

**Centro de Investigación Científica y de Educación  
Superior de Ensenada, Baja California**



---

**Programa de Posgrado en Ciencias  
en Acuicultura**

---

**Efecto de los hongos *Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum* en la tasa de crecimiento y rendimiento de plantas de chile *Capsicum chinense* cultivadas en un sistema acuípónico**

Tesis  
para cubrir parcialmente los requisitos necesarios para obtener el grado de  
Maestro en Ciencias

Presenta:  
**Romy Andrea Martínez Peña**

Ensenada, Baja California, México  
2016

Tesis defendida por  
**Romy Andrea Martínez Peña**  
y aprobada por el siguiente Comité

---

**Dr. Manuel Alberto Segovia Quintero**  
Director del Comité

**Dr. Miguel Ángel del Río Portilla**

**Dra. Rufina Hernández Martínez**



---

**Dr. Benjamín Barón Sevilla**  
Coordinador del Posgrado en Ciencias  
en Acuicultura

---

**Dra. Rufina Hernández Martínez**  
Director de Estudios de Posgrado

Resumen de la tesis que presenta **Romy Andrea Martínez Peña** como requisito parcial para la obtención del grado de Maestro en Ciencias en Acuicultura

**Efecto de los hongos *Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum* en la tasa de crecimiento y rendimiento de plantas de chile *Capsicum chinense* cultivadas en un sistema acuipónico**

Resumen aprobado por:

---

Dr. Manuel Alberto Segovia Quintero  
Director de tesis

Un sistema acuipónico (SA) integra cultivos de plantas sin suelo (cultivo secundario) a sistemas de recirculación acuícola (RAS) (cultivo primario) disminuyendo nutrientes disueltos en efluentes y costos de operación. Los cultivos secundarios con frecuencia son afectados por hongos fitopatógenos de la raíz que comprometen las cosechas. En acuiponía se descarta como solución el uso de productos químicos que comprometan el bienestar de organismos cultivados y bacteria nitrificantes. Como alternativa se propone utilizar hongos que actúen como agentes de control biológico y promotores de crecimiento y rendimiento en plantas y además con la capacidad de adaptarse a una rizósfera acuosa. Por ello, se evaluaron dos hongos benéficos para la raíz (*Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum*) y su efecto sobre la tasa de crecimiento y rendimiento de plantas de chile habanero *Capsicum chinense* en cultivo acuipónico con tilapia *Oreochromis niloticus*. Durante el primer experimento se evaluaron tres tratamientos: plantas inoculadas con *T. asperellum* (SA1), *G. intraradices* (SA2), la mezcla de *T. asperellum*+ *G. intraradices* (SA3) y un control. Se evaluó la altura (cm) y rendimiento de las plantas (en peso, talla y N° de frutos). Durante el experimento II se evaluaron plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* (SA1) y un control. En ambos experimentos se evaluaron parámetros de calidad de agua, dinámica de nutrientes (N y P) a la entrada y salida del sistema hidropónico (SH) y el porcentaje de colonización de *G. intraradices* en raíz en la etapa de semillero y después del trasplante al SH. Durante el segundo experimento se evaluó la incidencia de *T. asperellum* en dos zonas de la planta (cuello y raíz). Se concluyó que dentro del SH hubo consumo y producción de compuestos nitrogenados (NAT, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) y fosfatos (P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>). Hubo diferencias en el crecimiento (cm) de las plantas entre los tratamientos durante la etapa de crecimiento vegetativo, las plantas inoculadas crecieron más (102.44 - 113.06 cm). En rendimiento, las plantas inoculadas con *T. asperellum* obtuvieron mejores tallas en fruto (grande, extra grande y jumbo), mayor rendimiento por planta (1,324.78 g planta<sup>-1</sup>) y mayor rendimiento total (25.1 kg) en dos meses de cosecha. En ambos experimentos se descartó la colonización por micorrizas en raíces evaluadas. El porcentaje de incidencia de *T. asperellum* cambió en el tiempo. Durante el primer muestreo su incidencia fue mayor en raíz (50 %) que en cuello (33.3 %), 30 días después del trasplante (ddt) al SH, la incidencia resultó mayor en cuello (66.6 %) que en raíz (31.6 %). Se concluyó que el desarrollo de la plántula en etapa de semillero tendrá efecto sobre las siguientes etapas de crecimiento de las plantas, y que la inoculación quincenal de *T. asperellum* aumentó el rendimiento en plantas de chile habanero *C. chinense* cultivado en SH. Durante los experimentos no se registraron síntomas causados por hongos fitopatógenos.

Palabras clave: **Acuicultura, sistemas de recirculación acuícola (SRA), acuiponía, *Glomus intraradices*, *Trichoderma asperellum*, *Capsicum chinense*.**

Abstract of the thesis presented **Romy Andrea Martínez Peña** as a partial requirement to obtain the Master of Science degree in Aquaculture

**The effect of *Glomus intraradices* and *Trichoderma asperellum* fungi in growth and yield of habanero pepper *Capsicum chinense* produced in an aquaponic system**

Abstract approved by:

---

Dr. Manuel Alberto Segovia Quintero  
Thesis Advisor

An aquaponic system (HS) is integrated by a recirculating aquaculture systems (RAS) (primary culture) and a hydroponic system (HS) (secondary culture) whose main objective is to decrease the concentration of dissolved nutrients in the effluent and at the same time decrease the operation costs. The secondary culture system, the root plants are often affected by pathogenic fungi that decrease yield and increase mortality. In aquaponics, the use of chemicals to control pathogenic fungi is not allowed because it will compromise the welfare of cultured organisms and nitrogen fixing bacteria. As an alternative, we propose to use beneficial fungi that will act as a biological control agent that can adapt to an aquatic environment. Therefore, the effect of two different types of fungi (*Glomus intraradices* and *Trichoderma asperelleum*) in growth rate and yield of the habanero plant *Capsicum chinense* cultured in an aquaponics system were evaluated. Two experiments were performed, in the first experiment four treatments were evaluated: *T. asperellum* inoculated (SA1), *G. intraradices* (SA2), *T. asperellum* + *G. intraradices* mixture (SA3) and (SA4) control plants. In the second experiment, two treatments were evaluated: plants inoculated with *T. asperelleum* + *G. intraradices* (SA1) and control. In both experiments, water quality parameters (dissolved oxygen, pH, alkalinity, TAN, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> and P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) were evaluated in the primary system and at the hydroponic system inlet and outlet. In plants height (cm), plant yield (weight, size and number of fruits), and *T. asperelleum* + *G. intraradices* root colonization were evaluated. In both experiments we observed in the HS either consumption or production of nitrogen compounds (TAN, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) and phosphate (P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>). Differences in growth (cm) among treatments were detected, plants inoculated with either fungi or both, showed a higher growth rate in the vegetative state (102.44 - 113.06 cm). Plants inoculated with *T. asperellum* showed higher fruit yields (large, extra-large and jumbo size), higher yield per plant (1,324.78 g plant<sup>-1</sup>) and higher total yield (25.1 kg). In both experiments, mycorrhizal colonization in roots was not detected. The incidence rate of *T. asperelleum* changed with time. In the first sampling period, *T. asperelleum* incidence was higher in root (50 %) than in neck (33.3%). thirty days after transplanting (ddt), incidence was higher in neck (66.6 %) than root (31.6 %). We conclude that plant performance is related to nursery conditions and fortnightly inoculation of *T. asperelleum* increased performance habanero pepper plants grown on HS. During the experiments no symptoms caused by phytopathogenic fungi were recorded.

**Keywords: Recirculating aquaculture system (RAS), aquaponic systems, *Glomus intraradices*, *Trichoderma asperellum*, pepper *Capsicum chinense*, biological control.**

## Dedicatoria

<ΙΧΘΥΣ><

Mi escudo y fortaleza.

A mis amados padres por su amor y paz.

A mis hermanos y maestros de todo buen ingenio y perseverancia.

A mi mejor amiga y hermana, pilar fuerte en cada uno de mis logros.

A mis lucecitas y mayor motivación.

## Agradecimientos

Al *Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)*, por la beca otorgada durante la realización de mis estudios de Maestría.

Al *Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California (CICESE)* y al *Departamento de Acuicultura* por la disponibilidad de acceso a sus distintos espacios, por el trato amable y diligente de *secretarías, profesores y técnicos*, facilitando la adquisición de conocimiento y experiencias que fortalecieron distintas áreas de nuestra formación académica.

A la coordinadora de posgrado *Dra. Beatriz Cordero Esquivel* por todo su apoyo, atención y buen trato brindado desde la gestión de ingreso al posgrado hasta el final de esta maestría.

Al *Dr. Manuel Alberto Segovia Quintero*, por todas y cada una de sus observaciones y por su peculiar manera de formarnos como profesionistas. Por todo su apoyo, paciencia y tolerancia durante la ejecución de este trabajo de tesis y por la oportunidad de formar parte de su laboratorio desde 2012. Una experiencia inconmensurable y sin duda muy enriquecedora.

A los miembros de mi comité de tesis. *Dra. Rufina Hernández Martínez*, por hacerme comprender lo bello que son los hongos bajo un microscopio (aunque sean patógenos), por la disponibilidad de su laboratorio y equipo, por toda su amabilidad, apoyo, tolerancia, por llevarme a Riverside, California y por auxiliarme en todo después del “azotón” en CICESE. Muchas gracias al *Dr. Miguel Ángel del Río Portilla* por su disposición de siempre atender dudas y consultas, por toda su amabilidad, apoyo y su característica personalidad de reparar en los detalles. A ambos muchas gracias por su gran ayuda y apreciables aportaciones en la realización de este trabajo.

A la *Dra. Carmen Guadalupe Paniagua* por su apoyo en momentos difíciles, por su empatía, por compartir historias de vida que motivan y por ayudarme a conseguir pastillas para el dolor en New Orleans, LA.

A *José Carlos Carballo Bastidas* (¡qué once con el doce!) técnico asociado del Departamento de Acuicultura, por su amistad y apoyo en el mantenimiento de los sistemas de recirculación.

A *Gabriel Márquez, América Talamantes, Rosa Isela, Norma Novoa, Raquel García, Rut Morales, Elda Rodríguez, Nohemí Sánchez, Jesús Reyes, Lili Vela*, y cada uno de los integrantes de *familia de familias* por su amor y sabiduría y si no nos vemos más en esta vida que sea en la próxima ♥...

A la hermosa *familia De la Rosa González* por haber sido el pilar fundamental en este logro, por toda aquella hospitalidad y calidez humana que me brindaron en el primer arribo a la ciudad de Ensenada, desde el fondo de mi corazón muchas gracias *Rubén y Leticia*.

A *Juan Pablo González Hermoso* por su asesoría en todas las técnicas de calidad de agua, por los raytes, buen humor y gran repertorio de chistes.

A la Dra. *Olguita Callejas* del posgrado de ciencia de la vida, por su atención y apoyo en el curso de técnicas microbiológicas.

A *Gabriel Vaca, Adrián Vásquez, Estefanía Valverde y Jimena Valentín* por todo su apoyo durante la realización de la primera etapa del diseño experimental. A *Martha Cifuentes y Juan Benavides* por su valiosa colaboración en el insolado trabajo de mantenimiento de los sistemas de recirculación.

A *Julio Enrique Ramos, Eduardo Martínez, Benito Niebla, Samantha Caraveo, Sahel Barenca, Nery de León, Salvador Villasuso, Paul Vásquez, Stefany Córdova, Candy Elizabeth, Miriam Bautista, Celia Carolina, Connie Ochoa, Sara Enciso, Denis López, Ana Lucía, Laura Vásquez, Fercho y Humberto* por su amistad, buen humor, su apoyo intelectual y apoyo moral en los buenos y estresantes momentos.

Al equipo de trabajo del laboratorio de Fitopatología por su apoyo. A *Habib* por su enorme ayuda en la obtención de cepas, asesorías y por compartirme más enseñanzas de *Dante Gebel*! A *Paquito, Claudia y Edelweiss Rangel*. ¡*Edel*, gracias por prestarme siempre tu llave!





3.1.2	Parámetros de calidad de agua .....	19
3.1.2.1	Temperatura (T°).....	19
3.1.2.2	Oxígeno Disuelto (OD) .....	19
3.1.2.3	Saturación de oxígeno disuelto .....	20
3.1.2.4	Sólidos Disueltos Totales (SDT).....	21
3.1.2.5	Conductividad Eléctrica (CE).....	21
3.1.2.6	Potencial de hidrógeno (pH).....	22
3.1.2.7	Nitrógeno Amoniacal Total (NAT).....	22
3.1.2.8	Nitritos (N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> ).....	25
3.1.2.9	Nitratos(N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ) .....	29
3.1.2.10	Fosfatos (P-PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> ) .....	32
3.1.2.11	Alcalinidad (CaCO <sub>3</sub> ) .....	35
3.1.3	Cultivo de Plantas <i>Capsicum chinense</i> .....	35
3.1.3.1	Porcentaje de germinación.....	35
3.1.3.2	Medidas directas de crecimiento .....	35
3.1.3.2.1	Crecimiento.....	35
3.1.3.2.2	Masa seca (MS).....	36
3.1.3.2.3	Área foliar (AF) .....	37
3.1.3.3	Medidas indirectas de crecimiento .....	37
3.1.3.3.1	Relación de área foliar (RAF) .....	37
3.1.3.3.2	Área foliar específica (AFE).....	38
3.1.3.3.3	Tasa absoluta de crecimiento (TAC) .....	39
3.1.3.3.4	Tasa relativa de crecimiento (TRC) .....	39
3.1.3.3.5	Tasa de asimilación neta (TAN).....	39
3.1.3.4	Etapas de floración y producción de frutos .....	40
3.1.3.5	Evaluación de rendimiento .....	40
3.1.3.5.1	Peso de frutos por planta.....	41
3.1.3.5.2	Por número de fruto .....	41
3.1.3.5.3	Por frecuencia de tallas .....	42
3.1.3.6	Colonización por <i>Glomus intraradices</i> : Método rápido .....	43
3.2	Experimento II.....	44
3.2.1	Cultivo de Tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> .....	44
3.2.1.1	Porcentaje de supervivencia .....	44
3.2.1.2	Índice de condición.....	44
3.2.2	Parámetros de calidad de agua.....	45
3.2.2.1	Nitrógeno Amoniacal Total (NAT).....	45
3.2.2.2	Nitritos (N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> ) .....	48
3.2.2.3	Nitratos(N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ) .....	50
3.2.2.4	Fosfatos (P-PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> ) .....	53
3.2.3	Cultivo de Plantas <i>Capsicum chinense</i> .....	55
3.2.3.1	Etapas de germinación .....	55
3.2.3.2	Medidas directas de crecimiento .....	55
3.2.3.2.1	Crecimiento .....	55
3.2.3.2.2	Masa seca (MS) y área foliar (AF) .....	56
3.2.3.3	Medidas indirectas de crecimiento .....	56
3.2.3.3.1	Relación de área foliar (RAF) .....	56
3.2.3.3.2	Área foliar específica (AFE).....	57
3.2.3.3.3	Tasa absoluta de crecimiento (TAC) .....	57
3.2.3.3.4	Tasa relativa de crecimiento (TRC) .....	57

3.2.3.3.5 Tasa de asimilación neta (TAN) .....	57
3.2.3.4 Colonización por <i>Glomus intraradices</i> : Método en frío .....	58
3.2.3.5 Incidencia de <i>Trichoderma asperellum</i> .....	59
3.2.3.6 Parámetros ambientales .....	61
<b>Capítulo 4. Discusión</b> .....	62
4.1 Experimento I y II.....	62
4.1.1 Cultivo de Tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> .....	62
4.1.2 Parámetros de calidad de agua .....	62
4.1.2.1 Temperatura (T°).....	63
4.1.2.2 Oxígeno Disuelto (OD) y porcentaje de saturación .....	63
4.1.2.3 Sólidos Disueltos Totales (SDT).....	63
4.1.2.4 Conductividad Eléctrica (CE) .....	64
4.1.2.5 Potencial de hidrógeno (pH).....	64
4.1.2.6 Nitrógeno Amoniacal Total (NAT).....	65
4.1.2.7 Nitritos (N-NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> ) .....	66
4.1.2.8 Nitratos(N-NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> ) .....	67
4.1.2.9 Fosfatos (P-PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> ) .....	68
4.1.2.10 Alcalinidad (CaCO <sub>3</sub> ) .....	69
4.1.3 Cultivo de Plantas <i>Capsicum chinense</i> .....	70
4.1.3.1 Etapa de germinación .....	70
4.1.3.2 Medidas directas de crecimiento .....	71
4.1.3.2.1 Crecimiento .....	71
4.1.3.2.2 Masa seca (MS).....	72
4.1.3.2.3 Área foliar (AF) .....	72
4.1.3.3 Medidas indirectas de crecimiento .....	73
4.1.3.3.1 Relación de área foliar (RAF) .....	73
4.1.3.3.2 Área foliar específica (AFE).....	74
4.1.3.3.3 Tasa absoluta de crecimiento (TAC) .....	74
4.1.3.3.4 Tasa relativa de crecimiento (TRC) .....	75
4.1.3.3.5 Tasa de asimilación neta (TAN) .....	76
4.1.3.4 Etapa de floración y producción de frutos .....	77
4.1.3.5 Evaluación de rendimiento .....	77
4.1.3.5.1 Peso de frutos por planta.....	78
4.1.3.5.2 Por número de fruto.....	79
4.1.3.5.3 Por frecuencia de tallas .....	79
4.1.3.5 Porcentaje de micorrización e Incidencia de <i>Trichoderma asperellum</i> .....	80
4.1.3.6 Parámetros ambientales .....	81
<b>Capítulo 5. Conclusiones</b> .....	83
<b>Recomendaciones</b> .....	84
<b>Lista de referencias bibliográficas</b> .....	85

## Lista de figuras

Figura	Página
1 Sistema primario (SRA). A) biofiltro, B) bomba, C) desgasificador, D) tanque de compensación, E) cono de saturación F) manifold, G) tanque de cultivo, H) tubo de nivel, I) tubo de salida del agua, J) hidrociclón, K) tubería auxiliar para el retrolavado, L) tubo de vacío.....	7
2 Proceso de trasplante de plántulas del semillero al sistema hidropónico (Martínez-Peña, 2013).....	9
3 Concentraciones de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	23
4 Concentraciones de consumo/producción de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control).....	24
5 Regresión lineal de la concentración de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida, evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control).....	25
6 Concentraciones de $\text{N-NO}_2^-$ ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) ....	26
7 Concentraciones de consumo/producción de $\text{N-NO}_2^-$ ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) ....	27
8 Regresión lineal de la concentración de $\text{N-NO}_2^-$ ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de $\text{N-NO}_2^-$ ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) ....	28

- 9 Concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control) .... 29
- 10 Concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control) .... 30
- 11 Regresión lineal de la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control) .... 31
- 12 Concentraciones de  $\text{P-PO}_4^{3-}$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control) .... 32
- 13 Concentraciones de consumo/producción de  $\text{P-PO}_4^{3-}$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control) .... 33
- 14 Regresión lineal de la concentración de  $\text{P-PO}_4^{3-}$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de  $\text{P-PO}_4^{3-}$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control) ..... 34
- 15 Crecimiento de plantas cultivadas en cuatro sistemas hidropónicos (SA1, SA2, SA3 y Control), evaluado en altura (cm). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control) ..... 36
- 16 Raíz de *C. chinense* muestreada en la etapa de trasplante y teñida con azul de tripano al 0.05% en glicerol ácido observada a 4x ..... 43
- 17 Estructuras encontradas en raíces de plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* SA1 evaluadas durante el segundo muestreo de raíces, a) campo visual a 40x, b) campo visual a 40x ..... 43

- 18 Concentraciones de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de dos sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos..... 46
- 19 Concentraciones de consumo/producción de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos 47
- 20 Regresión lineal de la concentración de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mgL}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de NAT ( $\text{mgL}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular ..... 47
- 21 Concentraciones de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos ..... 48
- 22 Concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos. 49
- 23 Regresión lineal de la concentración de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular.. 50
- 24 Concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de dos sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos ..... 51
- 25 Concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos 52
- 26 Regresión lineal de la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular . 52

- 27 Concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos ..... 53
- 28 Concentraciones de consumo/producción de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos ..... 54
- 29 Regresión lineal de la concentración de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de entrada contra la concentración de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular ..... 55
- 30 Estructuras fúngicas encontradas en las raíces de las plantas inoculadas con *T. asperellum* y *G. intraradices*, en un campo visual de 10x (a) y 40x (b) ..... 58
- 31 Hongos obtenidos de la siembra de secciones de cuello y raíz de plantas de chile *C. chinense* del tratamiento control en papa dextrosa agar (PDA) y observados a 40x (primer muestreo realizado el 7 de junio de 2015). a) estructuras del género *Alternaria* sp. y b) hongos del género *Aspergillus* sp... 59
- 32 Estructuras fúngicas observadas de la siembra de raíz de plantas de chile *C. chinense* del tratamiento SA1 (inoculación de *T. asperellum* + *G. intraradices*) en papa dextrosa agar (PDA). La letra a indica la hifa de *Trichoderma asperellum*; b, indica esporas del género *Aspergillus* sp. observado a 40x..... 60
- 33 Hongos observados en la siembra del cuello y raíz de chile *C. chinense* en PDA (segundo muestreo realizado el 22 de junio de 2015). El inciso a) indica los hongos encontrados en el cuello de las plantas del SA1 (40x), y b) hongos encontrados en la zona pilífera en las plantas del Control (40x) ..... 60

## Lista de tablas

Tabla	Página
1 Criterio de calidad utilizado para clasificar el rendimiento de chile acuipónico <i>Capsicum chinense</i> .....	12
2 Peso (W, g) y longitud (L, cm) de tilapias <i>Oreochromis niloticus</i> cultivadas en sistemas de recirculación acuícola.....	18
3 Porcentaje de supervivencia de la tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> .....	18
4 Índice de condición de tilapias <i>Oreochromis niloticus</i> .....	19
5 Valores promedio y desviación estándar de las temperaturas (°C) del agua evaluadas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) de octubre 2013 a marzo 2014.....	19
6 Valores promedio y desviación estándar de la concentración de oxígeno disuelto (mg L <sup>-1</sup> ) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.....	20
7 Valores promedio y desviación estándar del porcentaje de saturación de oxígeno disuelto del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.....	20
8 Valores promedio y desviación estándar de la concentración de sólidos disueltos totales (mg L <sup>-1</sup> ) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014 .....	21
9 Valores promedio y desviación estándar de la conductividad eléctrica (mS cm <sup>-1</sup> ) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014 .....	22
10 Valores promedio y desviación estándar del potencial de hidrógeno (pH) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.....	22
11 Valores promedio y desviación estándar de la alcalinidad (CaCO <sub>3</sub> ) (mg L <sup>-1</sup> ) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) durante el experimento I.....	35
12 Materia seca MS (g) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	36
13 Área foliar AF (cm <sup>2</sup> ) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	37

14	Relación área foliar RAF ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ ) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control).....	38
15	Área foliar específica AFE ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ ) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control).....	38
16	Tasa absoluta de crecimiento TAC ( $\text{g día}^{-1}$ ) de plantas de chile <i>C. chinense</i> evaluadas 55ddt durante el crecimiento vegetativo en experimento I. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	39
17	Tasa relativa de crecimiento TRC ( $\text{g g}^{-1} \text{día}^{-1}$ ) en peso fresco y seco de plantas <i>C. chinense</i> evaluadas 55ddt bajo cuatro tratamientos en el experimento I. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control).....	39
18	Tasa de asimilación neta TAN [ $\text{g (cm}^2 \text{día)}^{-1}$ ] correspondiente a la etapa de crecimiento vegetativo (55 ddt) del experimento I. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	40
19	Registro del inicio de la floración y precocidad en plantas <i>C. chinense</i> reportado en días después del trasplante (ddt). SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	40
20	Rendimiento en peso (g) de chile <i>C. chinense</i> por sistemas, evaluado quincenalmente. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control).....	41
21	Evaluación del rendimiento total en peso por planta de chile habanero <i>C. chinense</i> por tratamiento. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	41
22	Evaluación del rendimiento total en número de fruto por cosecha y por planta de chile habanero <i>C. chinense</i> por tratamiento. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	42
23	Evaluación del rendimiento total en número de fruto por planta de chile habanero <i>C. chinense</i> por tratamiento. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	42



24	Frecuencia de tallas (Jumbo, Extra grande, grande, mediano y chico) en número (#) y peso (g) de chiles <i>C. chinense</i> producidos en cuatro tratamientos en sistemas acuipónico. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> , SA2=con <i>G. intraradices</i> , SA3=con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y plantas sin inoculación de hongos (control) .....	42
25	Peso (g) y longitud (cm) de tilapias <i>Oreochromis niloticus</i> cultivadas en sistemas de recirculación acuícola.....	44
26	Porcentaje de supervivencia de tilapia <i>Oreochromis niloticus</i> .....	44
27	Índice de condición de Tilapias <i>Oreochromis niloticus</i> al inicio del experimento II .....	44
28	Valores promedio y desviación estándar de los parámetros de calidad de agua evaluados en dos sistemas acuipónicos (SA1 y SA Control) de 7 de junio a 7 julio de 2015.....	45
29	Crecimiento en altura (cm) de plantas medidas al día 33 de cultivo en charola, 15 y 51 después del trasplante (ddt) en el experimento II. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y Control=plantas sin inoculación de hongos.....	56
30	Masa seca MS (g) y área foliar AF (cm <sup>2</sup> ) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento II. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y Control=plantas sin inoculación de hongos .....	56
31	Tasa absoluta de crecimiento (g día <sup>-1</sup> ) de plantas de chile <i>C. chinense</i> evaluadas 51 ddt durante la etapa de crecimiento vegetativo en el experimento II. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y Control=plantas sin inoculación de hongos .....	57
32	Tasa relativa de crecimiento TRC (g g <sup>-1</sup> día <sup>-1</sup> ) en plantas <i>C. chinense</i> evaluadas a los 107 días de cultivo (51ddt) bajo dos tratamientos. Experimento II. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y Control=plantas sin inoculación de hongos .....	57
33	Relación área foliar RAF (cm <sup>2</sup> g <sup>-1</sup> ), área foliar efectiva AFE (cm <sup>2</sup> g <sup>-1</sup> ), tasa de asimilación neta TAN [(g (cm <sup>2</sup> día) <sup>-1</sup> ] correspondiente a la etapa de trasplante (1er muestreo) y crecimiento vegetativo (segundo muestreo) del experimento II. SA1=plantas inoculadas con <i>T. asperellum</i> + <i>G. intraradices</i> y Control=plantas sin inoculación de hongos .....	58
34	Valores promedio y desviación estándar de los parámetros ambientales mínimos, máximos y registrados a medio día dentro del invernadero, evaluados durante dos etapas: cultivo en semillero (14 de abril al 7 de junio de 2015) y cultivo después del trasplante (ddt) (7 de junio a 7 julio de 2015)...	61

## Capítulo 1. Introducción

---

La acuicultura multitrófica integrada consiste en el reciclaje de subproductos de una especie convirtiéndolos en insumos para otra en forma de abonos, alimento y energía con el objetivo de reducir impactos negativos y asegurar el desarrollo sustentable de la actividad acuícola (Allsopp *et al.*, 2008; Chávez-Crooker y Obreque-Contreras 2010; Chopin, 2013; FAO, 2014). Los sistemas acuíponicos (SA) son considerados un tipo de acuicultura multitrófica. Los SA son cultivos acuícolas (cultivos primarios) que integran cultivos hidropónicos (cultivos secundarios) que tienen como objetivo reducir los nutrientes disueltos en el agua (Rakocy, 1999; Chopin, 2013; Somerville *et al.*, 2014) y en forma paralela, disminuir los costos de producción y generar ingresos (Love *et al.*, 2015). En los sistemas secundarios, las plantas son susceptibles de enfermedades por fitopatógenos, siendo los hongos los agentes causantes de enfermedades más importantes (Agrios, 2005). Los hongos de los géneros *Pythium* y *Phytophthora* están adaptados para sobrevivir en el medio acuático y representan una grave amenaza a la raíz de cultivos sin suelo, ya que al infectarla, la pudren, produciendo daños en el crecimiento, rendimiento o causando muerte de la planta (Rakocy, 1997; Baixauli y Aguilar, 2002; Raviv y Liet, 2008).

En cultivos tradicionales e hidropónicos se recurre al uso de tratamientos químicos que controlan a los hongos fitopatógenos. En cultivos acuíponicos se opta por una solución que no comprometa el bienestar de peces y bacterias. Una alternativa consiste en la utilización de hongos antagonistas como agentes de control biológico y promotores de crecimiento en plantas, los cuales tienen un efecto sobre la productividad e incidencia de hongos fitopatógenos (Baixauli y Aguilar, 2002; Avis *et al.*, 2008). Por ello, durante este estudio se evaluaron dos hongos benéficos para la raíz (*Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum*) y su efecto sobre la tasa de crecimiento y rendimiento de plantas de chile habanero *Capsicum chinense* en cultivo acuíponico con tilapia *Oreochromis niloticus*.

## 1.1 Antecedentes

### 1.1.1 Sistemas acuipónicos SA

Los principales organismos utilizados en los cultivos primarios son peces dulceacuícolas tales como la tilapia, el bagre y la carpa entre otros, mientras que en cultivos secundarios se utilizan plantas aromáticas, de forraje, lechugas y espinacas o plantas productoras de flores o frutos como tomate, calabazas, entre otras (Endut *et al.*, 2010; Roosta y Hamidpour, 2011; Roosta y Mohsenian, 2012; Góngora-Escamilla, 2012; Mariscal *et al.*, 2012; Buzby y Lin, 2014; Lobillo *et al.*, 2014; Haque *et al.*, 2015; Hu *et al.*, 2015; Lam *et al.*, 2015; Liang y Chien, 2015).

### 1.1.2 Hongos fitopatógenos en cultivos vegetales sin suelo

Muchos hongos en cultivos acuipónicos se asocian a factores ambientales tales como la humedad y la temperatura. Los principales hongos fitopatógenos reportados son: *Pythium* spp. (podredumbre de raíz), *Pseudoperonospora cubensis* (mildiu vellosa), *Sphaerotheca fuliginea* (mildiu polvoriento), *Verticillium* spp. (marchitez), *Fusarium oxysporum* (marchitez) y *Alternaria solani* (tizón temprano) (Somerville *et al.*, 2014). Los hongos fitopatógenos al infectar la raíz, provocan la necrosis del tejido y, el micelio al llegar al xilema, se desarrolla, taponea el flujo de savia resultando en marchitez, decaimiento en la producción y posterior muerte de la planta (Baixauli y Aguilar, 2002; Agrios, 2005; Raviv y Liet, 2008). Como solución al manejo de hongos fitopatógenos en sistemas hidropónicos/acuipónicos, se han reportado estrategias de manejo integrado que incluyen el uso de insectos benéficos para suprimir plagas y la remoción de plantas enfermas (Love *et al.*, 2015). El uso de control biológico es una alternativa atractiva para sustituir el control tradicional con pesticidas y fungicidas en cultivos sin suelo.

### 1.1.3. Control biológico

El uso de microorganismos benéficos que contrarrestan enfermedades causadas por hongos fitopatógenos son una alternativa sustentable en la producción de cultivos (Lugtenberg, 2014) y se denominan como agentes de control biológico (Pal y McSpadden–Gardener, 2006). Estos microorganismos antagonistas tienen ventajas sobre el control químico (Lugtenberg, 2014), debido a que favorecen el medio ambiente,

prolifera y permanecen activos, se establecen en el ecosistema, promueven el crecimiento y rendimiento de la planta, son de fácil aplicación y pueden sustituir la protección química tradicional (Paradjikovic *et al.*, 2007). Entre los microorganismos comerciales comúnmente más utilizados contra hongos fitopatógenos se encuentra: *Gliocladium virens*, *Trichoderma harzianum* y *Trichoderma polysporum* (Agris, 2005; Sosa-Rodríguez *et al.*, 2006; Kaewchai *et al.*, 2009; Cubillos *et al.*, 2011). Se ha encontrado que *Trichoderma* spp. actúa como agente de control biológico y además aumenta la producción de cultivos tradicionales y sin suelo (Potgieter *et al.*, 2015; Colla *et al.*, 2015; López-Bucio *et al.*, 2015), y se caracterizan porque favorecen una respuesta de resistencia localizada y sistémica, mayor crecimiento o mayor rendimiento en plantas inoculadas (Gravel *et al.*, 2007; Colla *et al.*, 2015; López-Bucio *et al.*, 2015; Potgieter *et al.*, 2015).

Diversos estudios encuentran que el uso de micorrizas también posee efectos antagónicos sobre hongos fitopatógenos. En cultivo tradicional, Pozo *et al.* (2002), observaron que la inoculación de *G. mosseae* y *G. intraradices* en plantas de tomate *Lycopersicon esculentum* estimuló la producción de enzimas hidrolíticas que degradaron la pared celular de *Phytophthora parasítica*. Además de sus efectos como fungicida, contribuyen a un mayor crecimiento en plantas (Cartmill *et al.*, 2012), mejor nutrición mineral y mayor tolerancia a condiciones salinas (Latef y Chaoxing, 2011). Por otro lado, tras la inoculación de hongos micorrícicos arbusculares y especies del género *Trichoderma* ocurre un efecto sinérgico en la síntesis de fitohormonas (Martínez-Medina *et al.*, 2011), que tienen un efecto en el crecimiento de plantas (Camprubi *et al.*, 1995; Adkins, 2010), en la resistencia y reducción a enfermedades (Chandanie *et al.*, 2009; Martínez-Medina *et al.*, 2011; Idowu *et al.*, 2016). A pesar de ello, diversos autores concluyen que la inoculación de ambos hongos no siempre trae efectos positivos en el crecimiento de plantas (Tchameni *et al.*, 2011; Idowu *et al.*, 2016) o que simplemente su interacción sobre parámetros de crecimiento es de tipo neutral (Sosa-Rodríguez *et al.*, 2006).

## 1.2 Justificación

Los sistemas acuipónicos SA son la integración de un SRA (cultivo primario) y un sistema hidropónico SH (cultivo secundario) y pueden usarse con un limitado recurso hídrico (Somerville *et al.*, 2014), utilizando subproductos de una especie y aprovechándolos en otra (Chopin, 2013). Sin embargo, estos sistemas facilitan la propagación de hongos fitopatógenos (*Pythium* spp., *Pseudoperonospera cubensis*, *Sphaerotheca fuliginea*, *Verticillium* spp., *Fusarium oxysporum*, *Alternaria solani*, entre otros) ya que no existen protocolos de manejo específicos sobre el control sanitario en estos sistemas de tipo multitrófico (Baixauli y Aguilar, 2002; Raviv y Liet, 2008; Somerville *et al.*, 2014). Una opción es recurrir a la utilización de agentes de control biológico específicos y tal es el caso de los hongos *T. asperellum* y *G. intraradices*. Se ha comenzado a evaluar su efecto individual y su posible sinergia, con el objetivo de prevenir infección por hongos fitopatógenos, promover el crecimiento y aumentar el rendimiento del cultivo. Se tiene conocimiento del comportamiento de ambos hongos en distintos cultivos y sustratos, sin embargo, la información de su uso en cultivos acuipónicos es limitada. La interacción que pudiera existir entre estos y la raíz de plantas cultivadas de forma acuipónica se desconoce. Si la colonización de ambos hongos es posible en el sistema radicular, podría representar una solución sustentable al control de hongos fitopatógenos entre ambos sistemas (primario y secundario). Por lo tanto, el objetivo de esta investigación es evaluar el porcentaje de colonización de *G. intraradices* y la incidencia de *T. asperellum* y su efecto en el crecimiento en la etapa de semillero y acuipónica, y el rendimiento de plantas de chile *Capsicum chinense* así como la influencia que esta tenga en la dinámica de calidad de agua.

## 1.3 Hipótesis

H<sub>1</sub>: En un sistema acuipónico el sistema radicular de plantas de chile *Capsicum chinense* puede colonizarse por los hongos *Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum*.

H<sub>2</sub>: La colonización de los hongos *Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum* en el sistema radicular del chile *Capsicum chinense* aumenta el crecimiento y rendimiento de la planta cultivada de forma acuipónica.

## **1.4 Objetivos**

### **1.4.1 Objetivo general**

Evaluar en un sistema acuipónico el crecimiento y rendimiento de plantas *Capsicum chinense* inoculadas en su sistema radicular con los hongos *Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum*

### **1.4.2 Objetivos específicos**

1. Caracterizar y evaluar la dinámica de calidad de agua en los sistemas acuipónicos y la dinámica de nutrientes a la entrada y salida de los SH.
2. Evaluar parámetros de crecimiento y rendimiento de plantas de chile habanero *Capsicum chinense*
3. Evaluar el porcentaje de colonización del hongo micorrícico *Glomus intraradices* y la incidencia de *Trichoderma asperellum* en el sistema radicular de las plantas de chile habanero.
4. Caracterizar la dinámica de parámetros ambientales.

## Capítulo 2. Materiales y métodos

---

### 2.1 Sistema acuípónico

El sistema acuípónico (SA) se compone de un sistema de recirculación acuícola (SRA) conectado a un sistema hidropónico acoplado (SH). El SRA se denomina sistema primario y está destinado al cultivo de peces. El sistema hidropónico es el sistema secundario y es utilizado para el cultivo de plantas.

#### 2.1.1 Sistema primario

El SRA estuvo compuesto por un tanque de fibra de vidrio circular de fondo plano en color azul claro (2.62 m diámetro x 1.1 m altura) de 4 m<sup>3</sup> de capacidad, al centro un tubo de nivel de 0.9 m de altura y 0.102 m de diámetro, provisto de una desagüe de camisa de 1 m de altura y 0.152 m de diámetro. El sistema contó con un tanque de compensación de plástico de color azul (0.65 m altura x 0.93 m ancho x 1.35 m largo) de 0.8 m<sup>3</sup> de capacidad. La filtración biológica se realizó con un filtro biológico de cuentas de plástico con retrolavado de propela de 0.283 m<sup>3</sup> de medio (Aquaculture Systems Technology, New Orleans, USA). El agua circuló con una bomba centrífuga de 1½ HP (Sta-rite dynamax, mpea6f-148l, Sta-rite Industries Inc., USA), con una tasa de flujo de 380 Lpm. El oxígeno disuelto se proporcionó con 5 piedras difusoras (30 cm longitud x 5 cm ancho) (Sweetwater, modelo AS30L, USA). El dióxido de carbono se eliminó con una unidad de desgasificación por aire forzado en contracorriente (Diseñado en el laboratorio de diseño y desarrollo de tecnología acuícola de CICESE), el aire para las piedras difusoras y el aire forzado para las unidades de desgasificación fueron proporcionados por un rotrón regenerativo de 1 HP (Sweetwater, Modelo 220, USA). La temperatura en el agua se mantuvo a 28 °C con un calentador de inmersión de titanio de 5000 vatios (Process Technology, Modelo TA5239-PT-I, USA). La remoción de sólidos sedimentables se llevó a cabo con un hidrociclón (120 L) (W. Lim's Products, WAVE-24, USA).

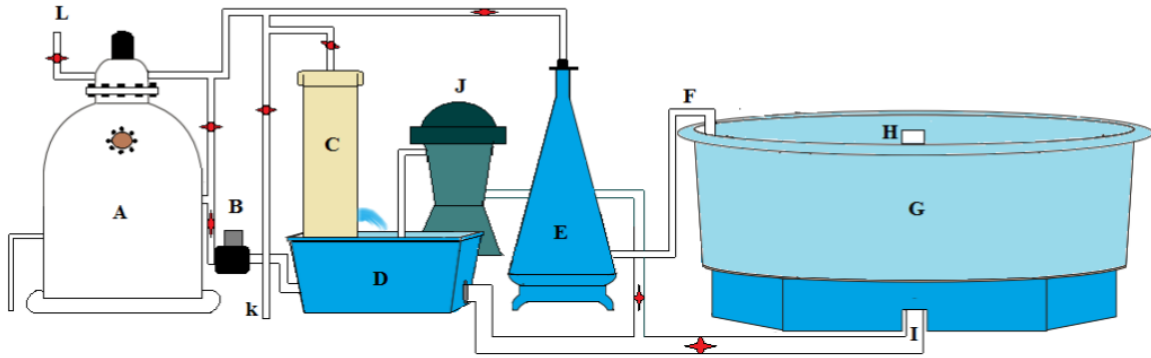


Figura 1. Sistema primario (SRA). A) biofiltro, B) bomba, C) desgasificador, D) tanque de compensación, E) cono de saturación F) manifold, G) tanque de cultivo, H) tubo de nivel, I) tubo de salida del agua, J) hidrociclón, K) tubería auxiliar para el retrolavado, L) tubo de vacío

### 2.1.1.1 Cultivo de tilapia *Oreochromis niloticus*

Se utilizó tilapia Nilótica variedad achitralada (*O. niloticus*) monosexadas en etapa adulta con un peso promedio de 1.5 kg en una densidad de 35 kg\*m<sup>-3</sup>, y 2.2 kg a una densidad de 30 kg\*m<sup>-3</sup>. Para verificar las tasas de alimentación se llevó a cabo la evaluación del peso (0.1 g) y longitud (0.1 cm) al inicio de los experimentos. Las tilapias se alimentaron con una dieta comercial (32% proteína cruda, 6% lípidos y extruido flotante en partícula de 3.5 mm de diámetro) (Nestlé Purina Pet Company, Nutripec 3206 AP, México). Los horarios de alimentación fueron a las 9:00, 12:00 y 14:00 horas. En las tilapias se evaluó el porcentaje de supervivencia y el índice de condición (IC).

#### 2.1.1.1.1 Porcentaje de supervivencia

Se evaluó el porcentaje de supervivencia en el cultivo de tilapias con el fin de conocer el número de peces mantenidos al final del ciclo de producción (Stickney, 2000) (ecuación 1).

$$\% \text{ de Supervivencia} = \frac{N^{\circ} \text{ inicial de peces} - N^{\circ} \text{ final de peces}}{N^{\circ} \text{ inicial de peces}} \times 100 \quad (1)$$

#### 2.1.1.1.2 Índice de condición

Es la medida de peso por unidad de longitud, donde el peso (W) es medido en gramos y la longitud (L) es medida en centímetros (Stickney, 2000) (ecuación 2).



$$IC = \frac{W \times 100}{L^3} \quad (2)$$

### 2.1.1.2 Parámetros de calidad de agua

La temperatura, el oxígeno disuelto (OD) ( $\text{mg L}^{-1}$ ), los sólidos disueltos totales (SDT) ( $\text{mg L}^{-1}$ ) y la conductividad eléctrica (CE) se midieron con un multiparámetro (YSI 556, USA). El pH se midió con un potenciómetro (Eco Sense 10A USA). El nitrógeno amoniacal total (NAT) ( $\text{mg L}^{-1}$ ) se determinó con el método de azul de indofenol, los nitritos ( $\text{N-NO}_2^-$ ) ( $\text{mg L}^{-1}$ ) con el método de disociación con sulfanilamida y naftiletildiamina, los nitratos ( $\text{N-NO}_3^-$ ) ( $\text{mg L}^{-1}$ ) por el método ultravioleta, los fosfatos ( $\text{P-PO}_4^{3-}$ ) ( $\text{mg L}^{-1}$ ) con el método de ácido ascórbico (APHA, 1995) y la alcalinidad se estimó por titulación (APHA, 1995). Para estimar la concentración de nitrógeno amoniacal total (NAT), nitritos ( $\text{N-NO}_2^-$ ), nitratos ( $\text{N-NO}_3^-$ ) y fosfatos ( $\text{P-PO}_4^{3-}$ ) se hicieron curvas de calibración para cada parámetro.

### 2.1.2 Sistema secundario

El SH estuvo compuesto de un mueble de madera de 2 niveles. El nivel inferior a 1 m de altura del suelo y el nivel superior elevado 1.2 m del primer nivel. En el mueble se colocaron 5 tubos de PVC cédula 40 (0.1524 m diámetro), 2 en la parte superior y 3 en la parte inferior, colocados en forma piramidal conectados entre sí por tubos de PVC cédula 40 (0.0508 m de diámetro) y a una distancia de 50 cm entre tubos de cada nivel. Cada tubo contó con orificios separados por una distancia de 0.5 m para la colocación de canastillas acuipónicas contenedoras de plantas de chile habanero *Capsicum chinense*. El agua que ingresó al sistema hidropónico provenía del sistema primario. El agua entró al SH por surgencia a través de un hidrociclón (0.2032 m diámetro, 0.7 m altura) que conectaba con los tubos de la parte superior. El sistema primario se conectó con el sistema secundario mediante una tubería de 0.0127 m de diámetro formando así un SA acoplado.

#### 2.1.2.1 Cultivo de plantas de chile *Capsicum chinense*

Para el cultivo de chile *Capsicum chinense* se utilizó la variedad Mayán Ba'alché. Las semillas certificadas se obtuvieron del Centro de Investigación Científica de Yucatán

(CICY), Mérida, Yucatán. El cultivo de plantas se dividió en tres etapas: (1) la fase inicial que comprende la germinación, crecimiento de plántula y su trasplante, (2) la fase de crecimiento vegetativo y (3) la fase reproductiva de floración y producción de frutos.

### 2.1.2.1.1 Etapa de germinación y trasplante

Las semillas se escarificaron colocándolas en agua por 24 h. Posterior a la escarificación, las semillas que flotaron se desecharon y las semillas viables se sembraron en un sustrato comercial hecho a base de: turba fina, perlita fina, vermiculita fina; caliza dolomítica y caliza calcítica; (Berger, BM2, Canadá). El sustrato se puso en una charola de germinación con capacidad de 200 cavidades (0.035 m profundidad - 0.021 m ancho). Las semillas se sembraron a 1 cm de la superficie y la charola se envolvió en una bolsa de plástico negro por 5 - 7 días hasta la germinación, al final de este periodo se evaluó el porcentaje de germinación. Durante el periodo de crecimiento de las plantas se evaluó la altura y ancho del tallo semanalmente hasta el trasplante. El trasplante del primer experimento se llevó a cabo cuando las plántulas presentaron cuatro hojas verdaderas a los 28 días de edad. La plántula se retiró de la charola de germinación, se enjuagó la raíz, se ató a un estambre de 0.15 m de longitud y se colocó en una canastilla hidropónica (5 x 5 cm) (Aquatic Eco-Systems, NP12, USA) previamente esterilizada al 10 % con cloro comercial (Cloralex® 4-6 %). Cada canasta se rellenó con perlita a fin de dar sustento a la planta (Figura 2). El trasplante en el segundo experimento se llevó a cabo a los 55 días de cultivo en charola, bajo el mismo procedimiento.



Figura 2. Proceso de trasplante de plántulas del semillero al sistema hidropónico (Martínez-Peña, 2013).

### 2.1.2.1.2 Etapa de crecimiento vegetativo

En la etapa de crecimiento vegetativo se evaluaron medidas de crecimiento directas como la altura y ancho del tallo (0.1 cm), con una periodicidad semanal. En las plantas de chile habanero se determinó la masa seca MS (Barrera *et al.*, 2010). En donde MFT es la masa fresca total (g) y MST la masa seca total (g) de la planta (ecuación 3):

$$MS=MFT-MST \quad (3)$$

El área foliar (AF) se calculó mediante la toma fotográfica, escaneo de hojas para su posterior análisis en un programa de procesamiento de imágenes digitales (Software Image J.1.48v, USA & Brother DCP-J140W). El peso fresco y seco de hojas cortadas desde el peciolo (PFH/PSH), tallos (PFTal/PSTal) y raíces (PFR/PSR) se determinó con una balanza digital (200 g, 0.01 g OHUS, ScoutPoro-2000WP, USA) (65°C por 72 h) (0-204 °C, Blue M Electric Company, OV-560-2, USA). Con los resultados obtenidos se calcularon medidas indirectas de crecimiento como:

La relación área foliar (RAF) (Gardner *et al.*, 1990) que ayuda a determinar el tamaño del aparato fotosintético. En donde AF es el área foliar (cm<sup>2</sup>), PSH el peso seco de las hojas (g) y PSTal el peso seco del tallo (g) (ecuación 4).

$$RAF=\frac{AF}{PSH+PSTal} \quad (4)$$

El área foliar específica (AFE) (Hunt, 1990) que se define como la proporción entre área foliar AF (cm<sup>2</sup>) y el peso seco hojas PSH (g) (ecuación 5).

$$AFE=(AF/PSH) \quad (5)$$

La tasa absoluta de crecimiento (TAC) (Hunt 1978, 1990) se determinó con la ecuación 6, donde W2 es el peso seco (g) de la planta alcanzado al día de muestreo, W1 es el peso seco inicial y ddc el número de días de cultivo.

$$TAC=\frac{W2-W1}{ddc} \quad (6)$$

La tasa relativa de crecimiento (TRC) (Venus y Causton 1979) se calculó para la materia fresca y seca, donde  $\ln W_2$  es el logaritmo natural de peso final de la planta (g),

ln  $W_1$  es el peso inicial es el logaritmo natural de peso inicia de la planta (g), ddc es el número de días de cultivo (ecuación 7).

$$TRC = \frac{(\ln W_2) - (\ln W_1)}{ddc} \quad (7)$$

La tasa de asimilación neta (TAN) (Evans 1972) se calculó como indicador de la eficiencia del aparato fotosintético de las plantas (ecuación 8).

$$TAN = \left( \frac{PSTal2}{AF2} \right) - \left( \frac{PSTal1}{AF1} \right) * \left( \frac{\alpha}{ddc} \right) \quad (8)$$

En donde PSTal2 es el peso seco final del tallo (g), PSTal1 es el peso seco inicial del tallo (g), AF2 el área foliar final (cm<sup>2</sup>), AF1 el área foliar inicial (cm<sup>2</sup>), ddc los días de cultivo y  $\alpha$  (ecuación 9):

$$\alpha = \frac{(\ln PSTal2 - \ln PSTal1)}{\ln AF2 - \ln AF1} \quad (9)$$

Donde ln PSTal2 es el logaritmo natural del peso seco final del tallo (g), ln PSTal1 es el logaritmo natural del peso seco inicial del tallo (g), ln AF2 el logaritmo natural del área foliar final (cm<sup>2</sup>) y ln Inicial AF1 el logaritmo natural del área foliar inicial (cm<sup>2</sup>).

#### 2.1.2.1.3 Etapa de floración y producción de frutos

En esta etapa se evaluó el inicio de la etapa de floración (IF), la precocidad (ecuación 10) de la planta y la producción de frutos en días después del trasplante (ddt).

$$\text{Precocidad} = D_{\text{final}} - D_{\text{inicial}} \quad (10)$$

Donde  $D_{\text{final}}$  es el día donde el 50% de las plantas presentaron flores/frutos y  $D_{\text{inicial}}$  el día del trasplante.

#### 2.1.2.1.4 Evaluación de rendimiento

La producción de frutos se evaluó en número, talla (0.1 cm). El rendimiento de plantas se evaluó por peso de frutos (g/planta) y peso por sistema (g/tratamiento) mediante la sumatoria del peso de todos los frutos cosechados.

Para determinar el rendimiento por frecuencia de talla se contaron y clasificaron los frutos bajo el criterio de calidad de la Empresa Agrícola Hidroponía Maya S. A. de C. V. (Tabla 1).

**Tabla 1. Criterio de calidad utilizado para clasificar el rendimiento de chile acuípónico *Capsicum chinense* (fuente: <http://www.invernaderomaya.com>)**

Calidad	Tamaño en longitud (cm)
Jumbo	≥ 5
Extra-grande	4.5-4.9
Grande	4.0-4.4
Mediano	3.5-3.9
Chico	≤3.4

#### **2.1.2.1.5 Inoculación de hongos *Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum* experimento I y II.**

La inoculación de *G. intraradices* en el experimento I se llevó a cabo diluyendo en 1000 ml de agua corriente 20 g de biofertilizante hecho a base de hongos formadores de MA con un mínimo de 40 propágulos por gramo de sustrato a base de suelo esterilizado y raíces molidas de gramíneas, proporcionado por el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP) de Baja California. La dilución de *G. intraradices* se inoculó al momento de la siembra de cada semilla en las charolas de germinación y posteriormente cada 10 días a lo largo de todo el experimento. En el experimento I se sembraron 175 semillas a las cuales se les inoculó con 5.7 ml de la dilución. En el experimento II se diluyeron 20 g del biofertilizante en 100 ml de agua y se inoculó 1 ml de la dilución con hongos a cada una de las 100 semillas sembradas.

La inoculación de *T. asperellum* en el experimento I se llevó a cabo agregando aproximadamente  $1 \times 10^6$  esporas/ml (Halleen *et al.* 2010) a cada planta en la siembra y una vez cada 10 días después del trasplante. Para el experimento II la inoculación de estos hongos se realizó 15 días después de la primera inoculación de *G. intraradices* y posteriormente cada 10 días a lo largo de todo el experimento. El inóculo se obtuvo de la dilución de un concentrado de *T. asperellum*, donado por el laboratorio de Fitopatología perteneciente al Departamento de Microbiología de la División de Biología Experimental del CICESE.

#### **2.1.2.1.6 Porcentaje de micorrización: método rápido**

El porcentaje de colonización por *G. intraradices* se determinó utilizando 1 g de raíces en segmentos de 1 cm. El protocolo de tinción se llevó como lo recomiendan Phillips y Hayman (1970) con las modificaciones de Koske y Gemma (1989). Brevemente, las raíces se separaron del tallo de las plantas, se lavaron con agua corriente y se preservaron en etanol al 50 % en oscuridad total hasta el proceso de tinción. Las raíces se enjuagaron con agua destilada para remover el etanol y se aclararon en KOH al 1 % (recomendado para raíces de plántulas) por 30 min a 90 °C. El KOH se eliminó y las raíces se enjuagaron con tres cambios de agua de la llave. Las raíces se blanquearon sumergiéndolas en una solución alcalina de NH<sub>4</sub>OH al 1.8 % en 3 % de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> por 5 min a 90 °C. Las raíces se enjuagaron con agua corriente y se acidificaron colocándolas en HCl al 1 % a temperatura ambiente durante toda la noche. Al día siguiente, las raíces se retiraron del HCl y se sumergieron en una solución de tinción de azul tripano al 0.05 % en glicerol ácido (50 % glicerol, 5 % ácido láctico y 0.05 % HCl) por 30 min a 90 °C. Posteriormente, la solución de tinción se eliminó y las raíces se colocaron en glicerol ácido a temperatura ambiente para eliminar el exceso de colorante. Las raíces al tomar un color azul intenso se enjuagaron nuevamente y se conservaron en glicerol ácido en oscuridad hasta su evaluación. El porcentaje de colonización por micorrizas en cada planta se determinó mediante el método de intersecciones magnificadas (McGonigle *et al.*, 1990). Las raíces se acomodaron longitudinalmente en un portaobjetos y fueron selladas al contorno con un cubreobjetos. En cada portaobjetos se contaron 100 campos visuales entre las raíces, con un intercepto vertical en el ocular en un microscopio óptico a 40x. La presencia o ausencia de estructuras (vesículas, arbusculos, hifas) se determinó para cada intersección, de tal forma que el número de intersecciones con estructuras fúngicas correspondió al porcentaje de micorrización por muestra.

#### **2.1.2.1.7 Porcentaje de micorrización: método en frío**

Para evaluar este porcentaje de colonización por *G. intraradices* se optó por utilizar en el procedimiento de clareo y tinción de raíces colonizadas la cual es alternativa de método en frío, que aun cuando involucra mayor tiempo de procesado, evita el excesivo cocimiento de las raíces y la consecuente pérdida de tejido epidérmico y fúngico. Las

raíces se lavaron con agua corriente y se seccionaron a partir del cuello en longitudes de 1 cm aproximadamente. Así mismo debido a lo vulnerable de las raíces jóvenes, se utilizó hidróxido de potasio al 1 % recomendado para plántulas a fin de evitar daños en el proceso de clareo. El KOH se eliminó entre 1 a 3 días después de haberse aplicado. Las raíces que aún presentaban una tonalidad oscura se sometieron a un blanqueo adicional con peróxido de hidrógeno al 3 % durante 10 minutos, se enjuagaron con abundante agua y se acidificaron por inmersión en ácido clorhídrico al 1 % durante 10 minutos. Las raíces sin enjuagar se sumergieron en una solución de tinción de azul tripano al 0.05 % en lactoglicerol (glicerol, ácido láctico y de agua destilada, 2:1:1) de 1 a 3 días. Posteriormente, se retiró la solución colorante de las raíces y se agregó lactoglicerol a temperatura ambiente para desteñirlas toda la noche a fin de eliminar el exceso de colorante. Las raíces fueron acomodadas longitudinalmente en un portaobjetos por triplicado y selladas en el contorno del cubreobjetos. Se contaron 100 campos visuales entre las raíces, con un intercepto vertical en el ocular del microscopio óptico a una magnificación de 40x. El número de intersecciones con estructuras micorrízicas correspondieron al porcentaje de colonización por muestra.

#### **2.1.2.1.8 Incidencia de *Trichoderma asperellum***

Para evaluar la incidencia de *T. asperellum* (%) en las raíces de las plántulas, se seccionó la zona de: (1) cuello y (2) raíz. Cada corte se realizó con una navaja previamente esterilizada (3 mm de longitud por corte) y se sembraron en cajas petri con agar papadextrosa (PDA) casero y cloranfenicol ( $15 \mu\text{g ml}^{-1}$ ) para evitar el crecimiento bacteriano. La siembra de secciones de tallo se realizó bajo campana de flujo laminar y mechero. Previamente, los trozos se sumergieron en alcohol al 70 % y se flamearon a fin de esterilizar la superficie. Los cortes se distribuyeron uniformemente, las cajas se incubaron a 28 °C en oscuridad y se monitoreo el crecimiento de microorganismos. Los hongos encontrados se describieron según las características morfológicas y tipo de micelio (Samuels, 1996). La incidencia del hongo se determinó según el número de cortes colonizados, considerando la colonización de todas las secciones como el 100% de incidencia.

### **2.1.2.2 Nutrientes complementarios**

Los nutrientes complementarios se agregaron en forma de hidróxido de calcio ( $\text{Ca}(\text{OH})_2$ ), hidróxido de potasio ( $\text{KOH}$ ) y hierro quelatado ( $\text{Fe-EDDHSA}$ ) al 6% (FERRILENE, VIALAGRO MEXICANA S.A. DE C.V.). El hierro y el hidróxido de potasio se agregaron juntos. El hidróxido de calcio se agregó por separado para evitar la precipitación directa con el potasio. Ambos nutrientes complementarios se añadieron en forma alternada cada tercer día.

### **2.1.2.3 Parámetros ambientales**

La temperatura mínima y máxima y la humedad relativa se registraron todos los días con una estación de clima (Acurite Weather station, 2022WB, China). En la etapa de germinación, el sensor se colocó a 1 m de altura sobre las plántulas y durante la etapa de crecimiento vegetativo y producción de frutos a 1.5 m sobre el nivel del piso del invernadero. La intensidad lumínica (lux) se midió a medio día con un luxómetro (Control Company, Traceable, USA). En la etapa de germinación se tomaron medidas de intensidad lumínica sobre las plántulas y durante las siguientes etapas a 1.5 m de altura en un punto medio dentro del invernadero.

## **2.2 Tratamientos y diseño experimental**

En la fase experimental se llevaron a cabo dos experimentos. En ambos, las muestras de agua para determinar la concentración de  $\text{NAT}$ ,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{NO}_3^-$  y  $\text{PO}_4^{3-}$  se obtuvieron a la entrada y a la salida del sistema secundario. Cuando el resultado de las lecturas espectrofotométricas sustituidas en la ecuación de regresión lineal fueron concentraciones negativas, éstas se consideraron como cero o “no detectables”. A la entrada del sistema hidropónico se colectaba el agua proveniente del biofiltro. La muestra de agua de la salida se colectaba del último tubo que regresaba el agua al tanque de compensación con un flujo, de 4 Lpm aproximadamente treinta y cuatro minutos después de la primera colecta de muestra. Con el fin de estimar la cantidad consumida o producida de cada uno de los compuestos dentro del sistema, se restó la concentración de entrada con respecto a la de salida. Se presentaron tres casos: (1) la concentración de entrada fue mayor a la concentración de salida, la resta se interpretó



como el consumo del compuesto y se presentó con un signo negativo; (2) la concentración de entrada al sistema hidropónico fue menor a la concentración de salida, se interpretó como producción del compuesto y fue acompañado de un signo positivo; (3) si ambas lecturas eran indetectables el resultado de la resta se interpretó como neutro, es decir, no hubo consumo ni producción.

## **Experimento I**

Se determinó el efecto de cuatro tratamientos sin repetición en la tasa de crecimiento y rendimiento del chile *C. chinense*. El tratamiento I, plantas inoculadas con *T. asperellum* (SA1), el tratamiento II, plantas inoculadas con micorrizas (SA2), tratamiento III, plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* (SA3) y tratamiento IV, control. Las plántulas se obtuvieron sembrando 175 semillas en charolas de germinación. La tasa de germinación se evaluó contando el número total de semillas germinadas de chile antes del trasplante. En el trasplante se pusieron 25 plantas por cada sistema. En cada plántula se midió la altura y el ancho del tallo de la planta al momento del trasplante y después semanalmente hasta el inicio de la poda. En el periodo de floración se determinó la precocidad de las plantas. La inoculación de los hongos se llevó a cabo en la etapa de germinación, y una vez cada 10 días a lo largo del experimento. Las esporas se inocularon en una concentración  $1 \times 10^6$  de esporas por ml de *T. asperellum* en cada planta. Los nutrientes complementarios se añadieron en forma alternada cada tercer día. Las variables de calidad de agua se evaluaron todos los días por triplicado a la entrada y salida del SH. El rendimiento de las plantas en número, talla y peso de chiles se obtuvo a partir de la cosecha. El porcentaje de colonización de micorriza se evaluó en el trasplante y al mes uno después del trasplante. La incidencia de *T. asperellum* no se evaluó en el experimento I.

## **Experimento II**

El segundo experimento evaluó por duplicado en un diseño por bloques al azar con dos tratamientos: Tratamiento I, control y tratamiento II, plantas inoculadas con *T. asperellum* y *G. intraradices* (SA1). Se sembraron 200 semillas con un previo proceso de escarificación. La inoculación con *G. intraradices* se hizo al momento de la siembra

de la semilla. La inoculación de *T. asperellum* se llevó a cabo 15 días después de la siembra de semillas. En el trasplante, la planta se sumergió en un concentrado de  $1 \times 10^6$  esporas/ml de *T. asperellum*. Posteriormente *G. intraradices* y *T. asperellum* se inocularon una vez cada 10 días a lo largo del experimento sobre el cuello de la planta cuidando que no quedara retenido sobre la perlita que les da soporte. Se determinó la tasa de germinación. Las plantas se midieron tras extender sus cotiledones después de su germinación y semanalmente tras el trasplante hasta el crecimiento vegetativo. En la etapa de trasplante se realizó un primer muestreo destructivo de las plantas para evaluar sus tasas de crecimiento directas e indirectas. En cada SH se colocaron 15 plantas para seguir su crecimiento, anexas a éstas se colocaron nueve plantas más con el fin de evaluar las raíces de tres de ellas a los días 15 y 30 después de la etapa de trasplante. Al día 30 se tomaron 3 plantas más para un muestreo destructivo a fin de evaluar parámetros de crecimiento. El experimento concluyó en esta etapa, debido al objetivo centrado en corroborar la incidencia de hongos a través de 30 días. La etapa de producción de frutos no fue evaluada. Los nutrientes complementarios se añadieron en forma alternada cada tercer día y se registraron parámetros ambientales del invernadero.

### 2.3 Análisis estadístico

Se verificó que los datos cumplieran los postulados de homogeneidad de varianza, normalidad y en su caso linealidad (Sokal y Rohlf, 1979; Zar, 1984). En el experimento I, las variables de calidad de agua (NAT,  $\text{N-NO}_2^-$ ,  $\text{N-NO}_3^-$ ,  $\text{P-PO}_4^{3-}$ , pH,  $T^\circ$ , Alcalinidad, SDT, CE) y el crecimiento se analizaron con ANOVA de una vía al evaluarse por tratamiento. Al analizar el crecimiento así como los nutrientes de la entrada y salida del SH entre tratamientos por semanas se utilizó ANOVA factorial, tomando como variables categóricas el tratamiento y las semanas. En el experimento II los datos de las variables de calidad de agua (NAT,  $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{PO}_4^{3-}$ , pH,  $T^\circ$ , Alcalinidad, SDT, CE) y el crecimiento de plantas se analizaron con la prueba T de student. En los casos donde se encontraron diferencias significativas entre las medias de los diferentes tratamientos, se llevó a cabo una prueba a *posteriori* tipo Tukey con un nivel de significancia de 0.05. Los análisis estadísticos se realizaron con el programa Statistica® versión 9 (StatSoft, 2014).

## Capítulo 3. Resultados

### 3.1 Experimento I

#### 3.1.1 Cultivo de tilapia *Oreochromis niloticus*

Se encontraron diferencias muy significativas ( $F_{(3,116)}=5.553$ ,  $p<0.01$ ) en el peso inicial de las Tilapias *O. niloticus* (SA1=Control $\geq$ SA3>SA2). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,116)}=3.847$ ,  $p=0.011$ ) en la longitud inicial de los organismos de los sistemas (SA1 $\geq$ SA3 $\geq$ Control>SA2) (Tabla 2).

**Tabla 2. Peso (W, g) y longitud (L, cm) de tilapias *Oreochromis niloticus* cultivadas en sistemas de recirculación acuícola.**

Tratamiento	W (g)	L (cm)
SA1	1.76 $\pm$ 0.26 <sup>a</sup>	44.10 $\pm$ 2.22 <sup>a</sup>
SA2	1.55 $\pm$ 0.23 <sup>b</sup>	42.07 $\pm$ 2.53 <sup>b</sup>
SA3	1.60 $\pm$ 0.24 <sup>ab</sup>	43.28 $\pm$ 2.16 <sup>ab</sup>
Control	1.74 $\pm$ 0.19 <sup>a</sup>	43.42 $\pm$ 2.50 <sup>ab</sup>

Nota: los superíndices a>b denotan las diferencias significativas entre los sistemas

#### 3.1.1.1 Supervivencia

El cultivo se evaluó durante 177 días (5 de octubre a 31 de marzo). El SA1 presentó el menor porcentaje de supervivencia fue de 96.7 %. El tratamiento control presentó el 100 % de supervivencia.

**Tabla 3. Porcentaje de supervivencia de la tilapia *Oreochromis niloticus***

Tratamiento	Supervivencia (%)
SA1	96.77
SA2	98.92
SA3	98.92
Control	100.00

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

#### 3.1.1.2 Índice de condición

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(3,116)}=5.182$ ,  $p=0.002$ ) entre los índices de condición entre los cuatro sistemas (Control=SA2 $\geq$ SA1>SA3).

**Tabla 4.- Índice de condición de tilapias *Oreochromis niloticus***

Tratamiento	IC
SA1	2.040±0.189 <sup>ab</sup>
SA2	2.079±0.171 <sup>a</sup>
SA3	1.962±0.168 <sup>b</sup>
Control	2.133±0.165 <sup>a</sup>

Nota: los superíndices a>b denotan las diferencias significativas entre los sistemas

### 3.1.2 Parámetros de calidad de agua.

#### 3.1.2.1 Temperatura (T°)

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(3,616)}=133.54$ ,  $p<0.001$ ) en la temperatura (°C) del agua entre los sistemas acuíponicos (SA3=SA2>control>SA1). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(15,596)}=23.626$ ,  $p<0.001$ ) en la temperatura (°C) del agua de los sistemas entre los meses evaluados. Las temperaturas máximas se observaron en el SA2 y SA3 durante 5 de los 6 meses evaluados. El SA3 registró una temperatura máxima ( $30.98 \pm 1.44$  °C), las temperaturas mínimas fueron registradas durante los meses de diciembre y enero en los sistemas SA1 ( $25.36 \pm 1.47$ ) y Control ( $26.02 \pm 1.39$ ).

**Tabla 5. Valores promedio y desviación estándar de las temperaturas (°C) del agua evaluadas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control) de octubre 2013 a marzo 2014.**

Mes	SA1 <sup>z</sup>	SA2 <sup>x</sup>	SA3 <sup>x</sup>	Control <sup>y</sup>
Octubre	28.27±1.39 <sup>b</sup>	29.54±0.56 <sup>a</sup>	27.97±0.99 <sup>b</sup>	27.54±1.34 <sup>b</sup>
Noviembre	27.06±0.70 <sup>b</sup>	29.46±0.61 <sup>a</sup>	29.56±1.70 <sup>a</sup>	26.65±1.14 <sup>b</sup>
Diciembre	25.36±1.47 <sup>c</sup>	29.90±0.68 <sup>a</sup>	30.12±0.80 <sup>a</sup>	27.09±2.62 <sup>b</sup>
Enero	25.84±1.40 <sup>b</sup>	30.29±0.74 <sup>a</sup>	30.23±0.79 <sup>a</sup>	26.02±1.39 <sup>b</sup>
Febrero	26.39±1.23 <sup>b</sup>	30.14±0.68 <sup>a</sup>	30.07±0.73 <sup>a</sup>	30.92±2.17 <sup>a</sup>
Marzo	27.92±0.91 <sup>c</sup>	29.99±0.62 <sup>b</sup>	30.98±1.44 <sup>a</sup>	30.53±0.90 <sup>ab</sup>

x>y>z muestran las diferencias estadísticas entre la temperatura (°C) de los sistemas acuíponicos  
a>b>c muestran diferencias entre la temperatura de los sistemas por mes

#### 3.1.2.2 Oxígeno disuelto (OD)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,616)}=23.626$ ,  $p<0.001$ ) en la concentración de OD (mg L<sup>-1</sup>) de los cuatro sistemas acuíponicos (SA1= SA2= SA3>Control). La concentración de OD (mg L<sup>-1</sup>) mostró diferencias significativas ( $F_{(15,596)}=19.897$ ,

$p < 0.001$ ) entre los meses evaluados. Los sistemas SA1, SA2 y SA3 se mantuvieron con inyección de oxígeno disuelto durante los meses de octubre a enero. El SA control se mantuvo sin inyección de oxígeno en los seis meses evaluados.

**Tabla 6. Valores promedio y desviación estándar de la concentración de oxígeno disuelto ( $\text{mg L}^{-1}$ ) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.**

Mes	SA1 <sup>y</sup>	SA2 <sup>y</sup>	SA3 <sup>y</sup>	Control <sup>z</sup>
Octubre	10.01 $\pm$ 1.16 <sup>b</sup>	11.64 $\pm$ 1.38 <sup>a</sup>	11.98 $\pm$ 1.37 <sup>a</sup>	5.79 $\pm$ 0.64 <sup>c</sup>
Noviembre	10.71 $\pm$ 1.20 <sup>b</sup>	12.07 $\pm$ 1.00 <sup>a</sup>	12.73 $\pm$ 1.32 <sup>a</sup>	6.47 $\pm$ 0.61 <sup>c</sup>
Diciembre	12.72 $\pm$ 1.93 <sup>a</sup>	11.41 $\pm$ 1.41 <sup>b</sup>	12.32 $\pm$ 2.51 <sup>ab</sup>	6.83 $\pm$ 0.90 <sup>c</sup>
Enero	9.07 $\pm$ 3.95 <sup>a</sup>	8.37 $\pm$ 2.93 <sup>ab</sup>	9.10 $\pm$ 4.27 <sup>a</sup>	6.77 $\pm$ 0.56 <sup>b</sup>
Febrero	5.82 $\pm$ 0.54 <sup>bc</sup>	6.18 $\pm$ 0.45 <sup>ab</sup>	5.81 $\pm$ 0.46 <sup>c</sup>	6.25 $\pm$ 0.56 <sup>a</sup>
Marzo	5.77 $\pm$ 0.23 <sup>b</sup>	6.28 $\pm$ 0.24 <sup>a</sup>	5.86 $\pm$ 0.48 <sup>b</sup>	6.34 $\pm$ 0.26 <sup>a</sup>

$x > y > z$  muestran diferencias estadísticas entre la concentración de oxígeno disuelto ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de los sistemas acuipónicos.

$a > b > c$  muestran diferencias estadísticas entre la concentración de OD ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de los sistemas acuipónicos por mes.

### 3.1.2.3 Saturación de oxígeno disuelto

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(3,616)}=39.617$ ,  $p < 0.001$ ) en el porcentaje de saturación de OD de los cuatro sistemas acuipónicos ( $\text{SA3} \geq \text{SA2} > \text{SA1} > \text{Control}$ ). Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(15,596)}=22.252$ ,  $p < 0.001$ ) entre los meses evaluados.

**Tabla 7. Valores promedio y desviación estándar del porcentaje de saturación de oxígeno disuelto del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.**

Mes	SA1 <sup>y</sup>	SA2 <sup>xy</sup>	SA3 <sup>x</sup>	Control <sup>z</sup>
Octubre	129.91 $\pm$ 14.26 <sup>b</sup>	154.69 $\pm$ 17.99 <sup>a</sup>	154.73 $\pm$ 16.57 <sup>a</sup>	74.20 $\pm$ 7.88 <sup>c</sup>
Noviembre	136.15 $\pm$ 15.21 <sup>b</sup>	160.26 $\pm$ 13.76 <sup>a</sup>	169.15 $\pm$ 16.97 <sup>a</sup>	81.56 $\pm$ 7.44 <sup>c</sup>
Diciembre	156.56 $\pm$ 22.15 <sup>a</sup>	152.63 $\pm$ 18.46 <sup>a</sup>	165.49 $\pm$ 33.38 <sup>a</sup>	86.64 $\pm$ 10.16 <sup>b</sup>
Enero	112.09 $\pm$ 47.42 <sup>ab</sup>	112.65 $\pm$ 39.11 <sup>ab</sup>	122.29 $\pm$ 56.96 <sup>a</sup>	84.29 $\pm$ 5.55 <sup>c</sup>
Febrero	73.02 $\pm$ 6.25 <sup>c</sup>	82.97 $\pm$ 5.82 <sup>a</sup>	77.92 $\pm$ 6.08 <sup>b</sup>	84.96 $\pm$ 5.53 <sup>a</sup>
Marzo	74.44 $\pm$ 2.79 <sup>c</sup>	84.09 $\pm$ 3.32 <sup>a</sup>	79.77 $\pm$ 5.29 <sup>b</sup>	85.72 $\pm$ 3.41 <sup>a</sup>

$x > y > z$  muestran diferencias estadísticas entre porcentaje de saturación de oxígeno disuelto de los sistemas acuipónicos.

$a > b > c$  muestran diferencias estadísticas entre la concentración de oxígeno disuelto de los sistemas acuipónicos por mes.

El OD se mantuvo sobresaturado durante los meses de octubre a enero en los sistemas SA1, SA2 y SA3, después de enero se suspendió la inyección de oxígeno. El SA control no tuvo inyección de OD durante los meses evaluados (Tabla 7).

### 3.1.2.4 Sólidos Disueltos Totales (SDT)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,352)}=104.01$ ,  $p<0.001$ ) en la concentración de SDT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de los cuatro sistemas acuíponicos ( $\text{SA2}>\text{SA1}=\text{SA3}>\text{Control}$ ). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(9,340)}=32.561$ ,  $p<0.001$ ) en la concentración de SDT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en los sistemas entre los meses evaluados. El SA Control se mantuvo con la concentración de SDT más baja de los cuatro sistemas a lo largo de los meses evaluados (Tabla 8).

**Tabla 8. Valores promedio y desviación estándar de la concentración de sólidos disueltos totales ( $\text{mg L}^{-1}$ ) del agua de cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.**

Mes	SA1 <sup>y</sup>	SA2 <sup>x</sup>	SA3 <sup>x</sup>	Control <sup>z</sup>
Diciembre	1.41±0.11 <sup>b</sup>	1.51±0.05 <sup>a</sup>	1.36±0.02 <sup>b</sup>	1.17±0.03 <sup>c</sup>
Enero	1.27±0.07 <sup>b</sup>	1.45±0.03 <sup>a</sup>	1.49±0.11 <sup>a</sup>	1.21±0.05 <sup>c</sup>
Febrero	1.28±0.04 <sup>b</sup>	1.47±0.06 <sup>a</sup>	1.49±0.08 <sup>a</sup>	1.21±0.05 <sup>c</sup>
Marzo	1.30±0.07 <sup>b</sup>	1.36±0.03 <sup>a</sup>	1.24±0.07 <sup>c</sup>	1.23±0.05 <sup>c</sup>

x>y>z muestran diferencias estadísticas entre la concentración de SDT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de los sistemas acuíponicos.

a>b>c muestran diferencias estadísticas entre la concentración de SDT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de los sistemas acuíponicos por mes.

### 3.1.2.5 Conductividad Eléctrica (CE)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,352)}=66.640$ ,  $p<0.001$ ) en la conductividad eléctrica ( $\text{mS cm}^{-1}$ ) entre los cuatro SA ( $\text{SA2}=\text{SA3}>\text{SA1}>\text{Control}$ ). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(9,340)}=18.609$ ,  $p<0.001$ ) en la conductividad eléctrica ( $\text{mS cm}^{-1}$ ) entre los meses evaluados. El SA Control mantuvo la conductividad eléctrica más baja de los cuatro sistemas a lo largo de los meses evaluados (Tabla 9).

**Tabla 9. Valores promedio y desviación estándar de la conductividad eléctrica (mS cm<sup>-1</sup>) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.**

Mes	SA1 <sup>y</sup>	SA2 <sup>x</sup>	SA3 <sup>x</sup>	Control <sup>z</sup>
Diciembre	2.17±0.16 <sup>b</sup>	2.32±0.08 <sup>a</sup>	2.10±0.04 <sup>b</sup>	1.80±0.05 <sup>c</sup>
Enero	1.95±0.10 <sup>b</sup>	2.16±0.23 <sup>a</sup>	2.25±0.22 <sup>a</sup>	1.86±0.07 <sup>b</sup>
Febrero	1.97±0.06 <sup>b</sup>	2.26±0.09 <sup>a</sup>	2.30±0.12 <sup>a</sup>	1.86±0.08 <sup>c</sup>
Marzo	2.00±0.10 <sup>b</sup>	2.10±0.05 <sup>a</sup>	1.88±0.17 <sup>c</sup>	1.89±0.07 <sup>c</sup>

x>y>z muestran diferencias estadísticas entre la concentración de la Conductividad Eléctrica (mS cm<sup>-1</sup>) de los sistemas acuipónicos.

a>b>c muestran diferencias estadísticas entre la conductividad eléctrica (mS cm<sup>-1</sup>) de los sistemas acuipónicos por mes.

### 3.1.2.6 Potencial de hidrógeno (pH)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,612)}=21.795$ ,  $p<0.001$ ) en el pH entre los SA (SA1=SA2=SA3>Control). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(15,592)}=4.998$ ,  $p<0.001$ ) en el pH de los sistemas entre los meses evaluados. El rango de pH entre los sistemas fue entre 6.95±0.14 (SA1) a 7.55±0.17 (Control) (Tabla 10).

**Tabla 10. Valores promedio y desviación estándar del potencial de hidrógeno (pH) del agua de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados de octubre 2013 a marzo 2014.**

Mes	SA1 <sup>z</sup>	SA2 <sup>z</sup>	SA3 <sup>z</sup>	Control <sup>y</sup>
Octubre	7.11±0.2 <sup>b</sup>	7.20±0.21 <sup>b</sup>	7.03±0.19 <sup>b</sup>	7.55±0.17 <sup>a</sup>
Noviembre	7.12±.21 <sup>b</sup>	7.18±0.18 <sup>b</sup>	7.14±0.16 <sup>b</sup>	7.42±0.17 <sup>a</sup>
Diciembre	7.11±17 <sup>b</sup>	7.16±0.2 <sup>b</sup>	7.17±0.15 <sup>b</sup>	7.33±0.17 <sup>a</sup>
Enero	7.06±.17 <sup>a</sup>	7.13±0.14 <sup>a</sup>	7.11±0.16 <sup>a</sup>	7.14±0.1 <sup>a</sup>
Febrero	7.09±.18 <sup>a</sup>	7.07±0.19 <sup>a</sup>	7.04±0.19 <sup>a</sup>	7.12±0.26 <sup>a</sup>
Marzo	6.95±.14 <sup>b</sup>	7.00±0.15 <sup>ab</sup>	7.11±0.21 <sup>a</sup>	7.07±0.28 <sup>ab</sup>

x>y>z muestran diferencias estadísticas entre el pH de los sistemas acuipónicos.

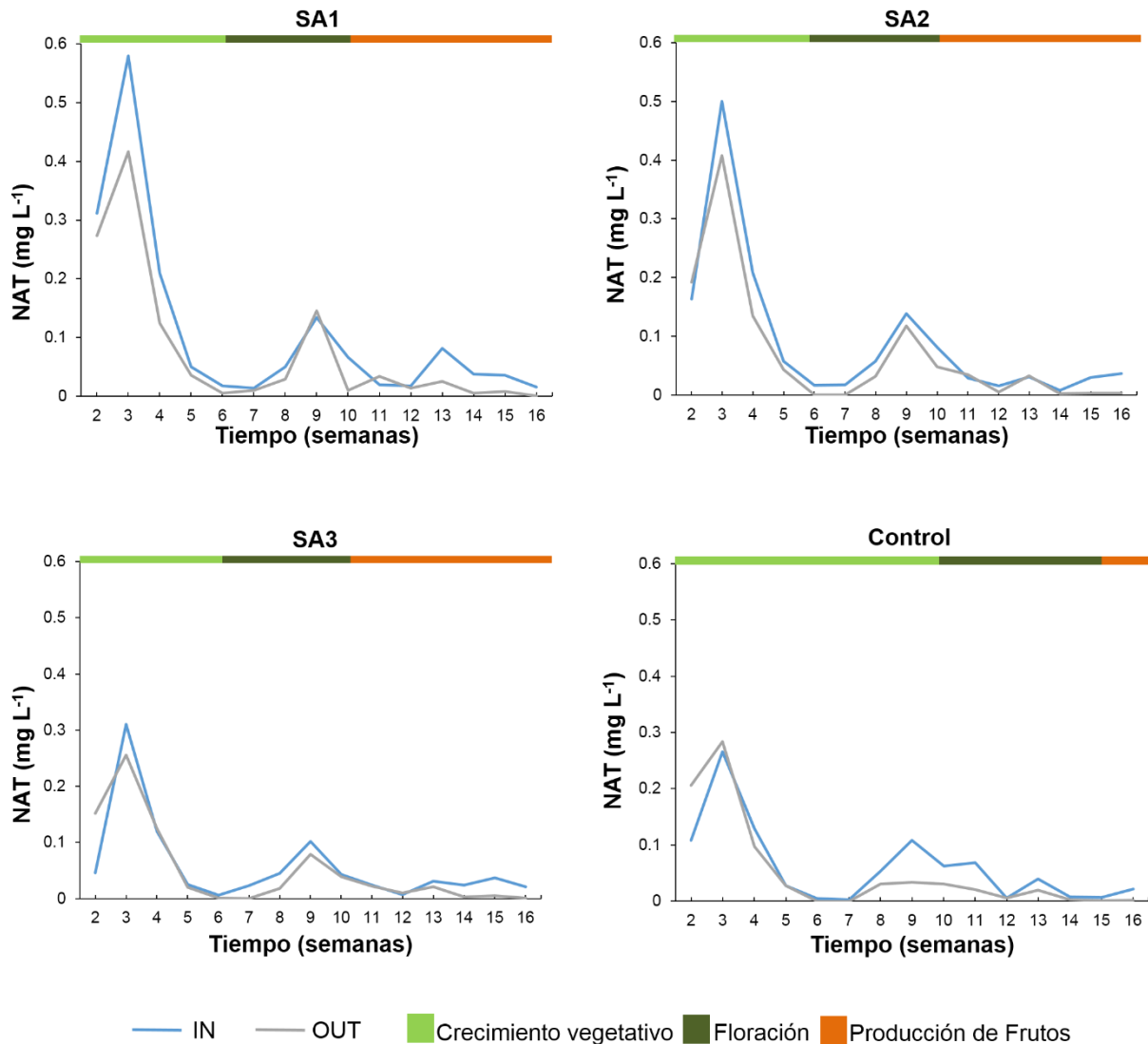
a>b>c muestran diferencias estadísticas entre el pH del agua de los sistemas acuipónicos por mes.

### 3.1.2.7 Nitrógeno Amoniacal Total (NAT)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,1004)}=5.332$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de NAT (mg L<sup>-1</sup>) de entrada (IN) entre los cuatro SH (SA1>SA2>Control=SA3). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(42,948)}=3.526$ ,  $p<0.001$ ) en la concentración de NAT (mg L<sup>-1</sup>) de entrada (IN) al SH entre las semanas evaluadas. La mayor concentración se presentó en el SA1 en la semana 3 (0.579 mg L<sup>-1</sup>).

1) y la menor concentración en el SA Control en la semana 7 ( $0.002 \text{ mg L}^{-1}$ ) (Figura 3).

No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,1004)}=2.314$ ,  $p=0.074$ ) entre las concentraciones de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida de los cuatro SH (SA1=SA2=SA3=Control), sin embargo, se encontraron diferencias significativas ( $F_{(42,948)}=1.426$ ,  $p=0.040$ ) en la concentración de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida del SH entre las semanas evaluadas, donde la mayor concentración se presentó en la semana 3 en el SA1 ( $0.416 \text{ mg L}^{-1}$ ) y SA2 ( $0.408 \text{ mg L}^{-1}$ ). La menor concentración ( $0 \text{ mg L}^{-1}$ ) se presentó en el SA2 (semana 6), SA3 (semana 7) y control (semana 6) (Figura 3).

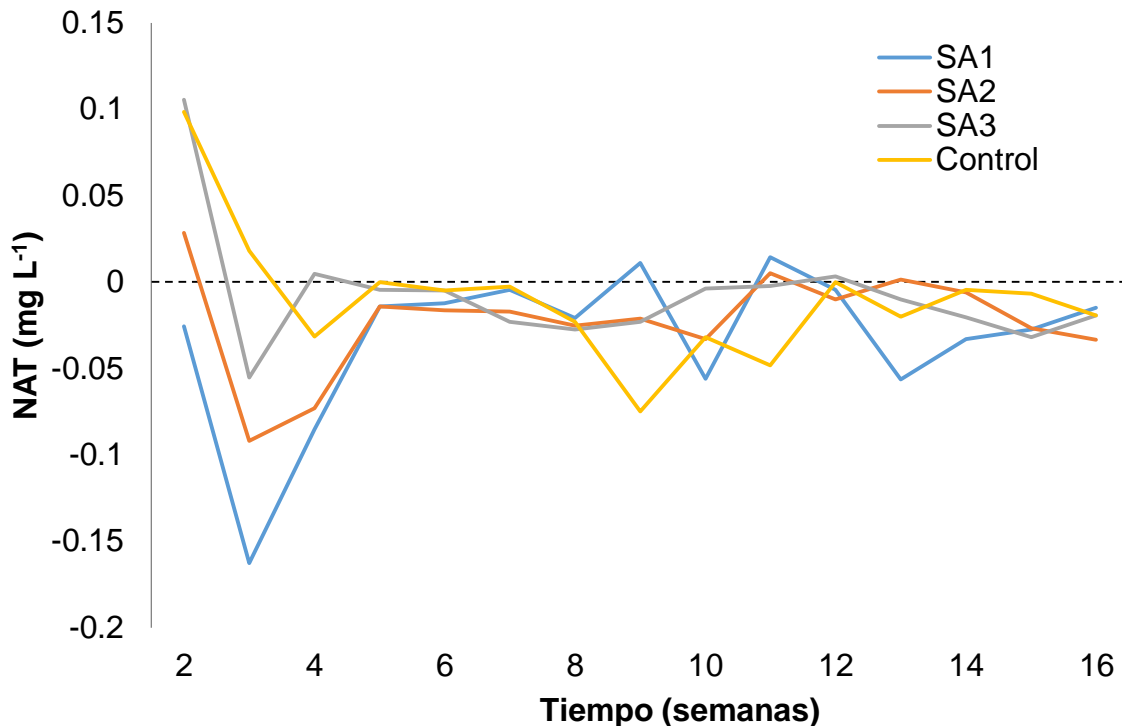


**Figura 3. Concentraciones de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**



## Consumo/producción

Las concentraciones de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) se reportaron en forma de consumo o producción de cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control) evaluados a partir del trasplante de las plántulas al SH. Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del SH. Las concentraciones con un valor positivo son producción, los valores negativos son consumo (figura4).



**Figura 4.** Concentraciones de consumo/producción de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,1004)}=1.029$ ,  $p=0.378$ ) entre el consumo/producción de las concentraciones de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) entre los SH (SA1=SA2=SA3=CONTROL). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(42,948)}=1.434$ ,  $p=0.037$ ) en las concentraciones de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en los tratamientos entre las semanas. La mayor producción de NAT fue en el SA3 y el control en la semana 2. El mayor consumo ( $0.162 \text{ mg L}^{-1}$ ) se presentó en el SA1 a la semana 3 (figura4). Se encontró una correlación lineal entre la concentración de entrada y de salida en los

cuatro tratamientos, el SA3 presentó menor ajuste al modelo de regresión lineal (Figura 5).

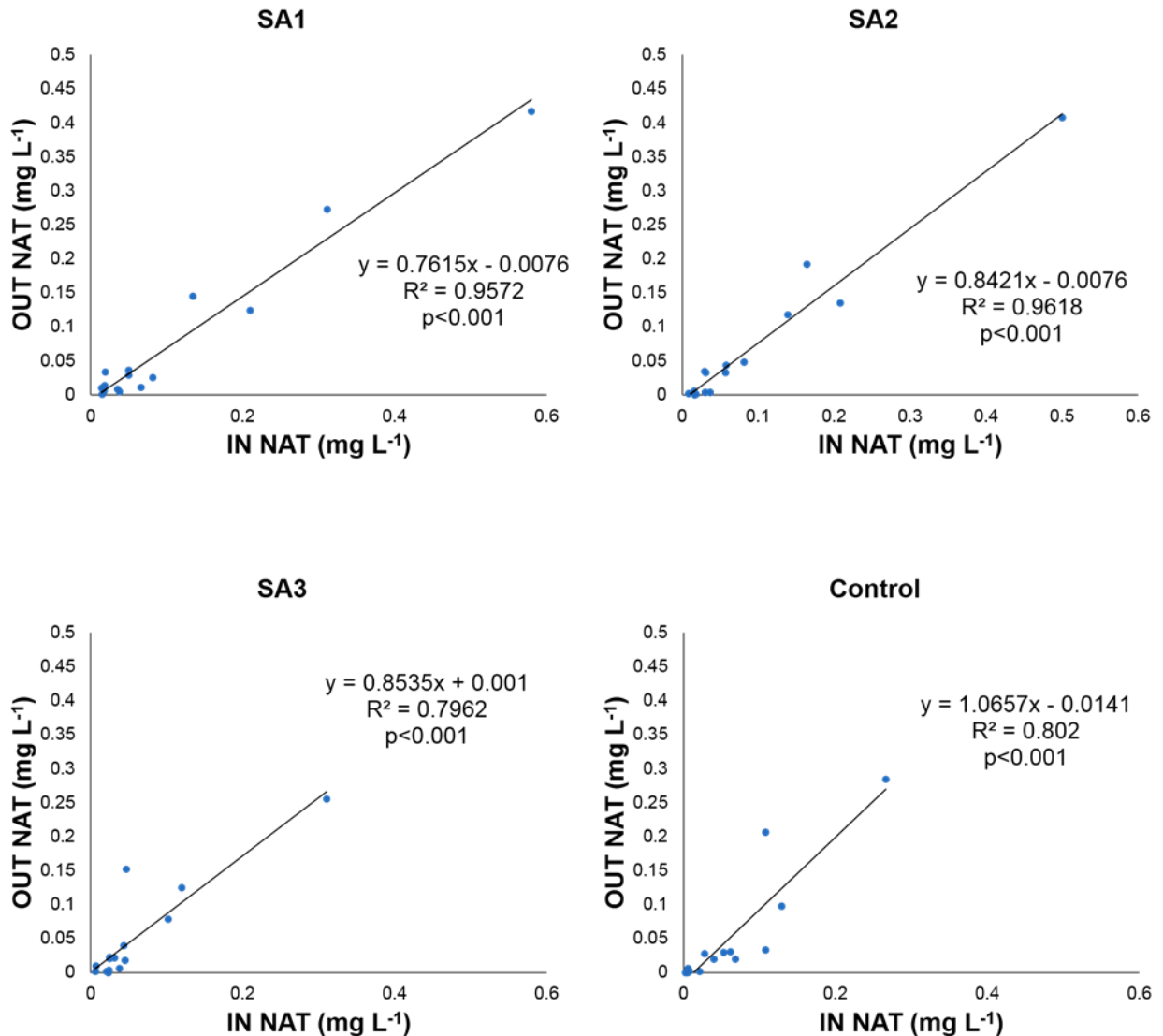
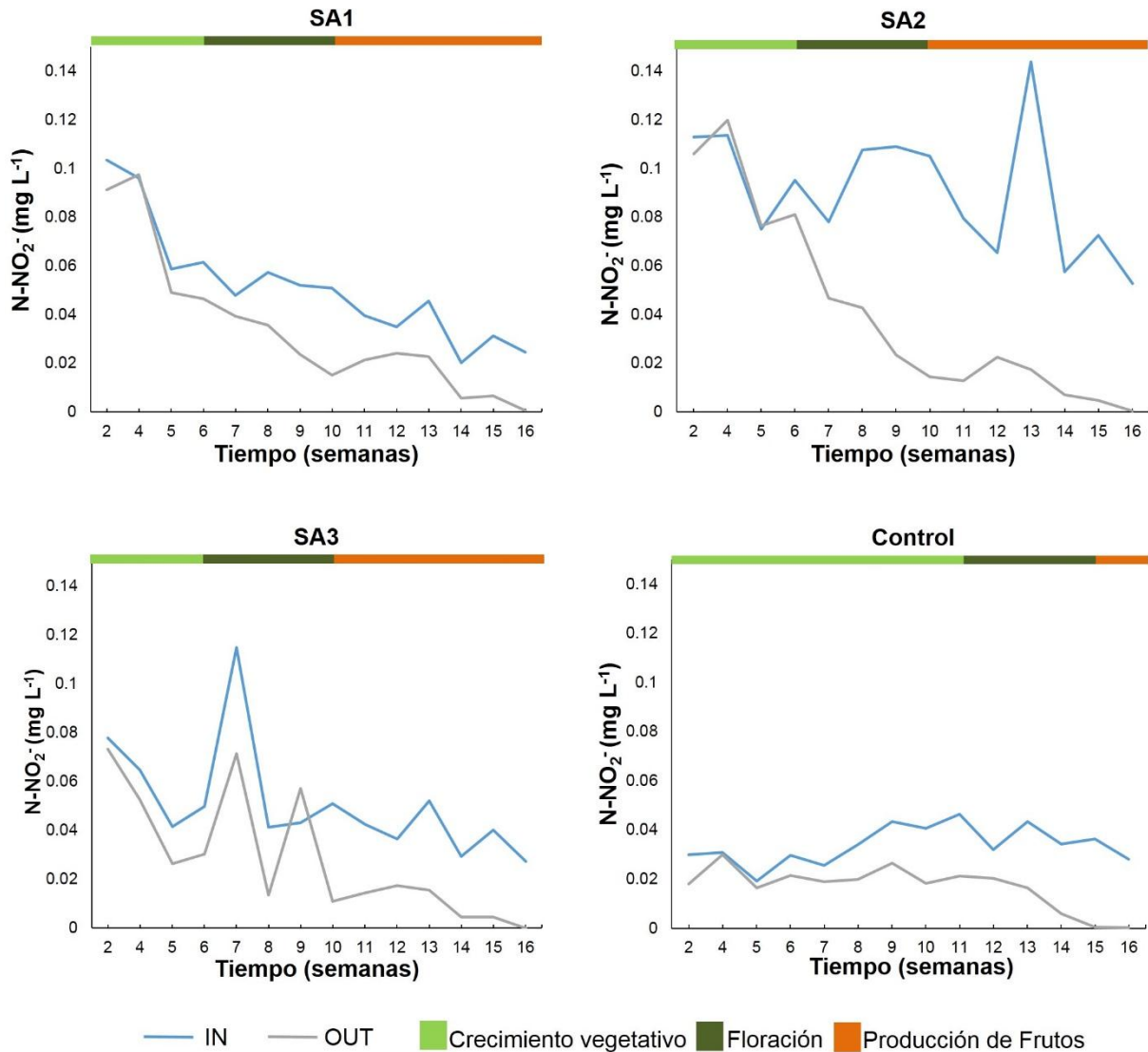


Figura 5. Regresión lineal de la concentración de nitrógeno amoniaco total NAT (mg L<sup>-1</sup>) entre entrada contra la concentración de NAT (mg L<sup>-1</sup>) de salida, evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

### 3.1.2.8 Nitritos (N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,992)}=113.47$ ,  $p < 0.001$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de entrada (IN) a los cuatro SH (SA2>SA1=SA3>Control). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(39,940)}=5.262$ ,

$p < 0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada (IN) a los SH entre las semana evaluadas. Las concentraciones de entrada estuvieron en un rango de 0.019-0.143  $\text{mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ . En la semana 16, se detectaron menores concentraciones en los SA1, SA2 y SA3 (figura 6).

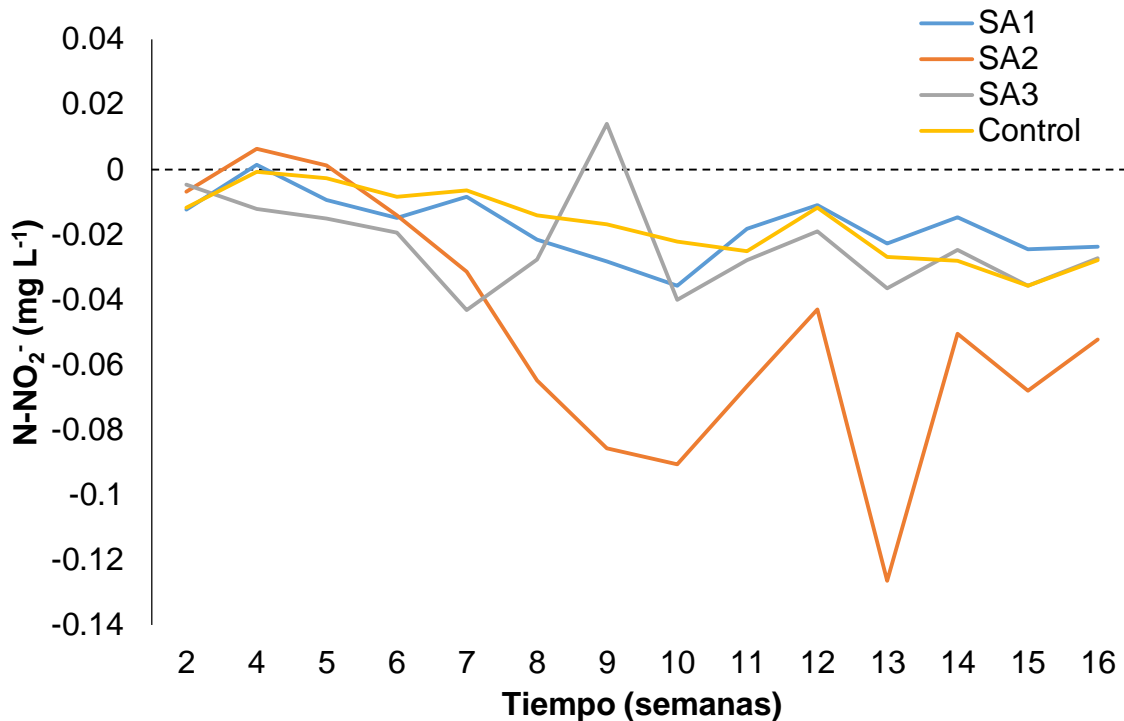


**Figura 6.** Concentraciones de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,992)}=17.456$ ,  $p < 0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida (OUT) entre los cuatro SH

(SA2>SA1>SA3>Control). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(39,940)}=13.839$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida (OUT) de los SH entre las semana evaluadas. Las concentraciones de salida estuvieron en un rango de 0 - 0.119  $\text{mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ . En todos los SH, las concentraciones tendieron a disminuir a lo largo de las 16 semanas que duro el experimento (figura 6).

### Consumo/producción

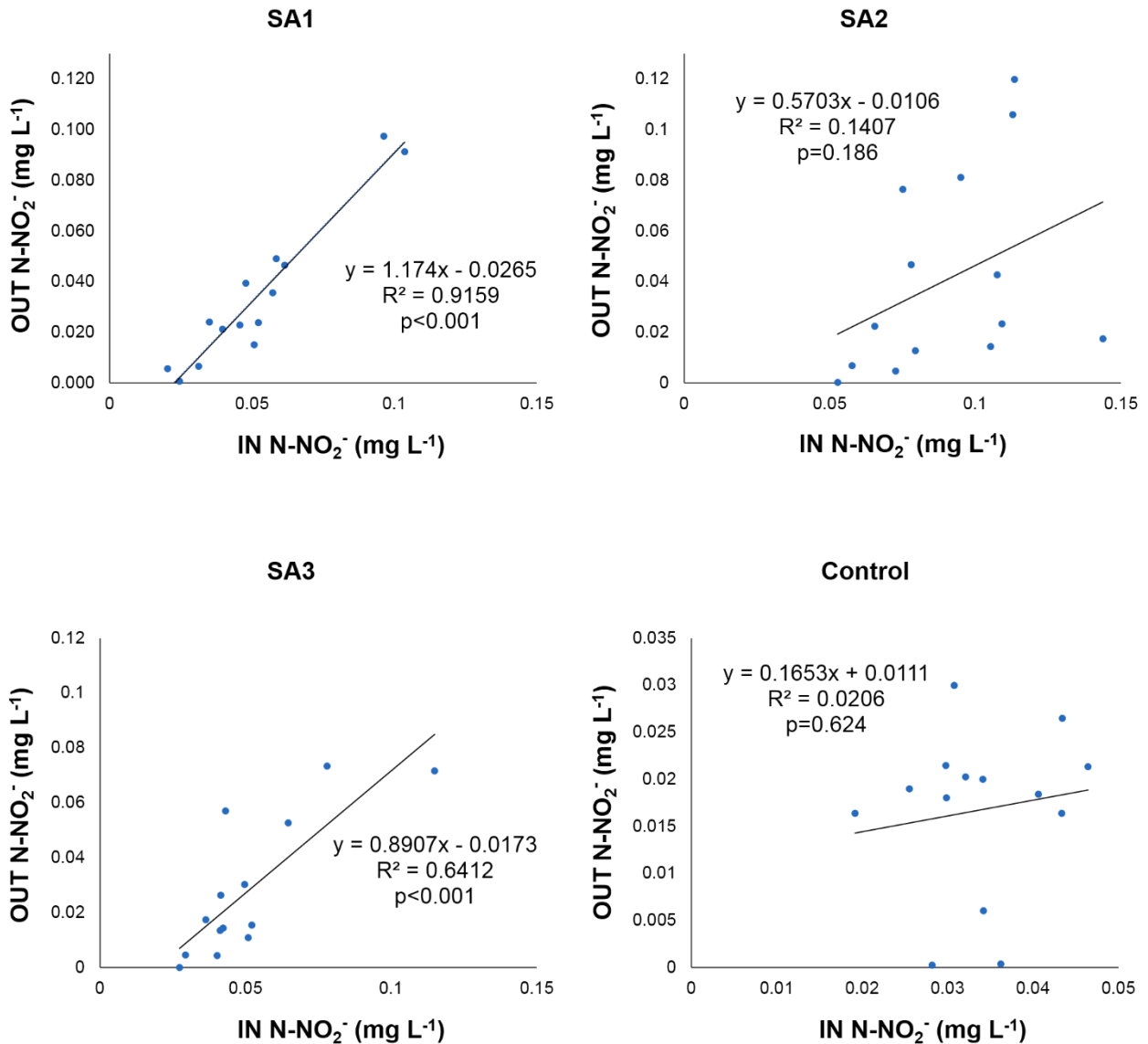


**Figura 7. Concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,992)}=70.546$ ,  $p<0.001$ ) en la concentración de consumo/producción de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) entre los SH (SA2>SA3>SA1>Control), prevaleciendo el consumo de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en todos los tratamientos. El mayor consumo de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) dentro de los SH ocurrió en el SA2 (0.054  $\text{mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ ) y el menor en el control (0.018  $\text{mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ ) (figura 7). Se encontraron

diferencias significativas ( $F_{(39,940)}=8.3054$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_2^-$  entre los tratamientos y las semanas evaluadas. La mayor producción ocurrió en el SA3 en la semana 9 ( $0.013 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ ). El mayor consumo de  $\text{N-NO}_2^-$  ocurrió en el SA2 en la semana 13 ( $0.126 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ ) (figura 7).

Las concentraciones no se ajustaron al modelo lineal en el SA2, SA3, Control (Figura 8)



**Figura 8.** Regresión lineal de la concentración de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acupónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

### 3.1.2.9 Nitratos ( $\text{N-NO}_3^-$ )

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(3,992)}=252.24$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada entre los SH ( $\text{SA2}>\text{SA1}=\text{SA3}>\text{Control}$ ). Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(39,940)}=48.241$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada a los SH entre las semana evaluadas. Al inicio del experimento, la concentración de entrada de los SA1, SA2 y SA3 fue mayor ( $110.33 - 134.25 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_3^-$ ) que la concentración de entrada del SA control ( $61.086 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_3^-$ ) (figura 9).

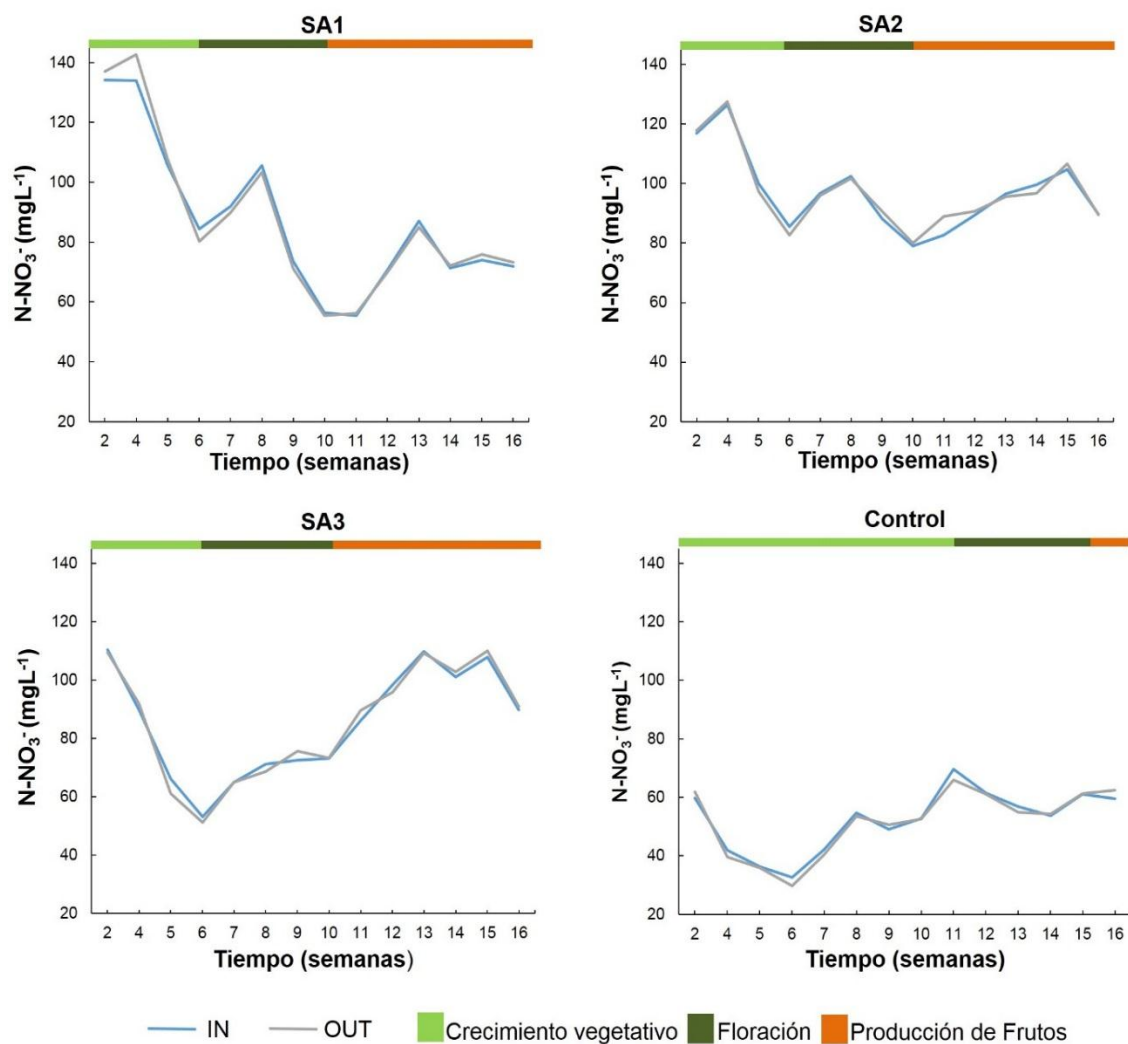
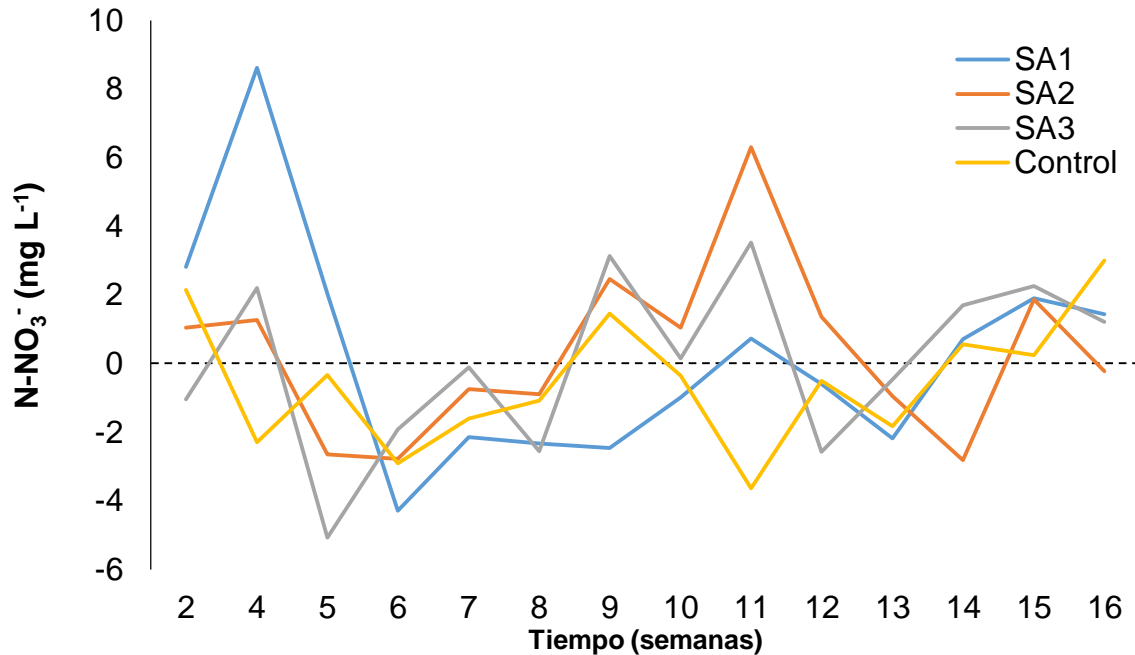


Figura 9. Concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(3,992)}=235.26$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida entre los SH ( $\text{SA2}>\text{SA3}=\text{SA1}>\text{Control}$ ). Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(39,940)}=38.689$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida de los SH entre las semana evaluadas, en un rango de  $31.78 - 142.66 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_3^-$ . Al igual que las concentraciones de entrada, las concentraciones de salida fueron mayores en los SA1, SA2 y SA3 (figura 9).

### Consumo/producción

No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,992)}=0.699$ ,  $p=0.552$ ) entre las concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  de los cuatro sistemas. Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(39,940)}=2.073$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de consumo producción de los SA y las semanas evaluadas.



**Figura 10.** Concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

El mayor consumo de  $\text{N-NO}_3^-$  se encontró en el SA1 durante la semana 8 ( $6.07 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_3^-$ ), mientras que la mayor producción se registró en el mismo sistemas durante la semana 4 (figura 10).

Considerando el coeficiente de correlación se asume que regularmente la concentración de entrada fue similar a la concentración de salida (Figura 11).

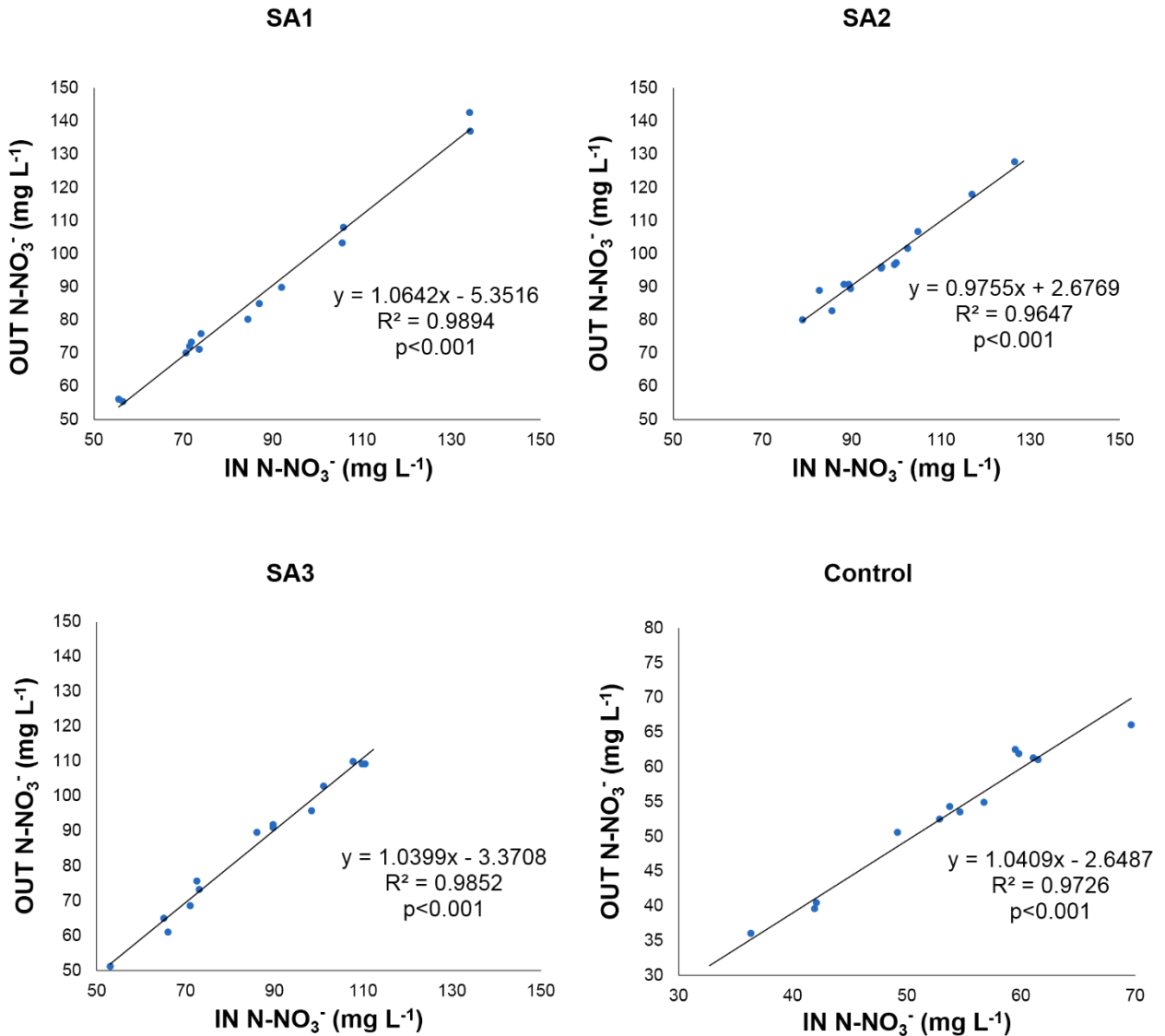


Figura 11. Regresión lineal de la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acupónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).



### 3.1.2.10 Fosfatos (P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,944)}=81.732$ ,  $p<0.001$ ) entre las concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> de entrada por sistema (SA2>SA1=SA3>Control), en un rango de 1.21-3.86 mg L<sup>-1</sup> de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>. Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(36,896)}=44.424$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> de los tratamientos entre las semanas evaluadas. Durante la primer semana evaluada, la concentración de entrada de los SA1, SA2 y SA3 (7.41, 5.52 y 5.46 mg L<sup>-1</sup> de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) fue mayor que la concentración de entrada del SA control (1.26 mg L<sup>-1</sup> de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>).

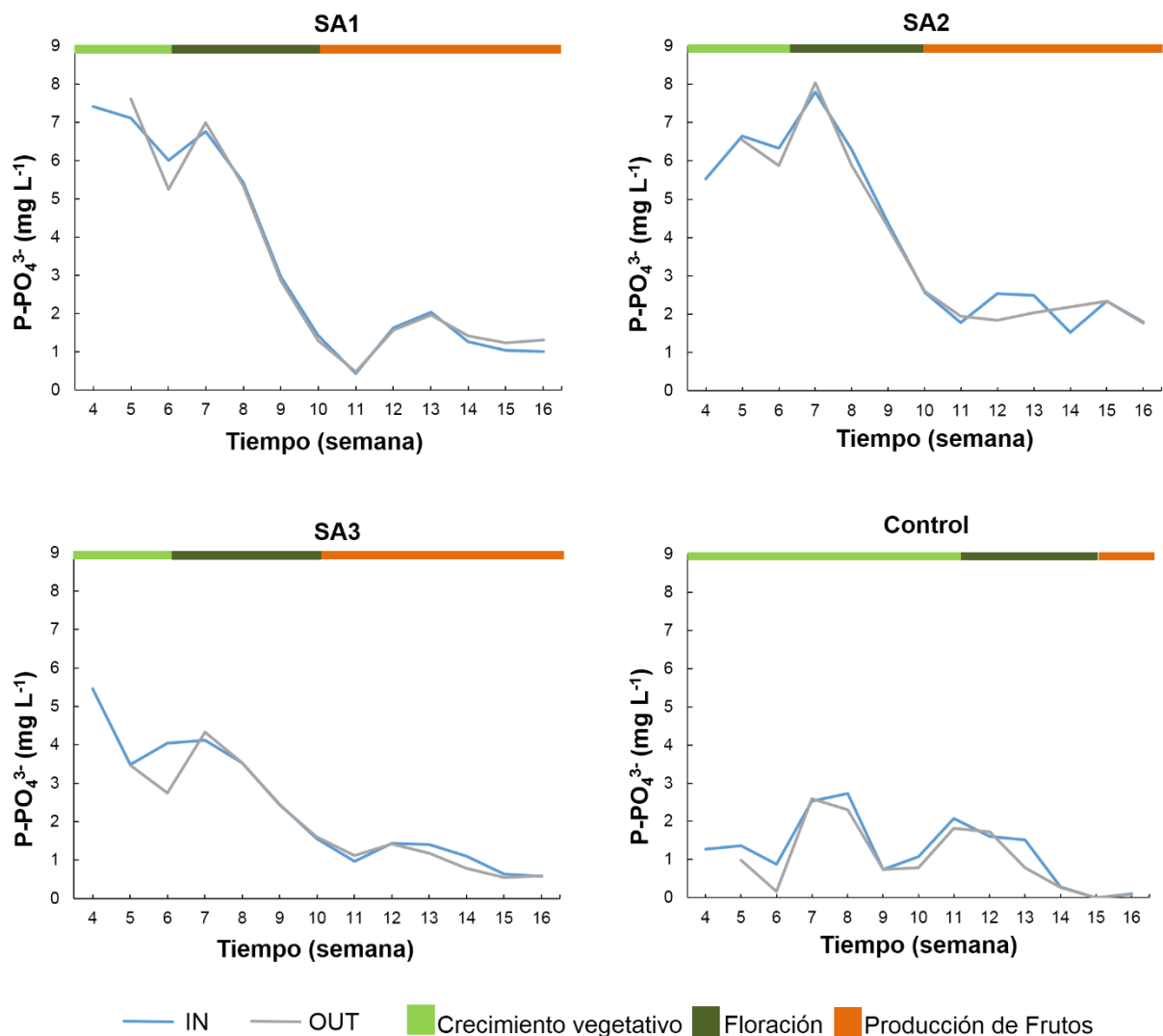


Figura 12. Concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>(mg L<sup>-1</sup>) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de cuatro sistemas hidropónicos a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,860)}=75.906$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $P-PO_4^{3-}$  de\_salida por sistema ( $SA2>SA1>SA3>Control$ ), en un rango de  $1.01-3.59$   $mg L^{-1}$  de  $P-PO_4^{3-}$ . Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(33,816)}=30.686$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de  $P-PO_4^{3-}$  evaluadas a la salida de los SH, entre los tratamientos y las semana evaluadas. Las concentraciones se encontraron en un rango de  $0-8.04$   $mg L^{-1}$  de  $P-PO_4^{3-}$  (Figura 12).

### Consumo/producción

No se encontraron diferencias significativas [ $F_{(3,860)}=1.335$ ,  $p=0.261$ ] en las concentraciones de consumo/producción de  $P-PO_4^{3-}$  ( $mg L^{-1}$ ) entre los cuatro sistemas evaluados. Se encontraron diferencias significativas [ $F_{(33,816)}=1.473$ ,  $p=0.043$ ] en las concentraciones de consumo/producción de  $P-PO_4^{3-}$  ( $mg L^{-1}$ ) de los SA entre las semanas evaluadas (Figura 13).

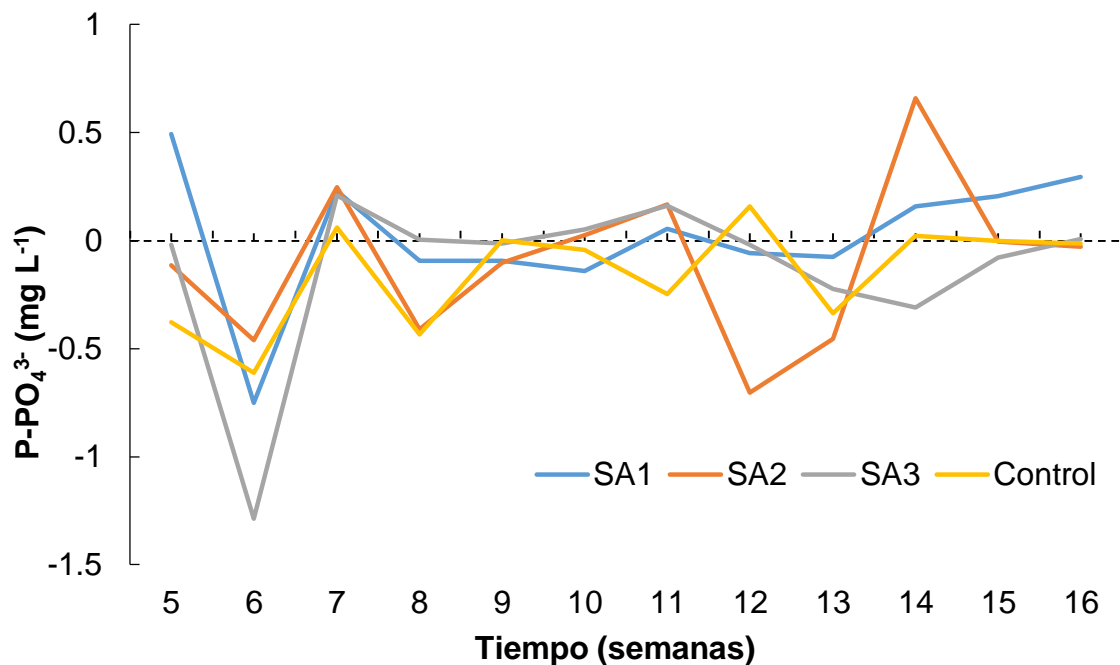


Figura 13. Concentraciones de consumo/producción de  $P-PO_4^{3-}$  ( $mg L^{-1}$ ) evaluadas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

El mayor consumo de  $P-PO_4^{3-}$  se encontró en el SA3 durante la semana 6 ( $1.28 \text{ mg L}^{-1}$  de  $P-PO_4^{3-}$ ) en el inicio de la floración, mientras que la mayor producción se registró en el SA2 durante la semana 14 ( $0.66 \text{ mg L}^{-1}$  de  $P-PO_4^{3-}$ ) durante la producción de chiles (Figura 13).

Las concentraciones se ajustaron al modelo de regresión lineal, se asume que regularmente la concentración de entrada fue similar a la concentración de salida (Figura 14).

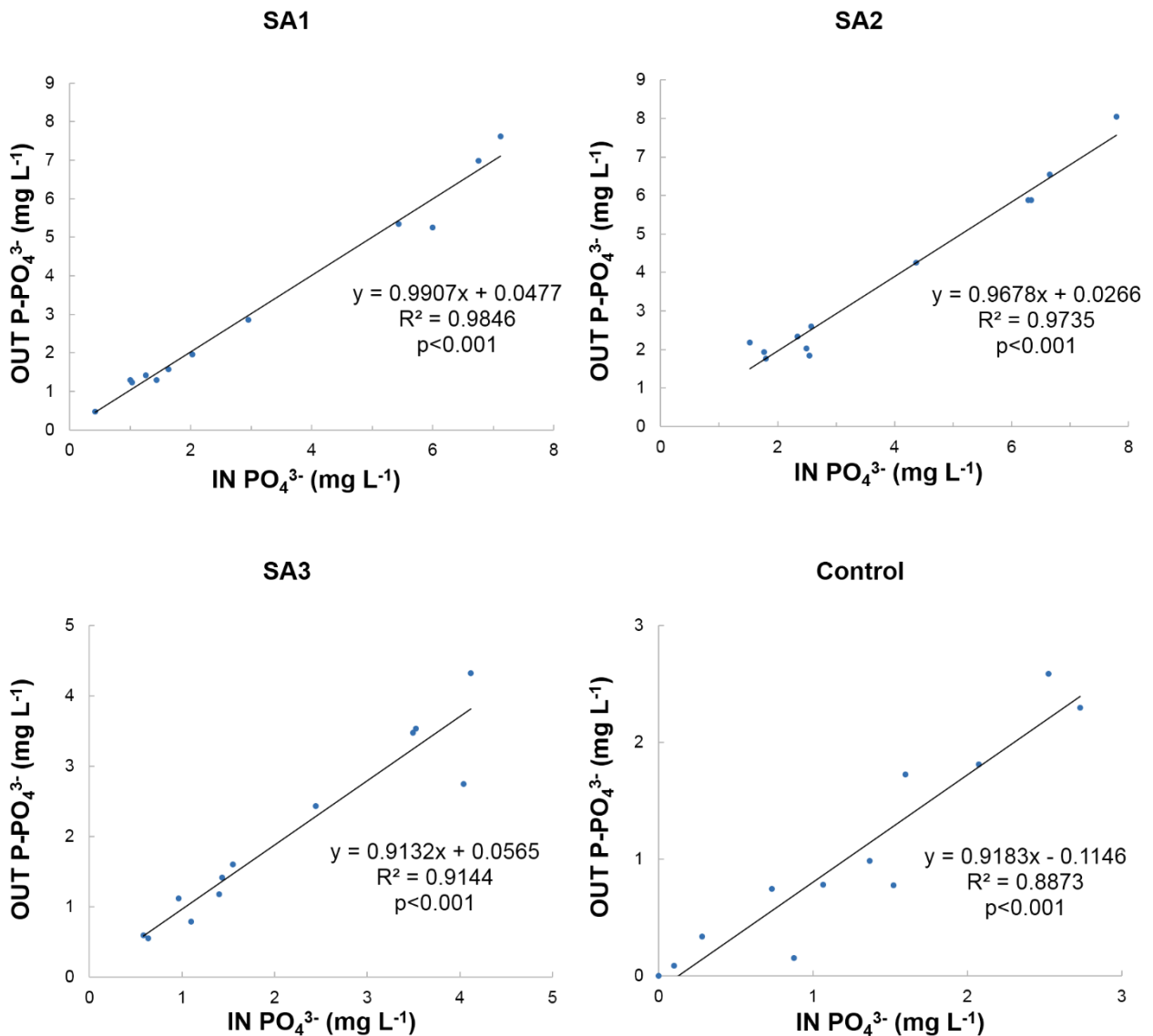


Figura 14. Regresión lineal de la concentración de  $P-PO_4^{3-}$  (mg L<sup>-1</sup>) de entrada contra la concentración de  $P-PO_4^{3-}$  (mg L<sup>-1</sup>) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

### 3.1.2.11 Alcalinidad (CaCO<sub>3</sub>)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,44)}=2.927$ ,  $p=0.044$ ) en las concentraciones de alcalinidad (CaCO<sub>3</sub>) entre los sistemas (SA1>SA2=SA3>Control) (Tabla 11).

**Tabla 11. Valores promedio y desviación estándar de la alcalinidad (CaCO<sub>3</sub>) (mg L<sup>-1</sup>) del agua de cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control) durante el experimento I.**

Tratamiento	CaCO <sub>3</sub> (mg L <sup>-1</sup> )
SA1	83.84 ± 23.99 <sup>a</sup>
SA2	64.61 ± 20.66 <sup>ab</sup>
SA3	70.00 ± 23.45 <sup>ab</sup>
Control	61.53 ± 22.30 <sup>b</sup>

a>b muestran diferencias entre la alcalinidad (CaCO<sub>3</sub>) de los sistemas (SA1, SA2, SA3 y Control).

### 3.1.3 Cultivo de Plantas *Capsicum chinense*

#### 3.1.3.1 Porcentaje de germinación

El tiempo de germinación en charola de germinación fue de 28 días (5 de octubre al 2 de noviembre de 2013). La tasa de germinación hasta el día del trasplante fue de 56.85%.

#### 3.1.3.2 Medidas directas de crecimiento

##### 3.1.3.2.1 Crecimiento

Se encontraron diferencias significativas [ $F(3,256)=3.523$ ,  $p=0.015$ ] en las alturas (cm) de las plantas entre los tratamientos (SA3≥SA1=SA2>Control) (Figura 15). No se encontraron diferencias significativas ( $p=0.098$ ) en la altura de las plantas de los tratamientos entre las semanas evaluadas (Figura 15).

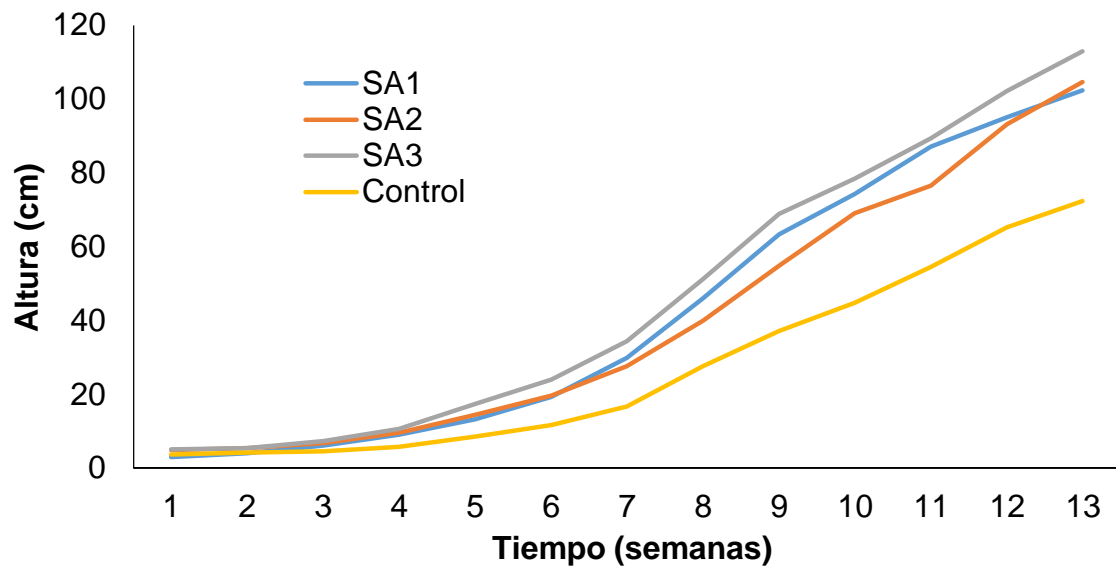


Figura 15. Crecimiento de plantas cultivadas en cuatro sistemas hidropónicos (SA1, SA2, SA3 y Control), evaluado en altura (cm). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

### 3.1.3.2.2 Materia seca (MS)

En el primer muestreo correspondiente a la etapa de trasplante, no se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,15)}=0.978$ ,  $p=0.429$ ) en la materia seca MS (g) entre los cuatro tratamientos. En el segundo muestreo se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,8)}=4.336$ ,  $p=0.0431$ ) en la MS de los cuatro tratamientos. El tratamiento con la mezcla de ambos hongos (SA3) tuvo el mayor peso, el SA control tuvo el menor (Tabla 12).

Tabla 12. Materia seca MS (g) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

N° de muestreo	Tratamiento	MS (g)
1er	SA1	$0.72 \pm 0.20^a$
	SA2	$0.73 \pm 0.19^a$
	SA3	$0.83 \pm 0.15^a$
	control	$0.55 \pm 0.38^a$
2do	SA1	$159.22 \pm 58.26^b$
	SA2	$174.97 \pm 96.67^b$
	SA3	$359.15 \pm 151.72^a$
	control	$69.56 \pm 71.37^c$

a>b>c muestran diferencias estadísticas entre la materia seca de las plantas de los distintos sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y control), en dos etapas de crecimiento.

### 3.1.3.2.3 Área foliar (AF)

En el primer muestreo correspondiente a la etapa de trasplante, se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(3,15)}=10.464$ ,  $p<0.001$ ) en el área foliar (AF) de plantas cultivadas en cuatro sistemas (Tabla 12). La mayor AF se detectó en el SA3 (plantas inoculadas con la mezcla de hongos *T. asperellum* + *G. intraradices*). En el segundo muestreo no se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,8)}=3.506$ ,  $p=0.069$ ) entre los tratamientos (Tabla 13).

**Tabla 13. Área foliar AF (cm<sup>2</sup>) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

N° de muestreo	Tratamiento	Área foliar cm <sup>2</sup>
1er	SA1	25.14 ± 4.60 <sup>bc</sup>
	SA2	38.00 ± 10.49 <sup>ab</sup>
	SA3	43.84 ± 11.93 <sup>a</sup>
	Control	17.13 ± 2.11 <sup>c</sup>
2do	SA1	7,404.24 ± 2625.81 <sup>a</sup>
	SA2	6,632.31 ± 3702.78 <sup>a</sup>
	SA3	9,929.19 ± 304.60 <sup>a</sup>
	Control	2,951.30 ± 2792.48 <sup>a</sup>

a>b>c muestran diferencias estadísticas entre el área foliar de las plantas de distintos sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y control), en distintas etapas de crecimiento.

### 3.1.3.3 Medidas indirectas de crecimiento

#### 3.1.3.3.1 Relación de área foliar (RAF)

En el primer muestreo se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,15)}=3.936$ ,  $p=0.029$ ) en la RAF entre los cuatro tratamientos (SA1, SA2, SA3 y Control). La mayor RAF se detectó en el SA2 (plantas inoculadas con *G. intraradices*) y en el SA3 (plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*).

En el segundo muestreo no se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,8)}=2.992$ ,  $p=0.095$ ) en la RAF entre los tratamientos (Tabla 14).

**Tabla 14. Relación área foliar RAF (cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

N° de muestreo	Tratamiento	RAF (cm <sup>2</sup> * g <sup>-1</sup> )
1er	SA1	271.57 ± 25.70 <sup>b</sup>
	SA2	372.52 ± 79.57 <sup>a</sup>
	SA3	365.74 ± 99.70 <sup>a</sup>
	Control	263.41 ± 35.88 <sup>b</sup>
2do	SA1	725.09 ± 119.44 <sup>a</sup>
	SA2	662.04 ± 82.40 <sup>a</sup>
	SA3	425.47 ± 162.01 <sup>a</sup>
	Control	860.52 ± 292.02 <sup>a</sup>

a>b>c muestran diferencias estadísticas entre la relación área foliar de las plantas de distintos sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control), en dos etapas de crecimiento.

### 3.1.3.3.2 Área foliar específica (AFE)

Se encontraron diferencias significativas en el AFE ( $F_{(3,15)}=3.930$ ,  $p=0.029$ ) entre los tratamientos en el primer muestreo. El tratamiento con la inoculación de ambos hongos (SA3) fue el de mayor AFE, mientras que la menor AFE se encontró en las plantas del SA control. No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,8)}=2.174$ ,  $p=0.168$ ) en el segundo muestreo (Tabla 15).

**Tabla 15. Área foliar específica AFE (cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento I. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

N° de muestreo	Tratamiento	AFE (cm <sup>2</sup> g <sup>-1</sup> )
1er	SA1	340.12 ± 34.15 <sup>b</sup>
	SA2	472.55 ± 107.28 <sup>a</sup>
	SA3	468.46 ± 135.42 <sup>a</sup>
	Control	327.82 ± 41.18 <sup>b</sup>
2do	SA1	1,125.50 ± 188.66 <sup>a</sup>
	SA2	1,041.63 ± 128.50 <sup>a</sup>
	SA3	710.65 ± 193.67 <sup>a</sup>
	Control	1,109.39 ± 344.21 <sup>a</sup>

a>b muestran diferencias estadísticas entre la AFE de las plantas de distintos sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control), en dos etapas de crecimiento.

### 3.1.3.3.3 Tasa absoluta de crecimiento (TAC)

Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,8)}=6.269$ ,  $p=0.017$ ) en la TAC a los 55ddt durante la etapa de crecimiento vegetativo. Las plantas inoculadas con la mezcla de hongos (SA3) presentaron la mayor TAC con  $0.72 \text{ g día}^{-1}$  de peso seco total de la planta. La menor TAC se presentó en las plantas del tratamiento control (Tabla 16).

Tabla 16. Tasa absoluta de crecimiento TAC ( $\text{g día}^{-1}$ ) de plantas de Chile *C. chinense* evaluadas 55ddt durante el crecimiento vegetativo en experimento I. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

Tratamiento	TAC ( $\text{g día}^{-1}$ )
SA1	$0.30 \pm 0.13^{ab}$
SA2	$0.31 \pm 0.17^{ab}$
SA3	$0.72 \pm 0.17^a$
Control	$0.11 \pm 0.11^b$

a>b muestran diferencias estadísticas entre las TCA de las plantas de distintos sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control), en la etapa de crecimiento vegetativo.

### 3.1.3.3.4 Tasa relativa de crecimiento (TRC)

No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,8)}=1.655$ ,  $p=0.252$ ) en la TCR en peso fresco de las plantas por tratamiento (SA1, SA2, SA3 y Control), ni en la TRC en peso seco ( $F_{(3,8)}=2.360$ ,  $p=0.014$ ) de las plantas evaluadas en el crecimiento vegetativo 55 ddt (Tabla 17).

Tabla 17. Tasa relativa de crecimiento TRC [ $\text{g (g día)}^{-1}$ ] en peso fresco y seco de plantas *C. chinense* evaluadas 55ddt bajo cuatro tratamientos en el experimento I. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).

Tratamiento	TRC en Fresco [ $\text{g (g día)}^{-1}$ ]	TRC en Seco [ $\text{g (g día)}^{-1}$ ]
SA1	$0.135 \pm 0.010^a$	$0.118 \pm 0.012^a$
SA2	$0.128 \pm 0.023^a$	$0.109 \pm 0.020^a$
SA3	$0.146 \pm 0.014^a$	$0.132 \pm 0.012^a$
Control	$0.091 \pm 0.056^a$	$0.086 \pm 0.033^a$

ns muestra que no se encontraron diferencias estadísticas entre las TCR de las plantas de distintos sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control), en etapa de crecimiento vegetativo.

### 3.1.3.3.5 Tasa de asimilación neta (TAN)

No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,8)}=0.861$ ,  $p=0.499$ ) en la TAN entre los tratamientos (SA1, SA2, SA3 y Control) durante la etapa de crecimiento vegetativo (55ddt) (Tabla 18).



**Tabla 18. Tasa de asimilación neta TAN [g (cm<sup>2</sup> día)<sup>-1</sup>] correspondiente a la etapa de crecimiento vegetativo (55 ddt) del experimento I. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Tratamiento	TAN [g (cm <sup>2</sup> día) <sup>-1</sup> ]
SA1	0.007 ± 0.001 <sup>a</sup>
SA2	0.006 ± 0.001 <sup>a</sup>
SA3	0.007 ± 0.001 <sup>a</sup>
Control	0.008 ± 0.001 <sup>a</sup>

a>b muestran diferencias estadísticas entre las TAN de las plantas de distintos sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control), en etapa de crecimiento vegetativo.

### 3.1.3.4 Etapa de floración y producción de frutos

La etapa de floración inició 36 días después del trasplante (semana 6) en las plantas del SA1, SA2 y SA3. El SA control inició la etapa de floración hasta la semana 11 (73ddt). Para la semana 12 (78-84ddt) el 50% de plantas del SA1, SA2 y SA3 presentaron producción de flores/fruto, mientras que el SA control produjo el 50% alrededor de la semana 17 (113-119ddt) (Tabla 19).

**Tabla 19. Registro del inicio de la floración y precocidad en plantas *C. chinense* reportado en días después del trasplante (ddt). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Tratamiento	Floración (ddt)	Precocidad (ddt)
SA1	36-42	78-84
SA2	36-42	78-84
SA3	36-42	78-84
Control	73-77	113-119

Nota: Los datos presentados son descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

El fruto se dejó madurar alrededor de dos a tres semanas y se cosechó entre la semana 13 y 15 (90-105ddt) en las plantas del SA1, SA2 y SA3. En el SA control se cosechó a partir de la semana 19 (133ddt).

### 3.1.3.5 Evaluación de rendimiento

Se encontraron diferencias entre el rendimiento en peso total por sistema (SA1>Control>SA3>SA2). Las cosechas se agruparon en quincenas desde el 30 de enero de 2013 al 30 de marzo de 2014 (Tabla 20).

**Tabla 20. Rendimiento en peso (g) de chile *C. chinense* por sistemas, evaluado quincenalmente. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Fecha	SA1 (g)	SA2 (g)	SA3 (g)	Control (g)
30/ene-14/feb	13.40	35.10	319.70	0.00
1-15 de mar	8,683.50	2,990.30	6,124.51	1,236.20
16-30 de mar	16,473.90	16,166.43	15,278.00	20,926.00
<b>PESO TOTAL</b>	<b>25,170.80</b>	<b>19,191.83</b>	<b>21,722.21</b>	<b>22,162.20</b>

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

### 3.1.3.5.1 Peso de frutos por planta

El peso total de frutos de las cosechas realizadas entre el 30 de enero al 30 de marzo de 2014, fue dividido entre el número de plantas productoras de fruto. Se encontraron diferencias entre el rendimiento total en peso por planta de los sistemas (SA1>Control>SA3>SA2) (Tabla 21).

**Tabla 21. Evaluación del rendimiento total en peso por planta de chile habanero *C. chinense* por tratamiento. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Tratamiento	N° de plantas productoras	Peso por planta (g planta <sup>-1</sup> )
SA1	19	1,324.78
SA2	22	872.36
SA3	19	1,143.27
Control	19	1,166.43

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

### 3.1.3.5.2 Por número de fruto

Se encontraron diferencias de rendimiento en N° total de chiles *C. chinense* por tratamiento (SA3>Control>SA1>SA2). Las cosechas se agruparon en quincenas desde el 30 de enero de 2013 al 30 de marzo de 2014 (Tabla 22). Se encontraron diferencias (SA3>SA1>Control>SA2) de rendimiento en N° total de chiles *C. chinense* por planta cosechadas por dos meses (Tabla 23).

**Tabla 22. Evaluación del rendimiento total en número de fruto por cosecha y por planta de chile habanero *C. chinense* por tratamiento. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Fecha	SA1	SA2	SA3	Control
30/ene-14/feb	1	5	47	0
1-15 de marzo	1,544	62	1,268	284
16-30 de marzo	3,224	3,805	3,489	4,397
N° total de chiles	4,769	3,872	4,804	4,681

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

**Tabla 23. Evaluación del rendimiento total en número de fruto por planta de chile habanero *C. chinense* por tratamiento. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Tratamiento	N° de plantas productoras	N° de fruto/planta
SA1	19	251
SA2	22	176
SA3	19	253
Control	19	246

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

### 3.1.3.5.3 Por frecuencia de tallas

Se reporta el número y peso de frutos *C. chinense* según su talla y tratamiento por sistema. Las plantas inoculadas con *T. asperellum* produjeron mayor número de tallas grande, extra grande y jumbo. El SA3 y Control produjeron mayor número de talla chica (Tabla 24).

**Tabla 24. Frecuencia de tallas (Jumbo, Extra grande, grande, mediano y chico) en número (#) y peso (g) de chiles *C. chinense* producidos en cuatro tratamientos en sistemas acuípónico. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum*, SA2=con *G. intraradices*, SA3=con *T. asperellum* + *G. intraradices* y plantas sin inoculación de hongos (control).**

Tallas	SA1		SA2		SA3		Control	
	#	(g)	#	(g)	#	(g)	#	(g)
Jumbo	341	3,022.1	97	895.7	71	639.9	71	701.8
Extra grande	556	4,418.9	228	1,825.2	201	1,544.3	206	1,723.2
Grande	904	5,984.7	540	3,682.9	577	3,669.8	640	4,434.4
Mediano	997	5,021.5	958	4,988.9	1,056	5,620.7	869	4,801.8
Chico	1,971	6,723.6	2,473	7,799.1	2,899	10,247.5	2,895	10,501.0

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

### 3.1.3.6 Colonización por *Glomus intraradices*: método rápido

Las raíces de las plantas de *C. chinense* de los sistemas se evaluaron durante dos etapas (trasplante y crecimiento vegetativo). En ambas etapas, posterior al proceso de tinción y análisis de campos visuales, no se encontraron estructuras micorrízicas (vesículas, arbuscúlos, hifas) (Figura 16). Otras estructuras encontradas en las plantas inoculadas con *G. intraradices* y *T. asperellum* se pueden observar en la Figura 17. En ambos procesos de tinción, las raíces sufrieron daño por el cocimiento de las raíces, perdiendo tejido epidérmico, por lo cual en el experimento II se implementó la tinción de raíces por el método en frío.

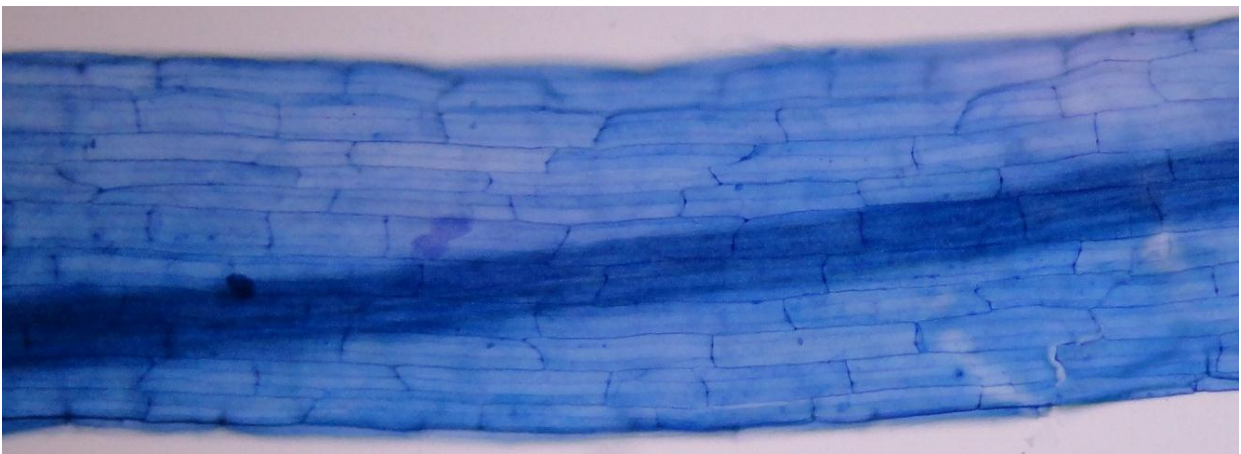


Figura 16. Raíz de *C. chinense* muestreada en la etapa de trasplante y teñida con azul de tripano al 0.05% en glicerol ácido observada a 4x.

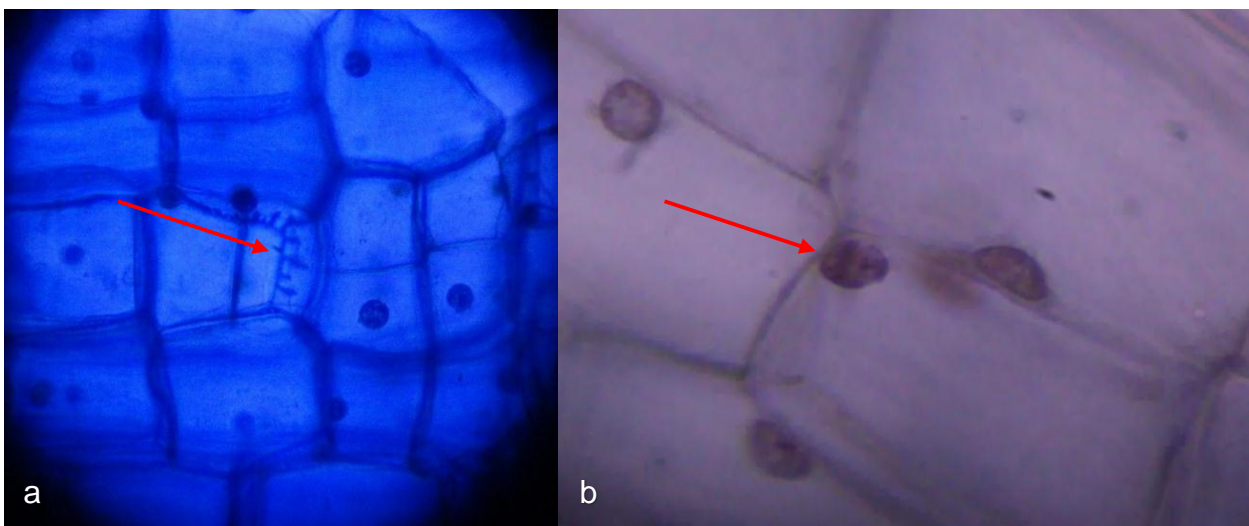


Figura 17. Estructuras encontradas en raíces de plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* SA1 evaluadas durante el segundo muestreo de raíces, a) campo visual a 40x, b) campo visual a 40x.

## 3.2 Experimento II

### 3.2.1 Cultivo de Tilapia *Oreochromis niloticus*

En la biometría de peces no se encontraron diferencias significativas ( $t_{(38)}=-0.513$ ,  $p=0.610$ ) en el peso y la longitud ( $t_{(38)}=-0.492$ ,  $p=0.625$ ) de tilapias *O. niloticus* entre ambos tratamientos al inicio del experimento (Tabla 25).

**Tabla 25. Peso (g) y longitud (cm) de tilapias *Oreochromis niloticus* cultivadas en sistemas de recirculación acuícola.**

Tratamiento	W (Kg)	L (cm)
SA1	$2.29 \pm 0.41^{ns}$	$46.76 \pm 2.64^{ns}$
Control	$2.24 \pm 0.25^{ns}$	$47.01 \pm 2.23^{ns}$

Nota: el superíndice ns, denota que no existieron diferencias significativas entre los sistemas.

#### 3.2.1.1 Porcentaje de supervivencia

El cultivo de tilapia *O. niloticus* se evaluó durante 30 días (7 de junio a 7 julio de 2015) (Tabla 26).

**Tabla 26. Porcentaje de supervivencia de tilapia *Oreochromis niloticus***

Tratamiento	Supervivencia (%)
SA1	99.07
Control	100.00

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivo, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

#### 3.2.1.2 Índice de condición

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(38)}=0.000$ ,  $p=0.999$ ) en los índices de condición entre ambos sistemas (Tabla 27).

**Tabla 27.- Índice de condición de Tilapias *Oreochromis niloticus* al inicio del experimento II.**

Tratamiento	IC
SA1	$2.22 \pm 0.22^{ns}$
Control	$2.16 \pm 0.25^{ns}$

Nota: el superíndice ns, denota que no existieron diferencias significativas entre los sistemas.

### 3.2.2 Parámetros de calidad de agua

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(102)}=-1.145$ ,  $p=0.254$ ) en la temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ ), la concentración de OD ( $\text{mg L}^{-1}$ ) ( $t_{(102)}=0.556$ ,  $p=0.579$ ), % de saturación de OD ( $t_{(102)}=-2.492$ ,  $p=0.014$ ), la CE ( $\text{mS cm}^{-1}$ ) ( $t_{(102)}=-1.294$ ,  $p=0.198$ ), en los SDT ( $\text{mg L}^{-1}$   $\text{CaCO}_3$ ) ( $t_{(102)}=-0.381$ ,  $p=0.703$ ), el pH ( $t_{(102)}=-0.287$ ,  $p=0.774$ ) y la alcalinidad ( $\text{mg L}^{-1}$ ) ( $t_{(102)}=1.824$ ,  $p=0.071$ ) entre ambos sistemas (SA1 y SA control) (Tabla 28).

**Tabla 28. Valores promedio y desviación estándar de los parámetros de calidad de agua evaluados en dos sistemas acuipónicos (SA1 y SA Control) de 7 de junio a 7 julio de 2015.**

Parámetro	SA1	Control
Temperatura ( $^{\circ}\text{C}$ )	30.38 $\pm$ 1.68 <sup>a</sup>	30.73 $\pm$ 1.42 <sup>a</sup>
Oxígeno disuelto ( $\text{mg L}^{-1}$ )	5.34 $\pm$ 0.41 <sup>a</sup>	5.29 $\pm$ 0.36 <sup>a</sup>
Saturación de OD (%)	70.79 $\pm$ 4.36 <sup>a</sup>	73.15 $\pm$ 5.28 <sup>b</sup>
Sólidos Disueltos totales ( $\text{mg L}^{-1}$ )	1.45 $\pm$ 0.20 <sup>a</sup>	1.46 $\pm$ 0.15 <sup>a</sup>
Conductividad eléctrica ( $\text{mS cm}^{-1}$ )	2.17 $\pm$ 0.21 <sup>a</sup>	2.21 $\pm$ 0.09 <sup>a</sup>
pH	7.34 $\pm$ 0.27 <sup>a</sup>	7.36 $\pm$ 0.20 <sup>a</sup>
Alcalinidad ( $\text{mg L}^{-1}$ $\text{CaCO}_3$ )	57.88 $\pm$ 15.12 <sup>a</sup>	52.30 $\pm$ 16.04 <sup>a</sup>

Nota: los superíndices a>b denotan las diferencias significativas entre los sistemas.

#### 3.2.2.1 Nitrógeno Amoniacal Total (NAT)

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(214)}=-0.341$ ,  $p=0.732$ ) en las concentraciones de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada (IN) a los sistemas hidropónicos (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,208)}=0.597$ ,  $p=0.617$ ) en las concentraciones de NAT de entrada (IN) a los sistemas hidropónicos entre las semanas evaluadas (SA1=control).

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(166)}=-1.797$ ,  $p=0.074$ ) en las concentraciones de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida (OUT) de los sistemas hidropónicos (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(2,162)}=0.855$ ,  $p=0.427$ ) en las concentraciones de NAT de salida (OUT) de los sistemas hidropónicos entre las semanas evaluadas (SA1=control) (Figura 18).

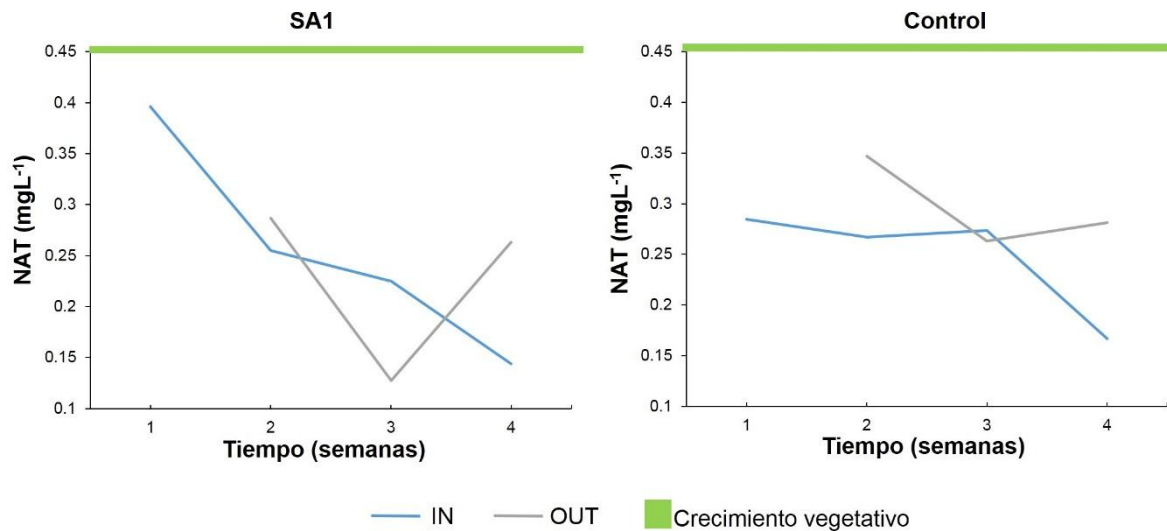


Figura 18. Concentraciones de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de dos sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

### Consumo/producción

Se reporta el consumo/producción de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de dos tratamientos (SA1 y control), evaluados a partir del trasplante de las plántulas al SH, con una duración de cuatro semanas. Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada menos la concentración de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo presentan la producción, los valores negativos el consumo.

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(166)}=-1.265$ ,  $p=0.207$ ) en las concentraciones de consumo/producción de N-NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en los sistemas hidropónicos (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(2,162)}=0.203$ ,  $p=0.816$ ) en las concentraciones de consumo/producción de NAT dentro de los sistemas hidropónicos entre las semanas evaluadas (Figura 19).

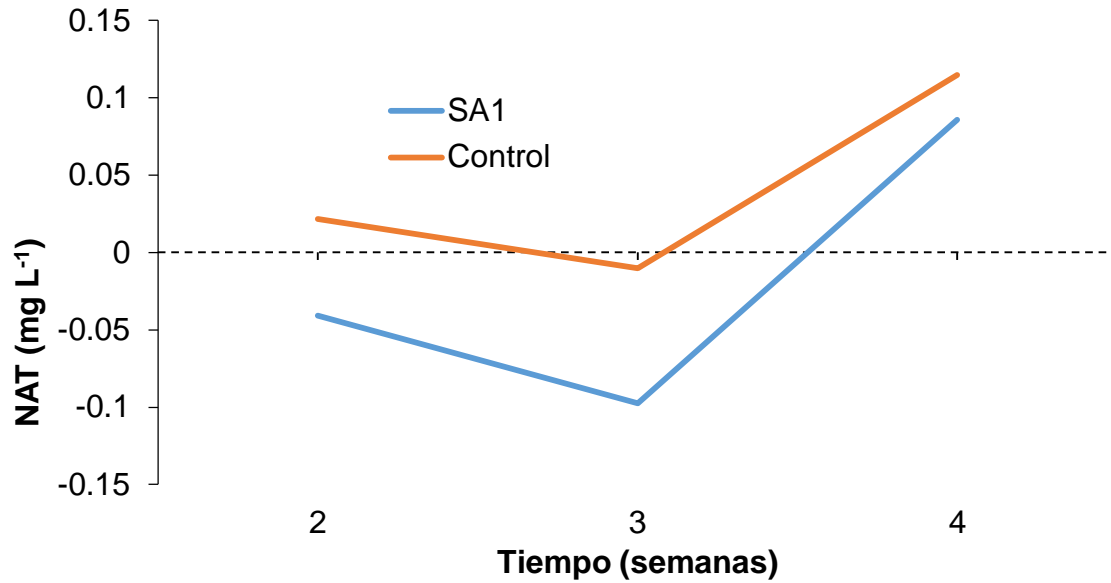


Figura 19. Concentraciones de consumo/producción de NAT ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

Los datos no se ajustaron al modelo de regresión lineal (Figura 20).

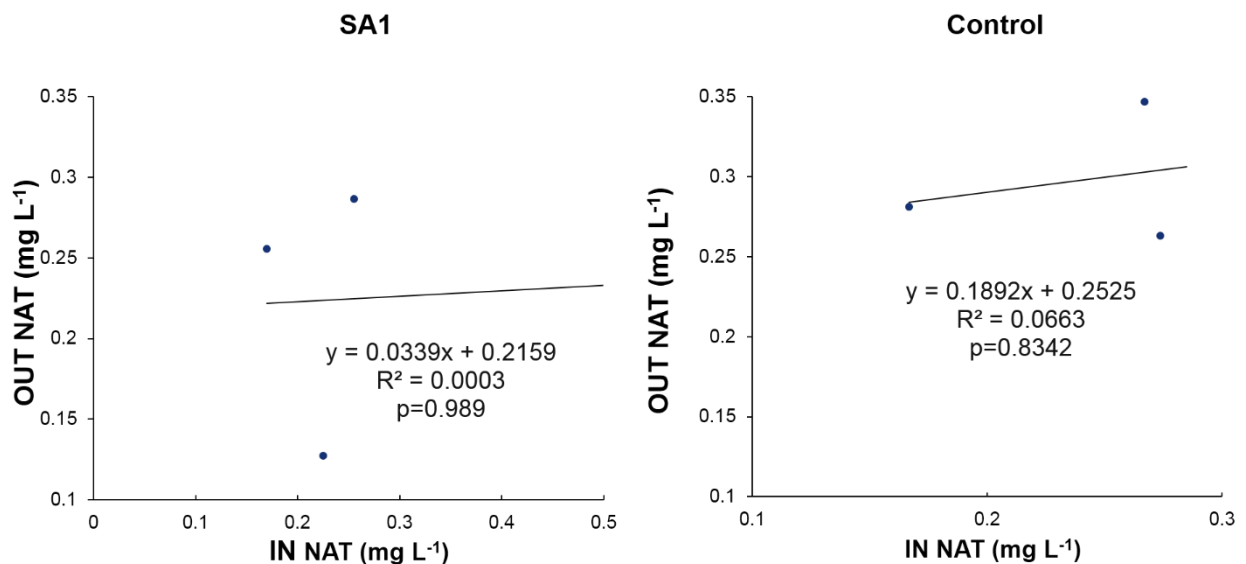


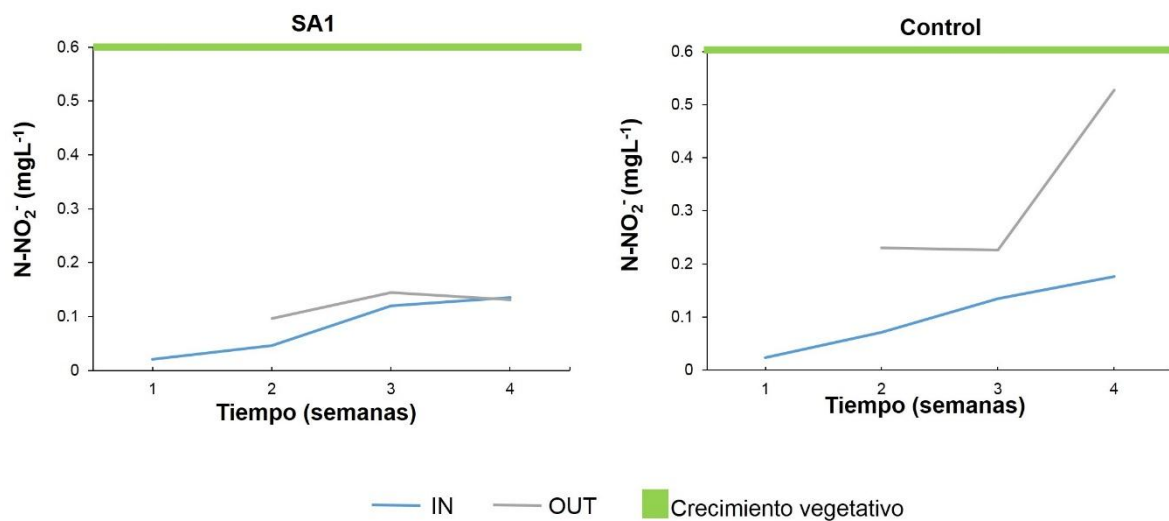
Figura 20. Regresión lineal de la concentración de nitrógeno amoniacal total NAT ( $\text{mgL}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de NAT ( $\text{mgL}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular.



### 3.2.2.2 Nitritos (N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>)

Se encontraron diferencias significativas ( $t_{(214)}=-2.722$ ,  $p=0.007$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de entrada (IN) a los sistemas hidropónicos (control>SA1). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(2,208)}=0.905$ ,  $p=0.439$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> de entrada (IN) a los SH entre las semanas evaluadas (SA1=control).

Se encontraron diferencias significativas ( $t_{(166)}=-5.452$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de salida (OUT) de los sistemas hidropónicos (CONTROL>SA1). Se encontraron diferencias altamente significativas ( $F_{(2,162)}=7.803$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> de salida (OUT) de los SH entre las semanas evaluadas. La cuarta semana presentó la mayor concentración de salida en el SA control (0.527 mg L<sup>-1</sup> de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) (Figura 21).



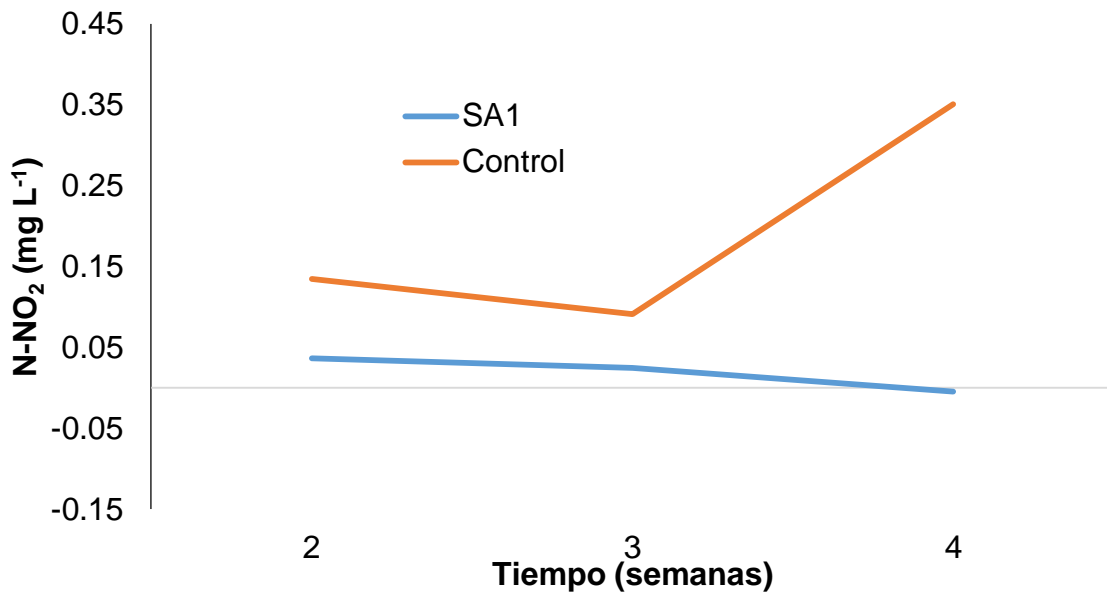
**Figura 21.** Concentraciones de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

### Consumo/producción

Se reporta el consumo/producción de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) en dos tratamientos (SA1 y Control), evaluados a partir del trasplante de las plántulas al SH, con una duración de cuatro semanas. Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> de entrada menos la de salida en el sistema hidropónico. Las

concentraciones con un valor positivo indican producción, los valores negativos consumo.

Se encontraron diferencias significativas ( $t_{(166)}=-4.789$ ,  $p<0.001$ ) en las concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) entre los sistemas hidropónicos (CONTROL>SA1). Se encontraron diferencias significativas ( $F_{(2,162)}=6.469$ ,  $p<0.01$ ) en las concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) dentro de los SH entre las semanas evaluadas. La mayor producción se presentó durante la cuarta semana del SA control ( $0.35 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ ) (Figura 22).



**Figura 22.** Concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_2^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

Los datos del control tuvieron menor ajuste al modelo de regresión lineal (Figura 23).

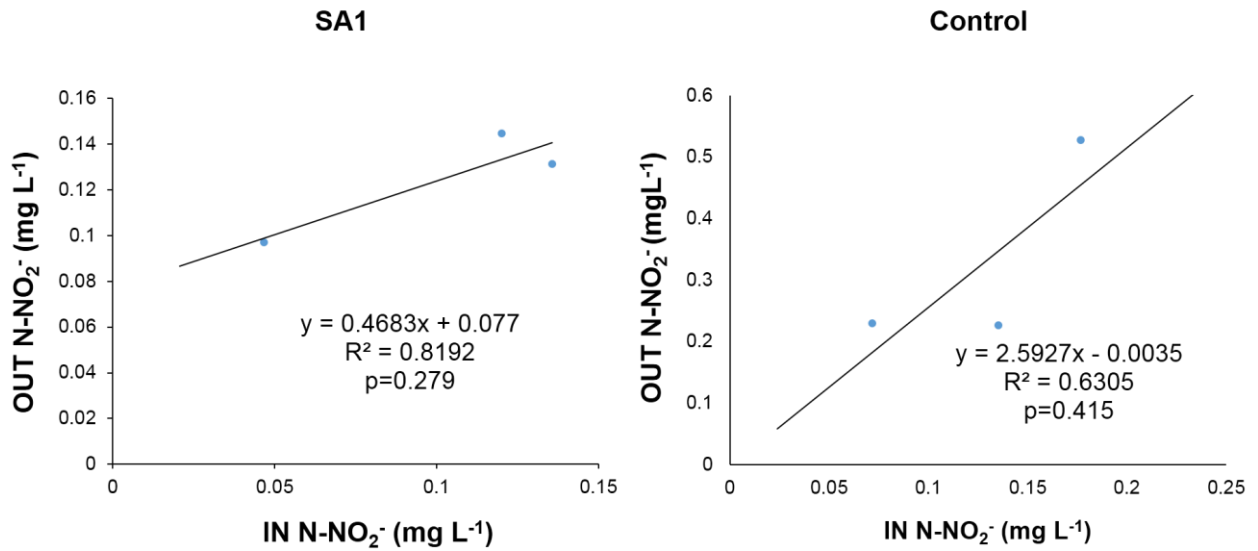
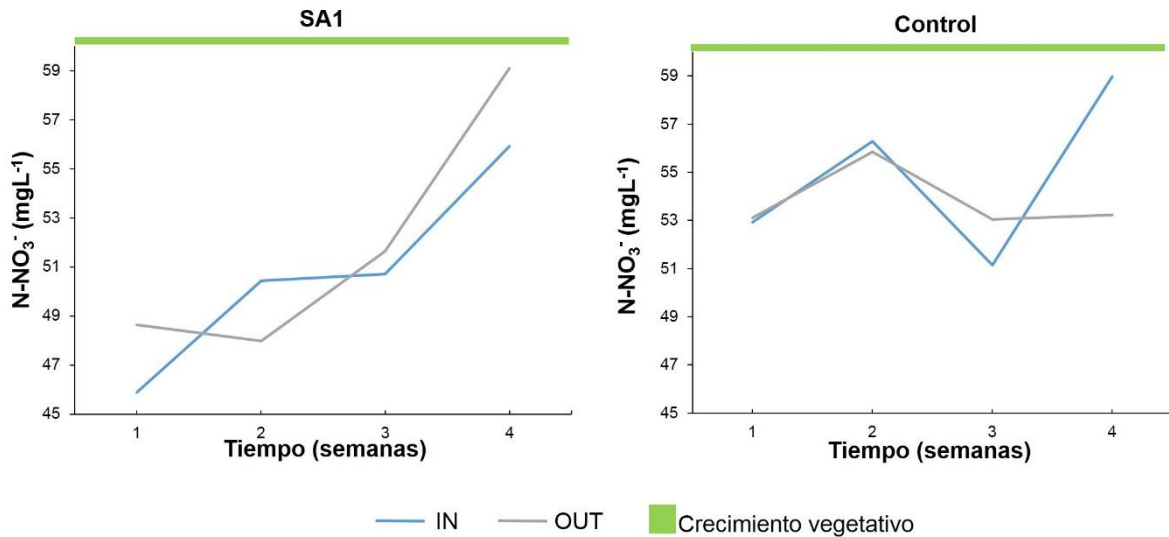


Figura 23. Regresión lineal de la concentración de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de entrada contra la concentración de N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuipónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular.

### 3.2.2.3 Nitratos (N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>)

No se encontraron diferencias significativas ( $T_{(154)} = -1.153$ ,  $p = 0.250$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de entrada (IN) a los SH (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,148)} = 0.289$ ,  $p = 0.832$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> de entrada (IN) a los SH entre las semanas evaluadas (SA1=control).

No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(154)} = 0.493$ ,  $p = 0.622$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de salida (OUT) de los SH (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,148)} = 1.175$ ,  $p = 0.321$ ) en las concentraciones de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> de salida (OUT) de los SH entre las semanas evaluadas (Figura 24).



**Figura 24.** Concentraciones de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de dos sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

### Consumo/producción

Se reportan el consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) en dos tratamientos (SA1 y Control), evaluados a partir del trasplante de las plántulas al sistema hidropónico, con una duración de cuatro semanas. Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  de entrada menos la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo presentan la producción, los valores negativos el consumo.

Se encontraron diferencias significativas ( $t_{(154)}=2.037$ ,  $p=0.043$ ) en las concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) entre los SH, donde el SA1 presentó una producción promedio de  $1.85 \text{ mg L}^{-1}$  y el control  $1.94$ . No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,148)}=2.321$ ,  $p=0.077$ ) en las concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  dentro de los SH entre las semanas evaluadas (Figura 25).

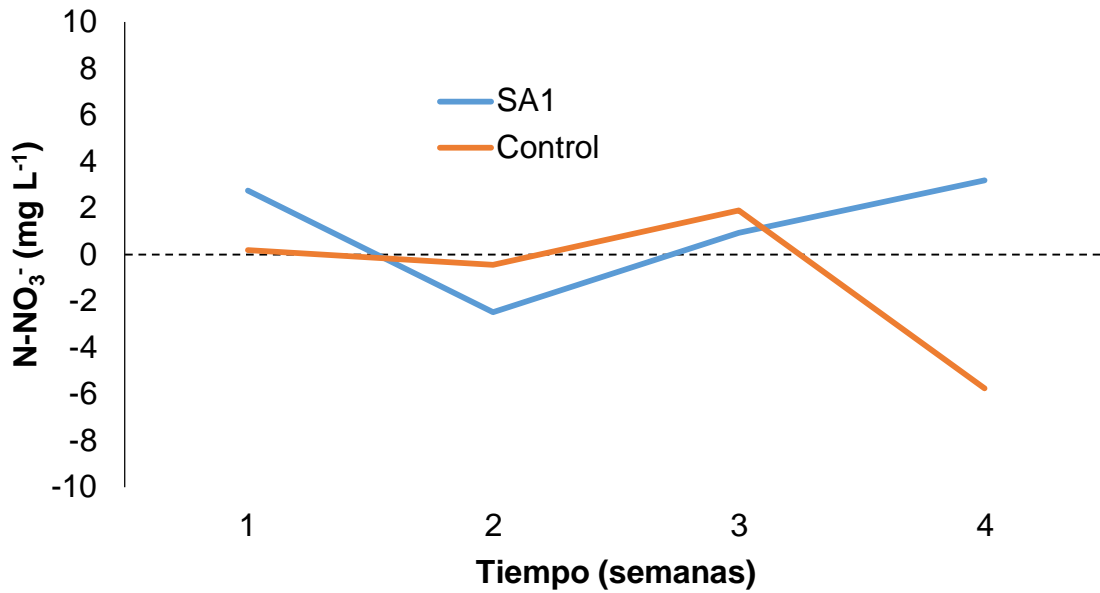


Figura 25. Concentraciones de consumo/producción de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

Los datos del control no se ajustaron al modelo lineal (Figura 26).

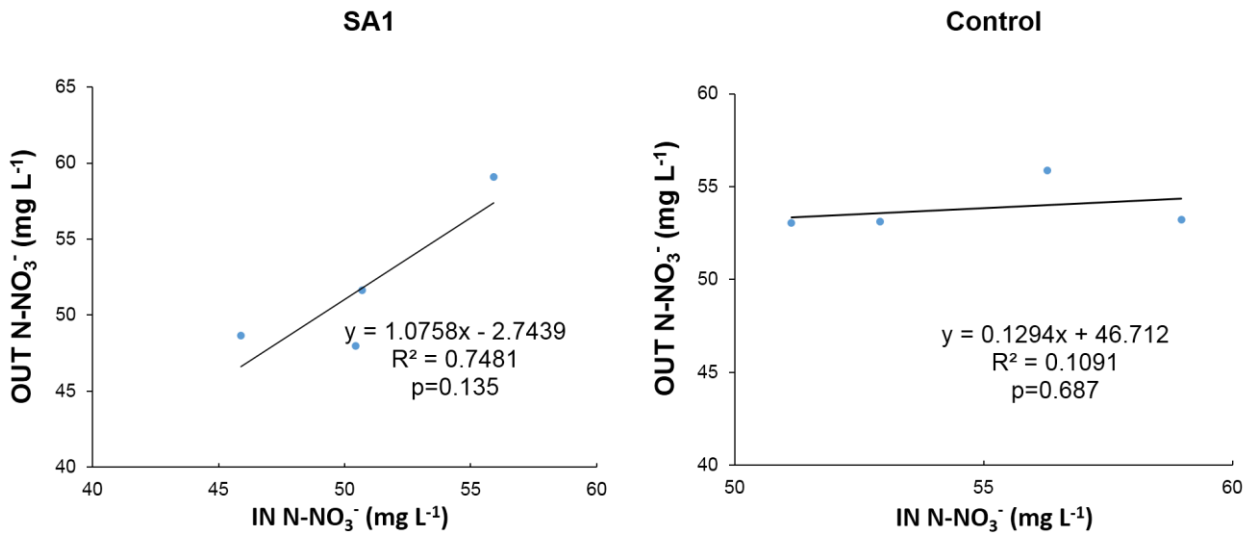


Figura 26. Regresión lineal de la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de entrada contra la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  ( $\text{mg L}^{-1}$ ) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acuíponicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular.

### 3.2.2.4 Fosfatos (P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>)

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(190)}=1.444$ ,  $p=0.150$ ) en las concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de entrada (IN) a los SH (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,184)}=0.045$ ,  $p=0.987$ ) en las concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> de entrada (IN) a los SH entre las semanas evaluadas.

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(190)}=1.038$ ,  $p=0.300$ ) en las concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de salida (OUT) de los SH (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,184)}=0.241$ ,  $p=0.867$ ) en las concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> de salida (OUT) de los SH entre las semanas evaluadas (Figura 27).

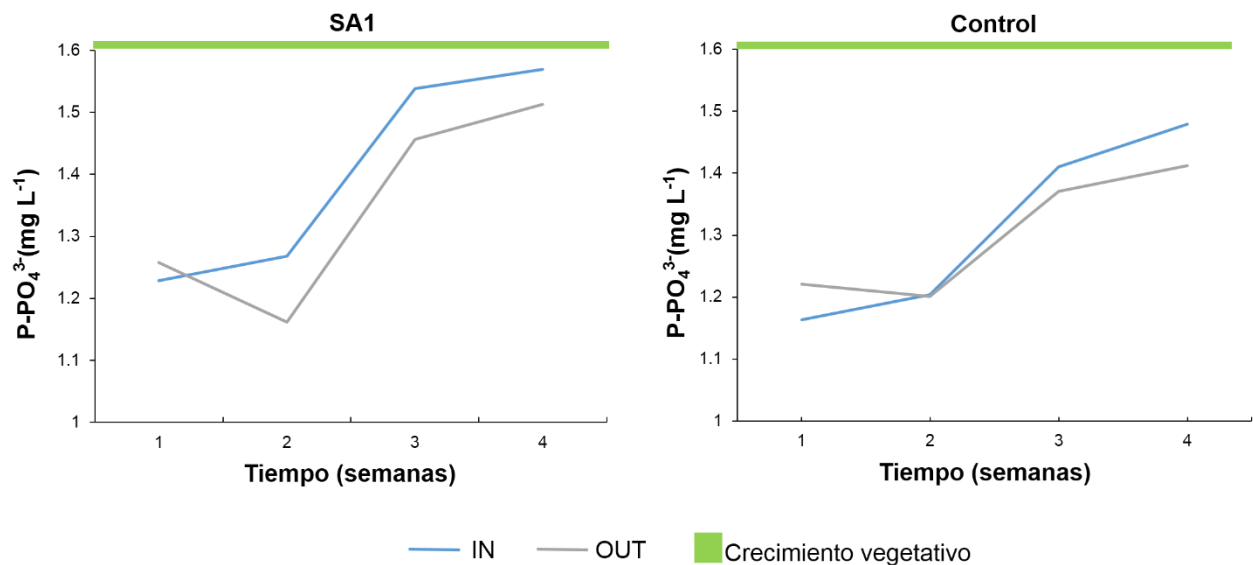


Figura 27. Concentraciones de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) a la entrada (IN) y a la salida (OUT) de sistemas hidropónicos (SA1 y Control) a una tasa de flujo de 4 Lpm. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

### Consumo/producción

Se reportan en forma de consumo/producción de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) dos tratamientos (SA1 y Control), evaluados a partir del trasplante de las plántulas al sistema hidropónico, con una duración de cuatro semanas.

Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de  $P-PO_4^{3-}$  de entrada menos la de salida del sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo presentan la producción, los valores negativos el consumo.

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(190)}=-1.436$ ,  $p=0.152$ ) en las concentraciones de consumo/producción de  $P-PO_4^{3-}$  ( $mg L^{-1}$ ) entre los SH (SA1=control). No se encontraron diferencias significativas ( $F_{(3,184)}=1.402$ ,  $p=0.243$ ) en las concentraciones de consumo/producción de  $P-PO_4^{3-}$  dentro de los SH entre las semanas evaluadas (Figura 28).

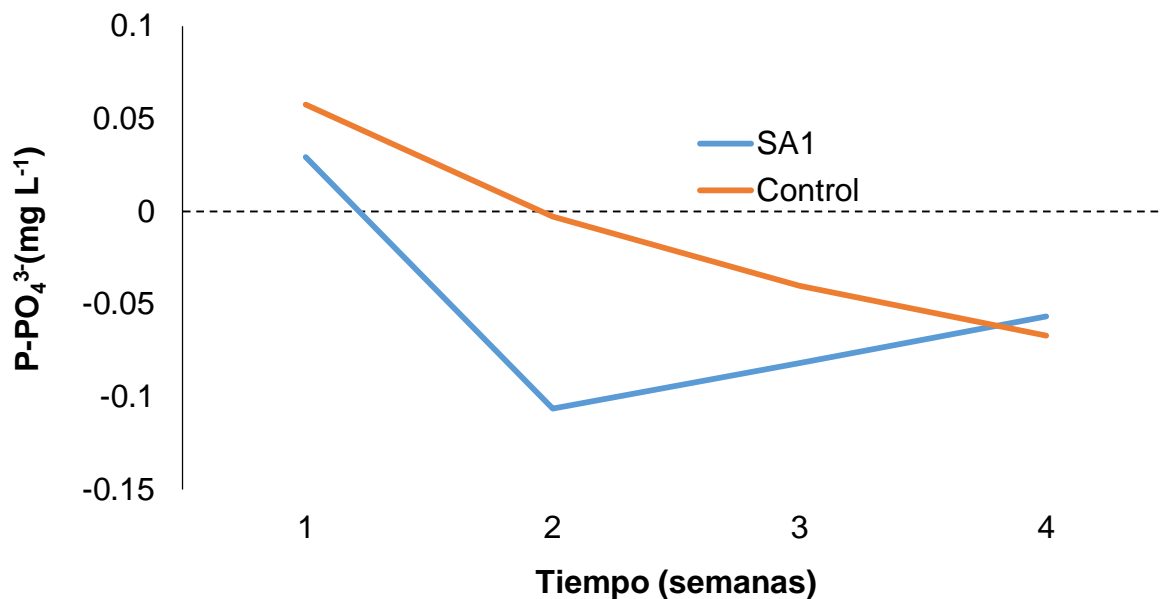


Figura 28. Concentraciones de consumo/producción de  $P-PO_4^{3-}$  ( $mg L^{-1}$ ) evaluadas en dos sistemas acuíponicos (SA1 y Control). Los datos graficados son el resultado de la resta entre la concentración de entrada y de salida en el sistema hidropónico. Las concentraciones con un valor positivo representan producción, los valores negativos el consumo. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

Las concentraciones se ajustaron al modelo de regresión lineal. (Figura 29).

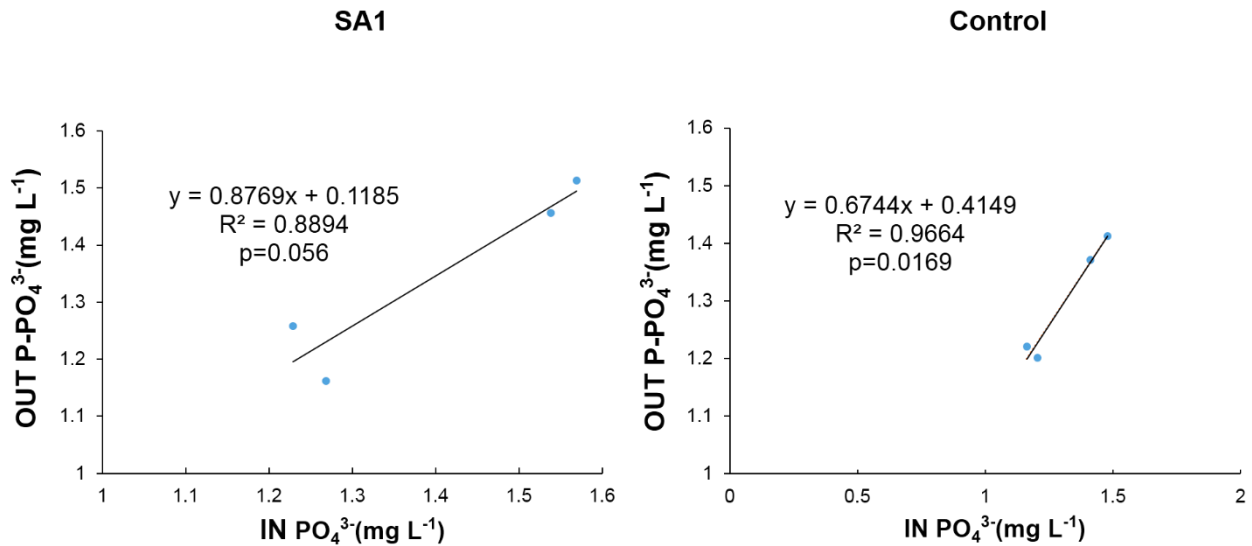


Figura 29. Regresión lineal de la concentración de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de entrada contra la concentración de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> (mg L<sup>-1</sup>) de salida evaluadas durante 16 semanas en cuatro sistemas acupónicos (SA1, SA2, SA3 y Control). SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices*, control=plantas sin inocular.

### 3.2.3 Cultivo de Plantas *Capsicum chinense*.

#### 3.2.3.1 Etapa de germinación

Desde la siembra de la semilla hasta el trasplante al SH el proceso de germinación tuvo una duración de 55 días en charola de germinación, la cual se realizó durante la estación de primavera (12 de abril al 7 de junio del 2015). Hasta el día del trasplante el porcentaje de germinación fue de un 65-67%.

#### 3.2.3.2 Medidas directas de crecimiento

##### 3.2.3.2.1 Crecimiento

No se encontraron diferencias entre las alturas de las plantas entre ambos tratamientos (SA1 y control), ni a los 33 días de cultivo en charola de germinación ( $t_{(121)} = -1.129$ ,  $p = 0.261$ ), ni a los 15 ( $t_{(58)} = 1.010$ ,  $p = 0.316$ ) y 51 días después del trasplante ( $t_{(58)} = 1.511$ ,  $p = 0.161$ ) (Tabla 29).



**Tabla 29. Crecimiento en altura (cm) de plantas medidas al día 33 de cultivo en charola, 15 y 51 después del trasplante (ddt) en el experimento II. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.**

Tratamiento	33 días de cultivo	15 ddt	51 ddt
Control	3.57 ± 0.42 <sup>ns</sup>	10.68 ± 2.10 <sup>ns</sup>	53.10 ± 19.94 <sup>ns</sup>
SA1	3.65 ± 0.36 <sup>ns</sup>	10.14 ± 2.00 <sup>ns</sup>	36.94 ± 16.96 <sup>ns</sup>

Nota: el superíndice ns, denota que no existieron diferencias significativas en las alturas de las plantas entre los distintos sistemas acuíponicos.

### 3.2.3.2.2 Masa seca (MS) y área foliar (AF)

Se encontraron diferencias altamente significativas ( $t_{(10)}=-5.117$ ,  $p<0.001$ ) entre el peso de masa seca MS (SA1>control) y el área foliar AF ( $t_{(10)}=-3.296$ ,  $p=0.008$ ) (SA1>control) de los dos tratamientos en el primer muestreo. El tratamiento inoculado con hongos (SA1) presentó mayor peso y área foliar. Sin embargo, en el segundo muestreo el tratamiento control expuso mayores medidas de crecimiento directas, mostrando diferencias significativas entre la MS ( $t_{(10)}=2.736$ ,  $p=0.020$ ) y el área foliar AF ( $t_{(10)}=2.691$ ,  $p=0.022$ ) de ambos tratamientos (Tabla 30).

**Tabla 30. Masa seca MS (g) y área foliar AF (cm<sup>2</sup>) del primer y segundo muestreo correspondiente a la etapa de trasplante y crecimiento vegetativo del experimento II. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.**

Nº de muestreo	Tratamiento	MS (g)	Área foliar (cm <sup>2</sup> )
1er	Control	0.60 ± 0.16 <sup>b</sup>	22.58 ± 6.98 <sup>b</sup>
	SA1	1.06 ± 0.14 <sup>a</sup>	33.02 ± 3.34 <sup>a</sup>
2do	Control	96.68 ± 49.57 <sup>a</sup>	1,487.45 ± 715.29 <sup>a</sup>
	SA1	31.42 ± 30.91 <sup>b</sup>	503.50 ± 538.59 <sup>b</sup>

Nota: los superíndices a>b denotan las diferencias significativas entre los sistemas

### 3.2.3.3 Medidas indirectas de crecimiento

#### 3.2.3.3.1 Relación área foliar (RAF)

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(10)}=-1.042$ ,  $p=0.321$ ) en la RAF entre el tratamiento control y SA1 en el primer muestreo (control=SA1). No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(10)}=-0.258$ ,  $p=0.801$ ) entre los tratamientos en el segundo muestreo (control=SA1) (Tabla 33).

### 3.2.3.3.2 Área foliar específica (AFE)

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(10)}=-1.244$ ,  $p=0.241$ ) en la AFE entre el tratamiento control y SA1 en el primer muestreo, ni en el segundo muestreo ( $t_{(10)}=-0.201$ ,  $p=0.844$ ) (Tabla 33).

### 3.2.3.3.3 Tasa absoluta de crecimiento (TAC)

Se encontraron diferencias muy significativas ( $t_{(10)}=2.693$ ,  $p=0.022$ ) entre ambos tratamientos 51 ddt durante la etapa de crecimiento vegetativo de las plantas, donde el SA control > SA1 (Tabla 31).

**Tabla 31. Tasa absoluta de crecimiento ( $\text{g día}^{-1}$ ) de plantas de Chile *C. chinense* evaluadas 51 ddt durante la etapa de crecimiento vegetativo en el experimento II. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.**

Tratamiento	TAC ( $\text{g día}^{-1}$ )
Control	$0.25 \pm 0.11^a$
SA1	$0.08 \pm 0.07^b$

Nota: los superíndices a>b denotan las diferencias significativas entre los sistemas

### 3.2.3.3.4 Tasa relativa de crecimiento (TRC)

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(10)}=0.304$ ,  $p=0.766$ ) en la TCR en fresco ni en la TRC en seco ( $t_{(10)}=1.969$ ,  $p=0.077$ ) de las plantas evaluadas en ambos tratamientos (Tabla 32).

**Tabla 32. Tasa relativa de crecimiento TRC ( $\text{g g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ ) en plantas *C. chinense* evaluadas a los 107 días de cultivo (51ddt) bajo dos tratamientos. Experimento II. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.**

Tratamiento	TRC en Fresco ( $\text{g g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ )	TRC en Seco ( $\text{g g}^{-1} \text{ día}^{-1}$ )
SA1	$0.069 \pm 0.012^{\text{ns}}$	$0.052 \pm 0.011^{\text{ns}}$
CONTROL	$0.075 \pm 0.025^{\text{ns}}$	$0.082 \pm 0.026^{\text{ns}}$

Nota: el superíndice ns, denota que no existieron diferencias significativas entre las TCR de las plantas de los distintos sistemas acuíponicos, en etapa de crecimiento vegetativo.

### 3.2.3.3.5 Tasa de asimilación neta (TAN)

No se encontraron diferencias significativas ( $t_{(10)}=0.0182$ ,  $p=0.985$ ) en la TAN entre el tratamiento control y SA1 en el primer muestreo (Control=SA1) (Tabla 33).

Tabla 33. Relación área foliar RAF ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ ), área foliar efectiva AFE ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ ), tasa de asimilación neta TAN [ $\text{g} (\text{cm}^2 \text{día})^{-1}$ ] correspondiente a la etapa de trasplante (1er muestreo) y crecimiento vegetativo (segundo muestreo) del experimento II. SA1=plantas inoculadas con *T. asperellum* + *G. intraradices* y Control=plantas sin inoculación de hongos.

Índice de crecimiento	Control	SA1
1er muestreo		
RAF ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ )	$208.87 \pm 37.44^{\text{ns}}$	$229.77 \pm 31.79^{\text{ns}}$
AFE ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ )	$273.95 \pm 52.90^{\text{ns}}$	$307.66 \pm 41.68^{\text{ns}}$
TAN [ $\text{g} (\text{cm}^2 \text{día})^{-1}$ ]	---	---
2do muestreo		
RAF ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ )	$154.86 \pm 33.84^{\text{ns}}$	$161.22 \pm 49.94^{\text{ns}}$
AFE ( $\text{cm}^2 \text{g}^{-1}$ )	$336.82 \pm 34.43^{\text{ns}}$	$340.91 \pm 34.93^{\text{ns}}$
TAN [ $\text{g} (\text{cm}^2 \text{día})^{-1}$ ]	$0.003 \pm 0.001^{\text{ns}}$	$0.003 \pm 0.001^{\text{ns}}$

Nota: el superíndice ns, denota que no existieron diferencias significativas en los índices de crecimiento entre los tratamientos (SA1 y control).

### 3.2.3.4 Colonización por *Glomus intraradices*: Método en frío

Las raíces de las plantas de *C. chinense* de ambos tratamientos (SA1 y control) se evaluaron en tres diferentes etapas (trasplante, segunda y cuarta semana ddt). El proceso de tinción en frío evitó un daño por cocimiento de las raíces y la pérdida de tejido epidérmico. Sin embargo, durante la observación de las raíces, no se encontraron estructuras micorrízicas (vesículas, arbuscúlos, hifas), en su lugar, se encontraron otras estructuras en las plantas inoculadas con *T.asperellum* + *G. intraradices* (Figura 30).

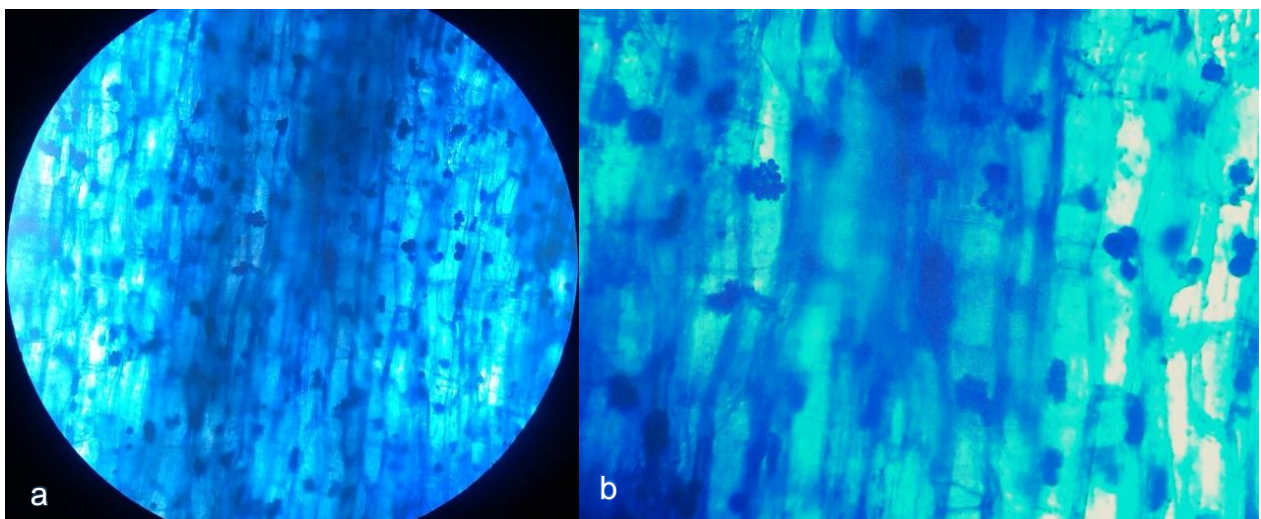


Figura 30. Estructuras fúngicas encontradas en las raíces de las plantas inoculadas con *T. asperellum* y *G. intraradices*, en un campo visual de 10x (a) y 40x (b).

### 3.2.3.5 Incidencia de *Trichoderma asperellum*

Durante el primer muestreo del sistema radicular (7 junio de 2015) de plantas de chile *C. chinense* del tratamiento control, se descartó la incidencia de *T. asperellum* en cuello y raíz, sin embargo, se determinó incidencia de hongos del género *Alternaria* sp (Figura 31a) y *Aspergillus* sp (Figura 31b). Las plantas inoculadas del SA1 presentaron 33.3% de incidencia de *T. asperellum* en un en el cuello y 50% en raíz (Figura 32). También se detectó incidencia de *Aspergillus* sp. Durante el segundo muestreo (22 junio de 2015) las plantas de chile *C. chinense* del tratamiento control y SA1 no mostraron incidencia de *T. asperellum* en el cuello y raíz, sin embargo, se encontraron otros hongos (no identificados) (Figura 33). En el tercer muestreo (7 de julio de 2015) las plantas de chile *C. chinense* del tratamiento control no mostraron incidencia de *T. asperellum* en el cuello, raíz y zona pilífera. Las plantas del SA1 mostraron 66.6% de incidencia de *T. asperellum* en el cuello y 31.6% en la zona pilífera.

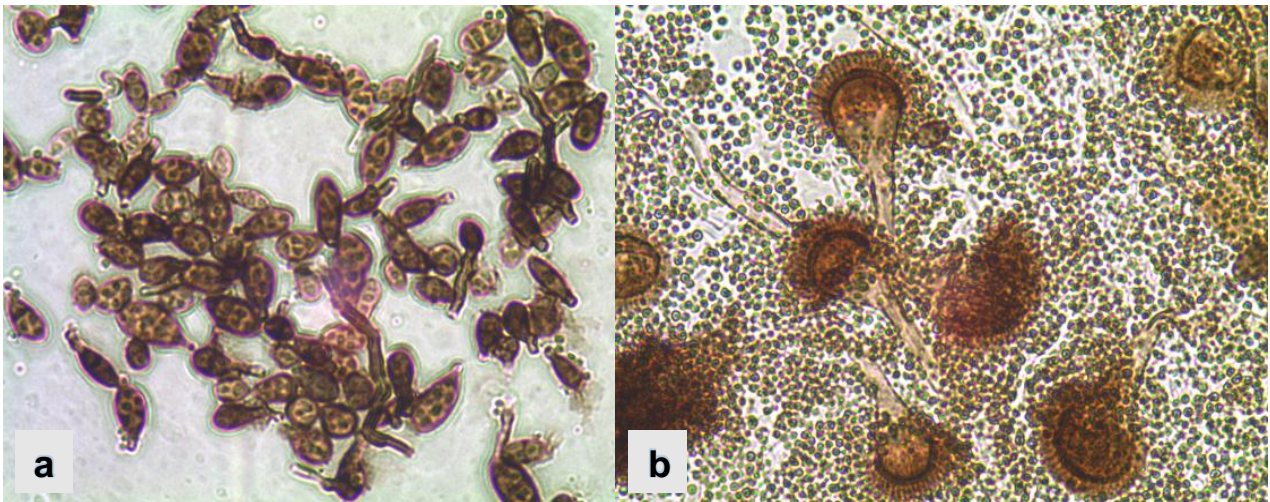


Figura 31. Hongos obtenidos de la siembra de secciones de cuello y raíz de plantas de chile *C. chinense* del tratamiento control en papa dextrosa agar (PDA) y observados a 40x (primer muestreo realizado el 7 de junio de 2015). a) estructuras del género *Alternaria* sp. y b) hongos del género *Aspergillus* sp.

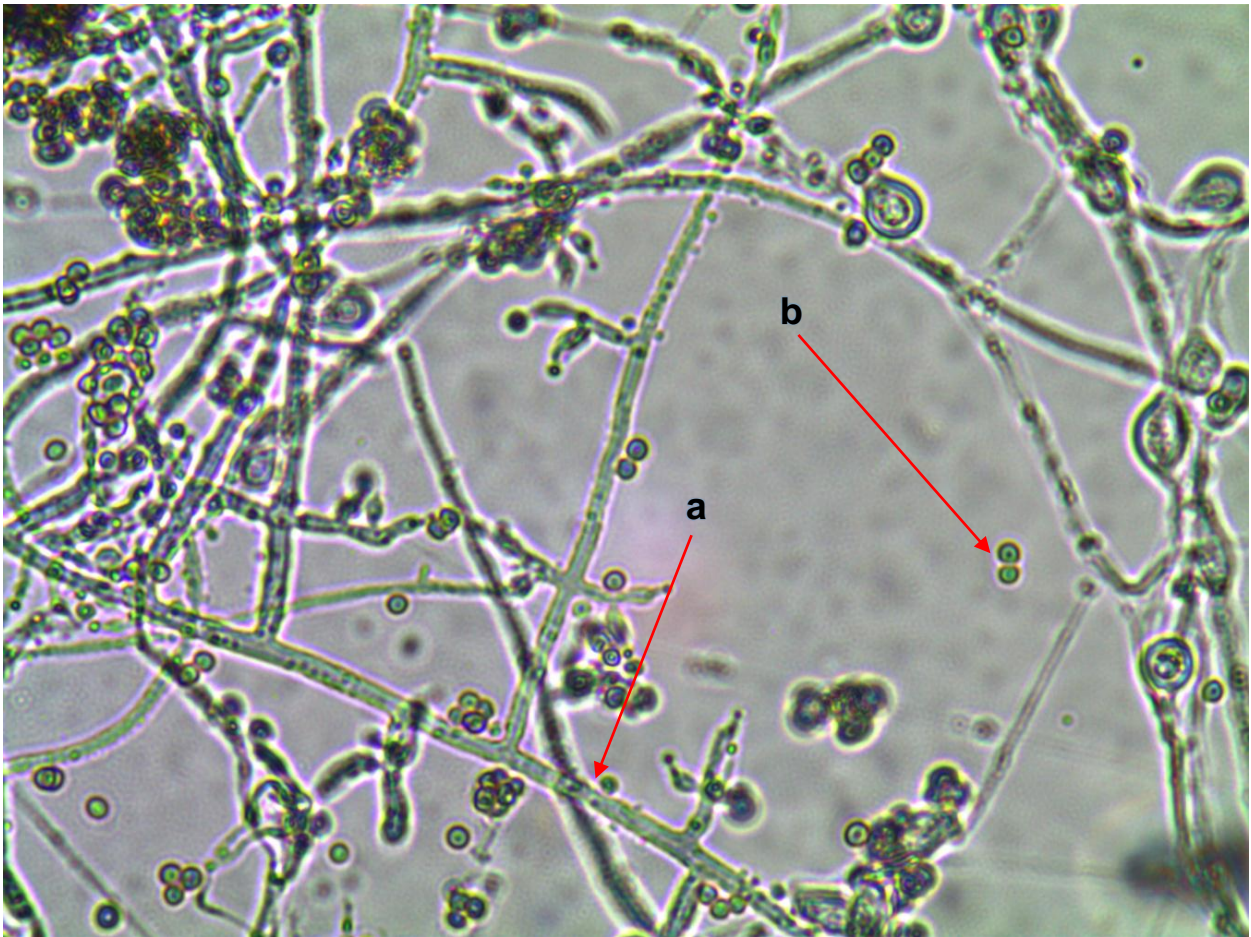


Figura 32. Estructuras fúngicas observadas de la siembra de raíz de plantas de Chile *C. chinense* del tratamiento SA1 (inoculación de *T. asperellum* + *G. intraradices*) en papa dextrosa agar (PDA). La letra a indica la hifa de *Trichoderma asperellum*; b, indica esporas del género *Aspergillus* sp. observado a 40x.

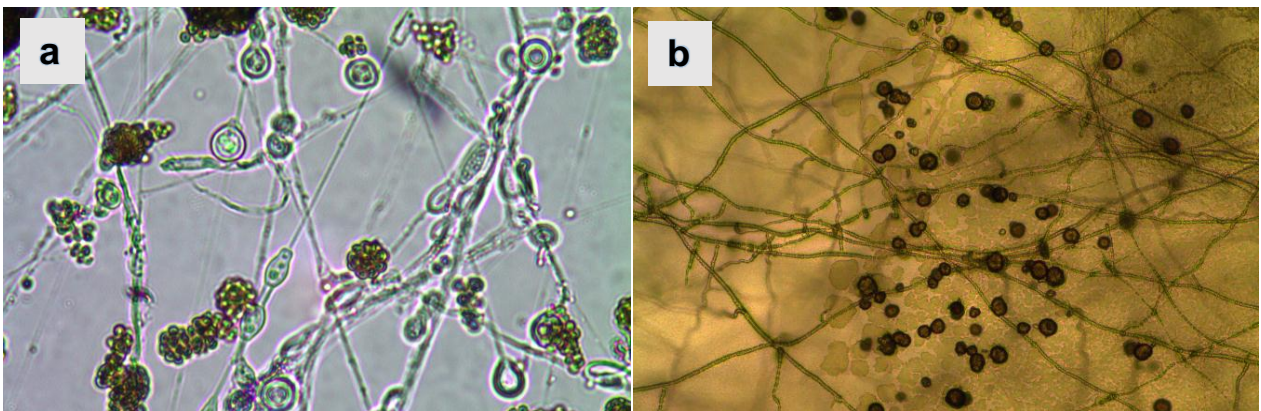


Figura 33. Hongos observados en la siembra del cuello y raíz de Chile *C. chinense* en PDA (segundo muestreo realizado el 22 de junio de 2015). El inciso a) indica los hongos encontrados en el cuello de las plantas del SA1 (40x), y b) hongos encontrados en la zona radicular en las plantas del Control (40x).

### 3.2.3.6 Parámetros ambientales

Se reportan valores (máximos, mínimos y registrados a medio día) de intensidad lumínica (klx), temperatura ambiental (°C) y humedad relativa (%) del invernadero, evaluados desde el 14 de abril-7junio del 2015 (Tabla 34).

**Tabla 34. Valores promedio y desviación estándar de los parámetros ambientales mínimos, máximos y registrados a medio día dentro del invernadero, evaluados durante dos etapas: cultivo en semillero (14 de abril al 7 de junio de 2015) y cultivo después del trasplante (ddt) (7 de junio a 7 julio de 2015).**

Parámetro	Semillero			Después del trasplante (ddt)t		
	Min	Max	Registrada	Min	Max	Registrada
Intensidad lumínica (klx)	-	-	10.95 ± 4.03	-	-	30.89 ± 21.56
Temperatura ambiental (°C)	21 ± 1	36 ± 4	34±4	23 ± 4	35 ± 7	32 ± 6
Humedad relativa (%)	40 ± 9	79 ± 3	42±8	43 ± 13	78 ± 13	46 ± 12

Nota: Los datos presentados son de tipo descriptivos, no se llevaron a cabo análisis estadísticos

## Capítulo 4. Discusión

---

### 4.1 Experimento I y II

#### 4.1.1 Cultivo de tilapia *Oreochromis niloticus*.

El cultivo de tilapia en SRA se caracteriza por su rápido crecimiento, aceptan una gran variedad de alimentos, reproducirse rápidamente y tolerar condiciones de calidad de agua variables (Stickney, 2000; Lovell, 2002; Engle, 2007; Allsopp *et al.*, 2008). Una forma de evaluar el desempeño del crecimiento de los peces es a través de su índice de condición, el cual nos indica la relación volumétrica en función del peso y longitud, indicando el estado nutricional del pez, asociándose al estado de delgadez o gordura (Martínez Millán, 1987). Tres sistemas presentaron subalimentación al inicio del experimento I (SA1, SA2 y SA3). Los demás organismos estuvieron dentro de los parámetros de IC establecidos para tilapia (2.08-2.50) (Piper *et al.*, 1982), al igual que en el segundo experimento. Cabe señalar que a lo largo de ambos experimentos no se evaluó la tasa de crecimiento y el factor de conversión alimenticia debido a la utilización de organismos con pesos superiores a los 1,900g que se encontraron en crecimiento asintótico.

#### 4.1.2 Parámetros de calidad de agua

En sistemas acuipónicos, las concentraciones de oxígeno disuelto, CO<sub>2</sub>, pH, compuestos nitrogenados (NAT, N-NO<sub>2</sub><sup>-</sup>, N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>), la temperatura, los fosfatos, la alcalinidad, los sólidos suspendidos totales y los nutrientes disueltos deben ser constantemente manipulados. Estas variables tienen un efecto directo en el estado fisiológico de los peces, la tasa de crecimiento o la mortalidad (Rakocy *et al.*, 1993; Ebeling y Timmons, 2010; Ebeling y Timmons 2012; Tidwell, 2012), y en las concentraciones de N, P, macro y micronutrientes que son necesarios para el crecimiento de las plantas (Graber y Junge, 2009; Endut *et al.*, 2010; Ebeling y Timmons, 2010; Lucas y Southgate, 2013).

#### 4.1.2.1 Temperatura

La temperatura en SRA guarda relación directa con la solubilidad de gases (como el OD o CO<sub>2</sub>), la conductividad eléctrica y procesos biológicos de organismos acuáticos cultivados (Miao *et al.*, 1998; Hagopian y Riley, 1998; Ridha y Cruz, 2001; Gatlin, 2002; Hanson *et al.*, 2008; Timmons y Ebeling, 2010). El rango de temperatura para el crecimiento de tilapia *O. niloticus* se encuentra entre los 24-35°C (Huet, 1970), su actividad y alimentación disminuye bajo los 20°C, se detiene cerca de los 16 °C y es letal si < 13 °C o > 42 °C (Lovell, 2002; FAO 2011). En ambos experimentos, las temperaturas registradas en el sistema primario se mantuvieron en un rango similar al reportado en estudios realizados con tilapia *O. niloticus* en sistemas acuíponicos (Quillere, *et al.*, 1993; Quillere, *et al.*, 1995; Rakocy *et al.*, 2004; Hu, *et al.*, 2015). En los sistemas secundarios en ambos experimentos, la temperatura no tuvo impacto en la respiración de la raíz y la absorción de agua (Timmons y Ebeling, 2010).

#### 4.1.2.2 Oxígeno Disuelto (OD) y porcentaje de saturación

EL OD es el primer parámetro limitante en SRA (Hargreaves y Tucker, 2002; Tran-Duy *et al.*, 2008; Timmons y Ebeling, 2010). En el cultivo de plantas en SA, la deficiencia de oxígeno tiene un impacto sobre el sistema radicular, resultando en una pobre elongación de las raíces, disminución en el crecimiento, producción, vida útil e incrementando la incidencia de enfermedades (Chérif *et al.*, 1997). La concentración de OD en la rizósfera también está significativamente relacionada con los procesos de microdifusión gaseoso a través de las películas de agua, consumo de minerales, movimiento del agua dentro de las raíces y el consumo de oxígeno por microorganismos (Morard y Silvetre, 1996; Obando-Moncayo, 2002; Luxmoore *et al.*, 1970; Raviv y Lieth, 2008; Timmons y Ebeling, 2010). En ambos experimentos las concentraciones de OD en el SH se mantuvieron por encima de 5 mg L<sup>-1</sup> y su saturación fue mayor al 77 % por lo que no fue un factor limitante.

#### 4.1.2.3 Sólidos Disueltos Totales (SDT)

Los sólidos en un SRA provienen del alimento no consumido, no digerido, materia fecal y del exceso de biopelícula proveniente de los filtros biológicos (Lekang, 2007). La



remoción de los sólidos es uno de los procesos más importantes para el óptimo funcionamiento de un SA. En los SRA se recomienda una concentración de SDT menor a 400 mg/L (Timmons y Ebeling, 2010). Ambos experimentos mantuvieron concentraciones de SDT por encima de lo reportado por diversos autores (Rakocy *et al.* 2004, Góngora-Escamilla, 2012; Medina *et al.*, 2015), sin embargo, se encontraron en un rango recomendado para SA ( $<2,000 \text{ mg L}^{-1}$ ), evitando un efecto fitotóxico (Rakocy, 2010; Tidwell, 2012). Las bajas concentraciones de SDT se debieron a: 1) una rápida remoción de sólidos que evitó que se lixiviaran en el SRA, 2) al uso eficiente del filtro biológico de medio granular que puede remover partículas  $>30 \mu\text{m}$ , por tanto la concentración de SDT se mantuvo en un rango adecuados en los cuatro SA.

#### 4.1.2.4 Conductividad Eléctrica (CE)

Los SDT y la temperatura tienen relación directa con la CE, por cada incremento de  $1^\circ\text{C}$  en el agua, la CE se incrementa entre 2-3%. La CE de una solución nutritiva hidropónica debe estar en un rango de  $2.00 - 4.00 \text{ mS cm}^{-1}$  (Resh, 1995). La CE en los SA de ambos experimentos se mantuvieron mayor a lo reportado por otros cultivos acuipónicos ( $1.80-2.32 \text{ mS cm}^{-1}$ ) (Roosta y Hamidpour, 2011; Góngora-Escamilla, 2012; Medina *et al.*, 2015; Castillo-Castellanos *et al.*, 2015). En cultivos de chile en suelo se recomienda una CE entre  $1 - 2.2 \text{ mS cm}^{-1}$  para evitar pérdidas de rendimiento mayores al 25% del cultivo por salinidad en la irrigación (Ayers, 1977; Maynard y Hochmuth, 2007). Sin embargo, Bonachela *et al.* (2010) observaron un buen rendimiento de *O. niloticus* y chile *Capsicum annum* aún en rangos de  $2.6$  a  $3.2 \text{ mS cm}^{-1}$ . Con base en las concentraciones recomendadas y reportadas para soluciones hidropónicas, la CE de este estudio para ambos experimentos se mantuvo dentro de un rango aceptable para cultivos acuipónicos de chile *C. chinense* sin ser un factor que tuviera efecto en el rendimiento de las plantas.

#### 4.1.2.5 Potencial de hidrógeno (pH)

En SA, el mayor reto es mantener un equilibrio en el pH entre el sistema primario (peces, bacterias nitrificantes y heterótrofas) y el secundario (plantas). El pH óptimo para la nitrificación en el filtro biológico del sistema primario es 7.8 (Painter, 1970; Jones

and Paskins, 1982; Kumar and Nicholas, 1983), y en el cultivo secundario es entre 5.5-6.8 (Baixauli y Aguilar, 2002). En un sistema acuipónico, Savidov y Brooks (2004) propuso trabajar a un pH de 6.2, considerándolo óptimo para maximizar la absorción de minerales y el crecimiento de las plantas sin perjudicar a los peces, además de mantener el NAT en forma de  $\text{NH}_4^+$  minimizando los niveles tóxicos de  $\text{NH}_3$ , sin embargo el rango de pH entre 6.5-7.0 es el más usado en acuiponía (Tyson *et al.*, 2004; Savidov, *et al.*, 2007). En ambos experimentos, el pH registrado se mantuvo entre 6.95 - 7.55, valores cercanos fueron reportados por Rakocy *et al.* (2004) (6.9 - 7.6) en cultivo de tilapia nilótica *O. niloticus* y tilapia roja *Oreochromis* sp. con albahaca *O. basilicum* y okra *Abelmoschus esculentus* y por Krivograd-Klemenčič y Griessler (2015) (6.8 - 7.1) en un cultivo de *Cyprinus carpio*, *O. niloticus*, y *O. aureus* con tomate, albahaca, eneldo, lechuga, mostaza, pepino, chile y otras hortalizas. El pH no fue un factor que tuviera un efecto en el desempeño de peces y plantas en el SA en ambos experimentos.

#### 4.1.2.6 Nitrógeno Amoniacal Total (NAT)

El NAT está compuesto de dos especies químicas, ion amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) y amonio no ionizado ( $\text{NH}_3$ ) y la concentración de ambas especies químicas está en función del pH y la temperatura del agua (Durborow *et al.*, 1997; Losordo, 1998; Lekang, 2007; Timmons y Ebeling, 2010). Diversos autores reportan concentraciones letales desde 2.4 - 6 mg L<sup>-1</sup> (Thurston y Russo, 1983; Daud *et al.*, 1988; Timmons y Ebeling, 2010). En este estudio, la concentración de NAT no superó los 0.6 mg L<sup>-1</sup>. Estas concentraciones fueron similares a las reportadas por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) Buzby y Lin (2014), Krivograd-Klemenčič y Griessler (2015) y Medina *et al.* (2015) en cultivos acuipónicos. La concentración de NAT en todos los sistemas disminuyó a lo largo de las semanas conforme la planta iba creciendo. El comportamiento del NAT difiere de lo reportado con Góngora-Escamilla (2012), donde las concentraciones de NAT a lo largo de 7 meses no disminuyeron conforme avanzaba el cultivo acuipónico de chile habanero.

En el experimento I, se observó consumo/producción de NAT en el SH. La mayor producción de NAT se presentó en la segunda semana sin rebasar los 0.1mg L<sup>-1</sup> (SA3 y control). Después de la tercera semana hasta el final del experimento (semana 16) el NAT se consumió en todos los SA. En el experimento II, la mayor producción de NAT se

presentó en el SA control ( $0.114 \text{ mg L}^{-1}$ ) en la cuarta semana de evaluación. La producción de NAT en ambos experimentos difiere de lo reportado por García-Ulloa *et al.* (2005) quienes encontraron que las concentraciones de NAT a la salida del SH siempre fueron menores a las concentraciones de entrada. Esto pudo deberse a que el SH constó de una cama de arena estéril, en contraste con el SH usado en este estudio. Los SH de tipo NFT-DFT se caracterizan por una acumulación de sólidos particulados en el fondo de los tubos del SH. Estos sólidos representan una fuente de materia orgánica que es degradada por bacterias heterotróficas (Tokuyama, 2004), aumentando la concentración de NAT a la salida de los tubos del SH por efecto de la amonificación. La razón por la cual el NAT disminuyó, es atribuido a su consumo por las raíces de las plantas y bacterias oxidantes de amonio (BOA) fijadas en las superficies de las tuberías y a las raíces (Colt *et al.*, 2006; Hu *et al.*, 2015). En el cultivo secundario, las concentraciones de NAT fueron menores a las reportadas por Rakocy *et al.* (2004) quienes registraron concentraciones promedio entre  $1.7 - 2.2 \text{ mg L}^{-1}$ .

#### 4.1.2.7 Nitritos ( $\text{N-NO}_2^-$ )

Los  $\text{N-NO}_2^-$  son el producto intermedio de la nitrificación llevado a cabo por bacterias quimiolitotróficas de los géneros *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrospira*, *Nitrosolobus* y *Nitrosovibrio* (Hagopian y Riley, 1998; Tokuyama *et al.*, 2004; Ebeling *et al.*, 2006). Algunos cultivos acuipónicos de tilapia nilótica *Oreochromis* sp. y plantas como albahaca *O. basilicum*, oca *A. esculentus* (Rakocy *et al.*, 2004) y berenjena (Graber y Junge, 2009) reportan concentraciones en el rango recomendado para cultivos acuícolas ( $0.1 - 1 \text{ mg L}^{-1}$ ) (Timmons y Ebeling, 2010).

En el experimento I, la concentración detectada en la entrada de los SH estuvo en un rango de  $0.019 - 0.143 \text{ mg L}^{-1}$ , mientras que a la salida en todos los SH, disminuyó a valores cercanos a cero durante las 16 semanas que duró el experimento. Esta disminución a la salida de los SH se atribuyó a la oxidación de  $\text{N-NO}_2^-$  a  $\text{N-NO}_3^-$  (nitración) (Hu *et al.*, 2015). En el experimento II, la concentración de salida del SH fue mayor a las concentraciones de entrada en ambos tratamientos durante 4 semanas evaluadas, presentando una producción entre  $0.02-0.35 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_2^-$ . El incremento en la concentración de salida de  $\text{N-NO}_2^-$  se debió a un aporte de carbono

orgánico por exudación y células muertas de las raíces, aporte de metabolitos de las bacterias que coexisten en la rizósfera y las BOA (Yamamoto *et al.*, 2008; Hu *et al.*, 2015). La integración de plantas a los SRA ayuda a disminuir las concentraciones de nitritos a lo largo del cultivo de las plantas, sirviendo como filtro biológico para mantener una mejor calidad y reutilización de agua.

#### 4.1.2.8 Nitratos(N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>)

El nitrato (N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) es el producto final de la nitrificación (nitración) y se produce por bacterias del género *Nitrobacter*, *Nitrococcus*, *Nitrospira*, y *Nitrospina* (Watson, 1971; Meincke *et al.*, 1989). Es el compuesto nitrogenado de menor toxicidad en un SRA (Quillere *et al.*, 1993) y su concentración puede oscilar en un rango de 0-400 mg L<sup>-1</sup> (Timmons y Ebeling, 2010). En cultivos intensivos de tilapia, Naegel (1977), reportó concentraciones hasta 1,200 mg L<sup>-1</sup> sin efecto sobre el crecimiento de tilapia *O. mossambicus* y carpa *Cyprinus carpio* en cultivo acuipónico con lechuga y tomate. En un cultivo a escala comercial de tilapia *O. niloticus* y *Oreochromis* sp. con lechuga *Lactuca sativa*, los N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> estuvieron en una rango de 26.7 - 54.7 mg L<sup>-1</sup> (Rakocy *et al.*, 2004), óptimo para los peces, pero debajo de lo recomendado en soluciones nutritivas hidropónicas para lechuga (115 - 117 mg L<sup>-1</sup> N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) (Resh, 2004). En cultivo acuipónico con tilapia *O. niloticus* y chile habanero *C. chinense* Jacq., Góngora-Escamilla (2012) reportó concentraciones en un rango de 0.01 - 19.18 mg L<sup>-1</sup> considerándolo bajo contrastado con lo reportado en otros SA.

En el experimento I, las concentraciones de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> de entrada a los SH oscilaron en un rango de 32.7 - 134.2 mg L<sup>-1</sup>. El SA control tuvo una menor concentración de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> a lo largo de las primeras 10 semanas de experimento, debido a un mayor volumen de recambio de agua por efecto de manejo del filtro biológico que se corrigió con una modificación en el calendario de retrolavados. En el experimento II, las concentraciones de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> a la entrada a los SH fueron similares entre ambos tratamientos (45.8 - 58.9 mg L<sup>-1</sup>) contrastado con el experimento I, donde hubo concentraciones mayores. En ambos experimentos las concentraciones de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> a la salida se encontraron en una dinámica de consumo y producción. En el primer experimento el mayor consumo de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> ocurrió entre la 5ª y 6ª semana ddt en el SA1, SA2 y SA3, el SA control presentó

mayor consumo hasta la semana 11. En el experimento II el SA1 y el control presentaron consumo ( $2.47 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_3^-$ ) en la segunda semana y producción en la cuarta ( $3.18 \text{ mg L}^{-1}$  de  $\text{N-NO}_3^-$ ). En ambos casos el consumo es atribuido a la asimilación de  $\text{N-NO}_3^-$  por las raíces de las plantas (Marschner, 1995), mientras que la producción  $\text{N-NO}_3^-$  se debió a la oxidación de una previa producción de  $\text{N-NO}_2^-$  derivado de la amonificación por bacterias heterotróficas que utilizaron el nitrógeno y carbono orgánico disuelto (Tokuyama, 2004) liberados de la materia orgánica, exudados, células muertas de la raíz provocando este comportamiento en los SH. Aunque la concentración de  $\text{N-NO}_3^-$  no fue tóxica ni para peces ni para plantas (Timmons *et al.*, 2010), el cambio en la estrategia de manejo de los sistemas puede en principio manipular estas fluctuaciones para que no tengan un efecto en el rendimiento del SA.

#### 4.1.2.9 Fosfatos ( $\text{P-PO}_4^{3-}$ )

La principal fuente de fósforo en un SA proviene del alimento, alrededor de un 70% del fósforo no asimilado por los peces es excretado a la columna de agua en forma disuelta y particulada (D'orbcastel y Blancheton, 2006). Los niveles recomendados de fósforo disuelto en SRA oscilan entre  $0.01 - 3 \text{ mg L}^{-1}$  (Timmons y Ebeling, 2010). En el experimento I, el SA control presentó la menor concentración de  $\text{P-PO}_4^{3-}$ , debido a una mayor tasa de recambio utilizada por el tipo de mantenimiento dado al filtro biológico. Se asume que la mayor producción en el SA2 ( $0.66 \text{ mg L}^{-1}$ ) se debió a la mineralización de la materia orgánica (Rodríguez y Fraga, 1999) acumulada dentro de los SH (Rakocy, *et al.*, 2004). Durante la semana 6, se registró consumo de  $\text{P-PO}_4^{3-}$  en de todos los tratamientos y se atribuyó a: 1) al consumo de la planta para su crecimiento vegetativo, el fósforo es un nutriente esencial para el crecimiento en plantas (Filho *et al.*, 2015) y, 2) cambio en la intensidad lumínica al retirarse las malla. El crecimiento y la productividad de algunas plantas, así como las tasas de absorción de nutrientes, están directamente relacionados con la intensidad y la cantidad de luz que reciben (Urbanc-Bercic y Gaberscik, 1989; Raviv y Liet, 2008; Liang y Chien, 2015). En general, los  $\text{P-PO}_4^{3-}$  tendieron a disminuir durante el experimento I, contrastado con algunos trabajos, donde los  $\text{P-PO}_4^{3-}$  tuvieron un incremento a lo largo de las semanas evaluadas en sistemas acuíponicos tipo balsas (Liang y Chien, 2013; Liang y Chien, 2015; ). En este estudio,

las plantas tuvieron un buen desempeño removiendo un 68-93% de  $P-PO_4^{3-}$  al final de las 16 semanas evaluadas en los SA, lo que representó un 13-42.7% más que lo reportado por Lennard y Leonard (2006) con un cultivo acuipónico de perca Murray *Maccullochella peelii peelii* y lechuga *L. sativa* en sistemas de NFT.

En el experimento II, las concentraciones de  $P-PO_4^{3-}$  de entrada al SH fueron de 1.1 - 1.5  $mg L^{-1}$  y de salida 1.1 - 1.5  $mg L^{-1}$ . En general, las concentraciones iniciales de  $P-PO_4^{3-}$  en el experimento II, fueron menores a las concentraciones iniciales del experimento I. Esto se debió en parte a que en meses previos de iniciar el experimento II hubo una disminución en la densidad de peces ( $\sim 30 kg m^{-3}$ ). El SA1 presentó mayor consumo de  $P-PO_4^{3-}$  (0.056 - 0.106  $mg L^{-1}$  de  $P-PO_4^{3-}$ ) después de la primera semana, relacionado con una mayor masa radicular (32% más que el peso de las raíces del tratamiento control). En el SA control, el consumo de  $P-PO_4^{3-}$  inició después de la semana dos (0.002-0.06  $mg L^{-1}$  de  $P-PO_4^{3-}$ ). El consumo de  $P-PO_4^{3-}$  en los SH no estuvo directamente relacionado con el crecimiento y desarrollo de las plantas después del trasplante, contrario a lo reportado por Filho *et al.* (2015). En ambos experimentos, las concentraciones de  $P-PO_4^{3-}$  no tuvieron un efecto negativo en los peces y en las plantas. Las concentraciones de  $P-PO_4^{3-}$  fueron bajas comparadas con una solución nutritiva hidropónica Hoagland (62  $mg L^{-1}$ ) (Epstein, 1972), sin embargo, fueron mayores de lo usualmente reportado en suelos (0.06  $mg L^{-1}$ ) (Taiz y Zeiger, 2002).

#### 4.1.2.10 Alcalinidad

La alcalinidad es la capacidad del agua para neutralizar ácidos. En SRA, la alcalinidad actúa como un amortiguador para evitar cambios drásticos de pH (Hargreaves y Brunson, 1996; Timmons *et al.*, 2002, 2010) y también es fuente de carbono inorgánico para bacterias nitrificantes en el biofiltro (Masser *et al.*, 1999). A fin de mantener la alcalinidad en los SRA, diversos autores mencionan el uso de bicarbonato de sodio ( $NaHCO_3$ ) y carbonato de calcio ( $CaCO_3$ ) principalmente (Tyson *et al.*, 2004; Villarroel *et al.*, 2011; Love *et al.*, 2015).

La alcalinidad durante el primer experimento se mantuvo entre 61.53 - 83.84  $mg$  de  $CaCO_3$  con un pH entre 6.95-7.55, y durante el segundo experimento se registró entre 52.30 - 57.88  $mg$  de  $CaCO_3$  con un pH entre 7.34 - 7.36. Ambas alcalinidades fueron menores a lo reportado por Góngora-Escamilla (2012) (128.3 - 316.4  $mg CaCO_3$  con pH

entre 7.58 - 7.92). En cultivo en estanques se recomienda un rango entre 50 - 300 mg L<sup>-1</sup> de CaCO<sub>3</sub> (Timmons *et al.*, 2010), en SRA (80 a 400 mg L<sup>-1</sup>) (Masser *et al.*, 1999). En cultivos acuipónicos, el balance iónico óptimo para la asimilación de nutrientes en raíces de plantas ocurre a pH neutro a ligeramente ácido (Tyson *et al.*, 2008). En cultivo de tilapia *O. niloticus* y *O. aureus* y plantas como lechugas, pepinos y chile se reportó un rango 25-105 mg L<sup>-1</sup> (Love *et al.*, 2015). Cabe mencionar, que un factor importante en la baja alcalinidad durante estos experimentos fueron los incrementos en el pH ocasionados por la adición de KOH, Ca (OH)<sub>2</sub> y el hierro quelado. A fin de suministrar los nutrientes complementarios y evitar incrementos en el pH para no disminuir la disponibilidad de nutrientes en las raíces, la alcalinidad agregada (NaHCO<sub>3</sub>) se mantuvo al mínimo, lo que se reflejó en la baja alcalinidad en el segundo experimento.

#### **4.1.3 Cultivo de Plantas *Capsicum chinense***

En México, el cultivo de chile habanero es de especial interés comercial debido a los altos contenidos de capsaicina y dihidrocapsaicina, cuya concentración varía en respuesta al estrés hídrico o nutrimental (Borges *et al.*, 2008). En cultivo en invernadero con la técnica de película de nutrientes, las plantas de chile habanero presentaron mayor rendimiento y área foliar que las cultivadas en un sustrato de lana de roca (Abou-Hadid *et al.*, 1993). En SH, la mayor ventaja del cultivo de plantas del género *Capsicum* radica en la constante disponibilidad de nutrientes, oxígeno disuelto y agua (Baixauli y Aguilar, 2002; Nieves-González *et al.*, 2013).

##### **4.1.3.1 Etapa de germinación**

En ambos experimentos, el porcentaje de germinación con plantas de chile habanero variedad Mayan Ba'alché, fue entre 56-67% (otoño y primavera). Este porcentaje de germinación fue similar a lo reportado por Garruña-Hernández *et al.* (2007) en semillas de *C. chinense*, pero menor al reportado por Góngora-Escamilla (2012) que obtuvo un 90% de germinación usando la variedad Habanero Jaguar. En ambos experimentos se presentaron dificultades para germinar las semillas de chile habanero variedad Mayan Ba'alché. La germinación está en función de la temperatura, la humedad, la profundidad de siembra y de la viabilidad de la semilla. A su vez, la viabilidad de la

semilla, está en función del tipo y tiempo de almacenamiento y la madurez fisiológica (Demir y Ellis, 1992; Krishna, 2003). Las semillas usadas en el primer experimento fueron almacenadas alrededor de 3 años en un contenedor de vidrio sellado herméticamente a -9°C. Las semillas del segundo experimento fueron sembradas tras su obtención en el CICY. En el segundo experimento, el porcentaje de germinación fue aproximadamente 10% mayor que en el experimento I. Después de la germinación en semillero, el tiempo para trasplantar está en función de la especie de la planta. Góngora-Escamilla (2012) reportó que el tiempo promedio de permanencia de las plántulas en semillero hasta el desarrollo de cuatro hojas verdaderas fue de 40 días, concordando con lo reportado por Macías-Rodríguez *et al.* (2013). En éste estudio, el tiempo de trasplante se realizó a los 28 (experimento I) y 55 (experimento II) días después de la siembra. En ambos casos las plántulas se mantuvieron resistentes al trasplante.

#### **4.1.3.2 Medidas de crecimiento directas**

##### **4.1.3.2.1 Crecimiento**

Se define el crecimiento como un incremento irreversible en el tamaño de las plantas (Hunt, 1978). En el experimento I, al momento del trasplante (28 días de edad), las plántulas inoculadas con *Glomus intraradices* (SA2) y la mezcla de hongos (SA3) mostraron mayor altura (4.9-5.1 cm). Se sabe que la inoculación de *G. intraradices* en plántulas favorece el crecimiento, la absorción de nutrientes, el peso aéreo y el área foliar (Pereira *et al.*, 2001). Además, se ha demostrado que diferentes especies de *Trichoderma* sp. mejoran el desarrollo del simbionte micorrízico y que ésta interacción tiene influencia sobre el crecimiento de la planta hospedera (Calvet *et al.*, 1993; Godeas *et al.*, 1999). Después del trasplante las plántulas inoculadas con hongos de forma individual o mezcla presentaron un rápido crecimiento, a los 77 días ddt, las plantas del SA control no rebasaron los 55 cm, en contraste, las plantas del SA1 (inoculadas con *T. asperellum*) y SA3 (*T. asperellum* + *G.intraradices*) alcanzaron una altura entre 87.20-89.38 cm, probablemente a dos razones: 1) al efecto benéfico de los hongos sobre el desarrollo de plántulas de calidad en semillero y 2) que las plantas del SA1, SA2, SA3, dispusieron de mayor cantidad de nutrientes (N y P) que el SA control.



En el experimento II, la altura de las plantas de ambos tratamientos (inoculadas con la mezcla de *G. intraradices* + *T. asperellum* y el control) no fueron distintas estadísticamente a los 51 ddt. Esto pudo deberse a un efecto multivariado: 1) que los nutrientes disponibles en el agua fueron igual para ambos, 2) a la baja viabilidad de esporas y propágulos de hongos micorrícicos y 3) que la cepa de micorriza fue incompatible con la planta y por ello no hubo colonización. Esto último contrastó de lo reportado por Cardona *et al.* (2008) donde aluden que el género *Capsicum* muestra afinidad por micorrizas del género *Glomus*.

#### 4.1.3.2.2 Masa seca

El estado nutrimental de las plantas puede conocerse a través del análisis en tejido seco mostrando una alta correlación con el extracto celular en nutrimentos móviles en la planta (N, P, K) (Noh-Medina *et al.*, 2010). En el experimento I, durante el primer muestreo, no hubo diferencias en la MS entre los tratamientos, encontrándose entre los 0.55 - 0.83 g a los 9 ddt. Este peso fue menor a la MS de chile *C. chinense* reportado por Castellanos *et al.* (2009) 13 ddt a tierra (1.62 g), debido a que estas plántulas permanecieron en semillero mayor tiempo antes del trasplante. En el segundo muestro (49 ddt), la mayor MS se detectó en las plantas inoculados con ambos hongos ( $359.1 \pm 151.7$  g). En este muestreo, no se encontró colonización de hongos micorrícicos y la incidencia de *T. asperellum* tampoco fue evaluada, por lo que asumimos que el mayor crecimiento se atribuye a un estado fisiológico sano durante la etapa de semillero que se potenció después del trasplante al cultivo hidropónico. La MS fue mayor a los 16.9 g reportado en cultivos de *C. chinense* en tierra a los 62 ddt (Castellanos *et al.*, 2009). En el experimento II, las plantas inoculadas con ambos hongos mostraron mayor masa seca al momento del trasplante ( $1.06 \pm 0.14$  g), la cual disminuyó a los 51 ddt (31.42-96.68 g). Esta baja MS se debió a deficiencias de nitrógeno y potasio, principalmente.

#### 4.1.3.2.3 Área foliar

El área foliar de un cultivo está relacionado con la superficie foliar expuesta. A mayor área foliar mayor consumo de agua por transpiración en los estomas de las hojas (Castorena *et al.*, 2014). Un estudio en condiciones de campo evaluó el crecimiento de

*Capsicum chinense*, reportando a los 13 ddt, un área foliar de 30.21cm<sup>2</sup> (Castellanos *et al.*, 2009). En ambos experimentos de este estudio, las plántulas inoculadas con la mezcla de hongos (*Glomus intraradices* y *Trichoderma asperellum*) presentaron mayor AF en la etapa de trasplante. Se reporta que este efecto estimulante de crecimiento en la parte aérea de cultivos en tierra es producido por la inoculación de hongos micorrizas y *Trichoderma* sp. o de bacterias como *Azospirillum* y *Pseudomonas* (Mar-Vázquez *et al.*, 2000; Medina *et al.*, 2003; Martínez-Medina *et al.*, 2011). Respecto al segundo muestreo (49 y 51 ddt), en ambos experimentos, las plantas inoculadas con la mezcla de hongos no mantuvieron el mismo efecto en el AF. Con ello podemos concluir que la inoculación de hongos promotores del crecimiento y de control biológico tuvieron un efecto sobre el desarrollo foliar de las plántulas durante la etapa en semillero, pero en el SH, este efecto se perdió al igual que la colonización por *G. intraradices*, esto difiere con lo reportado por Ojala y Jarrell (1980), donde la colonización por micorrizas fue posible en cultivo hidropónico con tomate *L. esculentum* en cama de arena, reportando mayor área foliar en las plantas micorrizadas expuestas a una solución nutritiva rica en fósforo. No se encontraron registros de AF para plantas de chile habanero en cultivo hidropónico o acuipónico.

#### **4.1.3.3 Medidas de crecimiento indirectas**

##### **4.1.3.3.1 Relación de área foliar (RAF)**

La RAF es un componente morfológico de la tasa de crecimiento relativo (Villar *et al.*, 2008), estima la magnitud del aparato fotosintético de la planta (Gardner *et al.*, 1990) y es utilizada como medida para representar la tasa de crecimiento de la planta. En el primer muestreo del experimento I, las plantas inoculadas con *G. intraradices* (SA2) y la mezcla de ambos hongos (SA3) presentaron una mayor RAF (365.74±99.7 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>) a los 37 días de edad. El posible efecto por hongos se perdió en el segundo muestreo y no se observaron diferencias en la RAF entre los tratamientos. Góngora-Escamilla (2012) reportó a los 101 días de edad una RAF entre 141.3 - 236.8 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup> y a los 213 días de cultivo 112.5 - 197.5 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>, esta disminución de la RAF fue atribuida a la infección de la parte aérea por *Paratrioza cockerelli* o pulgón saltador y una posible infección con virus de mosaico de tabaco. En el experimento II, entre el primer y segundo muestreo se observó una disminución de RAF (154.86 - 208.87 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>) en el

SA control y de 229.77-161.22 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>. Este efecto también fue reportado por Estuardo-Aldana (2005) mencionando que la concentración de fosforo en soluciones hidropónicas tuvo un efecto positivo sobre la RAF 30 ddt de plantas de chile *Capsicum frutescens* con una concentración de P de 3.75 mM, sin embargo, 90 ddt la RAF disminuyó a <45 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>. En este segundo experimento, la disminución se atribuyó principalmente a deficiencia de nitrógeno y fosforo, las hojas de ambos tratamientos presentaron clorosis en las hojas viejas, el peciolo decaído y sin turgencia. La cantidad de nutrientes disponibles en los SA fue menor comparado al experimento I.

#### **4.1.3.3.2 Área foliar específica (AFE)**

Gardner *et al.* (1990) describieron el AFE como un índice de crecimiento que representa la superficie foliar por gramo de hoja. Las especies de plantas con una mayor demanda de luz presentan una elevada AFE, lo cual incrementa la fragilidad de las hojas (Lusk, 1997). En este estudio, sólo durante el primer muestro en el experimento I se encontró que las plantas inoculadas con *G. intraradices* (SA2) y la mezcla de hongos (SA3) presentaron mayor AFE (472.55 y 468.46 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup> respectivamente) a los 37 días de edad de la planta, indicando que las hojas fueron más gruesas entre los tratamientos (Estuardo-Aldana, 2005). En el experimento II, el AFE se mantuvo entre los 273.95-340.91 cm g<sup>-1</sup> en ambos muestreos (56 y 107 días de edad de la planta). El AFE fue aproximado a lo reportado por Góngora-Escamilla (2012) a los 41 y 101 días de edad de la planta (242.86 y 301.81 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup>) bajo una densidad de siembra de 12 plantas m<sup>2</sup> y malla sombra. El AFE varía según la especie, por ejemplo, el AFE de ambos experimentos estuvo por debajo de lo reportado por De Grazia *et al.* (2007) en cultivo de chile *Capsicum annuum* donde el AFE estuvo entre 844.95 - 1,180.2 cm<sup>2</sup> g<sup>-1</sup> (27 y 57 días después de la siembra).

#### **4.1.3.3.3 Tasa absoluta de crecimiento (TAC)**

La TAC es el índice más simple de crecimiento y mide el incremento en peso seco de la planta por unidad de tiempo y se considera una medida de la demanda fisiológica de la planta (Hunt, 1990). La TAC no es constante en el tiempo como consecuencia de la variación en la producción de tejidos activos a lo largo del crecimiento (Martínez, 2011). Durante ambos experimentos la TAC se evaluó sólo durante la etapa de crecimiento

vegetativo después del trasplante. En el experimento I, la mayor TAC se presentó en plantas inoculadas con ambos hongos (SA3) 55 ddt ( $0.72 \pm 0.17 \text{ g día}^{-1}$ ) y en el control la menor. Se asume que estos resultados fueron influenciados aparentemente por la inoculación de ambos hongos en semillero, los nutrientes disponibles en el SH y una adecuada exposición de intensidad lumínica para las plantas, ya que se reportó disminución en la TAC cuando las plantas son expuestas a mayor intensidad lumínica al no estar protegidos con malla sombra durante la etapa de crecimiento vegetativo (Góngora-Escamilla, 2012). En el experimento II, ocurrió lo contrario, las plantas sin la inoculación presentaron mayor TAC 51 ddt ( $0.25 \pm 0.11 \text{ g día}^{-1}$ ), las plantas del SA1 inoculadas con ambos hongos presentaron menor TAC y tuvieron un menor aparato foliar. Se observó que las plantas de ambos tratamientos tardaron mayor tiempo en adaptarse tras un periodo más prolongado en semillero. No se descarta un posible efecto negativo por hongos encontrados en las raíces, que probablemente hayan representado un costo metabólico para la planta, por otra parte se observó en este tratamiento un bajo desarrollo radicular. A pesar de los resultados, la TAC fue mayor a lo reportado en cultivo de chile *C. annuum* en sustratos bajo distintas fertilizaciones, donde se reporta una TAC entre  $0.12\text{-}27 \text{ mg día}^{-1}$  a los 57 días después de la siembra (De Grazia *et al.*, 2007). Valentín-Miguel (2011) reportó que las plantas que alcanzan su máxima TAC en menor tiempo son más eficientes en el uso de agua, nutrimentos y radiación disponible para la producción de biomasa.

#### **4.1.3.3.4 Tasa relativa de crecimiento (TRC)**

La TRC expresa el crecimiento en masa seca a partir de un gramo de masa seca de la planta con relación a un tiempo inicial (Gardner *et al.*, 1990; Angulo-Carmona, 2006). Castellanos *et al.* (2009) reportaron una TRC masa seca para *C. chinense* de  $0.1957 \text{ g g}^{-1} \text{ día}^{-1}$  a los 62 ddt y  $0.1729 \text{ g g}^{-1} \text{ día}^{-1}$  a los 69 ddt para *C. annuum* en condiciones de campo. En este estudio no se encontraron diferencias en la TRC en peso fresco y seco entre los tratamientos pero entre experimentos. La TRC en peso fresco y seco fue mayor en el experimento I que en el experimento II. Esto se debió a un menor aparato foliar de las plantas en el segundo experimento. Cuellar y Herrera (2010) reportaron que la TRC durante sus primeros estadios suele tener una dinámica exponencial. En ambos experimentos sólo se evaluó el periodo de tiempo, correspondiente a la etapa de

crecimiento vegetativo. La TRC suele reflejar diferencias entre especies además de comportarse diferente en condiciones de vivero y de siembra directa en campo. En algunos cultivos, los valores de TRC tienden a disminuir con base al tiempo evaluado, debido principalmente a que la planta gasta menos en producir material vegetativo a medida que inicia la etapa de senescencia disminuyendo la materia seca total (Santos *et al.*, 2010) o aumentando su material reproductivo, es decir, a medida que pasa el tiempo gasta menos tiempo en producir tallos y hojas y gasta más energía en producir flores y frutos (Angulo-Carmona, 2006).

#### 4.1.3.3.5 Tasa de asimilación neta (TAN)

La TAN es un indicador de la eficiencia fotosintética promedio, ya que mide la ganancia neta de asimilados por unidad de área foliar y por unidad de tiempo (Gardner *et al.*, 1990; Santos *et al.*, 2010). Como componente fisiológico es importante para explicar diferencias en la TRC entre especies, relacionando positivamente la tasa de fotosíntesis con el crecimiento (Pereira, 1994).

En cultivos de chile *C. annuum* con distintas mezclas de sustrato, se reporta una TAN entre 0.028-0.036 mg cm<sup>-2</sup> día<sup>-1</sup> a los 57 días de edad de la planta (De Grazia *et al.*, 2007). En cultivos de chile *C. chinense* en condiciones de suelo se reporta una TAN de 0.5 mg cm<sup>-2</sup> día<sup>-1</sup> (Castellanos *et al.*, 2009). En este estudio no hubo diferencias en la TAN entre los tratamientos. La TAN fue mayor en el experimento I (7-8 mg cm<sup>-2</sup> día<sup>-1</sup>) a los 49 ddt que en el experimento II (3 ± 1 g cm<sup>-2</sup> día<sup>-1</sup>) a los 51 ddt, esto debido a un mejor desarrollo y crecimiento de las plantas durante el experimento I. Góngora-Escamilla (2012) reportó una disminución a los 213 ddt atribuido a un crecimiento estacionario de la planta (0.513-0.592 mg cm<sup>2</sup> día<sup>-1</sup>) en *C. chinense*. Esta disminución en la TAN también es reportado por Valentín-Miguel (2011) en cultivo hidropónico de *C. annuum* después de 120 ddt atribuido por sombreo de las hojas superiores sobre las inferiores, disminuyendo su capacidad fotosintética, así mismo reportaron que las TAN máximas (1.4511-1.2680 mg cm<sup>-2</sup> día<sup>-1</sup>) se presentaron durante la etapa de crecimiento y llenado de frutos con alta demanda de fotoasimilados entre los 80 y 90 ddt. Esto podría explicar los altos valores encontrados durante este estudio, ya que la TAN fue

evaluada durante la etapa de crecimiento vegetativo, entre los 49 y 51 ddt previo a la producción de frutos.

#### **4.1.3.4 Etapa de floración y producción de frutos**

Cultivos de *C. chinense* en tierra reportan el inicio de la floración a los 70 días de edad de la planta (Muñoz, 2003), la precocidad entre los 90-120 y cosecha de frutos a los 130, (Muñoz, 2003; Macías-Rodríguez *et al.*, 2013). En el experimento I, la floración se presentó primero en plantas inoculadas con hongos (SA1, SA2 y SA3), a los 64 días de edad de la planta, a los 106 días el 50% de las plantas tenían flores y a los 118 se comenzaron a cosechar frutos. La precocidad en este experimento fue 29-38 días menor al reportado por Góngora-Escamilla (2012) en cultivo acupónico de chile *C. chinense* variedad Jaguar (135-144 días de edad de la planta). Esta diferencia se atribuye a la variedad de chile habanero, la influencia de los hongos inoculados en semillero y a la concentración de nutrientes disponibles en el SH después del trasplante. Castillo *et al.* (2009) concluyeron que la inoculación del hongo nativo *G. claroideum* disminuyó el estrés en el trasplante de chile *C. annum*, y tuvo un efecto de aceleración en la etapa de maduración y mayor calidad de rendimiento. Se reporta que *Trichoderma* sp. mejoró el crecimiento y desarrollo de plantas en sistemas axénicos, invernaderos o campo y tuvo efecto positivo en la germinación de semillas, crecimiento vegetativo y floración de cultivos hortícolas (Chang *et al.*, 1986; Mathivanan *et al.*, 2005; Hermosa *et al.*, 2012; Studholme *et al.*, 2013). El segundo experimento solo contempló la evaluación de 30 días de cultivo de la planta ddt, por tanto la etapa de floración y producción de frutos no fueron evaluadas.

#### **4.1.3.5 Evaluación de rendimiento**

El rendimiento del cultivo se ve impactado por factores nutricionales y por el manejo de la planta (entutorado y poda correcta) (Cruz-Huerta *et al.*, 2009; Castorena *et al.*, 2014). Para una mejor producción en los cultivos se implementan distintos marcos de plantación. En este estudio, el diseño del SH permitió un marco de plantación de 0.5 m entre plantas y 0.5m entre hileras de plantas, con una densidad de siembra de 9 plantas por m<sup>2</sup>. Bajo dos densidades (6 y 12 plantas por m<sup>2</sup>) y malla sombra al 30%. Góngora-

Escamilla (2012) reportó los mejores rendimientos con 62.72 y 69.55 kg de chile *C. chinense* en cultivo acuipónico en un periodo aproximado de 4 meses de cosecha. Durante este estudio, la producción de chile aumentó en cada cosecha, el mejor rendimiento se presentó en las plantas inoculadas con *T. asperellum* (SA1) con 25.17 kg de chile *C. chinense* en 2 meses de cosecha.

#### 4.1.3.5.1 Peso de frutos por planta

El rendimiento en peso y número de frutos depende del estado fisiológico de la planta, los nutrientes, la cantidad de agua disponible y el manejo que se le dé a la planta (Shaw *et al.*, 2008). El chile habanero en diferentes estrategias de fertilización en tierra reportó un rendimiento entre 1,030-1,584 g planta<sup>-1</sup> (Dzib-Echeverría y Uribe-Valle, 2004), 1,391 g planta<sup>-1</sup> (Borges *et al.*, 2008) y 100.7 g planta<sup>-1</sup> en tres cosechas usando una solución nutritiva (Tucuch-Haas *et al.*, 2012).

En el experimento I, el menor rendimiento se presentó en el tratamiento S2 (*G. intraradices*) con 872.36 g planta<sup>-1</sup> y un peso promedio/fruto de 5.20 g y el mayor en el SA1 con 1,324.78 g planta<sup>-1</sup> y un peso promedio/fruto de 6.62 g. Esto puede atribuirse a: 1) los SA1, SA2 y SA3 tuvieron mayor cantidad de nutrientes (N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> entre 110.33 - 134.25 mg L<sup>-1</sup>, P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> entre 1.21 - 3.86 mg L<sup>-1</sup>) y pH entre 6.95 - 7.20 y, 2) a la posible interacción de *T. asperellum*. Plantas de tomate inoculadas con *T. atroviride* mejoraron su rendimiento de frutos en condiciones hidropónicas. Por el contrario, el SA control mantuvo niveles de nutrientes menores a los sistemas anteriores (61.08 mg L<sup>-1</sup> de N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, 1.26 mg L<sup>-1</sup> de P-PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) y pH entre 7.07 - 7.55. Sin embargo, a pesar de que las plantas del SA control fueron las últimas en producir, durante el último periodo de cosecha tuvieron un incremento notorio en la producción de chile (1,693 %) y el rendimiento fue de 1,166.43 g planta<sup>-1</sup>. Góngora-Escamilla (2012) reportó un rendimiento similar (1,254 g planta<sup>-1</sup>) con aproximadamente 4 meses de cosecha, a una densidad de 6 plantas por m<sup>2</sup> y malla sombra al 30% de luz.

#### 4.1.3.5.2 Por número de fruto

Conocer este parámetro cuantitativo nos permite reunir información básica sobre el cultivo, con el fin de realizar proyecciones a través del tiempo, debido a que la producción varía con la edad de la planta (Borges *et al.*, 2008). Dzib-Echeverría y Uribe-Valle (2004) reportaron que usando diferentes tipos de fertilización en cultivo de *C. chinense* en tierra obtuvieron rendimientos entre 143 - 243 frutos por planta por periodo de cultivo. Shaw *et al.* (2008) reportaron un rendimiento de 178 frutos por planta a una densidad de 2.2 plantas por m<sup>2</sup> en cultivo hidropónico de *C. chinense* variedad Wanda, con un periodo de cosecha cercano a dos meses. En el experimento I las plantas inoculadas con ambos hongos (SA3), produjeron mayor número de frutos por tratamiento y por planta (un total de 4,808 chiles, 253 por planta) en un periodo de cosecha de 2 meses. Las plantas del SA2 produjeron el menor número de chiles por tratamiento (3,872 total de chiles y 176 frutos por planta). Estos datos son menores a lo reportado por Góngora-Escamilla (2012), donde en un periodo de cosecha aproximado a cuatro meses reportó 12,378 frutos como producción total bajo una densidad de siembra de 12 plantas por m<sup>2</sup>, sombreado al 30% y durante un periodo de cosecha aproximado a cuatro meses. El segundo experimento solo contempló la evaluación de 30 días de cultivo de la planta ddt, por tanto el rendimiento no se evaluó esta etapa.

#### 4.1.3.5.3 Por frecuencia de tallas

El tamaño del fruto ayuda a determinar la calidad interna. Borges *et al.* (2008) concluyeron que la calidad de frutos de 3<sup>a</sup> (frutos entre 5.5 y 6.4 g) y 2<sup>a</sup> (frutos con un peso menor a 5.4 g) muestran mejor relación con el contenido de capsaicina y dihidrocapsaicina. En condiciones hidropónicas en invernadero, Cruz-Huerta *et al.* (2009) reportaron una mayor frecuencia en talla grande en frutos de *C. annuum* L. sin poda a una densidad de 3.3 plantas por m<sup>2</sup>. La variedad del fruto también tiene un efecto sobre la frecuencia de tallas, por ejemplo, en un estudio con cinco variedades de *C. chinense*, la variedad Súper Dátil presentó mayor frecuencia de talla grande (6 g) con 234 frutos por m<sup>2</sup> en cultivo hidropónico en invernadero (Shaw *et al.*, 2008). En el experimento I, se reportó una mayor frecuencia de talla mediana (3.5-3.9 cm) en todos los tratamientos en un rango de 869-1056 frutos de rendimiento total. Esto difiere de otro cultivo acuípónico con *C. chinense*, donde se reporta mayor frecuencia de talla



grande (4.0-4.4 cm) bajo densidades de 12 y 6 plantas por m<sup>2</sup> con y sin malla sombra al 30% (Góngora-Escamilla, 2012). Esto se debió principalmente al manejo en poda de la planta, debido a que ésta tiene un impacto sobre una producción uniforme y un rendimiento de mayor calidad, a través de la eliminación de nuevos brotes o tallos, evitando que la planta gaste energía y nutrientes, los cuales son necesarios para el crecimiento y órganos fructíferos (Prado-Urbina, 2006; Villa *et al.*, 2010).

#### **4.1.3.5 Porcentaje de micorrización e incidencia de *Trichoderma asperellum***

En tierra, los exudados de microorganismos y plantas micotróficas favorecen la germinación de esporas micorrízicas, ramificación del micelio y probabilidad de colonizar raíces (Gianninazzi-Pearson *et al.*, 1989; Tamasloukht *et al.*, 2003). Durante este estudio no se detectaron estructuras de *G. intraradices* en ninguna de las etapas evaluadas. Su ausencia puede explicarse por 1) un periodo de infección insuficiente para el reconocimiento entre el hongo y la planta, 2) a la calidad de los propágulos obtenidos de un inóculo antiguo, 3) a factores abióticos de la columna de agua en el SH que pudieran afectar la propagación de estos (Temperatura, agua disponible, pH, nutrientes disponibles), 4) no hubo interacción entre la cepa de micorriza con la planta. Esto difiere de lo reportado por Cardona *et al.* (2008), donde concluyen que el género *Capsicum* muestra afinidad por micorrizas del género *Glomus* sp. La relación simbiótica entre micorrizas y raíces se complica en cultivos sin suelo debido a que los exudados de la raíz son llevados lejos por el flujo de la solución nutritiva (Raviv y Liet, 2008).

La incidencia de *T. asperellum* no fue evaluada durante el primer experimento, sin embargo, los rendimientos revelaron que las plantas de chile *C. chinense* (SA1) inoculadas con este hongo tuvieron mayor número de frutos, mayores tallas (grande, extra grande y jumbo) y mayor rendimiento total en peso. Este aumento en la producción también fue reportado en tierra y cultivo hidropónico (Sid Ahmed *et al.*, 2003; Harman *et al.*, 2004; Gravel *et al.*, 2006; Gravel *et al.*, 2007; Potgieter *et al.*, 2015; Colla *et al.* 2015; López-Bucio *et al.*, 2015) y está asociado principalmente a la liberación de una variedad de compuestos que inducen y favorecen respuestas de resistencia localizada, sistémica, mayor crecimiento o mayor rendimiento en plantas inoculadas (Harman *et al.*, 2004; Gravel *et al.*, 2007; Colla *et al.*, 2015; López-Bucio *et al.*, 2015; Potgieter *et al.*, 2015). La incidencia evaluada durante el experimento II

cambió en el tiempo. En el primer muestreo su incidencia fue mayor en raíz (50%) que en cuello (33.3%) y 30 ddt, la incidencia resultó mayor en cuello (66.6%) que en raíz (31.6%), este cambio fue atribuido a las inoculaciones realizadas en el cuello de las plantas después del trasplante al SH, teniendo menor contacto con las raíces. No hubo contaminación de *T. asperellum* en el control, pero se detectó crecimiento bacteriano y fúngico en placa así como estructuras en raíces teñidas. El rendimiento de las plantas en SH de NFT no se atribuyó a *G. intraradices*, pero sí a una posible combinación de manejo de calidad de agua, de los sólidos en el SA y al manejo de plántulas en semillero y en el SH (De Grazia *et al.*, 2004, 2007), por el contrario se asume que la incidencia de *T. asperellum* tuvo un efecto positivo sobre el rendimiento de chile *C. chinense* pero no sobre el crecimiento de las plantas.

#### **4.1.3.6 Parámetros ambientales**

En el norte del país no se cultiva chile habanero bajo condiciones de campo debido a las temperaturas de las regiones áridas (Castorena *et al.*, 2014). Sin embargo, en condiciones de invernadero fue posible proteger el cultivo de condiciones ambientales adversas. Macías-Rodríguez *et al.* (2013) reportan 33°C como temperatura ideal de cultivo, disminuyendo su eficiencia a más de 34 °C. Sin embargo, otros autores reportan rangos óptimos entre 26-30°C (Sánchez, 2008; Lightbourn, 2011; Castorena *et al.*, 2014).

El equipo de estación meteorológica se adquirió previo al experimento II. Las temperaturas dentro del invernadero se encontraron entre 21-36°C. La temperatura, la radiación solar, la velocidad, temperatura y humedad del aire están relacionados con la transpiración del cultivo. La transpiración está relacionada en la vaporización del agua líquida contenida en los tejidos de la planta y su posterior remoción hacia la atmosfera a través de estomas de las hojas. (Allen *et al.*, 2006). Macías-Rodríguez *et al.* (2013) reportan que la HR ideal en cultivos de *C. chinense* es de 80%, sin embargo, otros autores reportan un 65% de HR como óptima (Sánchez, 2008; Lightbourn, 2011). El cultivo en invernadero contó con ventiladores para promover el flujo de aire a fin de incrementar la transpiración en plantas registrando una HR entre 40-79%. Cuando la humedad y la temperatura en cultivo de chile habanero son elevadas se produce una floración deficiente, caída de flores, frutos deformes y disminución del crecimiento, al

igual que cuando la humedad relativa es escasa (Vara-Moreno, 2012). La intensidad lumínica tiene relación con la temperatura, la transpiración y el consumo de agua en el cultivo (Caldari, 2007). La luz actúa sobre tasas fotosintéticas, asimilados de carbono, temperatura de la hoja, balance hídrico y crecimiento de órganos y tejidos. En este experimento el rango de intensidad lumínica se encontró entre  $10.9-30.8 \times 10^3$  luxes  $m^{-2}$ . Cultivos de chile habanero en SA expuestos a intensidad lumínica  $>200 \times 10^3$  luxes  $m^{-2}$  afectan el crecimiento vegetativo por foto-inhibición disminuyendo la producción (Góngora-Escamilla, 2012). En conclusión, el cultivo de chile habanero es posible en el norte del país y su rendimiento es similar o mayor a lo reportado en condiciones en tierra.

## Capítulo 5. Conclusiones

---

La concentración de nutrientes ( $\text{NAT}$ ,  $\text{N-NO}_3^-$  y  $\text{P-PO}_4^{3-}$ ) pudo tener un efecto sobre parámetros de crecimiento de plantas de chile habanero *C. chinense* variedad Mayan Ba'alché. Se observó consumo y producción de nutrientes ( $\text{NAT}$ ,  $\text{N-NO}_3^-$  y  $\text{P-PO}_4^{3-}$ ) dentro del SH probablemente influenciado por la acumulación y lixiviación de sólidos que produce un incremento en los compuestos nitrogenados, en el COD y la amonificación.

Las plántulas inoculadas con *Glomus intraradices*, *Trichoderma asperellum* o la mezcla, fueron resistentes al trasplante con 28 días de edad, y mostraron mayor crecimiento en altura por tratamiento. Se observó que las plantas retardaron su adaptación y crecimiento en el SH cuando el trasplante fue realizado a los 55 días de edad.

El diseño del SH, el diámetro de la tubería, la tasa de flujo, el marco de plantación y densidad de plantas permitió la obtención de rendimiento similar o mayor a lo reportado en otros cultivos en invernadero y condiciones de campo. Las plantas inoculadas con *T. asperellum* tuvieron mayor rendimiento y producción de frutos en tallas grande, extra grande y jumbo.

La técnica de tinción en frío preserva la integridad de las raíces de chile *C. chinense* comparado con la técnica de tinción por el método rápido en semillero y después del trasplante al SH. La cepa de micorriza no fue compatible con la planta, la colonización no fue posible, sin embargo, no se descarta una posible influencia en el sustrato inoculado en la etapa de semillero.

La colonización de *T. asperellum* fue posible en el cuello y la raíz de las plantas de chile *C. chinense* variedad Mayan Ba'alché, en semillero y cultivo acuipónico. Se observó que la inoculación de este hongo protegió las raíces de hongos fitopatógenos y benefició el rendimiento de plantas.

La temperatura ambiental, humedad relativa e intensidad lumínica dentro del invernadero permitieron el cultivo de *C. chinense* variedad Mayan Ba'alché en SA, apoyado de fertilización foliar y adición de nutrientes complementarios ( $\text{Fe}^{2+}$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{K}^+$ ).

## Recomendaciones

Utilizar peces con edad máxima de 2 años, debido a la relación que guarda la cantidad de nutrientes generados en los SA con la edad y la tasa metabólica de los peces.

Estudiar el efecto de diferentes tasas de flujo sobre el balance de masa de carbono orgánico disuelto y los nutrientes (N, P, K, Ca, Fe), a la entrada y salida de los SH.

Realizar experimentos con diferente cantidad de inóculo de micorrizas endémicas y periodos de infección y su efecto en el porcentaje de colonización tanto en semillero como en SH.

Se recomienda un rediseño del SH o estrategia de manejo para mayor eficiencia en la remoción de sólidos previo a la entrada del SH a fin de evitar que éstos se sedimenten dentro de las tuberías.

Determinar la cantidad de nutrientes complementarios ( $\text{Fe}^{2+}$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{K}^+$ ) para cubrir los requerimientos necesarios de *C. chinense* con base en la etapa fenológica de la planta.

Conocer el efecto del balance iónico en el agua sobre la incidencia de *T. asperellum* en raíz y en medio acuoso.

## Lista de referencias bibliográficas

---

- Abou-Hadid, A. F., El-Shinawy, M. Z., El-Beltaqy, A. S. and Burrage, S. W. (1992, March). Relation between water use efficiency of sweet pepper grown under nutrient film technique and rockwool under protected cultivation. In *Symposium on Soil and Soilless Media under Protected Cultivation in Mild Winter Climates* 323 (pp. 89-96).
- Adkins, B. J. (2010). Overall growth of tomato (*Lycopersicon esculentum* L. cv. Glacier) inoculated with species of *Glomus* and *Trichoderma* growing under greenhouse conditions. *Horticulture and Crop Science*, 303, 1-24.
- Agrios, G. (2005) *Plant pathology*. (5<sup>th</sup> ed.) San Diego, Elsevier Academic Press.
- Allen, R., Pereira, L. S., Raeks, D. y Smith, M. (2006). Evapotranspiración del cultivo. Guías para la determinación de los requerimientos de agua de los cultivos (Vol. 56). Food and Agriculture Organization.
- Allsopp, M., Johnston, P., & Santillo, D. (2008). La industria acuícola y de engorde: Un reto de sostenibilidad. *Greenpeace Intenacional. Amsterdam, The Netherlands*, 24-25.
- Angulo-Carmona, R., Cooman, A., Gómez, D., Fuentes, S., Niño, N., Espinoza, L., Cuéllar, J., Medina, A. y Escobar, H. (2006). *Lulo: el cultivo Solanum quitoense Lam. Colombia*. Bogotá, Fundación Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano.
- APHA, A. WPCF (1995) Standard methods for the examination of water and wastewater. *American Public Health Association, Washington, DC.*
- Avis, T. J., Gravel, V., Antoun, H., and Tweddell, R. J. (2008). Multifaceted beneficial effects of rhizosphere microorganisms on plant health and productivity. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(7), 1733–1740.
- Ayers, R. S. (1977). Quality of water for irrigation. *Journal of the Irrigation and Drainage Division*, 103 (2), 135–154.
- Baixauli Soria, C., y Aquilar Olivert, J. M. (2002). *Cultivo sin suelo de hortalizas: aspectos prácticos y experiencias* (No. C057. 013). Valencia, España. Generalitat Valenciana.
- Barrera, J., Suárez, D. y Melgarejo, L. M. (2010). II. Análisis de crecimiento en plantas. Laboratorio de fisiología y bioquímica vegetal. En: Melgarejo, L. M. (Ed.). *Experimentos en fisiología vegetal. Departamento de biología. Universidad Nacional de Colombia*. (pp. 25-38). Charlie's impresores Ltda. Colombia.
- Bonachela, S., Quesada, J., Acuña, R. A., Magán, J. J. and Marfà, O. (2010). Oxyfertigation of a greenhouse tomato crop grown on rockwool slabs and irrigated with treated wastewater: Oxygen content dynamics and crop response. *Agricultural Water Management*, 97(3), 433–438.
- Borges-Gómez, L., Cervantes Cárdenas, L., Ruiz Novelo, J., Soria Fregoso, M., Reyes Oregel, V., & Villanueva Couch, E. (2010). Capsaicinoides en chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) bajo diferentes condiciones de humedad y nutrición. *Terra Latinoamericana*, 28(1), 35-41.

- Buzby, K. M. and Lin, L. S. (2014). Scaling aquaponic systems: Balancing plant uptake with fish output. *Aquacultural Engineering*, 63, 39–44.
- Caldari, P. (2007). Manejo de la luz en Invernaderos. Los beneficios de Luz de Calidad en el cultivo de Hortalizas. In *Simposio internacional de invernaderos, Ciba Especialidades Químicas Ltda. Brasil*. 5p.
- Calvet, C., Barea, J., Pera, J. (1993). Growth Response of Marigold (*Tagetes erecta* L.) to Inoculation with *Glomus mosseae*, *Trichoderma aureoviride* and *Pythium ultimum* in a Peat-Perlite Mixture. *Plant Soil*, 148(1), 1-6.
- Camprubi, A., Calvet, C., and Estaun, V. (1995). Growth Enhancement of Citrus-Reshni after Inoculation with *Glomus-Intraradices* and *Trichoderma-Aureoviride* and Associated Effects on Microbial-Populations and Enzyme-Activity in Potting Mixes. *Plant and Soil*, 173(2), 233–238.
- Cardona, G., Peña-Venegas, C. P. y Arcos, A. (2008). Ocurrencia de hongos formadores de micorriza arbuscular asociados a ají (*Capsicum* sp.) en la Amazonia colombiana. *Agronomía Colombiana*, 26(3), 459-470.
- Cartmill, D. L., Alarcón, A., Volder, A., Valdez-Aguilar, L. A., Arnold, M. A., and Cartmill, A. D. (2012). Arbuscular mycorrhizal fungi alleviate growth of *Ulmus parvifolia* Jacq. at suboptimal planting depths. *Scientia Horticulturae*, 144, 74–80.
- Castellanos, C., Barrera, J., Hernández, M. S., Melgarejo, L. M., Carrillo, M., Rodríguez, L., Martínez, O. (2009). Efecto de la densidad de plantación sobre el crecimiento, producción y calidad de cinco accesiones de ají (*Capsicum* spp) cultivadas en la Amazonia Occidental Colombiana. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas* 3, 95-109.
- Castillo, R. C., Sotomayor, S. L., Ortiz, O. C., Leonelli, C. G., Borie, B. F., and Rubio, H, R. (2009). Effect of Arbuscular Mycorrhizal Fungi on an Ecological Crop of Chili Peppers (*Capsicum annum* L.). *Chilean Journal of Agricultural Research*, 69(1), 79–87.
- Castillo-Castellanos, D., Zavala-Leal, I., Ruiz-Velazco, J. M. J., Radilla-García, A., Nieto-Navarro, J. T., Romero-Bañuelos, C. A., and González-Hernández, J. (2015). Implementation of an experimental nutrient film technique-type aquaponic system. *Aquaculture International*, 1-10.
- Castorena, M. V., Alonso, E., Valencia, C., Inzunza, M. A., López, A. R., Rodríguez, H. M., and Rodarte, D. C. (2014). Producción hidropónica de chile habanero en invernadero. México, D.F. Talleres de Carmona Impresores.
- Chandanie, W. A., Kubota, M., and Hyakumachi, M. (2009). Interactions between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* and plant growth-promoting fungi and their significance for enhancing plant growth and suppressing damping-off of cucumber (*Cucumis sativus* L.). *Applied Soil Ecology*, 41(3), 336–341.
- Chang, Y.C., Baker, R., Klefield, O., Chet, I. (1986). Increased growth of plants in the presence of the biological control agent *Trichoderma harzianum*. *Plant Disease*. 70(2), 145–148.

- Chávez-Crooker, P., and Obreque-Contreras, J. (2010). Bioremediation of aquaculture wastes. *Current Opinion in Biotechnology*, 21(3), 313–317.
- Chen, S., Coffin, D. E. and Malone, R. (1993). Production, characteristics, and modeling of aquacultural sludge from a recirculating aquacultural system using a granular media biofilter. In Proceedings of an Aquacultural Engineering Conference, pp.16-25, June 21-23, 1993. Spokane, Washington.
- Chérif, M., Tirilly, Y., Bélanger, R.R. (1997). Effect of oxygen concentration on plant growth, lipidperoxidation, and receptivity of tomato roots to *Pythium* F under hydroponic conditions, *European Journal of Plant Pathology*, 103(3), 255–264.
- Chopin, T. (2013). Aquaculture, Integrated multi-trophic (IMTA). In: P. Christou, R. Savin, B. Costa-Pierce, I Misztal, C. B. Whitelaw. In: *Sustainable food production* (pp. 184-205). Springer.
- Colla, G., Roupshael, Y., Di-Mattia, E., El-Nakhel, C., and Cardarelli, M. (2015). Co-inoculation of *Glomus intraradices* and *Trichoderma atroviride* acts as a biostimulant to promote growth, yield and nutrient uptake of vegetable crops. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95(8), 1706–1715.
- Colt, J., Lamoureux, J., Patterson, R., and Rogers, G. (2006). Reporting standards for biofilter performance studies. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 377–388.
- Comeau, Y., Brisson, J., Réville, J.P., Forget, C., Drizo, A. (2001). Phosphorus removal from trout farm effluents by constructed wetlands. *Water Science Technology*, 44(11-12), 55–60.
- Cripps, S.J. and Bergheim, A. (2000). Solids management and removal for intensive land- based aquaculture production systems. *Aquaculture Engineering*, 22(1), 33–56.
- Cruz-Huerta, N., Sánchez del Castillo, F., Ortiz-Cereceres, J. and Mendoza-Castillo, M. D. C. (2009). Altas densidades con despunte temprano en rendimiento y período de cosecha en chile pimienta. *Agricultura Técnica en México*, 35 (1), 70-77.
- Cubillos, J. G.; A. Páez; L. Mejía. (2011). Evaluación de la capacidad biocontroladora de *Trichoderma harzianum* Rifai contra *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. asociado al complejo Secadera en Maracuyá, bajo condiciones de invernadero. *Rev. Fac. Nal. Agr. Medellín* 64 (1): 5821-5830.
- Cuellar, N. y Herrera, J. (2010). Evaluación de respuestas fisiológicas de la planta arbórea *Hibiscus rosasinensis* L. (Cayeno) en condiciones de campo y vivero. *Corpoica Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 11(1), 61-72.
- Daud, S.K., Hasbollah, D., Law, A.T. (1988). Effects of unionized ammonia on red tilapia, *Oreochromis mossambicus*/O. *niloticus* hybrid fry. In: R.S.V. Pullin, T. Bhukaswan, K. Tonguthai, J. L. Maclean (Eds.). The Second International Symposium on Tilapia in Aquaculture. Conference Proceedings 15. Department



of Fisheries, Bangkok, Thailand, and International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines. ICLARM.

- De Grazia, J., Tiftonell, P. A. and Chiesa, Á. (2007). Efecto de sustratos con compost y fertilización nitrogenada sobre la fotosíntesis, precocidad y rendimiento de pimiento (*Capsicum annuum*). *Ciencia e Investigación Agraria*, 34(3), 195–204. Recuperado de: <http://doi.org/10.4067/S0718-16202007000300003>
- Demir, I. and Ellis, R. H. (1992). Development of pepper (*Capsicum annuum*) seed quality. *Annals of Applied Biology*, 121(2), 385-399.
- D'orbcastel, E.R. and Blancheton, J. P. (2006). The wastes from marine fish production systems: characterization, minimization, treatment and valorization. *World Aquaculture Society Magazine*, 70, 28-35.
- Durborow, R. M., Crosby, D. M., and Brunson, M. W. (1997). Ammonia in Fish Ponds. *SRAC Publication*, 463, 1-4.
- Dzib-Echeverría, R., y Uribe-Valle, G. (2004). Fuentes de fertilizantes y su respuesta en el rendimiento y calidad del chile habanero. (pp. 230–235). Memoria de la Primera Convención Mundial Del Chile 2004.
- Ebeling, J. M., Timmons, M. B., and Bisogni, J. J. (2006). Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia-nitrogen in aquaculture systems. *Aquaculture*, 257(1-4), 346–358.
- Endut, A., Jusoh, A., Ali, N., Wan Nik, W. B. and Hassan, A. (2010). A study on the optimal hydraulic loading rate and plant ratios in recirculation aquaponic system. *Bioresource Technology*, 101(5), 1511–1517. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.09.040>
- Engle, C. R., and Quagraine, K. (2007). Aquaculture Marketing Handbook. *Aquaculture Marketing Handbook*, 1–257.
- Epstein R. (1972). *Mineral nutrition of plants: principles and perspectives*. New York. Wiley & Sons.
- Estuardo-Aldana, M. (2005). *Effect of phosphorus and potassium fertility on fruit quality and growth of tabasco pepper (Capsicum frutescens) in hydroponic culture*. Thesis of Master of Science. Faculty of the Louisiana State University and Agriculture and Mechanical College. 70 p.
- Evans, G.C. (1972). *The quantitative analysis of plant growth*. Ca., USA. University of California Press.
- FAO. Food and Agriculture Organization. (2011). Programa de información de especies acuáticas. Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO. Recuperado el 25 de diciembre del 2015 de [http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis\\_niloticus/es#tcNA00C5](http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/es#tcNA00C5)

- FAO. Food and Agriculture Organization. (2014). *The state of world fisheries and aquaculture*. Rome, 253p.
- Filho, W. L., Muthu, N., Edwin, G., and Sima, M. (2015). *Implementing Campus Greening Initiatives. Approaches, Methods and perspectives*. New York. Springer.
- García-Ulloa, M., León, C., Hernández, F., and Chávez, R. (2005). Evaluación de un sistema experimental de acuaponía. *Avances de Investigación Agropecuaria*, 9(001), 1-5.
- Gardner, F.P. Pearce, R.B. Mitchell, R.L. (1990). *Physiology of Crop Plants*. (2nd ed.). Ames, Iowa State Press.
- Garruña Hernández, R., Latournerie Moreno, L., Santamaría, J. y Pinzón López, L.L. (2007). Germinación de semillas de chile habanero en tres condiciones de temperatura y luz. *XII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas*. Zacatecas, México.
- Gatlin, D. (2002). 12 Nutrition and Fish Health. In: J. E. Halver and R. W Hardy (Eds.). *Fish Nutrition*. (pp. 671-702). Elsevier Science.
- Gianinazzi-Pearson, V., Branzanti, B and Gianinazzi, S. (1989). In vitro enhancement of spore germination and early hyphal growth of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus by host root exudates and plant flavonoids. *Symbiosis* 7(3), 243-255.
- Godeas, A., Fracchia, S., Mujica, M. and Ocampo, J. (1999). Influence of Soil Impoverishment on the Interaction between *Glomus mosseae* and Saprobe Fungi. *Mycorrhiza*, 9(4),185-189.
- Góngora Escamilla, J. M. (2012). Desarrollo de una tecnología de cultivo acuípónico de tilapia nilotica (*Oreochromis niloticus* L. 1758) y chile (*Capsicum chinense* Jacq.) en condiciones intensivas en sistemas de recirculación. Tesis de Maestría. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California. 92 p.
- Graber, A. and Junge, R. (2009). Aquaponic systems: Nutrient recycling from fish wastewater by vegetable production. *Science Direct*, 246(1), 147-156.
- Gravel, V., Antoun, H. and Tweddell, R. J. (2007). Growth stimulation and fruit yield improvement of greenhouse tomato plants by inoculation with *Pseudomonas putida* or *Trichoderma atroviride*: Possible role of indole acetic acid (IAA). *Soil Biology and Biochemistry*, 39(8), 1968–1977. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.02.015>
- Gravel, V., Martinez, C., Antoun H and Tweddell, R.J. (2006). Control of greenhouse tomato root rot (*Pythium ultimum*) in hydroponic systems, using plant-growth-promoting microorganisms. *Canadian Journal of Plant Pathology*, 28 (3): 475-483pp.

- Hagopian, D. and Riley, J. (1998). A Closer Look at the bacteriology of nitrification. *Aquacultural Engineering*, 18(4), 223–244.
- Halleen, F., Fourie, P. H. and Lombard, P.J. (2010). Protection of grapevine pruning wounds against *Eutypa lata* by biological and chemical methods. *South African Journal of Enology and Viticulture*, 31(2), 125– 132.
- Hanson, A., Yabes, J., and Primavera, L. P. (2008). Research Article: Cultivation of Lemon Basil, *Ocimum americanum*, in two different hydroponic configurations supplemented with various concentrations of Tilapia aquaculture green water. *Bios*, 79(3), 92–102.
- Haque, M. M., Alam, M. R., Alam, M. M., Basak, B., Sumi, K. R., Belton, B. and Jahan, K. M. E. (2015). Integrated floating cage aquageoponics system (IFCAS): An innovation in fish and vegetable production for shaded ponds in Bangladesh. *Aquaculture Reports*, 2, 1–9pp. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.aqrep.2015.04.002>
- Hargreaves, J. A. and Tucker, C. S. (2002). Measuring dissolved oxygen concentration in aquaculture. *SRAC Publication No. 4601*, 1-6.
- Hargreaves, J. and Brunson, M. (1996). Carbon Dioxide in Fish Ponds. *SRAC Publication*, 468, 1-6.
- Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I. and Lorito, L. (2004). *Trichoderma* species—opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology* 2(1), 43-56.
- Hermosa, R., Viterbo, A., Chet, I., Monte, E., (2012). Plant-beneficial effects of *Trichoderma* and of its genes. *Microbiology* 158(1), 17–25.
- Hu, Z., Lee, J. W., Chandran, K., Kim, S., Brotto, A. C., and Khanal, S. K. (2015). Effect of plant species on nitrogen recovery in aquaponics. *Bioresource Technology*, 188, 92–98.
- Huet, M. (1970). *Traité de pisciculture*. (4th ed.). Editions Ch. de Wyngaert, Brussels, Belgium p.718.
- Hunt, R. (1978). Plant Growth Analysis: The rationale behind the use of the fitted mathematical function. *Ann. Bot.* 43(2),245-249.
- Hunt, R. (1990). *Basic Growth Analysis Plant Growth Analysis*. London. Unwin Hyman Ltd.
- Hunt, R., Causton, D.R., Shipley, B. and Askew, A.P. (2002). A Modern Tool for Classical Plant Growth Analysis. *Annals of Botany*. 90(4), 485-488.
- Idowu, O., Olawole, O., Idumu, O. and Salami, A. (2016). Bio-control Effect of *Trichoderma asperellum* (Samuels) Lieckf. and *Glomus intraradices* Schenk on

Okra Seedlings Infected with *Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp and *Erwinia carotovora* (Jones). *American Journal of Experimental Agriculture*, 10(4), 1–12.

- Jones, G. L. and Paskins, A. R. (1982). Influence of high partial pressure of carbon dioxide and/or oxygen on nitrification. *Journal Chemical Technology Biotechnology*, 32(1), 213–223.
- Kaewchai, S., Soyong, K. and Hyde, K. (2009). Mycofungicides and fungal biofertilizers. *Fungal Diversity*, 38, 25–50. Recuperado de: <http://doi.org/10.1007/s11046-007-9032-9>
- Koske, R. E. and Gemma, J. N. (1989). A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. *Mycol. Res.* 92, 486-505.
- Krishna, A. (2003). *Capsicum The genus Capsicum*. London. Taylor & Francis Group.
- Krivograd Klemenčič, A., and Griessler T. (2015). The use of vertical constructed wetland and ultrasound in aquaponic systems. *Environmental Science and Pollution Research*, 22, 1420–1430.
- Kumar, S. and Nicholas, D.J.D. (1983). Proton electrochemical gradients in washed cells of *Nitrosomonas europaea* and *Nitrobacter agilis*. *J. Bacteriol.* 154 (1), 65–71.
- Lam, S. S., Ma, N. L., Jusoh, A. and Ambak, M. A. (2015). Biological nutrient removal by recirculating aquaponic system: Optimization of the dimension ratio between the hydroponic & rearing tank components. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 102, 107–115pp. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.ibiod.2015.03.012>
- Latef, A. A. H. A., and Chaoxing, H. (2011). Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on growth, mineral nutrition, antioxidant enzymes activity and fruit yield of tomato grown under salinity stress. *Scientia Horticulturae*, 127(3), 228–233.
- Lekang, O. I. (2007). *Aquaculture engineering*. Singapore, Hong Kong. Blackwell.
- Lennard, W. A. and Leonard, B. V. (2006). A Comparison of Three Different Hydroponic Sub-systems (gravel bed, floating and nutrient film technique) in an Aquaponic Test System. *Aquaculture International*, 14(6), 539–550. Recuperado de: <http://doi.org/10.1007/s10499-006-9053-2>
- Liang, J. Y. and Chien, Y. H. (2013). Effects of feeding frequency and photoperiod on water quality and crop production in a tilapia–water spinach raft aquaponics system. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 85, 693–700.
- Liang, J. Y. and Chien, Y. H. (2015). Effects of photosynthetic photon flux density and photoperiod on water quality and crop production in a loach (*Misgurnus anguillicandatus*) nest fern (*Asplenium nidus*) raft aquaponics system. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 102, 214–222. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.ibiod.2015.02.018>

- Lightbourn, R. L. A. (2011). Manejo del estrés por temperatura en los cultivos. I Congreso Internacional de Nutrición y Fisiología Vegetal Aplicadas. Guadalajara, Jalisco, México. pp. 99-112.
- Lobillo, J.R., Fernández-Cabanás, V.M., Carmona E. y Candón F.J. (2014). Manejo básico y resultados preliminares de crecimiento y supervivencia de tencas (*Tinca tinca* L.) y lechugas (*Lactuca sativa* L.) en un prototipo acuapónico. *Información Técnica Económica Agraria*, 110, (2), 142-159.
- López-Bucio, J., Pelagio-Flores, R. and Herrera-Estrella, A. (2015). *Trichoderma* as biostimulant: exploiting the multilevel properties of a plant beneficial fungus. *Scientia Horticulturae*. 1-15. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.08.043>
- Losordo, T. M., Masser, M. P. and Rakocy, J. (1998). Recirculating aquaculture tank production systems: An overview of critical considerations. *Southern Regional Aquaculture Centre Publication* No 451.
- Love, D., Fry, J., Li, X., Hill, E., Genello, L., Semmens, K. and Thompson, R. (2015). Commercial aquaponics production and profitability Findings from an international survey. *Aquaculture*, 435, 67–74.
- Lovell, R. T. (2002). 13 - Diet and Fish Husbandry. In: J. E. Halver and R. W Hardy (Eds). *Fish Nutrition* (pp. 703–754). Elsevier Science
- Lucas, J. S. and Southgate, P. C. (2013). *Aquaculture: Farming aquatic animals and plants*. (2<sup>nd</sup> ed.) Oxford. Blackwell publishing Ltd.
- Lugtenberg, B. (Ed.). (2014). *Principles of Plant-Microbe Interactions: Microbes for Sustainable Agriculture*. Leiden. Springer.
- Lusk, C.H.; Contreras, O. and Figueroa, J. (1997). Growth, Biomass Allocation and Plant Nitrogen Concentration in Chilean Temperate Rainforest Tree Seedlings: Effects of Nutrient Availability. *Oecologia* 109(1), 49-58.
- Luxmoore, R. J., Stolzy, L. H. and Letey, J. (1970). Oxygen diffusion in the soil-plant system. I. A model. *Agronomy Journal*. 62(1), 317-322.
- Macías Rodríguez, H., Muñoz Villalobos, J. A., Velásquez Valle, M. A., Potisek Talavera, M. D. C. and Villa-Castorena, M. M. (2013). Habanero Pepper: Growing Description in the Yucatán Península. *Revista Chapingo Serie Zonas Áridas*, 12(2), 37–43. Recuperado de: <http://doi.org/10.5154/r.rchsza.2012.06.028>
- Malone R. F. and Beecher L. E. (2000). Use of floating bead filters to recondition recirculating waters in warmwater aquaculture production systems. *Aquacultural Engineering*. 22(1), 57–73.
- Malone, R. F. and Pfeiffer TJ (2006) Rating fixed filmnitrifying biofilters used in recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 34(3), 389–402.

- Mar Vázquez, M., César, S., Azcón, R. and Barea, J. M. (2000). Interactions between arbuscular mycorrhizal fungi and other microbial inoculants (*Azospirillum*, *Pseudomonas*, *Trichoderma*) and their effects on microbial population and enzyme activities in the rhizosphere of maize plants. *Applied Soil Ecology*, 15(3), 261–272. Recuperado de: [http://doi.org/10.1016/S0929-1393\(00\)00075-5](http://doi.org/10.1016/S0929-1393(00)00075-5)
- Mariscal-Lagarda, M. M., Páez-Osuna, F., Esquer-Méndez, J. L., Guerrero-Monroy, I., del Vivar, A. R. and Félix-Gastelum, R. (2012). Integrated culture of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) with low salinity groundwater: Management and production. *Aquaculture*, 366-367, 76–84.
- Marschner, H. (1995). *Mineral nutrition of higher plants*. (2<sup>nd</sup> ed.). London. Academic Press.
- Martínez, G. (2011). *Medidas de crecimiento y su dinámica en organismos multicelulares*. Recopilación de fórmulas e índices aplicados en biología y fisiología vegetal. 23 p. Recuperado de: <http://es.scribd.com/doc/62280900/Medidas-de-crecimiento>
- Martínez-Córdova, L.R., López-Elías, J.A., Leyva-Miranda, G., Armenta-Ayón, L. and Martínez-Porchas, M. (2011). Bioremediation and reuse of shrimp aquaculture effluents to farm white leg shrimp, *Litopenaeus vannamei*: a first approach. *Aquaculture Research*, 42 (10), 1415-1423.
- Martínez-Medina, A., Roldán, A., Albacete, A. and Pascual, J. A. (2011). The interaction with arbuscular mycorrhizal fungi or *Trichoderma harzianum* alters the shoot hormonal profile in melon plants. *Phytochemistry*, 72(2-3), 223–229. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.phytochem.2010.11.008>
- Martínez-Millan, L. (1987). Métodos de evaluación, control y racionamiento en la alimentación práctica. En: J. Espinosa de los Monteros y U. Labarta (Eds.). *Alimentación en Acuicultura*. (pp. 295-325). CAICYT.
- Masser, M. P., Rakocy, J. and Losordo, T. M. (1999). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems Management of Recirculating Systems. *Southern Regional Aquaculture Center*, 452, 1–12.
- Mathivanan, N., Prabavathy, V. and Vijayanandraj, V. (2005). Application of Talc formulations of *Pseudomonas fluorescens* Migula and *Trichoderma viride* Pers. Ex S.F. gray decrease the sheath blight disease and enhance the plant growth and yield in rice. *Journal Phytopathology*, 153(11-12), 697-701.
- Maynard, D. N. and Hochmuth, G. J. (2007). *Handbook for vegetable growers* (5<sup>th</sup> ed.). New Jersey. John Wiley & Sons.
- McGonigle, T. P., Miller, M. H., Evans, D. G., Fairchild, G. L. and Swan, J. A. (1990). A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, 115 (3), 495–501.

- Medina, A., Probanza, A., Gutiérrez-Mañero, F. and Azcón, R. (2003). Interactions of arbuscular-mycorrhizal fungi and *Bacillus* strains and their effects on plant growth, microbial rhizosphere activity (thymidine and leucine incorporation) and fungal biomass (ergosterol and chitin). *Applied Soil Ecology*, 22(1), 15–28. Recuperado de: [http://doi.org/10.1016/S0929-1393\(02\)00112-9](http://doi.org/10.1016/S0929-1393(02)00112-9)
- Medina, M., Jayachandran, K., Bhat, M. G. and Deoraj, A. (2015). Assessing plant growth, water quality and economic effects from application of a plant-based aquafeed in a recirculating aquaponic system. *Aquaculture International*, 1–13. Recuperado de: <http://doi.org/10.1007/s10499-015-9934-3>
- Meincke, M., Krieg, E. and Bock, E. (1989). *Nitrosovibrio* spp, the dominant ammonia-oxidizing bacteria in building sandstone. *Appl. Environmental Microbiology*, 55 (8), 2108–2110.
- Miao, X. W., Zheng, K. X. and Jing, X. Y. (1998). The Speedy Text to Identify Optimal Growth Temperature for Aquatic-Animals. (pp. 407-409). In: Proceedings the second international conference on Recirculating Aquaculture.
- Morard P. and Silvestre J. (1996). Plant injury due to oxygen deficiency in the root environment of soilless culture: a review. *Plant Soil*, 184(2), 243-254.
- Muñoz R. (2003). La producción de plántula en invernadero. En Manual de producción hortícola en invernadero. (pp. 207-230). Celaya, Guanajuato, México. INCAPA.
- Naegel, L.C.A. (1977). Combined production of fish and plants in recirculating water. *Aquaculture*, 10(1), 17-24.
- Nieves-González F., Alejo-Santiago G. y Luna-Esquivel G. (2013). Técnicas sustentables para el manejo de la producción del chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq). *Revista Bio ciencias*, 2(3), 98-101.
- Noh-Medina, J., Borges-Gómez, L. and Soria-Fregoso, M. (2010). Composición nutrimental de biomasa y tejidos conductores en chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.). *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 12(2), 219–228.
- Obando-Moncayo, F. H. (2002). *El transporte de Oxígeno en el suelo. Relaciones agrófísicas básicas. Facultad de ciencias agropecuarias*. Colombia. Universidad de Caldas, Centro Editorial.
- Ojala, J. C., and Jarrell, W. M. (1980). Hydroponic sand culture systems for mycorrhizal research. *Plant and Soil*, 57(2-3), 297-303.
- Pal, K. K. y B. McSpadden Gardener, 2006. Biological Control of Plant Pathogens. The Plant Health Instructor DOI: 10.1094/PHI-A-2006-1117-02.
- Painter, H.A. (1970). A review of literature on inorganic nitrogen metabolism in microorganisms. *Water Research*, 4(6), 393–450.

- Paradjkovic, N., Vinkovic, T. and Iljkic, D. (2007). Hydroponic Cultivation and Biological Protection of Pepper (*Capsicum annum* L.). *Acta Agriculturae Serbica*, 12(23), 19–24.
- Pereira, G., Sánchez, M., Ríos, D. y Herrera, M. A. (2001). Micorrizas vesículo arbusculares y su incidencia en el crecimiento de plántulas de *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh. *Bosque*, 22(2), 39–44.
- Phillips, J.M. and Hayman, D.S. (1970). Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Transactions of the British mycological Society*, 55(1), 158–161.
- Pillay, T. and Kutty, M. (2005). *Feed and nutrition. Aquaculture: Principles and practices* (2nd ed). Oxford, UK; Ames, IA. Blackwell publishing.
- Piper, R. E., McElwain, I. B., Orme, L. E., McCraren, J. P., Fowler, L. G. and Leonard, J. R. (1982). *Fish Hatchery Management*. Washington, D. C. U. S. Fish and Wildlife Service.
- Potgieter, G., Van Der Merwe, M. and Bower, R. (2015). Evaluation of *Trichoderma* bio-catalytic potential on growth and yield of hydroponically grown tomato and spinach plants. *South African Journal of Botany*. 98, 197. Recuperado de: doi:10.1016/j.sajb.2015.03.108
- Pozo, M., Cordier, C., Dumas-Gaudot, E., Gianinazzi, S., Barea, J. and Azcón-Aguilar, C. (2002). Localized versus systemic effect of arbuscular mycorrhizal fungi on defence responses to *Phytophthora* infection in tomato plants. *Journal of Experimental Botany*, 53 (368), 525-534. Recuperado de: doi:10.1093/jexbot/53.368.525
- Prado-Urbina, G. (2006). *Tecnología de producción comercial de chile habanero (Capsicum chinense Jacq)*. Instituto para el desarrollo de sistemas de producción del trópico húmedo de Tabasco. Villahermosa, Tabasco, México.
- Quillere, I., Marie, D., Roux, U. and Gosse, F. (1993). An artificial productive ecosystem based on a fish/bacteria/plant association. 1. Design and management. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 47(1), 13–30.
- Quillere, I., Roux, L., Marie, D., Roux, Y., Gosse, F. and Morot-Gaudry, J. F. (1995). An artificial productive ecosystem based on a fish/bacteria/plant association. 2. Performance. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 53(1), 19–30.
- Rakocy, J. E. (1997). Integrating tilapia culture with vegetable hydroponics in recirculating systems. In: B.A. Costa-Pierce and J.E. Rakocy, (Eds.). *Tilapia Aquaculture in the Americas* (pp. 163–184). World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana.
- Rakocy, J.E. (2010). Aquaponics: integrating fish and plant culture. In: M. B. Timmons, J. M. Ebeling (Eds.). *Recirculating Aquaculture* (2nd ed). (pp. 806-864). Ithaca, NY, Cayuga Aqua Ventures.



- Rakocy, J. E., Bailey, D. S., Shultz, R. C. and Thoman, E. S. (2004). Update on tilapia and vegetable production in the UVI aquaponic system. In: New dimensions on farmed tilapia. *Proceedings of the 6th International Symposium on Tilapia in Aquaculture*.
- Rakocy, J. E. and Hargreaves, J. A. (1993). Integration of vegetable hydroponics with fish culture: a review. In: J. K. Wang (Ed.) *Techniques for modern aquaculture: Proceedings of an Aquaculture Engineering Conference*. (pp. 112-136). American Society of Agricultural Engineers, St. Joseph, Michigan.
- Rakocy, J.E. (1999). Aquaculture engineering: the status of aquaponics: Part 1. *Aquaculture Magazine*, 25, 83–88.
- Raviv, M. and Lieth, J. H. (2008). *Soilless Culture: theory and practice*. London. Elsevier publications.
- Resh, H. M. (2004). *Hydroponic Food Production* (6th ed.). Mahwah, NJ. New concept Press, Inc.
- Resh, H.M. (1995). *Hydroponic food production* (5<sup>th</sup> ed.). Santa Barbara, California. Woodbridge Press Publishing Company.
- Ridha, M. T. and Cruz, E. M. (2001). Effect of biofilter media on water quality and biological performance in the Nile tilapia *Oreochromis niloticus* L. reared in a simple recirculating system. *Aquacultural Engineering*, 24(2), 157–166.
- Rodríguez, H. and Fraga, R. (1999). Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology advances*, 17(4), 319–339.
- Roosta, H. R. and Hamidpour, M. (2011). Effects of foliar application of some macro- and micro-nutrients on tomato plants in aquaponic and hydroponic systems. *Scientia Horticulturae*, 129(3), 396–402.
- Roosta, H. R. and Mohsenian, Y. (2012). Effects of foliar spray of different Fe sources on pepper (*Capsicum annum* L.) plants in aquaponic system. *Scientia Horticulturae*, 146, 182-191. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.scienta.2012.08.018>
- Samuels, G.J. (1996). *Trichoderma*: a review of biology and systematics of the genus. *Mycological Research*, 100(8), 923–935.
- Sánchez C. F. (2008). Perspectivas de horticultura protegida en México. En: Módulo I. Introducción y fundamentos de la horticultura protegida. Primer curso de especialización en horticultura protegida. UACH. Departamento de Fitotecnia, Chapingo, México.
- Santos, M., Segura, M. y Núñez, C. E. (2010). Análisis de crecimiento y relación fuente-demanda de cuatro variedades de papa (*Solanum tuberosum* L.) en el municipio de Zipaquirá (Cundinamarca, Colombia). *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 63(1), 5253–5266.

- Savidov, N. and Brooks, A. B. (2004). *Evaluation and development of aquaponics production and product market capabilities in Alberta*. Crop Diversification Centre South, Alberta Agriculture, Food and Rural Development.
- Savidov, N., Hutchings, E. and Rakocy, J. E. (2007). Fish and plant production in a recirculating aquaponic system: A new approach to sustainable agriculture in Canada. *Acta Horticulturae*, 742, 209–222.
- Sharrer, M. J., Rishel, K. and Summerfelt, S. (2009). Evaluation of geotextile filtration applying coagulant and flocculant amendments for aquaculture biosolids dewatering and phosphorus removal. *Aquacultural Engineering*, 40(1), 1–10.
- Shaw, N. L., Cantliffe, D. J., Hutchinson, C. M., Sargent, S. and Dinkins, D. (2008). Greenhouse Production of the Famous St. Augustine Hot Pepper, the Datil (*Capsicum chinense* var.). *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 121, 230–233.
- Sid Ahmed, A., Ezziyyani, M., Pérez Sánchez, C. and Candela, M. E. (2003). Effect of chitin on biological control activity of *Bacillus* spp. and *Trichoderma harzianum* against root rot disease in pepper (*Capsicum annuum*) plants. *European Journal of Plant Pathology*, 109(6), 633–637.
- Sokal, R. R. y Rohlf, F. J. (1979). *Biometría: principios y métodos estadísticos de la investigación biológica*. Madrid, España. H. Blume Ediciones.
- Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A. and Lovatelli, A. (2014). Small-scale aquaponic food production: integrated fish and plant farming. In: FAO, U. (Ed.), FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper. , pp. 1–262, Rome, Italy.
- Sosa-Rodríguez, T., Jimena-Sánchez, N., Morales-Gutierrez, E. and Cruz-Cortés, F. (2006). Interacción Micorrizas-arbusculares-Trichoderma harzianum (Moniliaceae) y efectos sobre el crecimiento de *Brachiaria decumbens* (Poaceae). *Acta Biológica Colombiana*, 11(1), 43–54.
- Stickney, R. (2000). *Encyclopedia of aquaculture*. New York: John Wiley and Sons.
- Studholme, D.J., Harris, B., LeCocq, K., Winsbury, R., Perer, A.V., Ryder, L., Ward, J.L., Beale, M.H., Thornton, C.R. and Grant, M., (2013). Investigating the beneficial traits of *Trichoderma hamatum* GD 12 for sustainable agriculture-insights from genomics. *Frontiers in Plant Science*, 258(4), 345-357. doi: 10.3389/fpls.2013.00258.
- Summerfelt, S.T., Adler, P.R., Glenn, D.M. and Kretschmann R. (1999). Aquaculture sludge removal and stabilization within created wetlands. *Aquacult. Eng.*, 19 (2), 81–92.
- Taiz L. and Zeiger E. (2002). *Plant Physiology*. Sunderland. Massachusetts. Sinauer Associates, Inc., Publishers.

- Tamasloukht, M., Sejalon-Delmas, N., Kluever, A., Jauneau, A., Roux, C., Becard, G. and Franken, P. (2003). Root Factors Induce Mitochondrial-Related Gene Expression and Fungal Respiration during the Developmental Switch from Asymbiosis to Presymbiosis in the Arbuscular Mycorrhizal Fungus *Gigaspora rosea*. *Plant Physiol.* 131(3), 1468-1478.
- Tchameni, S. N., Ngonkeu, M. E. L., Begoude, B. A. D., Wakam Nana, L., Fokom, R., Owona, A. D. and Kuate, J. (2011). Effect of *Trichoderma asperellum* and arbuscular mycorrhizal fungi on cacao growth and resistance against black pod disease. *Crop Protection*, 30(10), 1321–1327. Recuperado de: <http://doi.org/10.1016/j.cropro.2011.05.003>.
- Thurston, R. V. and Russo, R. C. (1983). Acute toxicity of ammonia to rainbow trout. *Transactions of the American fisheries Society* 112(5), 696-704.
- Tidwell, J. (2012). *Aquaculture Production Systems*. Frankfort, Kentucky, USA: John Wiley & Sons.
- Timmons, M.B. and Ebeling, J.M. (2010). *Recirculating Aquaculture* (2nd ed.). Ithaca, NY, USA. Cayuga Aqua Ventures
- Timmons, M.B., Ebeling, J.M., Wheaton, F.W., Summerfelt, S.T. and Vinvi, B.J. (2002). *Recirculating aquaculture systems* (2nd ed.). Ithaca, NY, USA. Cayuga Aqua Ventures.
- Tokuyama, T., Mine, A., Kamiyama, K., Yabe, R., Satoh, K., Matsumoto, H. and Itonaga, K. (2004). *Nitrosomonas communis* strain YNSRA, an ammonia-oxidizing bacterium, isolated from the reed rhizoplane in an aquaponics plant. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 98(4), 309–312. Recuperado de: <http://doi.org/10.1263/jbb.98.309>
- Tran-Duy, A., Schrama, J. W., Van Dam, A. and Verreth, J. (2008). Effects of oxygen concentration and body weight on maximum feed intake, growth and hematological parameters of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*, 275(1), 152–162.
- Troell, M., Joyce, A., Chopin, T., Neori, A., Buschmann, A. H. and Fang, J. G. (2009). Ecological engineering in aquaculture-Potential for integrated multi-trophic aquaculture (IMTA) in marine offshore systems. *Aquaculture*, 297(1), 1-9.
- Tucuch-Haas, C. J., Alcántar-González, G., Ordaz-Chaparro, V. M., Santizo-Rincón, J. A., and Larqué-Saavedra, A. (2012). Producción y calidad de chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) con diferentes relaciones  $\text{NH}_4^+/\text{NO}_3^-$  y tamaño de partícula de sustratos. *Tierra Latinoamericana*, 30(1), 9–15.
- Tyson, R. V., Simonne, E. H., Treadwell, D. D., Davis, M. and White, J. M. (2008). Effect of Water pH on Yield and Nutritional Status of Greenhouse Cucumber Grown in Recirculating Hydroponics. *Journal of Plant Nutrition*, 31(11), 2018–2030. Recuperado de: <http://doi.org/10.1080/01904160802405412>

- Tyson, R. V., Simonne, E. H., White, J. M. and Lamb, E. M. (2004). Reconciling Water Quality Parameters Impacting Nitrification in Aquaponics: The pH Levels. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 117, 79–83
- Urbanc-Bercic, O. and Gaberscik, A. (1989). The influence of temperature and light intensity on activity of water hyacinth (*Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms.). *Aquatic Botany* 35(3), 403-408.
- Valentín-Miguel, M. C. (2001). Crecimiento y extracción de macronutrientes del chile de agua (*Capsicum chinense*). Tesis maestría en ciencias horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de fitotecnia. Instituto de horticultura. Chapingo, México, 104 p.
- Vara-Moreno, J. C. (2012). *Crecimiento y desarrollo del chile habanero (Capsicum chinense Jacq.) y chile comapeño (Capsicum annuum L.) en tres diferentes sustratos, bajo condiciones de agricultura protegida*. Trabajo de experiencia recepcional. Universidad Veracruzana, p. 44.
- Venus, J.C. and Causton, D.R. (1979). Plant growth analysis: a re-examination of the methods of calculation of relative growth and net assimilation rates without using fitted functions. *Annals of Botany*. 43(5), 633-638.
- Villa, C. M., Catalán, V. E., Inzunza, I. M., Román L. A., y Macías R. H. (2010). Población de plantas y manejo de la solución nutrimental del chile habanero (*Capsicum chinense* Jacq.) en invernadero. En: J. J. Martínez, M. Vázquez, R. Santana y A. Martínez (Eds). *XXII Semana Internacional de Agronomía FAZ-UJED* (pp. 569-573). Talleres de Carmona Impresores S. A. de C. V.
- Villar, R., Ruíz-Robledo, J., Quero, J., Poorter, H., Valladares, F. y Marañón, T. (2008). Tasas de crecimiento en especies leñosas: aspectos funcionales e implicaciones ecológicas (pp. 193-230). En: F. Valladares. *Ecología del bosque mediterráneo en un mundo cambiante* (2nd ed.). Ministerio de medio ambiente. EGRAF, S.A. Madrid.
- Villarroel, M., Alvariño, J. M. R. and Duran, J. M. (2011). Aquaponics: integrating fish feeding rates and ion waste production for strawberry hydroponics. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 9(2), 537–545. Recuperado de: <http://doi.org/10.5424/sjar/20110902-181-10>
- Watson, S.W. (1971). Taxonomic considerations of the family *Nitrobacteraceae* Buchanan. *Int. J. Syst. Bacteriol.* 21(3), 254–270.
- Yamamoto, T., Takaki, K., Koyama, T. and Furukawa, K. (2008). Long-term stability of partial nitrification of swine wastewater digester liquor and its subsequent treatment by Anammox. *Bioresour. Technol.* 99(14), 6419–6425.
- Zar, J.H. (1984). *Biostatistical analysis* (2nd ed.). New Jersey. Prentice-Hall.