US-EPA. (2009) United States Environmental Protection Agency. *National Primary Drinking Water Regulations*. EPA 816-F-09-004.
- US-EPA. (2015). *Nutrient Pollution: The Sources and Solutions: Agriculture*. Consultado en: <https://www.epa.gov/nutrientpollution/sources-and-solutions-agriculture>
- Vázquez, J. C. (2004). *Absorción y lixiviación de nitrógeno y fósforo en sustrato a base de Biosólido municipal compostado*. Tesis. Departamento de Horticultura, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.
- Waller, P. and Yitayew, M. (2015). *Irrigation and Drainage Engineering*. Springer International Publisher, Switzerland. 60.
- Ward, M.H., deKok, T. M., Levallois, P., Bender, J., Guiles, G., Nolan, B. T. and VanDerslice, J. (2005). Review: Drinking water and health. Consultado en: www.foodconsumer.org/77/8
- Yeager, T., Million, J., Larsen, C., Stamps, B. (2010). *Florida Nursery Best Management Practices: Past, Present, and Future*. *HortTechnology* 20(1). 82-88.

4. RECOMENDACIONES PARA LA UTILIZACIÓN DE SISTEMAS DE BANCOS CERRADOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN ENVASE EN VIVEROS DE CULTIVOS ORNAMENTALES

Noelia M. Torres Olivencia¹, María Del Carmen Librán Salas², Lizzette González-Gill² y Héctor López Méndez³.

¹Estudiante Graduada, ²Catedráticas Departamento de Ciencias Agroambientales y ³Catedrático Departamento de Ingeniería Agrícola, Universidad de Puerto Rico, Recinto Universitario de Mayagüez.

4.1 RESUMEN

En la producción de plantas en viveros hay dos tipos de sistemas de bancos; bancos abiertos convencionales y bancos cerrados. Los bancos convencionales abiertos son aquellos en los que el agua del riego se lixivia de los envases y cae al suelo. Los lixiviados caen al suelo y siguen su transcurso hacia los acuíferos o aguas subterráneas adyacentes al vivero. Los mismos contaminan los acuíferos debido a las altas concentraciones de nutrimentos presente en el lixiviado (Hong et. al, 2014; CONAGUA, 2011; Ocasio 2006). Altas concentraciones en agua potable y acuíferos causan diversos problemas en la calidad y potabilidad del agua (Fornes, 2010). Estos problemas resultan en daños a la salud y al equilibrio de la fauna y flora del medioambiente (Kalff, 2002; Ansari y Singh, 2013).

Hoy día, es imperativo reducir el impacto ambiental causado por los desechos de agroquímicos. Los sistemas alternos de bancos cerrados para la producción de plantas han resultado efectivos para minimizar el impacto ambiental causado por lo antes expuesto. Los bancos cerrados (hidropónicos) o bancos de subirrigación, entre

ellos 'Ebb-Flow' y NFT. El sistema NFT supe a la planta los nutrimentos a través de una capa fina de solución nutritiva. La misma que se absorbe por las raíces en el NFT. En el sistema cerrado 'Ebb-Flow', las plantas se producen en envases con sustratos recibiendo así el agua y la solución nutritiva por acción capilar o subirrigación. En ambos sistemas la solución nutritiva se recicla evitando que la misma se lixivie (Goto et. al., 2013; Arteca, 2015; Jensen y Malter, 1995; Librán, 1996). No se exponen los lixiviados con nutrimentos al ambiente, sino que la misma se reutiliza (Levidow, 2014). Según las observaciones de esta investigación, los bancos cerrados son los más eficientes en la producción de plantas en envases en viveros. Estudios comprueban que los sistemas cerrados promueven un ambiente libre de contaminantes por exceso de fertilizantes en áreas agrícolas donde son utilizados (Evans and Skaggs, 2004).

4.2 INTRODUCCIÓN

Durante el estudio sobre la evaluación del manejo de aguas lixiviadas en viveros en esta investigación, el objetivo principal es demostrar la necesidad de estudiar el impacto ambiental de la producción de plantas en viveros en Puerto Rico. En la Isla predominan los viveros de producción de plantas ornamentales que a su vez, algunos de ellos, sirven como centros de jardinerías o distribuidores para la comercialización de plantas utilizadas para embellecimiento. En los viveros en los que se llevó a cabo este estudio se observaron algunas prácticas sobre el manejo de los lixiviados provenientes de envase. Se observó que el manejo que los productores tienen de las aguas y lixiviados no es eficiente. Se entiende, que con un manejo inadecuado de los mismos tendrá como consecuencia la contaminación del suelo y de los cuerpos de agua adyacentes a los viveros.

Los lixiviados provenientes de los envases en el vivero contienen residuos de fertilizantes y otros agroquímicos utilizados para el desarrollo de las plantas (Ramamohan, 2014). Este lixiviado se pierde debido a la utilización de un sistema de bancos convencionales abiertos en los viveros y al sistema de riego aéreo utilizado. Esto fue observado en todos los viveros estudiados. Los bancos abiertos no tienen la capacidad de recoger el agua que se pierde por lixiviación luego del riego. Los sistemas de bancos convencionales abiertos en los que se desarrollan las plantas en envases son utilizados con frecuencia en viveros a través del mundo. Estos sistemas consisten de bancos abiertos en los que se colocan los envases con plantas en desarrollo para luego ser mercadeadas.

Algunos de los problemas causados por la presencia de nutrimentos en los lixiviados provenientes de envases es la contaminación a los cuerpos de agua. Esta contaminación tiene efectos nocivos tanto a la salud de los seres humanos como en la calidad del agua de los acuíferos. Efectos en la calidad del agua se aprecian cuando se presenta el crecimiento excesivo y no deseado de algas y de algunas plantas acuáticas dañinas (Sanzano, 2005). Estos efectos al ambiente y la salud humana son causados por la presencia de concentraciones altas de los nutrimentos particularmente de nitrógeno y fósforo en los acuíferos. Este problema se conoce como eutroficación y promueve que el agua se vuelva no potable, afectándose así la fauna de los acuíferos por la disminución de oxígeno en la misma (Kalff, 2002; Ansari y Singh, 2013). Las concentraciones altas de nutrimentos en los cuerpos de agua también afecta la calidad y potabilidad de la misma (Sanzano, 2005). En diversos estudios se ha encontrado que el agua contaminada con residuos del nutriente nitrógeno provoca serios daños en la población vulnerable (infantes, mujeres embarazadas y envejecientes) (Librán, 1996). Entre los daños causados por agua contaminada con fertilizantes altos en nitratos se encuentra, el síndrome del bebé azul o cianótico (Ward et. al. 2005). Esta condición reduce el oxígeno en la sangre, tornándolos de un color azulado. Además, la contaminación por el exceso de los nutrimentos nitrógeno y fósforo limita el oxígeno disuelto en el agua, lo que afecta el equilibrio natural de los ecosistemas (Horth, 2012).

Por los resultados observados y expuestos en los capítulos anteriores de esta investigación, el objetivo en este capítulo es ofrecer las recomendaciones adecuadas para el uso de sistemas cerrados como método alternativo a los sistemas de bancos convencionales abiertos. Esto con el fin de que los productores reutilicen el lixiviado. A

su vez, promover la eficiencia y el manejo adecuado de estos en la producción de plantas en envase en los viveros en Puerto Rico. Se espera, con estas recomendaciones, lograr la concientización por parte de los productores sobre el uso correcto de agroquímicos en las fincas. Esto permitirá la conservación del ambiente y de los cuerpos de agua libre de contaminantes.

OBJETIVOS

1. Evaluar sistemas de bancos más comunes para la producción de cultivos ornamentales en viveros.
2. Recomendar sistemas de bancos cerrados para ser utilizados en la producción de cultivos ornamentales para el manejo adecuado de aguas lixiviadas de los envases en los viveros.

4.3 SISTEMAS DE BANCOS UTILIZADOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN ENVASE EN VIVEROS

4.3.1 Bancos convencionales abiertos

Los bancos convencionales abiertos son utilizados en viveros para colocar los envases con las plantas mientras éstas se desarrollan. Permiten el fácil manejo de las prácticas que se realizan como aplicar agua mediante riego, abonamiento, desyerbo y trasplante (Jensen y Malter, 1995). Regularmente los bancos abiertos están contruidos de tubos galvanizados y alambre. Por lo que al regar las plantas en envases el agua se pierde por lixiviación hacia el suelo. Este tipo de banco no posee un sistema de recogido o recirculación del agua que es lixiviada de los tiestos. Por tanto, esta agua cae directamente al suelo del vivero lo que produce escorrentías o percolación de la misma en el suelo (Vázquez, 2004). La desventaja de la producción de plantas en viveros que poseen sistemas de bancos abiertos es la contaminación de los acuíferos, cuencas hidrográficas y aguas subterráneas adyacentes al vivero (Hong et. al, 2014; CONAGUA, 2011; Ocasio 2006). Los lixiviados que se exponen al ambiente contienen altas concentraciones de nutrientes que la planta no ha absorbido (Fornes, 2010).

Es recomendable que viveros con bancos abiertos se recircule el agua lixiviada, para aprovechar los nutrientes que pueda tener estos lixiviados. Si los lixiviados se recirculan, el impacto ambiental causado por la contaminación con nutrientes residuales presentes en estas aguas será reducido, y además los costos de fertilizantes

del vivero disminuirán. Estos lixiviados pueden recogerse en una charca o un tanque, pueden ser tratados o filtrados y de esa manera se reúsan.

4.3.1.1 Ventajas del uso de bancos abiertos

- Mínima contaminación por dispersión de patógenos entre plantas.
- Bancos abiertos proveen aireación de las plantas en envases.
- Fácil manejo de los envases en el banco.
- Los bancos abiertos permiten un mejor arreglo y distribución de las plantas en el vivero.
- Poco mantenimiento del banco y más durabilidad por los materiales utilizados (tubos galvanizados y alambre de metal).

4.3.1.2 Desventajas del uso de bancos abiertos

- Pérdida de agua con nutrientes al ambiente (lixiviados).
- Lixiviados de envases caen al suelo y llegan hasta las escorrentías fuera de los viveros. Contaminando cuerpos de agua o percolando hasta afectar la calidad de las aguas subterráneas, con los agroquímicos lixiviados.
- El suelo sin cubierta debajo de los bancos tiene crecimiento acelerado de yerbajos.
- El suelo con cubierta debajo de los bancos crea limo por la constante humedad y lixiviación de los envases.

- El follaje de las plantas se mantienen húmedo por el riego aéreo.

4.3.2 Bancos cerrados

Los sistemas de bancos cerrados también conocidos como sistemas de subirrigación, son aquellos en donde no se pierde el agua de riego al medio ambiente (Mattson, 2014; Green, 1989). En sus inicios, los sistemas de bancos cerrados fueron creados como la solución para detener la contaminación por la pérdida de agua con nutrientes al suelo en los viveros (Goto et. al., 2013). Consiste de una lámina fina de agua, aproximadamente de una pulgada, que humedece el sustrato del envase mediante capilaridad desde el fondo del banco (Jensen y Malter, 1995; Librán, 1996). Estos sistemas de subirrigación son utilizados para mejorar la eficiencia en el uso del agua para riego y reduciendo la contaminación por nutrientes al ambiente (Levidow, 2014).

Estudios en Carolina del Norte (EUA) comprobaron que el uso de sistemas de subirrigación aumenta la eficiencia en el uso de fertilizantes nitrogenados y del agua (Evans and Skaggs, 2004). Esto promueve un ambiente libre de contaminantes por exceso de fertilizante en áreas agrícolas donde se utilizan estos sistemas.

4.3.2.1 Tipos de bancos cerrados

Entre los tipos de bancos cerrados más utilizados en la producción de plantas en viveros encontramos los bancos 'Ebb-Flow' y los sistemas de recirculación NFT (Nutrient Film Technique).

- Bancos 'Ebb-Flow': estos bancos son cerrados, de modo que no exponen agua al ambiente, sino que la misma se recicla a través del banco donde se colocan los envases. La manera en que trabaja es por acción capilar o subirrigación. En este sistema cerrado el agua es impulsada al banco cerrado donde están colocados los envases con las plantas sembradas en sustratos, recibiendo solución nutritiva o agua a intervalos de tiempo. El banco se llena de agua y el medio de cultivo se humedece por capilaridad. Una vez el sustrato esté húmedo, el banco drena el agua (Arteca, 2015). Es un sistema versátil, fácil de utilizar y no necesita de mucha energía para su funcionamiento. Este sistema, puede ser automatizado, para la eficiencia del trabajo en el vivero y para el uso eficiente del agua (Thomas, 2017).
- NFT (Nutrient Film Technique): conocidos comúnmente como hidropónico, es un sistema de bancos sin suelo que recircula la solución nutritiva desde un tanque a través de tubos, donde se encuentran las plántulas sembradas en un medio de cultivo inerte (Goto et. al., 2013; Arteca, 2015). Usualmente es utilizado para el crecimiento y desarrollo de vegetales, plantas pequeñas y plantas de follaje para alimento (cilantrillo, recao, lechuga). Es un sistema eficiente por su automatización de riego y concentraciones de nutrientes (Thomas, 2017).

4.3.2.2 Ventajas del uso de bancos cerrados

- No hay pérdida de agua y nutrientes al ambiente por lixiviación.
- Eficiencia en el uso del agua, fertilizantes y mano de obra.

- Mantiene el follaje de las plantas seco, por lo que la incidencia de enfermedades del follaje por hongos patógenos será menor.
- La recirculación del agua permite también la recirculación de los nutrientes que fertilizan las plantas.
- Promueve la utilización de fertilizantes con bajas concentraciones de nutrientes para controlar las sales y toxicidad por nutrientes.

4.3.2.3 Desventajas del uso de bancos cerrados

- Dispersión de enfermedades y patógenos debido a la recirculación del agua en el banco cerrado, si no es manejado adecuadamente.
- Problemas con crecimiento de algas en el banco o tubos por la humedad.
- Constante inspección (pH, conductividad eléctrica, plagas) por personal adiestrado.
- Altos costos iniciales para el establecimiento de estos sistemas.

4.4 RECOMENDACIONES PARA EL USO DE SISTEMAS CERRADOS EN LA PRODUCCIÓN DE PLANTAS EN ENVASES EN VIVEROS

Luego de conocer y evaluar, los diversos sistemas alternos cerrados para la producción de plantas ornamentales en viveros, se confirmó que los sistemas cerrados son los más eficientes. Estos sistemas, aunque costosos en su fase inicial, tienen la capacidad de maximizar las prácticas de cultivo más comunes del vivero. Con los sistemas de bancos cerrados los productores reducen el impacto ambiental que tiene el exponer lixiviados de los viveros al ambiente. Al utilizar un sistema bancos cerrados el agua lixiviada del riego se recicla, minimizando la contaminación del ambiente (Mattson, 2014; Green, 1989). De igual modo, se reducen los costos de fertilizantes y agua de riego. Esto es así debido a que el fertilizante que la planta no utiliza, se recicla cuando el lixiviado se recircula. El costo y cantidad del agua se minimizan también ya que la misma es reutilizada.

Con los resultados obtenidos en capítulos anteriores de esta investigación, se sugiere la utilización de sistemas cerrados. Como método alternativo a los sistemas con bancos abiertos, el productor puede cambiar a utilizar un sistema de bancos cerrados más eficiente como lo es el sistema 'Ebb-Flow'. Se recomienda el mantenimiento y monitoreo de este sistema para disminuir la diseminación de enfermedades que pudiera ocasionar el reciclar el agua. Se recomienda además, el organizar las plantas de acuerdo al requisito de riego y de acuerdo a su etapa de desarrollo.

El sistema de subirrigación es uno automatizado, aumentando la eficiencia del trabajo en el vivero y ayudando al medioambiente por la disminución en la exposición de residuos de nutrimentos en los acuíferos.

4.5 LITERATURA CITADA

- Alpi, A.; Tognoni, F. (1999). *Cultivo en Invernadero*. Ediciones Mundi-Prensa. España. 3era ed.
- Ansari, A. A., Singh G., S. (2013). *Eutrophication: Causes, Consequences and Control*, Volume 2. Springer Science & Business Media.
- Arteca, R. (2015). *Introduction to Horticultural Science*. Cengage Learning, Stamford, CT. 2nd ed.
- CONAGUA. (2011). Comisión Nacional del Agua. *Identificación de reservas potenciales de agua para el medio ambiente en México*.
- Elmer, W.H., Gent, M.P.N., McAvoy, R.J. (2012). Gent Partial saturation under ebb and flow irrigation suppresses Pythium root rot of ornamentals. *Crop Protection* (33). 29-33. Consultado en: <http://dx.doi.org/10.1016/j.cropro.2011.10.010>
- Evans, R.O., Skaggs, R.W. (2004). *Development of controlled drainage as a BMP in North Carolina*. In: Cooke, R.A. (Ed.), *Drainage VIII*, Proceedings of the 8th International Drainage Symposium. Sacramento, CA, U.S.A., 21–24 March. 1–13.
- Kalff, J. (2002). *Limnology*. McGill University. Prentice-Hall Inc., NJ.
- FAO. (2012). *Irrigation and Drainage*. Paper 66: Crop Yield Response to Water. Consultado en: <http://www.fao.org/nr/water/infores.html>.
- Fornes, F., Carrión, C., García de la Fuente, R., Puchades, R., Abad, M. (2010). *Leaching composted lignocellulosic wastes to prepare container media: Feasibility and environmental concerns*. *Journal of Environmental Management*. Vol. 91 (8). 1747–1755. doi:10.1016/j.jenvman.2010.03.017
- Green, J. L. (1989). *Ornamentals northwest archives*. Horticulture Department, Oregon State University, Corvallis, OR 97331. Vol.13, Issue 3. 9-16pp.
- Goto, E., Kurata, K., Hayashi, M., Sase, S. (2013). *Plant production in closed ecosystems: Nutrient management in closed growing systems for greenhouse production*. Springer-Science & Business Media, B. V. 83pp. doi: 10.1007/978-94-015-8889-8.
- Hong, E.-M., Choi, J.-Y., Nam, W.-H., Kang, M.-S., Jang, J.-R. (2014). *Monitoring nutrient accumulation and leaching in plastic greenhouse cultivation*. *Agricultural Water Management* 146:11.
- Horth, M. (2012). *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*. Academic Press.

- Jensen, M. H., Malter, Alan. (1995). *Protected Agriculture: A Global Review*. World Bank Publications. Volumes 23-253. 63.
- Levidow, L., Zaccaria, D., Maia, R., Vivas, E. Todorovic, M., Scardigno, A. (2014). *Improving water-efficient irrigation: prospects and difficulties of innovative practices*. *Agric. Water Manag.* 146. 84–94.
- Librán, M. (1996). *Nitrogen levels and leaching effects on Geranium (Pelargonium hortum) stock plant growth under a LECA-based hydroculture system*. Thesis, Department of Horticulture, University of Illinois at Urbana-Champaign.
- Mattson, N., C. Peters. (2014). *A Recipe for Hydroponic Success*. Inside Grower. 16-19.
- M.J. Sánchez-Blanco, T. Ferrández, A. Navarro, S. Bañón, J.J. Alarcón. (2004). *Effects of irrigation and air humidity preconditioning on water relations, growth and survival of Rosmarinus officinalis plants during and after transplanting*. *J. Plant Physiol.*, 161. 1133–1142.
- Newman, J. P. (2014). *Container Nursery Production and Business Management Manual*. University of California. Division of Agriculture and Natural Resources. UCANR Publications. Vol 3540.
- Ocasio, Y. (2006). *Evaluación nutricional de cinco tributarios del Río Grande de Arecibo*. Tesis. Departamento de Agronomía y Suelos, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.
- Peckenpaugh, P. (2004). *Hydroponic Solutions: Volume 1: Hydroponic Growing Tips*. New Moon Publishing, Inc. Vol. 1.
- Ramamohan Reddy, K. (2014). *Hydrology and Watershed Management: Ecosystem Resilience-Rural and Urban Water Requirements*. Volume 1 of first ed. Allied Publishers, India.
- Taylor, M. D., White, S. A., Chandler, S. L., Klaine, S. J., & Whitwell, T. (2006). *Nutrient management of nursery runoff water using constructed wetland systems*. *HortTechnology*, 16(4), 610-614.
- Thomas, A. (2017). *Hydroponics: A complete hydroponics gardening guide for homesteading*. Pronoun Publisher.
- Tripp, T. (2014). *Hydroponics Systems: How to build a hydroponic system for your garden*. Speedy Publishing LLC.
- Sanzano, A. (2005). *"El fósforo del suelo."* Química del Suelo. Cátedra de Edafología. Facultad de Agronomía y zoología, Universidad de Tucumán, Argentina.

Sonneveld, C., Voogt, W. (2009). *Plant Nutrition of Greenhouse Crops*. Springer Science & Business Media.

Vázquez, J. C. (2004). *Absorción y lixiviación de nitrógeno y fósforo en sustrato a base de Biosólido municipal compostado*. Tesis. Departamento de Horticultura, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Puerto Rico.

Ward, M.H., deKok, T. M., Levallois, P., Bender, J., Guiles, G., Nolan, B. T. and VanDerslice, J. (2005). Review: Drinking water and health. Consultado en: <http://www.foodconsumer.org/77/8>