

**EVALUACIÓN DE CEPAS DE (*Azospirillum* sp.) Y MALLAS
SOMBRA DE COLORES SOBRE LA MORFOLOGIA Y
BIOQUÍMICA DE LA LECHUGA.**

JUAN MANUEL RUIZ NIEVES

TESIS

**Presenta como Requisito Parcial para
Obtener el Grado de:**

**MAESTRO EN CIENCIAS
EN HORTICULTURA**



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
AGRARIA
ANTONIO NARRO**

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Junio del 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA GARARÍA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO

Evaluación de cepas de *Azospirillum* sp y mallas sombra de colores sobre la morfología y bioquímica de la lechuga.

Por

Juan Manuel Ruiz Nieves

Elaborada bajo la Supervisión del Comité Particular de Asesoría y aprobada como requisito parcial, para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

EN HORTICULTURA

COMITÉ PARTICULAR

Asesor Principal


Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal


Asesor



Dr. Valentín Robledo Torres

Asesor


Dr. Adalberto Benavides Mendoza

Asesor


Dr. Víctor Manuel Zamora Villa


Dr. Fernando Ruiz Zarate
Subdirector de postgrado

Buenavista, Saltillo, Coahuila. Junio del 2012

AGRADECIMIENTOS

A **DIOS** nuestro señor , a la Virgen de Guadalupe y al Ángel de la guarda quienes me han conservado con vida y salud, además de permitirme culminar con este proyecto de formación, gracias por protegerme y llevarme entre sus brazos en los momentos más difíciles de mi vida, y no haberme desamparado en ningún momento.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro** por permitirme seguir formándome como profesionista.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (**CONACYT**), por su apoyo brindado en el financiamiento de mis estudios de Maestría.

A la **Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal**, gracias, por haberme brindado la oportunidad de trabajar con ella y su equipo de colaboradores, por su tiempo, comprensión, paciencia, además de los consejos y apoyo otorgados durante mi estancia en la Universidad y principalmente por su amistad y confianza.

Al **Dr. Valentín Robledo Torres**, por sus sugerencias, apoyo y cooperación en la realización de este proyecto.

Al **Dr. Adalberto Benavides Mendoza**, por sus sugerencias, apoyo, cooperación y observaciones hechas en la realización de este trabajo.

Al **Dr. Víctor Manuel Zamora Villa**, por sus explicaciones y participación en la realización de este proyecto.

Al **Ing. Juan Manuel Ramírez Cerda**, por sus sugerencias, cooperación en el trabajo de campo, además por su amistad.

A la **T. A. Laura María Durón Ochoa**, por el apoyo y amistad otorgados en la realización de este proyecto.

A la **T. A. María Guadalupe**, por el apoyo y confianza brindados en la realización de este proyecto.

Al **T. A. Carlos Alberto Arévalo Sanmiguel**, por la cooperación a este trabajo en análisis de laboratorio.

A los compañeros de licenciatura: Martín Hernández Salinas, Modesto Castillo, Agustín Domínguez Tamayo, Adrián Ramos Pinto, Salvador Hernández, Ángel, Horacio, Lino Ramírez, Lino Hernández, Rufino Peñate, Romeo Rueda, gracias por su apoyo en la realización de esta tesis.

DEDICATORIAS

Son muchas las personas especiales, a las que me gustaría agradecer su amistad, apoyo, ánimo y compañía en las diferentes etapas de mi vida. Algunas están aquí conmigo y muchas otras en mis recuerdos y en el corazón. Sin importar en donde estén o si alguna vez llegan a leer estas dedicatorias quiero darles las gracias por formar parte de mi vida durante mi estancia en la tierra, por todas las cosas y enseñanzas que me han brindado y por todas sus bendiciones.

Mamá, Papá, gracias por, su apoyo y la confianza que tienen depositada en mí, nunca me cansaré de dar gracias a dios por haberme dado la dicha de ser su hijo, gracias por entenderme y estar siempre disponibles cuando les necesito.

A mis hermanas Miriam Yahaira, Laura, Christian y Estefania, gracias, por estar siempre conmigo y apoyarme incondicionalmente en todos mis proyectos, las amo.

A mis hermanos Yoshio y Diego Josué, gracias por estar siempre conmigo en las buenas y en las malas y apoyarme siempre, los quiero.

A mi amiga Violeta Aspeitia, por su amistad, cariño, compañía y apoyo incondicional durante mis estudios en la maestría.

A todas mis amigas y amigos sin excluir alguno (a), pero en especial a Virginia Mendoza Aguilar, Leonarda Montes Alvarado, Margarita Tapia García, Alfonso Cortes, Cecilia Arellano Yáñez, Eida Guadalupe, Helia de la Rosa Betancourt, gracias por todos los momentos que compartimos juntos, por todo el apoyo y en especial su amistad.

A todos mis profesores no solo de la maestría sino de toda mi vida: muchas gracias, porque de alguna manera forman parte de lo que soy ahora.

Al más especial de todos, a ti **Señor** que hiciste este sueño realidad, por todo el amor con el que me rodeas y por poner ángeles en mi camino y porque siempre me llevas en tus brazos.

Juan Manuel.

COMPENDIO

EVALUACIÓN DE CEPAS DE *Azospirillum* sp. Y MALLAS SOMBRA DE COLORES SOBRE LA MORFOLOGIA Y BIOQUÍMICA DE LA LECHUGA.

POR:

JUAN MANUEL RUIZ NIEVES

MESTRIA EN CIENCIAS

EN HORTICULTURA

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

Buenavista, Saltillo, Coahuila. Junio de 2012

Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal – Asesora

Palabras claves: lechuga, *Azospirillum*, mallas sombra, morfología, bioquímica

El experimento se desarrolló con el objetivo de evaluar la respuesta que tienen las bacterias del género *Azospirillum* inoculando semillas y plántulas de lechuga, así como su interacción con las mallas sombra de colores, buscando determinar que cepa, concentración de nitrógeno adicionada y color de malla favorecen el crecimiento, desarrollo, calidad y rendimiento en el cultivo de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes cultivadas en masetas con suelo franco-arcillo-limoso como sustrato, evaluando parámetros agronómicos y bioquímicos, cultivadas en el ciclo primavera verano 2011, se hicieron dos inoculaciones la primera a las semillas y la segunda en el momento del trasplante, con cepas de *Azospirillum*, aisladas por Mendoza , (2009) C3, C5 y Sp7 proporcionada por Caballero (2010) y la mezcla de la C3 +C5, a una concentración de 10^9 UFC ml⁻¹ distribuidas en 33 tratamientos los cuales contenían estas bacterias más la solución nutritiva Schuartz (1975) con nueve concentraciones de nitrógeno, 100, 75, 50, 25, 20, 15, 10 5, 0 % y un testigo.

Se evaluó el peso fresco de las hojas (PFH) y seco de hojas (PSH), número de hojas (NH), peso fresco (PFR) y seco de la raíz (PSR), longitud de la raíz (LR), clorofilas a, b y c (CA, CB y CC), carotenoides totales (CT) , vitaminas A y C (VA y VC), minerales (N, P, K, Ca, Fe y Mg), además se cuantificó la viabilidad de *Azospirillum* en la rizósfera de la planta en UFC ml⁻¹.

En los resultados se encontró que las cepas de *Azospirillum* sp aisladas por Mendoza (2009), más la solución nutritiva (Schuartz, 1975) en concentraciones inferiores al 20 % de nitrógeno cultivadas bajo las mallas de colores tuvieron efecto sobre todas las variables agronómicas y bioquímicas en

el cultivo de lechuga excepto para rendimiento, carotenoides totales y clorofilas, la malla roja presentó influencia sobre peso seco de las hojas, en el tratamiento que contenía el 100 % de nitrógeno químico, peso fresco de la raíz, peso seco de la raíz, longitud de raíz, número de hojas, contenido de carotenoides totales, vitamina C, fósforo y magnesio, el peso seco de la raíz, la concentración de minerales en las hojas de lechuga como calcio, fierro, potasio y nitrógeno presentaron respuesta dentro de la malla negra, también la malla blanca influyó sobre la concentración de potasio y nitrógeno en las hojas de lechuga.

En cuanto a peso fresco de las hojas, rendimiento, vitamina A, clorofila a, b y c no hubo influencia por parte de las mallas ya que los pesos y concentraciones más altos se obtuvieron de las plantas cultivadas sin malla, además la inoculación con *Azospirillum* sp., favoreció el rendimiento pues la cepa Sp7 + 15 % N y la C3 + 20 % N ambas sin cubierta superan al testigo en 217% y 208% respectivamente, habiendo diferencias significativas en todas las demás variables evaluadas como respuesta a la inoculación y la influencia de las mallas sombra.

ABSTRACT

**EVALUATION STRAINS OF *Azospirillum* sp. And NETS COLORS SHADE
ON THE MORPHOLOGY AND BIOCHEMISTRY OF LETUCCE.**

BY

JUAN MANUEL RUIZ NIEVES

MASTER SCIENCE IN

HORTICULTURE

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

Buenavista, Saltillo, Coahuila. June 2012

Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal – Adviser—

Key words: lettuce, *Azospirillum*, shade nets, morphology, Biochemistry

The experiment was developed with the purpose of knowing the effect of the interaction of bacteria of *Azospirillum* genus with shade net colors in the cultivation of lettuce (*Lactuca sativa* L.) variety Great Lakes, grown in pots with loam-clay loam, evaluating agronomic parameters and biochemical screens were developed under the shade of color at the spring- summer cycle 2011, were inoculated lettuce seeds with *Azospirillum* strains, strains 3, 5 and Sp7 and the mixture of 3 and 5, at a concentration of 10^9 CFU ml⁻¹ in 32 treatments and chemical control (Solution Schuartz, 1975).

The evaluated variables were: leaf fresh weight (LFW), dry weight of leaves (DWL), leaf number, root fresh weight (RFW), root fresh weight (RFW), root length (RL), chlorophyll (a, b y c) (CA, CB, CC), total carotenoids (TC), vitamins a and c (VA, VC), minerals (N, P, K, Ca, Fe and Mg) as well as the UFC ml⁻¹ was quantified and viability of *Azospirillum* in the rizosphere of the plant.

The treatments that contained the *Azospirillum* strains isolated by Mendoza (2009), plus the nutritive solution Schuartz, (1975), at least 20% of concentration of nitrogen, that had been under a color net shade, had effect at the concentration of the determinate components the most of the evaluated variables, except to: fresh leaves weight, yield, vitamin A, and the chlorophylls a, b and c.

The inoculation with *Azospirillum* sp, favored the yield, the strain Sp7 + 15 % N and the C3 + 20 % N both without cover, they overcome at the control in 217% y 208% respectively, with significant differences in all the evaluated variables in answer of inoculation and the influence of the nets shade, they had

a total different behavior, overcome the absolute control. The mineral content had influence by the strain in all the treatments except in calcium; moreover they were favored by the influence of the net shade colors.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	PÁGINA
I. INTRODUCCIÓN.....	1
OBJETIVO.....	4
OBJETIVOS ESPECIFICOS.....	4
HIPÓTESIS.....	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1 Antecedentes históricos del cultivo de lechuga.....	5
2.2 Taxonomía de la lechuga.....	5
2.3 Clasificación agronómica.....	6
2.4 Calidad de la lechuga.....	7
2.5 Contenido nutricional y principales usos.....	7
2.5.1. Valor nutritivo.....	8
2.6 Mallas sombra de colores.....	8
2.6.1. Material de las mallas sombra.....	9
2.6.2. Ventajas de las mallas sombra.....	10
2.7 Luz.....	12
2.8 Factores ambientales en el desarrollo de los cultivos.....	13
2.9 La luz sobre la biósfera.....	14
2.10 Captación de la luz en las hojas.....	14
2.11 Fotomorfogénesis.....	15
2.12 Temperatura.....	17
2.13 Humedad relativa del aire.....	17
2.14 Biofertilizantes.....	17
2.15 Género <i>Azospirillum</i>	18
2.16 Ventajas del uso de <i>Azospirillum</i> sp y respuesta agronómica.....	19
2.17. Distribución y aislamiento.....	22
2.18. Identificación.....	22
2.19. Inoculación y respuesta agronómica.....	23
2.20. Componentes de calidad de la lechuga.....	27
2.21. Componentes bioquímicos de la lechuga.....	29
2.21.1. Carotenoides.....	28
2.21.2. Vitamina A.....	29
2.21.3. Vitamina C.....	30
2.21.4. Clorofilas A, B y C.....	31
2.22. Minerales.....	32

2.22.1. Calcio.....	33
2.22.2. Magnesio.....	34
2.22.3. Potasio.....	35
2.22.4. Nitrógeno.....	36
2.22.5. Hierro.....	38
2.22.6. Fósforo.....	40
2.23. Viabilidad de <i>Azospirillum</i> en la rizosfera de la planta.....	41
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	45
3.1 Ubicación geográfica del área experimental.....	45
3.2 sustrato.....	45
3.3 Material vegetal.....	46
3.4 Sistema de riego.....	46
3.5 Solución nutritiva.....	47
3.6 Espacio físico.....	47
3.7 Diseño experimental.....	47
3.8 Variables evaluadas.....	48
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	50
V. CONCLUSIONES.....	76
VI. ARTICULO.....	78
VII. LITERATURA CITADA.....	95
VIII. APENDICE.....	116

ÍNDICE DE CUADROS

		PÁGINA
Cuadro 1 A.	Resultados del Análisis del Suelo utilizado como sustrato, análisis físico.....	117
Cuadro 2 A.	Análisis de Fertilidad del suelo utilizado como sustrato.....	117
Cuadro 3 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 100 % de nitrógeno...	117
Cuadro 4 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 75 % de nitrógeno...	117
Cuadro 5 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 50 % de nitrógeno.....	118
Cuadro 6 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 25 % de nitrógeno.....	118
Cuadro 7 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 20 % de nitrógeno.....	118
Cuadro 8 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 15 % de nitrógeno...	119
Cuadro 9 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 10 % de nitrógeno...	119
Cuadro 10 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 5 % de nitrógeno.....	120
Cuadro 11 A.	Solución nutritiva (Schuartz, 1975) al 0 % de nitrógeno.....	120
Cuadro 12 A.	Cuadros medios de variables agronómicas de plántulas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ adicionadas con nitrógeno, bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.....	120
Cuadro 13 A.	Comparación de medias de las variables agronómicas en plantas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt ...	121
Cuadro 14 A.	Comparación de medias de las variables agronómicas en	

	plantas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno a los 60 días ddt.....	121
Cuadro 15 A.	Cuadros medios realizado, a las variables bioquímicas de plántulas de lechuga, (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ adicionadas con nitrógeno, bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.....	122
Cuadro 16 A.	Comparación de medias de las variables bioquímicas en plantas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt....	123
Cuadro 17 A.	Comparación de medias de las variables bioquímicas en plantas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno a los 60 días ddt.....	123
Cuadro 18 A.	Cuadros medios realizado, al contenido de minerales en hojas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.....	124
Cuadro 19 A.	Comparación de medias del contenido de minerales en hojas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt....	124
Cuadro 20 A.	Comparación de medias del contenido de minerales en hojas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno a los 60 días ddt.....	125
Cuadro 21 A.	Comparación de medias en la raíz de plantas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, inoculadas con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, a los 190 ddt.....	126
Cuadro 22 A.	Comparación de medias realizadas a la raíz de las plantas de lechuga (<i>Lactuca sativa</i> L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, a los 190	

	ddt.....	126
Cuadro 23 A.	Determinación del % de los dos mejores tratamientos para cada una de las variables agronómicas comparadas con el testigo.....	127
Cuadro 24 A.	Determinación del % de los dos mejores tratamientos para cada una de las variables bioquímicas comparadas con el testigo.....	127
Cuadro 25 A.	Determinación del % de los dos mejores tratamientos para cada uno de los minerales comparados con el testigo.....	128

INDICE DE FIGURAS

Figura 4.1 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en peso fresco de las hojas (PFH) a los 60 ddt.....	53
Figura 4. 2 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en peso seco de las hojas (PSH) a los 60 ddt	54
Figura 4. 3 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en peso fresco de la raíz (PFR) a los 60 ddt.....	55
Figura 4.4 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en peso seco de la raíz (PSR) a los 60 ddt.....	54
Figura 4. 5 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ adicionadas con nitrógeno, en longitud de raíz (LR) a los 60 ddt.....	57
Figura 4. 6 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ adicionadas con nitrógeno, en número de hojas (NH) a los 60 ddt.....	60
Figura 4.7 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en rendimiento (REND) a los 60 ddt.....	61
Figura 4.8 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en carotenoides totales (CT) a los 60 ddt.....	62
Figura 4. 9 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en vitamina A (V.A) a los 60 ddt.....	60
Figura 4.10 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en vitamina C	

	(V.C) a los 60 ddt.....	63
Figura 4.11 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ adicionadas con nitrógeno, en clorofila a (C.A) a los 60 ddt.....	64
Figura 4.12 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en clorofila b (C.B) a los 60 ddt.....	65
Figura 4.13 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en clorofila c (C.C) a los 60 ddt.....	66
Figura 4.14 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en calcio (Ca) a los 60 ddt.....	68
Figura 4.15 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en magnesio (Mg) a los 60 ddt.....	69
Figura 4.16 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en potasio (K) a los 60 ddt.....	70
Figura 4.17 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en nitrógeno (N) a los 60 ddt.....	71
Figura 4.18 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en hierro (Fe), a los 60 ddt.....	72
Figura 4.19 A.	Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de <i>Azospirillum</i> sp, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , adicionadas con nitrógeno, en fósforo (P) a los 60 ddt.....	74
Figura 4.20 A.	Determinación de la interacción de cepas de <i>Azospirillum</i> sp y porcentaje de nitrógeno en la rizósfera de plantas de lechuga, a 10^9 UFC ml ⁻¹ , a los 190 ddt.....	75

I. INTRODUCCIÓN

La lechuga es una de las hortalizas más importantes en la dieta del hombre a nivel mundial, según Sánchez (2010) el cultivo de lechuga ha venido en aumento en los últimos años y su consumo cada día es más popular, debido al crecimiento de restaurantes de comida rápida (Theodoracopoulos *et al.*, 2009).

México en el 2006 fue el décimo productor de lechuga a nivel mundial con 274,000 ton, ocupando el octavo lugar en exportación (Financiera R, 2008). Actualmente el país cuenta con una superficie de 16, 415.82 ha, produciendo dicho cultivo, con una producción media de 20.77 ton/ha. Originando un valor de la producción de \$ 2, 723.54 mdp. (SAGARPA- SIAP, 2011).

En las últimas décadas, la agricultura mundial se ha orientado hacia un incremento y dependencia de insumos sintéticos, intensificación y búsqueda de una mayor tasa de retorno financiero. Sin embargo, con el afán de elevar productividad y rentabilidad agrícola, se ha contribuido gradualmente al deterioro ambiental (Pérez y Landeros, 2009). Un ejemplo de ello es la contaminación del agua subterránea por nitratos producto de la fertilización excesiva, y las consecuencias asociadas a este deterioro pueden repercutir sobre la salud de las comunidades a corto, mediano o largo plazo (Larios, 2009)

el ión nitrato es un componente a considerar en el estudio de cultivos hortícolas, debido a su potencial de acumulación en la planta (Mensinga *et al.*, 2003; Lundberg *et al.*, 2004 y 2008; Camargo y Alonso, 2006).

Las hortalizas que se aprovechan por sus hojas, son claramente, las que mayor concentración de nitratos presentan (EFSA, 2008). Otra preocupación derivada de la presencia de nitratos en agua potable, por la formación endógena de N-nitrosocompuestos de efectos cancerígenos, como las nitrosaminas (López, 1981). Son agentes teratógenos, mutagénicos y probables carcinógenos, altamente peligrosos para la salud humana. Se originan como consecuencia de la reacción de las aminas secundarias (aromáticas y alifáticas) con el ácido nitroso (Antón y Lizaso, 2003).

Tratando de evitar estos efectos se ha optado por utilizar las Bacterias Promotoras de crecimiento de las plantas (BPCP), ya que son microorganismos fijadores de nitrógeno atmosférico y a su vez producen fitohormonas que aprovechan las plantas para llevar a cabo su desarrollo (Villegas *et al.*, 2010).

La práctica en la inoculación con bacterias rizosféricas puede aportar diferentes beneficios a los cultivos desde el momento de la germinación hasta estadios de su desarrollo posterior, lo que determina incrementos en la producción (Di Bárbaro *et al.*, 2005). Por otro lado (Díaz *et al.*, 2001), reporta que las bacterias promotoras de crecimiento tienen potencial para emplearse en la producción de plántulas de interés hortícola con efectos directos e indirectos. El efecto directo consiste en un efecto en la movilización de nutrientes solubles, seguido por el incremento en la absorción de las plantas (Lifshitz *et*

al., 1987), la producción de antibióticos para control de hongos, bacterias, virus (Hoffland *et al.*, 1997) y de fitohormonas (auxinas, giberelinas, citocininas y etileno) (Chanway, 1997). Los efectos indirectos incluyen la fijación de N₂ por el aumento en la actividad nitrogenasa (Zhang *et al.*, 1997), los cuales inducen resistencia sistémica a la planta (Chanway, 1997). Sin embargo, su aplicación debe resultar económica, sin detrimento de los rendimientos (Villar *et al.*, 2005).

Aunado a lo anterior en los últimos años se ha detectado un cambio en las variables climáticas, provocado por factores biofísicos y humanos. La respuesta de los sistemas biológicos a los vectores de cambio como el aumento de la temperatura media, la concentración de CO₂, el cambio de los patrones de precipitación, el aumento de la severidad y frecuencia de eventos extremos, en los sistemas biológicos de ambientes acuáticos y terrestres (Lorente *et al.*, 2004).

Con el objetivo de minimizar los efectos de estos factores se utilizan las mallas plásticas para proteger los invernaderos, árboles frutales y plantas ornamentales, de la radiación, insectos, pájaros, granizo, viento, nieve y lluvias torrenciales (Castellano, 2006). Por otra parte Retamales (2006) reporta que los colores de las mallas producen cambios significativos en el comportamiento reproductivo y algunos parámetros vegetativos de las plantas de arándanos incrementando los rendimientos con las cubiertas (blanca 50%, gris 35%, y rojo 50%).

OBJETIVO

Evaluar la respuesta morfológica y bioquímica de la lechuga (*Lactuca sativa* L.) con la inoculación de *Azospirillum* sp, a concentración de 10^9 UFC ml^{-1} y su interacción con el color de las mallas sombra.

OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Evaluar la cepa de *Azospirillum* que mejora las características morfológicas y bioquímicas de la lechuga
- Determinar el color de malla que favorece la producción
- Determinar la concentración de nitrógeno adicionada que incrementa el rendimiento en lechuga
- Evaluar viabilidad del *Azospirillum* sp. en la rizósfera de la planta

HIPÓTESIS

Que al menos una de las de las cepas individuales o mezcladas de *Azospirillum* sp, mejoran las características morfológicas y bioquímicas de plantas de lechuga, así como el rendimiento, dicho efecto se incrementará con el uso de mallas sombra de colores.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes históricos del cultivo de lechuga

La lechuga tiene su centro de origen en la cuenca del Mediterráneo, los primeros indicios de su existencia datan de aproximadamente 4,500 años A. C. en grabados encontrados en tumbas egipcias, en donde se observan lechugas similares a las conocidas como tipo espárrago.

También fue conocida y cultivada por los antiguos persas, griegos y romanos, desde el mediterráneo su cultivo se expandió rápidamente por Europa y fue introducida en América por los primeros colonizadores en el año 1494 y su cultivo se difundió rápidamente (Promosta, 2005).

2.2. Taxonomía de la lechuga (Promosta, 2005).

Reino.....Vegetal

Clase.....Angiosperma

Sub- Clase..... *Magnoliopsidas*

Familia..... *Asteraceae*

Género.....*Lactuca*

Especie.....*Lactuca sativa*

Nombre Científico.....*Lactuca sativa* L.

Nombre Común: Lechuga (español), lettuce (inglés), laitue (francés).

2.3. Clasificación Agronómica

La lechuga es una planta anual de la familia de las Compuestas, corresponde a la especie *Lactuca sativa*, presenta una gran diversidad genética ya que existen diferentes tipos, caracterizadas por sus tipos de hojas y hábitos de crecimiento. Se clasifican en diferentes variedades dentro de las cuales se encuentran la de hoja suelta *Lactuca sativa* cv. Crispa, conocidas como escarolas ya que sus hojas son numerosas y de borde irregular (crespo); y las lechugas de cabeza *Lactuca sativa* cv. capitata Janchen que presentan hojas lisas, orbiculares y de textura suave o mantecosa con hojas internas que forman un cogollo amarillento al envolver a las más nuevas, formando una cabeza (Promosta, 2005).

El fruto: Después de la autofecundación se producen frutos secos, indehiscentes y uniseminados llamados aquenios, de 2 a 3 mm, de largo, blancos o negros, y conocidos en términos prácticos como la “semilla” de la especie.

La semilla: En algunas variedades de lechuga tienen un periodo de latencia después de su recolección, que es inducido por altas temperaturas.

Raíz: No llega nunca a sobrepasar los 25 cm. de profundidad, es pivotante, corta y con ramificaciones.

Hojas: Las hojas están colocadas en roseta, desplegadas al principio; en unos casos siguen así durante todo su desarrollo (variedades romanas), y en otros se acogollan más tarde. El borde de los limbos pueden ser lisos, ondulados o aserrados.

Tallo: Es cilíndrico y ramificado.

Flores: Son capítulos florales amarillos dispuestos en racimos o corimbos (Promosta, 2005).

2.4. Calidad de la lechuga

En general debe ser una lechuga limpia, libre de enfermedades y plagas, que presente características similares de la variedad, buena forma, firmeza, hojas túrgidas y sin deshidratación, limpieza, pedúnculo entre 1 y 1.5 cm de largo, madura, libre de manchas, enfermedades por hongo, bacterias o virus, pudrición, huevos de insectos, tierra, hojas quebradas, daño mecánico, cicatrices y tamaño de acuerdo a la variedad (Colonia, 2008).

2.5. Contenido nutricional y principales usos

Rozano *et al.*, (2004) mencionan que el contenido de agua en la lechuga es alto de 94 %, además posee un bajo valor energético, por lo que puede utilizarse en las dietas hipocalóricas o para disminuir de peso.

Esta hortaliza se caracteriza por ser rica en calcio, fibra, vitamina A, C, E y K, teniendo en las hojas exteriores mayor cantidad, con lo que protege ante la osteoporosis y aporta mucho potasio y fósforo, ácido fólico, se utiliza en fresco en ensaladas, industrialmente para la fabricación de cremas cosméticas (Alzate, 2008).

2.5.1. Valor nutritivo

La lechuga, contiene en 100 g de materia húmeda

Carbohidratos (20.1 g), proteínas (8.4 g), lípidos (1.3 g), calcio (0.4 g), fósforo (138.9 mg), vitamina C (12.5 mg), hierro (7.5 mg), niacina (1.3 mg), riboflavina (0.6 mg), tiamina (0.3 mg), vitamina A (1155 U.I.), calorías (18 cal), (Alzate, 2008).

2.6. Mallas sombra

La agricultura cada vez se encuentra en un ambiente menos amigable, por la combinación de los procesos de urbanización y cambios del clima global, una de las estrategias para subsanar esta problemática es la protección de los cultivos, siendo la malla sombra una solución efectiva contra los riesgos ambientales (Shahak *et al.*, 2004).

Las mallas sombra fotoselectivas están diseñados para filtrar selectivamente diversos componentes espectrales de la radiación solar (rayos UV, PAR e infrarrojo) y / o transformar la luz directa en luz dispersa. La manipulación del espectro tiene como objetivo promover específicamente

respuestas fisiológicas y morfogénicas deseadas (Shahak *et al.*, 2004 b), otros beneficios potenciales se relacionan con efectos fotoselectivos sobre las plagas, los insectos benéficos o enfermedades (Shahak *et al.*, 2008 b).

La fracción de la luz que pasa libremente a través de los hoyos no cambia en su calidad, mientras que la fracción que golpea en los hilos se dispersa y se modifica espectralmente (Shahak y Gussakovsky, 2004).

Las plantas responden a cambios que ocurren en la radiación del espectro electromagnético a las cuales son expuestas a través de alteraciones en la morfología, funciones que resultan de la adaptación a diferentes condiciones ambientales (Kasperbauer y Hamilton, 1984), cuyas alteraciones están mediadas por pigmentos, conocidos como fitocromos los cuales tienen picos de absorción en las regiones del espectro, azul, rojo y ultravioleta (Li *et al.*, 2000), estos fotorreceptores son capaces de detectar variaciones en la composición de la luz, e induce respuestas fotomorfogénicas (Kim *et al.*, 2004).

Las mallas sombra fotoselectivas incluyen mallas de colores como rojo, amarillo, verde y azul, así como mallas de colores neutros tales como, perla, blanco y gris con absorción en las bandas espectrales más largas o más cortas en el rango de luz visible (Rajapakse y Shahak, 2007).

2.6.1. Material de las mallas sombra

Las mallas son generalmente hechas de polietileno de alta densidad $\rho=0.94 - 0.99 \text{ g cm}^{-3}$, excepto para las cubiertas antigranizo, las cuales son hechas de polipropileno $\rho= 0.90 - 0.91 \text{ g cm}^{-3}$ (Scarcia et al., 2005), en cuya estructura se hallan pigmentos especiales con aditivos para modificar el espectro en las regiones de la luz visible y/o UV, FR e IR (Shahak, 2004; Polysack, 2008).

2.6.2. Ventajas de las mallas sombra

Brindan protección de la radiación solar excesiva, del viento, granizo insectos voladores, animales, lluvia, aves, áfidos, mejora del microclima para las plantas, reducción del calor y como consecuencia descenso del estrés calórico (Shahak *et al.*, 2004; Briassoulis *et al.*, 2007), ahorro en el uso de pesticidas (Shahak *et al.*, 2008) mejoran la evapotranspiración, reduciendo notablemente efectos negativos causados por la permeabilidad (Rana *et al.*, 2004), además de la productividad, calidad y homogeneidad de plantas y frutas (Castellano *et al.*, 2008), las mallas alteran de manera significativa la calidad de la luz recibida por las plantas, las cuales han originado cambios en el braceo, la extensión de los brotes, tamaño y calidad de la fruta (Oren *et al.*, 2001), permitiendo la manipulación del crecimiento, desarrollo de la planta y aumentar la proporción relativa de la luz difusa así como absorber varias bandas espectrales (Pérez *et al.*, 2006), estos efectos pueden influir en los cultivos, así como en organismos asociados con ellos, se ha demostrado que el espectro de

luz aumenta la ramificación y el número de flores por planta (Nissim *et al.* 2008). Las mallas sombra de colores también puede aumentar la dispersión de la luz en un 50% o más (Nissim *et al.* 2008).

Los fitocromos son responsables de muchas respuestas fisiológicas que se dan ante el cambio rojo y rojo lejano (Smith, 2000) algunos de los cambios que se han observado cuando disminuye esta relación son alargamiento de entrenudos, disminución de tallos laterales, si la relación aumenta se adelanta la floración, la distancia entre los entrenudos disminuye y se incrementa el número de tallos (Cifford *et al.*, 2004).

A pesar de que las plantas ornamentales requieren de una iluminación intensa para mantener vivos los colores, según Cifford (2004) el uso de malla roja incrementa notablemente el follaje sin perder la intensidad del color. El uso de mallas independientemente del color favorece el crecimiento, aumenta la materia seca, en comparación con las plantas que crecen sin la malla (Brant *et al.*, 2008).

Las mallas se caracterizan por el factor de sombra que va desde 10 a 90% y representa la capacidad de la malla para reducir la radiación solar incidente. El factor de sombreado se mide generalmente por medio de luxómetros, por lo que se relaciona con la longitud de onda visible, que se extiende desde 380 a 760 nm, incluyendo la radiación fotosintéticamente activa (PAR) rango, de 400 a 700 nm. El factor de sombreado está relacionado con el valor medio de la transmisividad de la malla en el rango visible.

La distribución de la longitud de onda espectral y la cantidad de la radiación solar que pasa a través de una malla, tiene influencia en el crecimiento neto de la planta y la productividad promedio de fotosíntesis, la respuesta fotomorfogénica de la planta, el fototropismo y el fotoperiodo. Además, los fotorreceptores, como fitocromo y criptocromo, influyen en el crecimiento y la productividad de la planta (Oren *et al.*, 2001).

2.7. Luz

La luz representa uno de los factores más heterogéneos, espacial y temporalmente, por su naturaleza energética, representa además un factor de riesgo añadido en las plantas que la requieren para el proceso fotosintético, por medio de las clorofilas como principales responsables de la absorción energética además de pigmentos accesorios quienes disipan de forma no dañina el exceso de energía absorbida, estos últimos, se diferencian en su biogénesis, composición y estructura molecular, diferencias que causan la eficiencia de las plantas o cultivos. (Manrique, 2003).

La energía solar es el factor ambiental que ejerce una mayor influencia sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas, al afectar entre otros procesos biológicos la fotosíntesis, que transforma la energía solar en energía química utilizando luz con longitudes de onda entre 400 y 700 nm, conocida como radiación fotosintéticamente activa (RFA o PAR por sus siglas en inglés) y absorbida principalmente por los pigmentos clorofílicos; y la fotomorfogénesis,

que incluye efectos sobre la germinación de las semillas, elongación del tallo, expansión foliar, desarrollo de cloroplastos, síntesis de clorofila y muchos otros productos secundarios, en respuesta a la incidencia de flujo fotónico con longitudes de onda de 400-500 nm (luz azul), 600-700 nm (luz roja) y 700-800 nm (luz roja lejana), percibidas por fotorreceptores biológicos (fitocromo y otros) presentes en pequeñas cantidades en las plantas (Ayala, 2012). Así las mallas pueden ser utilizadas con el propósito de control vegetativo en lugar de los reguladores de crecimiento (Scarascia *et al.*, 2011).

Las plantas superiores responder a la cantidad de luz, calidad, la dirección y la periodicidad, hay fotorreceptores en numerosas plantas, incluyendo clorofilas, fitocromos, criptocromos, fototropinas, y los que reaccionan a la luz verde (Batschauer, 1999; Folta y Maruhnich, 2007).

Los esfuerzos para manipular la morfología y fisiología de la planta con filtros foselectivos han estado en curso desde hace décadas, especialmente en ambientes de efecto invernadero (Cerny *et al.*, 2003; Ilias y Rajapakse, 2005; Kambalapally y Rajapakse, 1998; Li *et al.*, 2000; Mortensen y Stromme, 1987; Rajapakse y Kelly, 1991, 1992, 1995; Rajapakse *et al.*, 1999; Wilson y Rajapakse, 2001a, 2001b). La luz no tiene efectos sobre la absorción de minerales, pero si un efecto indirecto, un aumento en la iluminación produce un incremento de las reservas carbonadas y de la transpiración por consiguiente tiende a favorecer. (Navarro y Ginés 2003).

2.8. Factores ambientales en el desarrollo de los cultivos

El medio ambiente es el conjunto de condiciones exteriores que afectan la vida y desarrollo de un organismo. Ahora bien, el ambiente para la producción y desarrollo de cultivos protegidos está constituido por todos los factores climáticos modificados por el tipo de estructura y su cubierta. Los principales factores que intervienen en el desarrollo de los cultivos, mismos que se pueden modificar y/o controlar mediante sistemas de cultivo protegido son: la luz, la temperatura, la humedad ambiental y el bióxido de carbono (Ayala, 2012).

2.9. La luz sobre la biósfera

La biósfera recibe radiación solar comprendida entre los 290 nm y los 3000 nm de longitud de onda, pero básicamente la mayor proporción de la energía (45%) está concentrada entre los 380 nm y los 710 nm, que constituye el rango de absorción de las clorofilas y los pigmentos accesorios (Larcher, 1995).

Pero la incidencia de la radiación lumínica sobre los organismos vivos no es homogénea en su calidad e intensidad. Ésta depende en primer lugar de la latitud, altitud, tipo de ambiente (agua, atmósfera) y de su claridad o transparencia, la respuesta de una planta a la luz es la resultante de integrar las respuestas parciales de cada uno de sus elementos (hojas, ramas, etc.), (Lambers *et al.*, 1998).

2.10. Captación de luz en las hojas

Los pigmentos clorofílicos son los más abundantes en la tierra y debe su color verde a su capacidad de absorber las fracciones roja y azul de la luz solar. Las hojas pueden llegar a contener hasta 1 g/m² de clorofila, aunque esta concentración es muy variable entre especies y sobre todo depende, entre otros factores, del estado nutricional, la edad o la historia lumínica previa de la planta (Lambers *et al.* 1998).

En las plantas vasculares las moléculas de clorofila están organizadas en estructuras captadoras de luz, denominados complejos antena, constituidos por pigmentos unidos a proteínas y que a su vez están conectados con los fotosistemas (PS I y PS II) a través de un centro de reacción y que contienen los aceptores y transportadores de electrones necesarios para llevar los electrones excitados por los fotones absorbidos hasta sus aceptores finales, las moléculas de NADP oxidado que pasarán a NADPH reducido. La función primordial de la clorofila es la de absorber energía lumínica y esta depende en gran medida de la concentración de clorofila y de otros pigmentos accesorios. (Lambers *et al.*, 1998).

2.11. Fotomorfogénesis

La luz actúa como una señal de las condiciones ambientales que rodean la planta. Estos son los fotorreceptores que funcionan como transductores de las señales lumínicas para proporcionar información que controla las respuestas fisiológicas y morfogénicas. Los sistemas de pigmentos que contienen las

plantas como la clorofila, capturan la energía lumínica en diferentes regiones del espectro electromagnético (400 a 700 nm) proporcionando energía para la fotosíntesis. La planta necesita la cantidad, calidad y duración de la luz para poderse adaptar y aprovechar la luz. Los fotorreceptores son un conjunto de pigmentos capaces de absorber ciertas longitudes de ondas específicas. Además de los pigmentos fotosintéticos, en las plantas se han identificado tres grupos según la longitud de onda absorbida:

Fitocromos, receptores de luz roja (600 – 700 nm) y de luz roja lejana (700 a 800 nm), criptocromo, receptores de luz azul (400 a 500 nm) y de luz ultravioleta A (320 -400 nm), fotorreceptores de luz ultravioleta B (280 -320 nm) que son los más importantes en los procesos morfogénéticos son los que absorben la luz roja y azul.

A través de estos pigmentos, las plantas tienen la capacidad de percibir cambios sutiles en la composición de la luz para iniciar los cambios. Esta capacidad de la luz para controlar la morfología de la planta es independiente de la fotosíntesis y es conocida como morfogénesis. Los fitocromos, fotorreceptores de las plantas, tienen su máxima sensibilidad en las regiones del rojo (R) y rojo lejano (RL) del espectro. Baja R: RL causa una reducción en la proporción de fitocromos que están en la forma activa y esta reducción estimula la elongación del tallo, alta relación R: RL favorece la fotosíntesis y por tanto, mayor producción de azúcares y materia seca, estimulando el crecimiento.

La luz actúa sobre la acumulación de carbono, la temperatura de las hojas y en el balance hídrico, y en el crecimiento de órganos y tejidos, principalmente en el desarrollo de tallos, expansión de hojas y en la curvatura de los tallos, interviene también en la germinación de semillas y en la floración. La luz y la temperatura están directamente correlacionadas (Caldari, 2007).

2.12. Temperatura

Las mallas se han desplegado sobre los cultivos para reducir el estrés por calor (Elad *et al.*, 2007; Retamales *et al.*, 2008; Shahak *et al.*, 2004; Pérez *et al.*, 2006). La temperatura ejerce una gran influencia sobre el crecimiento y el metabolismo de las plantas y no hay tejido o proceso fisiológico que no esté influido por ella. El desarrollo y el crecimiento de la mayoría de los cultivos agrícolas ocurren dentro de un rango de temperaturas óptimas, que oscila entre 1 y 35°C. (Ayala, 2012).

2.13. Humedad relativa del aire

La Humedad relativa del aire es a menudo más alta en interior que en el exterior como un resultado de vapor de agua transpirado (Elad *et al.*, 2007).

2.14. Biofertilizantes

Actualmente es de gran interés restaurar la microflora del suelo de una manera no contaminante. Sin embargo la forma más común de incorporar nutrientes al suelo ha sido en forma de fertilizantes químicos. El uso

indiscriminado de estos insumos inorgánicos ha alterado significativamente los constituyentes orgánicos y vivos del suelo, y con ello su equilibrio ecológico (Reyes *et al.*, 2006, 2008).

El desarrollo de inoculantes bacterianos de uso agrícola puede contribuir a la disminución del empleo de fertilizantes químicos y favorecer el medio ambiente. Sin embargo su aplicación debe resultar económica para los productores, sin detrimento de los rendimientos agrícolas tradicionales (Villar *et al.*, 2005).

En 1998 Bashan y Holguín, propusieron dividir las rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal en dos grupos: a) rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal, por sus mecanismos bioquímicos y fisiológicos, b) bacterias de biocontrol contra patógenos.

2.15. Género *Azospirillum*

Esta especie fue descubierta en 1922 por Beijerinck y se le llamó inicialmente *Spirillum lipoferum*. Estas bacterias son bacilos ligeramente curvados a menudo con puntos en los extremos, gram negativos, móviles, es microaerofilicas con diámetro celular es de 1 μm y pH de crecimiento entre 6.8 y 7.8 (Madigan y Parker, 1999). Actualmente son reconocidas siete especies en el género *Azospirillum*; *lipoferum*, *A. brasilense*, *A. amazonense*, *A. halopraeferans*, *A. irakense* y *A. largimobile* *A. dobereinereae* (Ecker *et al.*, 2001). Krieg y Döbereiner (1984) reportaron que esta bacteria puede ser de

vida libre o asociada con las raíces de los cereales, pastos y plántulas tuberosas. *Azospirillum* sp ha sido el objetivo de numerosos estudios por su capacidad de fijar nitrógeno asociado con las raíces de diversos cultivos de importancia agronómica (Dobbeleare *et al.*, 2001), son conocidas como gram negativas del grupo de las protobacterias (Russo *et al.*, 2008; Pereyra *et al.*, 2009; Cohen *et al.*, 2008).

2.16. Ventajas del uso de *Azospirillum* sp y respuesta agronómica

- Son una alternativa emergente a los fertilizantes químicos inorgánicos para incrementar la fertilidad y producción de los cultivos en agroecosistemas sustentables (Wu *et al.*, 2005).
- Los efectos benéficos del *Azospirillum* en el rendimiento y la reducción de la fertilización química, incluyendo la fertilización nitrogenada es importante para la agricultura y significativo en el cuidado del ambiente (Fisher *et al.*, 2007; Spaepen *et al.*, 2008).
- Producen reguladores de crecimiento como auxinas, ácido Indolacético (AIA), citocininas, y proteínas como poli amina, fijan nitrógeno, incrementar el crecimiento radicular, además son capaces de acelerar y potenciar el crecimiento de las plantas (Villegas *et al.*, 2010; Cassán *et al.*, 2009a).
- Participan en la formación de los microagregados rizosféricos ricos en metabolitos microbianos principalmente del tipo aminoácidos y polisacáridos (Caesar *et al.*, 2007).
- Favorecen la tasa de germinación (Bashan y Bashan, 2005).

- Al permanecer vivas durante años y reproducirse en el suelo, contribuyen en la degradación de moléculas orgánicas de origen vegetal y animal que son fuente de carbono y energía (Rivera *et al.*, 2010). Además participan en diversos procesos del ecosistema, que incluyen el reciclaje, solubilización, descomposición y mineralización de compuestos orgánicos y la translocación de bioproductos y elementos minerales que conllevan la movilización de los nutrientes en el ecosistema suelo planta (Bare *et al.*, 2005). Disuelven y mineralizan los fosfatos, producen sideroforos y antibióticos (Vessey, 2003).
- Se ha comprobado que fertilizando los cultivos con estas bacterias y con nitrógeno químico en un porcentaje del 20 al 50% del utilizado normalmente se consigue un aumento de producción sobre las cosechas obtenidas únicamente con fertilizante químico al 100% (Russo *et al.*, 2008; Cassan *et al.*, 2009 b)
- Crea una barrera protectora contra hongos y bacterias patógenas en la raíz de la planta, por lo que esta crece más sana y fortalecida (Russo *et al.*, 2008; Cassan *et al.*, 2009b), debido a la capacidad de producirse en grandes cantidades bajo condiciones de alta humedad relativa, desplazan a los patógenos por la competencia generada o por la fortaleza fisiológica que adquiere la planta (Bashan y Bashan, 2002).
- Produce enzimas que solubilizan los fosfatos y los hacen más accesibles a la planta, así como factores que facilitan la absorción de oligoelementos (Bashan y Bashan, 2005).

- Se ha demostrado que las bacterias resisten mejor las condiciones de sequía y los climas áridos ya que se forman alginatos en las raíces de las plantas (Bashan y Bashan, 2005; Arzanesh *et al.*, 2010)
- Aumentan la tolerancia a factores que originan estrés (Bashan y Bashan, 2005; Arzanesh *et al.*, 2010) puesto que las plantas responden a los mecanismos de estrés a nivel celular y molecular, limitando el crecimiento y rendimiento (Pereyra *et al.*, 2006).
- El efecto favorable de *Azospirillum*, produce un mayor desarrollo del sistema radical, traducido en mayor superficie de absorción de agua y nutrientes así como un mayor desarrollo de la parte aérea de la planta (Liriano *et al.*, 2005), teniendo potencial para emplearse en la producción de plántulas de interés hortícola (Díaz *et al.*, 2001).
- Promoción de la división celular en el meristemo radicular (Levanony y Bashan, 1989).

Existen dos problemas a resolver:

- Una población abundante compite por nutrientes con las plantas, un ejemplo de esto es la inmovilización del nitrógeno cuando se incorpora al suelo material vegetal con relación C/N alta. Esto indica que no se puede sobrepasar ciertos niveles de población y por consiguiente, de actividad microbiana (Gómez, 1996).
- La competencia con otros microorganismos y las propiedades físicas y químicas del suelo pueden afectar el potencial de *Azospirillum*, al ser inoculado en la planta hospedero (Arzanesh *et al.*, 2010).

2.17. Distribución y Aislamiento

El género *Azospirillum* muestra distribución geográfica amplia alrededor del mundo, siendo más abundantes en las regiones tropicales, aunque también se encuentran en regiones templadas, frías y desérticas (Döbereiner *et al.*, 1976).

El medio de cultivo usado por excelencia para el enriquecimiento de las especies de *Azospirillum* ha sido el NFb semigelificado “libre” de nitrógeno y con malato como fuente de carbono (Döbereiner *et al.*, 1976), el cultivo puro se logra en diferentes medios de laboratorio, al que se le añade color rojo congo (Rodríguez, 1982) en este medio de cultivo *A. brasilense* y toma un color rojo escarlata que permite la diferenciación de otros géneros bacterianos.

2.18. Identificación

El género *Azospirillum* pertenece a la subclase alfa de las protobacterias (Young, 1992), siendo *A. lipoferum* la especie tipo (Tarrand *et al.*, 1978).

Existen diversas pruebas para el reconocimiento de las especies de *Azospirillum* entre ellas las bioquímicas y las inmunológicas. Algunas

características útiles en la identificación rutinaria son la forma vibroide, el pleomorfismo y su movilidad en espiral (Döbereiner, 1992).

2.19. Inoculación y respuesta agronómica

Inicialmente *Azospirillum* fue probado para la explotación agronómica como resultado de su capacidad de fijar nitrógeno atmosférico y su íntima asociación con raíces de cereales y pastos.

Los biofertilizantes permiten poner al alcance de los agricultores, productos con alta efectividad, con los que se sustituye hasta el 50% del fertilizante nitrogenado industrial, en el caso de los fijadores asociativos, y hasta el 80% en el caso de los simbióticos, mientras que los organismos solubilizadores de fósforo, permiten sustituir hasta el 70% del fertilizante fosfórico. Además de los rendimientos en productos agrícolas comerciales se incrementan hasta el 30 % por el efecto de las sustancias activas sintetizadas por las bacterias fijadoras y asociativas (Viñals y Villar., 1999).

Si la bacteria produce sustancias como las auxinas, observa un decremento en la longitud de la raíz y un incremento en la formación de pelos radiculares (Bashan y de Bashan., 2010). Dobbelaeres *et al.*, (1999) demostraron que la inoculación de *A. brasilense* en semillas tienen un efecto pronunciado sobre el desarrollo y la morfología de las raíces, a bajas

concentraciones como 10^6 UFC ml^{-1} es casi tan alta como para inducir la elongación de la raíz y fuertemente inhibida a altas concentraciones celulares (10^9 UFC ml^{-1}). También se ha observado en plantas inoculadas un aumento en la absorción de minerales y agua en plantas de trigo, maíz y sorgo en invernadero y campo (German *et al.*, 2000).

Askary *et al.*, (2009) mencionan que la inoculación de la combinación de *Azospirillum brasilense* con *R meliloti* incrementan el rendimiento de grano de trigo hasta un 53 % y de un 22 % en el peso de la planta, además de un 29 % con la simple inoculación de *Azospirillum*, encontrando incrementos del 22.8 % en el contenido de nitrógeno en el grano de trigo y de 59.5 % en el contenido de fósforo y 34 % en el contenido de potasio, al ser comparados con el testigo.

Díaz *et al.*, (2003) indican que en el cultivo de lechuga, la aplicación de *Azospirillum brasilense* tiene una influencia positiva sobre este cultivo y que el mejor método de aplicación del biofertilizante es directamente al suelo en una dosis de 40 L ha^{-1} .

Díaz *et al.*, (2001) reportó incrementos del 36.5% en la germinación al inocular semillas de lechuga en comparación con el testigo, e incrementos en el peso fresco de las hojas en 277%, peso seco de 371%, área foliar en 240% y el volumen radical en 300%. Sugiriendo que las bacterias promotoras de crecimiento tienen potencial para emplearse en la producción de plantas de interés hortícola.

El nivel de inoculación óptimo para semillas y plantas para muchos cereales, vegetales y plantas de cultivos comerciales, se ha observado que es alrededor de $10^4 - 10^6$ UFC ml⁻¹. Mientras que para el maíz es de 10^7 UFC ml⁻¹. Una concentración del inoculo de $10^7 - 10^{10}$ UFC ml⁻¹ generalmente inhibe el desarrollo radicular (Bashan *et al.*, 1990).

Molina *et al.*, (2009) sugiere que la mezcla de diferentes cepas de *Azospirillum* también es una buena alternativa al inocular semillas de tomate cherry a una concentración de 10^9 UFC ml⁻¹, ya que promueven la germinación y aumenta el contenido de materia seca en plántulas.

Terry (2005) al seleccionar el género microbiano predominante en las rizósfera, inoculó y evaluó el efecto en respuesta del cultivo, y reporta que los géneros *Pseudomonas*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Bacillus* y *Streptomyces*, forman parte de la comunidad microbiana de la rizosfera del tomate, en las condiciones estudiadas, y que *Azospirillum* es el género dominante. La inoculación artificial de esta rizobacteria causó un efecto positivo sobre el crecimiento de las plántulas, así como en el estado nutricional de las plantas, con un rendimiento agrícola superior al 11 %.

Mia *et al.*, (2010) Mencionan que la inoculación en banana incrementa la fijación del contenido de nitrógeno, incrementando la producción y mejorando los atributos físicos y calidad de la fruta, además estimula la floración temprana.

Askary *et al.*, (2009) obtienen que la inoculación simple con *Azospirillum* incrementan el rendimiento de trigo en grano en 53.8% comparado con el testigo y de 22.8 % de nitrógeno, de 59.5% en fósforo y de 34% de potasio.

Elein *et al.*, (2005) Reportan que la inoculación artificial de *Azospirillum* causó un efecto positivo sobre el crecimiento y estado nutricional de las plantas de tomate, con un rendimiento agrícola superior a un 11 % con respecto a las plantas testigo. Se obtuvo un alto nivel poblacional en la rizosfera de las plantas inoculadas.

Arzanesh *et al.*, (2010) encontraron que *Azospirillum* incrementa el rendimiento de avena y la tolerancia a factores de estrés.

Reyes *et al.*, (2008) encontraron que *Azospirillum* al ser inoculado a semillas de pimiento aumentó la germinación y el peso seco, además del contenido de nitrógeno. En maíz presentó una tendencia más selectiva que el pimiento en la germinación y se corroboró la promoción del crecimiento.

Kim *et al.*, (2010) reportan en un trabajo de investigación para verificar la eficiencia de *Azospirillum* que esta bacteria incrementa el crecimiento y la absorción de nutrientes en pimiento rojo, tomate y arroz bajo condiciones de invernadero, excepto para la longitud de raíz de pimiento rojo, tomate y arroz.

Di Barbaro *et al.*, (2005) obtienen como respuesta que *Azospirillum* inoculado a semillas de pimiento pimentonero cv. trompa de elefante mostraron un mayor porcentaje sobre la germinación, emergencia y desarrollo de las plantas, considerando que la bacteria constituye una metodología económica

para optimizar la germinación y producir una mejor respuesta en el desarrollo de las plantas.

Villegas *et al.*, (2010) reportan que en condiciones in vitro, el porcentaje y tasa de germinación disminuyen conforme la salinidad se incrementa. Sin embargo al ser inoculadas con *Azospirillum halopraeferens* y *B. amyloliquefaciens*; la altura de la plántula y longitud de raíz fueron incrementadas con la bacteria *B amyloliquefaciens*, en las salinidades (0, 0.25, y 0.5 M de Na Cl). Y los resultados obtenidos en invernadero, muestran que el porcentaje y tasa de emergencia, fueron afectados positivamente por la inoculación de las dos bacterias en *P. chilensis*, como también presentó un buen desarrollo de la altura de planta, longitud radicular, peso fresco y seco.

García *et al.*, (2007) encontraron que la biofertilización a base de *Azospirillum* incrementa la rentabilidad del maíz (36% en promedio) al reducir los costos de fertilización.

Creus *et al.*, (2004) mencionan que el inocular *Azospirillum* en el cultivo de avena el contenido de calcio en granos incrementa en 125 % y magnesio a 130 % en comparación con las plantas no inoculadas.

2.20. Componentes de calidad de la lechuga

Las características y calidad de conservación de la lechuga esta influenciada por el ambiente y la tecnología de producción. Para proveer alta

calidad y valor agregado al producto se requiere material superior y optimización en las diferentes etapas de producción (Chiesa, 2010). La calidad de la lechuga es afectada tanto por factores intrínsecos, tales como tamaño, variedad y estado de maduración, como por factores extrínsecos, como las condiciones agroecológicas en las que se desarrolla el cultivo, radiación, temperatura, humedad atmosférica, factores bióticos, disponibilidad de agua en el suelo, y nutrientes (Gazula *et al.*, 2004). La calidad es una combinación de las características, atributos y propiedades que le dan valor en la alimentación humana (Lee y Kader, 2000). Hoque *et al.*, (2004) quienes evaluaron diferentes dosis de fertilización N, P y K encontraron que la mejor calidad postcosecha se obtuvo con una moderada aplicación de fósforo y además hallaron que el incremento de la dosis de nitrógeno y fósforo gradualmente aumentaba los niveles de glucosa pero redujeron la conservación. Los tratamientos físicos, como el corte o trozado que se da en productos listos para consumir, afectan significativamente la fisiología del producto. En las lechugas se observa un incremento de la producción de etileno presumiblemente debido al estrés que se origina a partir de los cortes (León *et al.*, 2004).

2.21. Componentes Bioquímicos de la lechuga

2.21.1. Carotenoides

Los carotenoides se encuentran ubicados en los tilacoides de los cloroplastos. Son pigmentos accesorios en la fotosíntesis, que captan energía

luminosa en regiones del espectro donde la clorofila no absorbe eficientemente, además protegen de la luz intensa que puede dañar la clorofila e inactiva las especies reactivas de oxígeno o directamente el estado triplete de la clorofila (Stryer, 2002).

Los carotenoides, son sustancias solubles en solventes orgánicos, de color anaranjado con un máximo de absorción a 530 nm. Estos compuestos presentan en las plantas una función doble, como pigmentos accesorios en la captación de energía lumínica y como moléculas capaces de disipar la energía de excitación excedente en forma de calor evitando daños importantes. El caroteno más importante en las plantas es el β -caroteno y la luteína es la principal xantofila, pero hay además otras que disipan la energía excedente como la violaxantina, anteraxantina y zeaxantina (Kyparisis *et al.*, 2000). Su estructura química consta de un esqueleto de 40 carbonos conformado por unidades de isopreno, esta cadena puede tener terminaciones cíclicas en las que puede haber grupos funcionales que incluyen oxígeno (Grotewold, 2006). Los carotenoides hidrocarbonados se conocen como carotenos, en tanto que los derivados oxigenados se denominan xantofilas (Meléndez *et al.*, 2004), en ambos casos, la presencia de dobles enlaces alternados en la cadena de isoprenos les permite absorber excesos de energía de otras moléculas, por lo cual poseen propiedades antioxidantes. El β -caroteno es un importante precursor de vitamina A (Liu, 2007). Arkhipova *et al.*, (2005) reportaron concentraciones de 7.1 a 11.9 $\mu\text{g g}^{-1}$ de carotenoides totales en hojas de lechuga inoculadas con *Bacillus subtilis*. Además Olivares *et al.*, (2002) reportó

concentraciones de 2.77 g. kg^{-1} en hojas de lechuga *Asteraceae*, en zonas urbanas y semiurbanas.

2.21.2. Vitamina A

La vitamina A forma parte de una de las líneas de defensa del organismo ante los radicales libres. El mecanismo de acción antioxidante comprende una acción barredora de radicales simple de oxígeno y radical tiol, podría estar relacionada con los procesos que involucran expresión genética y diferenciación celular. Se consideran niveles óptimos como antioxidantes valores $80 \mu\text{g dL}^{-1}$ (Márquez *et al.*, 2002).

De los cuatrocientos y tantos carotenoides que han sido caracterizados, sólo treinta tienen actividad de provitamina A, el carotenoide más activo es el trans betacaroteno (Hodis *et al.*, 1995). El betacaroteno y otros carotenoides con carácter de provitamina A son convertidos en retinal en las células de la mucosa intestinal, con enzimas que requieren nicotinamida adenina dinucleótido (NAD) o fosfato de nicotinamida adenina dinucleótido (NADP) (Olson, 1998; Nestel y Trumbo, 1999).

2.21.3. Vitamina C

La vitamina C o enantiómero L del ácido ascórbico, es un nutriente esencial para los mamíferos, es cofactor para numerosas enzimas como las

hidroxilasas y dioxigenasas, algunas de las cuales están implicadas en la biosíntesis de fitohormonas y en metabolitos secundarios (Lorence *et al.*, 2004). En las plantas la síntesis del ácido ascórbico es por vía L-galactosa y L-galactona (Chen *et al.*, 2003). Chiesa y Mayorga, (2007) reportan concentraciones de 13.64 a 18.34 mg L⁻¹ en hojas de lechuga al probar diferentes concentraciones de fertilizantes nitrogenados. Además Acámovi'c, (2011) al hacer un estudio sobre el contenido de vitamina C en diferentes variedades de lechuga reportó concentraciones de 9.60 mg / 100 g de lechuga fresca cv. Levistro y de 3.50 mg /100 G de pulpa en cv. Murai.

2.21.4. Clorofilas a, b y c

Estos pigmentos de color verde, absorben longitudes de onda de 400 a 600 nm de la luz visible excepto el verde-amarillo. Están conformadas por estructuras policíclicas planas estables, formados por cuatro anillos pirrólicos cíclicos con un anillo de ciclopentanona fusionado al pirrol III, están asociados a un átomo de Mg ⁺² y se encuentran en las membranas tilacoides. Además, poseen una cadena terpenoide constituida por el alcohol fitol, esterificado en el cuarto anillo. Este alcohol de 20 átomos de carbono con un doble enlace (C₂₀H₃₉OH) confiere a la molécula la característica de ser altamente hidrofóbica. En los cloroplastos se encuentran tanto clorofila a y b, diferentes solo porque la clorofila **a** presenta un grupo metilo (-CH₃), mientras que la clorofila **b** presenta

un grupo formilo (-CHO), la mayoría de las plantas contienen el doble de clorofila *a* que clorofila *b* (Stryer, 2002).

La gran eficiencia que presentan estas moléculas como fotorreceptores se debe a la presencia alternante de enlaces simples y dobles en su estructura (Andreo, 1984). Las clorofilas difieren en sus espectros de absorción ya que absorben la luz en el rango de 430-450 nm y 600-690 nm, los carotenoides entre 400-500 nm y las ficobiliproteínas absorben entre 450-550 nm para la ficoeritrina y 500-640 nm para la ficocianina, estando presentes en células de todos los organismos autotróficos (procariontes y eucariontes), y localizándose en las membranas tilacoides (Barceló, 2001).

Han y Lee, (2005); Zuccarini, (2007) y Arkhipova *et al.*, (2005) reportan concentraciones de clorofila *a* de 13 a 46.3 mg L⁻¹ en hojas de lechuga y de 6.97 a 13.4 mg L⁻¹ en el contenido de clorofila *b* (Arkhipova *et al.*, 2005). Además Olivares *et al.*, (2002) reportó concentraciones de 11.77 g. kg⁻¹ de clorofila en hojas de lechuga *Asteraceae*, en zonas urbanas y semiurbanas, y de 3.45 g. kg⁻¹ de clorofilas *a* y *b*.

2.22. Minerales

Las plantas son los únicos seres vivos capaces de alimentarse de forma autótrofa, es decir son capaces de sintetizar moléculas orgánicas a partir de componentes inorgánicos. De entre los elementos de la tabla periódica, sólo 16 son considerados esenciales para el metabolismo vegetal: C, H, O, N, P, S, K,

Ca, Mg, Fe, Cu, Zn, Mo, B, Cl, Ni. La planta extrae los nutrientes minerales de la solución del suelo y, a través de distintos mecanismos de transporte, los incorpora a las hojas para ser transformados en azúcares y otros compuestos. La corriente de transpiración que atraviesa el xilema es la principal vía de transporte de los nutrientes inorgánicos desde la raíz a las hojas, pero el flujo en el floema es bidireccional permitiendo la recirculación de nutrientes dentro de la planta (Val, 2003).

Durante el desarrollo de un cultivo, los elementos nutritivos deben suministrarse en proporciones adecuadas, es decir, debe haber un balance nutricional para lograr una buena calidad (forma, color, tamaño, firmeza, etc.) y altos rendimientos por unidad de superficie (Sánchez, 1984).

Los minerales en plantas son necesarios para su crecimiento, intercambio energético, formación de nuevos órganos, continuidad de la especie, entre otros procesos (Sánchez, 1984). Las funciones de los minerales en la planta son muy variados y diversos, debido a que cada uno tiene una multifuncionalidad, aceleran y hacen posible las reacciones químicas en las plantas, en ausencia del elemento mineral la planta sea incapaz de completar su ciclo de vida, que la función del elemento no sea remplazada por otro elemento mineral, que el elemento esté envuelto directamente en el metabolismo de la planta, por ejemplo, como componente de un constituyente esencial (enzima), o que la planta pueda requerirlo para un proceso metabólico distinto reacción enzimática (Favela *et al.*, 2006).

2.22.1. Calcio

Las funciones del calcio en la planta son múltiples, participa en la división y extensión celular, en el balance hídrico de las células, en el envío de señales de respuesta a un estímulo externo y sus funciones estructurales en las paredes y membranas celulares (Díaz *et al.*, 2007). Además promueve la formación de raíz, mejora el vigor de la planta y la producción de granos. Es acumulado principalmente en las hojas, antagónico con el Na, K y Mg, forma parte de la pared celular como pectato de calcio. En su ausencia no ocurre la división mitótica necesaria para el desarrollo de los meristemas apicales, es cofactor de algunas enzimas, da resistencia a plagas, enfermedades y situaciones críticas, es precursor de la *giberelina* (elongación celular), forma el esqueleto de la planta al constituir los pectatos de calcio (Gómez, 2004). La aparición de los primeros síntomas visuales de deficiencia se produce en las hojas más jóvenes, observándose la deformación periférica del limbo, las raíces se oscurecen y disminuyen de tamaño, se interrumpe la aparición de nuevas hojas y aumentan el espesor y peso específico de las ya desarrolladas. En los estadios finales se produce la muerte de los ápices y la necrosis de las hojas más jóvenes (Sanz *et al.*, 2000). En lechuga se reportan concentraciones de 2.0 a 4.3 % (Han y Lee, 2005; Zuccarini, 2007; Zuccarini, 2007), Además Olivares *et al.*, (2002) reportaron concentraciones de 18.62 mg. g⁻¹ en hojas de lechuga *Asteraceae*, producidas en zonas urbanas y semiurbanas.

2.22.2. Magnesio

El magnesio es el catión divalente más abundante en la vida celular, es esencial en un gran número de funciones fisiológicas en todos los organismos (Le –Gong *et al.*, 2008) forma la parte central de la molécula de la clorofila y es importante para la fotosíntesis de las plantas superiores (Shaul, 2002; Gardner, 2003). Además sirve como cofactor de muchas enzimas, incluyendo la RNA polimerasa, ATP asasa, quinasas y fosfatasas (Shaul, 2002; Gardner, 2003). Krzebietke, (2008) reportó concentraciones de magnesio de 0.5 a 4 % al fertilizar lechugas con diferentes fuentes de fertilizantes nitrogenados, además Olivares *et al.*, (2002) reportaron concentraciones de 4.12 mg. g⁻¹ en hojas de lechuga *Asteraceae*, en zonas urbanas y semiurbanas.

2.22.3. Potasio

Después del nitrógeno y el calcio, el potasio es el elemento absorbido en mayores cantidades por las plantas, desempeña un papel importante en el metabolismo de carbohidratos y proteínas, regula la transpiración y el contenido de agua de las células, es cofactor enzimático e interviene en la fotosíntesis. El contenido en la planta varía de 0.6 a 6 % (Roldan *et al.*, 2004).

El potasio juega un papel vital en la fotosíntesis, ya que regula la entrada de dióxido de carbono en las plantas a través de los estomas. Las plantas bien

proveídas de potasio, incrementan el número y tamaño de estomas por unidad de área, facilitando el intercambio de dióxido de carbono y oxígeno del tejido de la hoja, además incrementa la eficacia en la elaboración y movilización de azúcares y almidones, mejorando la calidad de los frutos, también facilita el flujo rápido de los productos de la fotosíntesis dentro de la planta (floema), propiciando el almacenamiento de estos compuestos en semillas, tubérculos y frutos, además incrementa la tasa de transporte de agua y nutrientes en el interior de los tejidos conductores (xilema). Mantiene la turgencia de la planta, evita los efectos severos de la sequía y las heladas, aumenta la resistencia a plagas y enfermedades, reduce el volcamiento, ayuda a la fijación simbiótica del nitrógeno, es esencial en las síntesis de proteínas, es requerido intensamente durante los estados fisiológicos de producción, es decir durante la tuberización, iniciación de la floración y el llenado del grano, así como el cuajado y llenado de frutos. (Sentis *et al.*, 2004).

Terry *et al.*, 2011 y Zuccarini, 2007. Reportan el contenido de potasio en hojas de lechuga de 4.86 a 7.86 %, además Olivares *et al.*, (2002) reportaron concentraciones de 39.04 mg. g⁻¹ en hojas de lechuga *Asteraceae*, en zonas urbanas y semiurbanas.

2.22.4. Nitrógeno

El nitrógeno molecular (N₂) es la única reserva de nitrógeno (N) accesible en la biósfera, prácticamente ilimitada esta reserva no es directamente utilizada

por los vegetales y animales, el nitrógeno es un constituyente esencial de moléculas fundamentales de todos los seres vivos: aminoácidos, proteínas, ácidos nucleicos, básicos para la síntesis proteica. Además constituyente de las clorofilas y enzimas del grupo de los citocromos (núcleo porfirínico), indispensables para la fotosíntesis y la respiración, en varias coenzimas, como fosfato piridoxal (transaminación aminoácídica) y los nicotinamida-adenin-dinucleotidos (NAD y NADP). Muchos fosfatidos alcaloides, glucósidos y vitaminas (Navarro y Navarro, 2003; Baca *et al.*, 2000).

En la mayoría de los cultivos, el N ocasiona incrementos en el área foliar (McCullough *et al.*, 1994). En cereales el incremento del número de hojas con N puede deberse a un mayor número de tallos (Permant *et al.*, 1997) a causa de un mayor número y tamaño de células (Blanchet *et al.*, 1986). Por lo tanto es de esperarse que un cultivo con nitrógeno intercepte una cantidad mayor de radiación (Muchow y Davis, 1988). Lo que probablemente se traducirá como una mayor producción de biomasa. Así mismo, la variación en la duración del área foliar (DAF), principalmente durante la etapa reproductiva está relacionada con la variación en el rendimiento de semilla de trigo (Torne, 1974) y maíz (Wolfe *et al.*, 1988), debido a que las semillas en crecimiento demandan gran cantidad de asimilados cuya producción depende principalmente de la actividad y duración del área foliar en esta etapa. Según Tisdale y Nelson, (1991) retrasa la maduración de los frutos y estos, con exceso de nitrógeno, producen menos azúcar.

Según Tisdale y Nelson (1991), el 78% de la atmósfera terrestre está compuesto de N₂, sin embargo esta forma no es utilizable por las plantas, el cual debe ser transformado a través de los siguientes mecanismos:

- Fijación biológica por *Rizobium* y otros microorganismos que viven simbióticamente en las raíces de las leguminosas y otras plantas.
- Fijación biológica por microorganismos que viven libremente en el suelo, y quizás por organismos que son endófitos de plantas tropicales.
- Fijación química como alguno de los óxidos de nitrógeno, por las descargas eléctricas atmosféricas.

Según Papadopoulus (1991) el nitrógeno contribuye más a los componentes vegetativos (hojas y tallos) de las plantas que a los componentes reproductivos (frutos). Altos índices de nitrógeno inducen un crecimiento vegetativo, vigoroso con el detrimento de la producción de frutos. Sin embargo, bajo condiciones de calor y luminosidad, elevados niveles de nitrógeno pueden ser incrementados para permitir que la planta continúe creciendo y realice el máximo de producción potencial de frutos.

Un exceso de nitrógeno se evidencia por tallos fuertes y gruesos, hojas encrespadas en la base de la planta, grandes racimos y flores así como pobre endurecimiento de los frutos. Terry *et al.*, (2011). Reportan concentraciones de nitrógeno de 5.74 % en hojas de lechuga inoculadas con rizobacterias y cultivadas bajo condiciones de estrés salino, Olivares *et al.*, (2002) reportan concentraciones en hojas de lechuga Arastaceae de 49.29 mg. g⁻¹.

2.22.5. Hierro

El hierro es un nutriente esencial para las plantas, sin embargo a menudo limita el crecimiento de las plantas, un exceso de hierro dentro de las células vegetales conduce a estrés oxidativo, la principal función del hierro es la activación de enzimas, actuando como grupo prostético, interviene en reacciones fundamentales de óxido-reducción, tanto en hemoproteínas (citocromos, hemoglobina, catalasa, peroxidasa, superóxido dismutasa) como en proteínas no-hémicas con enlace Fe-S como ferredoxina y enzimas reductasa, nitrogenasa y sulfato reductasa, cataliza la biosíntesis de la clorofila, puesto que forma parte constituyente de enzimas responsables. En ausencia de Fe la planta sólo tiene pigmentos amarillos como xantofila y caroteno (Walker y Connolly, 2008).

Celis *et al.*, (2007) reportan concentraciones de 4 a 50 mg. kg⁻¹ en hojas de lechuga, por su parte Olivares *et al.*, (2002) reportan concentraciones de 220.5 mg. kg⁻¹.

Síntomas de deficiencia

- Cuando existe deficiencia de Fe, se reduce el contenido de clorofila, al igual que el de otros pigmentos que captan la luz, así como la actividad de transportadores de electrones de ambos fotosistemas. Por lo tanto, la deficiencia de Fe afecta inicialmente el desarrollo y el funcionamiento del cloroplasto. La ferridoxina (proteína Fe-S) es el primer compuesto redox estable

en la cadena de transporte de electrones durante la fotosíntesis, los iones de metales pesados (como el Fe, Zn o Cu) no atraviesan libremente la membrana celular. Las formas de paso de estos metales son quelatos. Los quelatos sintetizados biológicamente y cuya función es acarrear iones de metales son llamados ionóforos, y los ionóforos específicos para el hierro son conocidos como sideróforos (Emery, 1982). Un mecanismo general de acción entre las bacterias, cianobacterias y hongos, como respuesta a la carencia de hierro, es la excreción de sideróforos hacia el medio de crecimiento y la posterior recuperación de los mismos a través de un mecanismo de absorción, asociado al metabolismo energético, que involucra un reconocimiento por parte de un receptor de membrana (Emery, 1982).

2.22.6. Fósforo

El fósforo tiene muchas funciones importantes en las plantas, la principal es la transferencia de energía a través de la planta adenosina difosfato (ADP) y adenosina trifosfato (ATP), son compuestos fosfatados de alta energía que controlan casi todos los procesos en las plantas incluyendo la fotosíntesis, respiración, síntesis de proteínas, ácidos nucleicos y transporte de nutrientes a través de las células de las plantas, germinación y producción de semillas, el metabolismo de las plántulas y el desarrollo de las raíces (Tisdale y Nelson, 1991) promueve el crecimiento radicular, la maduración de las plantas, proporciona resistencia a tallos, enfermedades de las raíces y al frío (Wood *et*

al., 2010) los síntomas de deficiencia incluye un color púrpura de las venas y el tallo, así como pobre desarrollo de los racimos (Papadopoulus, 1991).

Según Cheeseman y Lovelock, 2004; Lovelock *et al.*, 2006a; Lovelock *et al.*, 2004; Lovelock *et al.*, 2006b. Las deficiencias de fósforo tienen un bajo potencial del agua en las hojas, baja conductancia estomática, baja asimilación del carbono, y menor conductividad del xilema, de igual forma limitación en la asimilación de nitrógeno. Terry *et al.*, (2011); Han y Lee, (2005) y Zuccarini, (2007) reportan concentraciones de fósforo en hojas de lechuga de 59 a 63 mg. kg⁻¹, Olivares *et al.*, (2002) reporta concentraciones de 12.68 mg. kg⁻¹ en hojas de lechuga.

2.23. Viabilidad de *Azospirillum* en la rizosfera de la planta

Según Kloepper *et al.*, (1991), la colonización de la raíz por BPCPs inicia con la multiplicación de esta en la rizosfera, como respuesta a los exudados. Por tanto, si la colonización determina el efecto de la bacteria, se debe asegurar la permanencia del microorganismo (Bashan, 1998) la adhesión de esta bacteria a las raíces está determinada por la cantidad de sales existentes en el suelo, (Söderberg y Baath, 2004). La unión de *Azospirillum* a superficies es una parte esencial del ciclo de vida de la bacteria, éstas pueden unirse a partículas del suelo, superficies de la raíz, así como a superficies inertes y al poliestireno hidrofóbico (Castellanos *et al.*, 2000).

Los factores que controlan una colonización exitosa no son bien conocidos pero se ha sugerido que tanto el flagelo polar, la superficie de los polisacáridos y las proteínas tipo lectinas están involucradas en el proceso (Katupitiya *et al.*, 1995). La capacidad de movimiento es una propiedad taxonómica del género *Azospirillum*, lo cual le permite trasladarse del sitio de inoculación a la raíz, siendo esencial para que la colonización ocurra, y esta depende tanto de la detección de los exudados de la raíz en un ambiente de competición con la microflora, así como la cualidad para detectar y responder tácticamente a parámetros físicos que están involucrados en la generación de energía, como son la luz, el oxígeno y sustratos oxidables (Alexandre *et al.*, 2000). El factor que más afecta el movimiento de *A. brasilense* en trigo es la humedad del suelo, la cual debe situarse cerca de la capacidad de retención del suelo; en segundo término está la textura del suelo (Bashan, 1999). Además *Azospirillum* posee mecanismos específicos para interactuar con el interior de las raíces y colonizar la capa mucigel o células corticales de una raíz dañada (Alexandre *et al.*, 2000).

Esta bacteria presenta pleomorfismo, por lo que cambia sus actividades metabólicas en respuesta a los cambios en el ambiente. En condiciones microaerófilas son móviles (Pereg *et al.*, 2000), lo cual se debe a la presencia de dos tipos de flagelos: 1) un solo flagelo polar que es sintetizado en medio líquido responsable del nado de las bacterias, y 2) numerosos flagelos laterales, además del polar, sintetizados en medios sólidos y semi-líquidos, los cuales sirven para coordinar el movimiento a lo largo de la superficie sólida/semisólida (Katz *et al.*, 2001). Bajo condiciones aeróbicas, particularmente en cultivos

viejos, pasan de la forma vibroide a una forma redonda encapsulada (quiste) no móvil, formando agregados que por adhesión flocculan en cultivos líquidos (Katz *et al.*, 2001)

Bashan (1998), reporta viabilidad del microorganismo inmovilizado en macroperlas de alginato hasta por cinco años, mientras que Fravel *et al.* (1985) indican que la concentración de microorganismos inmovilizados se mantiene en tanto el polímero sea degradable por el microorganismo como es el caso del alginato de sodio. Se han aislado en numerosos cultivos alimenticios, cereales y hierbas silvestres, de regiones tropicales, subtropicales y templadas en todo el mundo (Eckert *et al.*, 2001), con una prevalencia variable (Bashan, 1999).

Una de las grandes barreras a enfrentar es el poder predecir la respuesta a la inoculación, porque se carece de conocimiento del tiempo de vida del organismo de interés en las condiciones de producción de un cultivo, ya que un microorganismo funciona óptimamente bajo condiciones de laboratorio; sin embargo, bajo condiciones de campo puede dar resultados poco consistentes, por lo que se debe maximizar la probabilidad de una inoculación exitosa dirigiendo los conocimientos en los sustratos que afectan la viabilidad del organismo (Stephens y Rask, 2000).

Por otro lado Kadouri *et al.*, (2003) concluyeron que la producción de PHB es un factor crítico para prolongar la vida de la célula, lo que comprueba su eficiencia y confiabilidad para usarse como un inoculante comercial.

Yanez *et al.*, (2003) reportaron que al inocular con *Azospirillum* turba de Chimborazo a una concentración de 1×10^7 UFC ml⁻¹, reduce el número de

UFC ml⁻¹ de *Azospirillum*, en un mes de almacenamiento a 2.01×10^6 , mientras que en turba importada aumento de 1 a 2.67×10^7 UFC ml⁻¹, por otro lado López *et al.*, (2008) señalan que la multiplicación de las bacterias fijadoras de nitrógeno en el suelo depende en gran medida de la disponibilidad de fósforo y potasio, la deficiencia de estos elementos reduce los niveles de biomasa bacteriana y en consecuencia, disminuye la fijación de nitrógeno, lo cual comienza cuando la concentración de fósforo en el medio es de 0.004% y se inhibe cuando alcanza 0.8%.

Rodrigues (2006), quien observó que las poblaciones de bacterias diazotróficas difirieron de acuerdo con las variedades de arroz cultivadas y los tipos de suelo donde se realizaron sus estudios. Así mismo, Reis (2000), aisló bacterias de los géneros *Azospirillum*, *Gluconacetobacter* y *Herbaspirillum* en cuatro genotipos de caña de azúcar, y encontró variaciones en las poblaciones de estos microorganismos de acuerdo con el genotipo en estudio. Esto permite señalar que tanto la especie como sus variedades influyen directamente en las poblaciones de microorganismos, lo que favorece el crecimiento de diferentes géneros, de acuerdo con las características del microhábitat desarrollado en una planta, según su eficiencia fotosintética, la disponibilidad de los nutrientes, la resistencia a las condiciones desfavorables, la producción de exudados, el pH del suelo y la materia orgánica, entre otras características (Bürgmann, 2005).

Garrido *et al.* (2010) observaron que las poblaciones de bacterias microaerofílicas disminuyeron significativamente en la época de sequía, en tres pastos evaluados.

Velasco *et al.* (2001) reportaron que al inocular semillas de tomate de cascara variedad rendidora, con *Azospirillum brasilense* a una concentración de 4.7×10^6 UFC ml^{-1} , al evaluar el suelo rizosférico encontrando poblaciones de 3.26×10^3 UFC g^{-1} de suelo seco y el más bajo con 1.2×10^3 UFC g^{-1} de suelo. En la raíz encontraron mayor población de 4.17×10^5 UFC g^{-1} de raíz. Esto seguramente a que es la zona de la raíz que está más cerca de los exudados radicales y favorece el incremento de las poblaciones de microorganismos.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación geográfica del área experimental

El presente trabajo de investigación se realizó durante el ciclo agrícola primavera-verano del 2011, en los terrenos del Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México; ubicada a $25^{\circ} 22'$ latitud Norte y $101^{\circ} 22'$ longitud Oeste, con una altura de 1742 msnm. Con clima BWhw (x') (e), con clima seco y templado, con lluvias en verano, presentando precipitación promedio anual de aproximadamente 460.7 mm, temperaturas que oscilan entre 10.4 y -10.4 ° C, con una media anual de 17.3 °C. (Mendoza, 1986).

3.2. Sustrato

Se utilizó como sustrato suelo franco arcillo limoso, (cuadros 1 A y 2A) que fue cribado para obtener un sustrato homogéneo, desinfectado en una

solución de agua + hipoclorito al 0.01%, donde se desinfectó durante 24 horas. Posteriormente se hicieron cinco enjuagues con agua abundante, para eliminar el exceso de cloro presente. Depositando 5 kg en bolsas negras de polietileno calibre 600 con una medida de 35 x 35 cm.

3.3. Material vegetal

Se utilizaron semillas de lechuga cv. Great Lakes inoculadas con cepas de *Azospirillum* sp a 10^9 UFC ml⁻¹ y cultivadas en charolas de poliestireno de 200 cavidades, con un volumen de 19 ml de cavidad y un diámetro de 2.5 cm, con una profundidad de 5.75 cm, previamente desinfectadas con hipoclorito al 0.01 %, con peatmoss y vermiculita en una proporción 1:1 como sustrato.

A los 30 días después de la siembra se inocularon las pántulas nuevamente a la raíz con *Azospirillum* sp a 10^9 UFC ml⁻¹ que fueron aisladas por Mendoza en el 2009 de raíces de maíz (C3), trigo (C5), en Saltillo Coahuila y la cepa (Sp7) proporcionada por Caballero. Las cuales se trasplantaron a macetas (bolsas para vivero), utilizando una densidad de plantación de 80,000 plantas ha⁻¹, para disminuir el estrés se realizó el trasplante por la tarde, en las macetas que contenían el suelo previamente humedecido para disminuir la temperatura del sustrato y evitar daños por estrés calórico, después del trasplante se realizaron los riegos con la solución nutritiva Schurtz, (1975) según cada tratamiento.

3.4. Sistema de riego

El riego fue manual y diario con la solución nutritiva Schuartz, (1975) con macro y microelementos más la cepa bacteriana excepto nitrógeno, ya que este se utilizó en 9 dosis las cuales contenían los siguientes porcentajes: 0, 5, 10, 15, 20, 25, 50, 75 y 100% de dicha solución según el tratamiento correspondiente.

3.5. Solución nutritiva

Durante la producción y desarrollo de las plantas de lechuga se utilizó la solución Schurtz, (1975), con las diferentes concentraciones de nitrógeno, tal como se muestra en los cuadros (3 A, 4 A, 5 A, 6 A, 7 A, 8 A, 9 A, 10 A y 11 A).

3.6. Espacio físico

Se llevó a cabo bajo macrotúneles cubiertos con malla sombra de diferentes colores (blanca, negra y roja) siendo estos de forma semicircular con 24 m² de área y 2.4 m de altura y un testigo sin malla.

3.7. Diseño experimental

El experimento se analizó, bajo un diseño experimental de bloques al azar con arreglo en parcelas divididas, incluyendo en la parcela grande (**factor A**) el

color de la malla sombra del macrotunel (a1 = rojo, a2 = blanco, a3 = negro, a4 = testigo (cielo abierto) y la parcela chica (**Factor B**) los tratamientos: Con 5 repeticiones, el modelo estadístico es: $Y_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \alpha\beta_{ij} + \epsilon_{ij}$

TRATAMIENTOS					
T1	Testigo 100 % F. Q	T12	Sp7+50%N	T 23	C3+0%N
T2	C3+25%N	T13	Sp7+75%N	T 24	C3+C5+20%N
T3	C3+50%N	T14	C5+20%N	T 25	C3+C5+15%N
T4	C3+75%N	T15	C5+15%N	T 26	C3+C5+10%N
T5	C5+25%N	T16	C5+10%N	T 27	C3+C5+5%N
T6	C5+50%N	T17	C5+5%N	T 28	C3+C5+0%N
T7	C5+75%N	T 18	C5+0%N	T 29	Sp7+20%N
T8	C3+C5+25%N	T 19	C3+20%N	T 30	Sp7+15%N
T9	C3+C5+50%N	T 20	C3+15%N	T 31	Sp7+10%N
T10	C3+C5+75%N	T 21	C3+10%N	T 32	Sp7+5%N
T11	Sp7+25%N	T 22	C3+5%N	T 33	Sp7+0%N

3.8. Variables evaluadas

A los 60 días después del trasplante se evaluaron los caracteres morfológicos como el peso fresco de las hojas (PFH), seco de las hojas (PSH), número de hojas (NH), peso fresco de la raíz (PFR) y seco de la raíz (PSR) longitud de la raíz (LR), se utilizó una balanza semianalítica. Marca Sartorius AY 123. Entre los caracteres bioquímicos se evaluó carotenoides totales (CT), vitamina A (VA) por el método de espectrofotometría basados en la formula según Britton (1985), vitamina C (VC) por el método volumétrico de Padayatt *et al.*, (2001), clorofilas a, b y c (CA, CB, CC), por espectrofotometría calculadas con la formula de Jeffrey y Humphrey (1975) y para los minerales una vez

secas en estufa de secado a 60 °C y molidas las muestras, se determinaron las concentraciones de minerales en el caso del nitrógeno (N) por el método microkjendahl (A.O.A.C., 1980), fósforo (P) por el método de molibdato de amonio (Eaton *et al.*, 1995), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe) por espectrofotometría de absorción atómica y la viabilidad de las bacterias se realizó por el método de dilución (UFC ml⁻¹) a los 190 días después del trasplante.

Los datos se examinaron por medio de un análisis de varianza con pruebas de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$). Con el programa Statistical Analysis System versión 9.00 (SAS, 2002), y Statistica 5.1 versión 97.

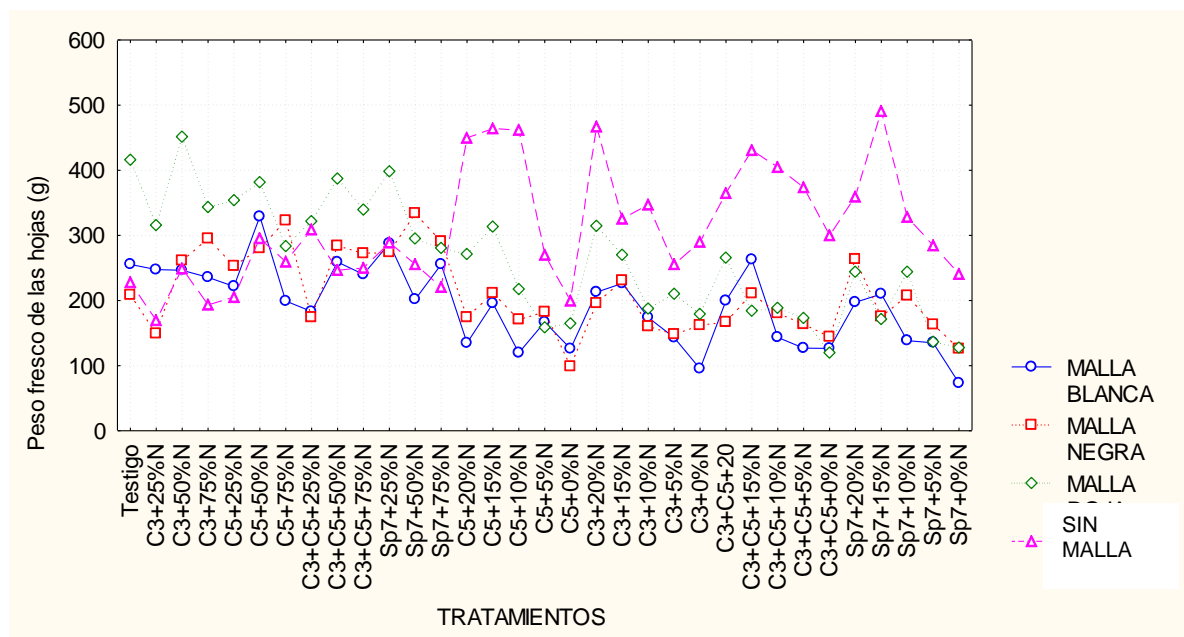
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis de varianza (Cuadro 12 A) y la prueba de comparación de medias (Tukey) realizado a las variables peso fresco (PFH) y seco de las hojas (PSH), número de hojas (NH), peso fresco (PFR) y seco de la raíz (PSR), longitud de la raíz (LR) y rendimiento (REND) en plántulas de lechuga, muestran que para el factor A (cuadro 13 A), hubo diferencias altamente significativas, demostrando que el color de las mallas sombra influyó, indicando que al menos un color de malla tiene influencia estadística ($P \leq 0.05$) entre los tratamientos.

En el factor B (Cuadro 14 A), constituido por cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum sp* adicionadas con nitrógeno, presentó diferencias altamente significativas en las variables en estudio, (PFH) el tratamiento Sp7 + 15 % N y C3 + 20 % N sin cubierta fueron los mejores, para (PSH) el sobresaliente fue el testigo (100 % fertilización química) bajo la cubierta roja, para (PFR) el tratamiento Sp7 + 15 % de N fue el que reportó el peso más alto desarrollado bajo la malla roja, para (PSR) el más sobresaliente fue el tratamiento Sp7+ 75 % N bajo la malla negra, en cuanto a (NH) el tratamiento C5 + 20 % N sin cubierta y C3 + 20% de nitrógeno bajo la malla roja produjeron el mayor número de hojas y para (LR) el tratamiento C3 + 20% de nitrógeno fue la más larga bajo la cubierta roja. El mejor rendimiento (REND) se encontró en el tratamiento Sp7 + 15 % N y el C3 + 20 % N sin cubierta.

La Figura 4.1, muestra la interacción de las mallas sombra y las cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* adicionadas con nitrógeno indicando diferencias entre los tratamientos evaluados, Sp7+15% N y C3+20% N sin malla presentan los pesos frescos de las hojas de lechuga más altos con 500 y 480 gramos respectivamente superando al testigo en 227.27 y 216.21 %. Siendo superiores a lo reportado por Díaz *et al.* (2001) en lechuga, inoculando en plántulas *A. brasilense* a 2×10^9 UFC ml⁻¹ con pesos de 360 y 435 respectivamente.

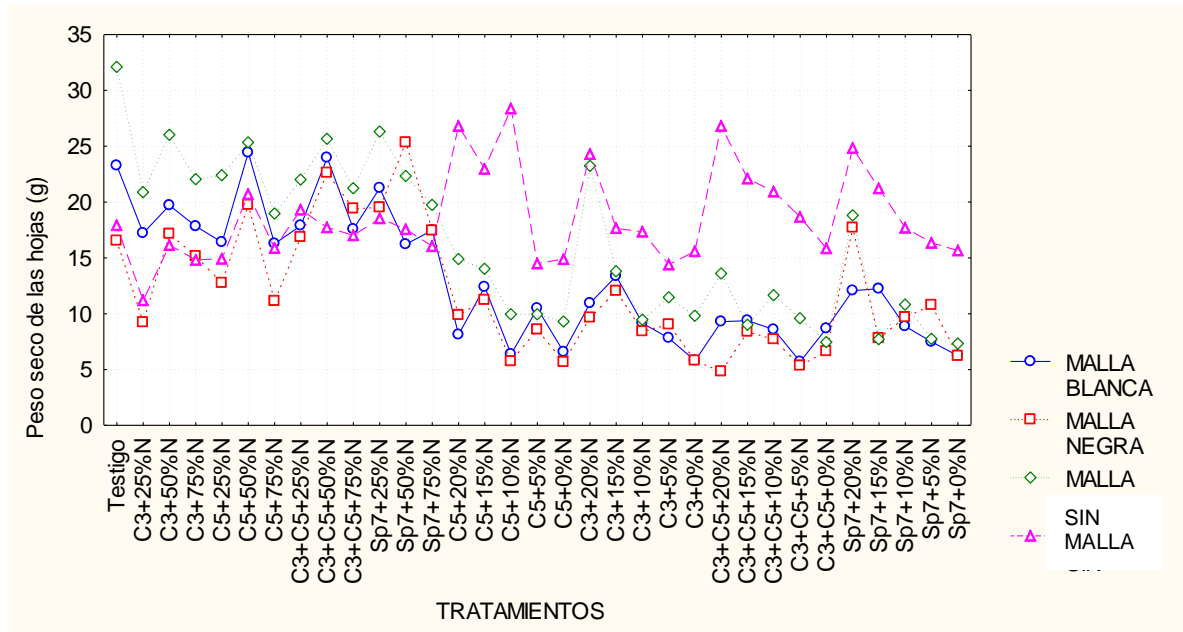
Figura 4.1. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml⁻¹, adicionadas con nitrógeno, en peso fresco de las hojas (PFH) a los 60 ddt.



La Figura 4. 2. Muestra diferencias entre los tratamientos, encontrando que el testigo bajo la malla roja presentó el mayor peso seco de las hojas

(PSH) superando al testigo absoluto en 183.3 % y el C5 + 10 % N, con 155.5 %. Esto concuerda con lo reportado por Brant *et al.*, (2008) en el cultivo de *Melissa officinalis* L, donde mencionan que el uso de mallas independientemente del color aumenta la materia seca, en comparación con las plantas que crecen sin la malla. Los pesos secos del mejor tratamiento son favorecidos por el color de la malla roja de 33 y 28 gramos, siendo superiores a los reportados por Carranza *et al.*, (2009) en hojas de lechuga con pesos de (27.44 y 21.44 g) inoculadas con *Azospirillum brasilense* a 1×2^7 cultivadas en suelo salino. Below (2002), reportó que el rendimiento de los cultivos en términos de peso seco y proteína, se incrementa con la adición de nitrógeno debido a su interacción con un conjunto de procesos metabólicos, principalmente con la fotosíntesis. Gil, (1995) reporta que el nitrógeno representa el 2% del peso seco de las plantas, por lo tanto a mayor concentración de nitrógeno, mayor será la ganancia de peso, según Papadopoulus (1991), altos índices de nitrógeno inducen un crecimiento vegetativo, vigoroso con el detrimento de la producción de frutos. Sin embargo, bajo condiciones de calor y luminosidad, elevados niveles de nitrógeno permite que la planta continúe creciendo y realice el máximo de producción. Además Canto *et al.*, (2004) mencionan que la inoculación de plantas de chile habanero con *Azospirillum* a 3×10^7 UFC ml⁻¹ tiene influencia en la acumulación de materia seca aérea.

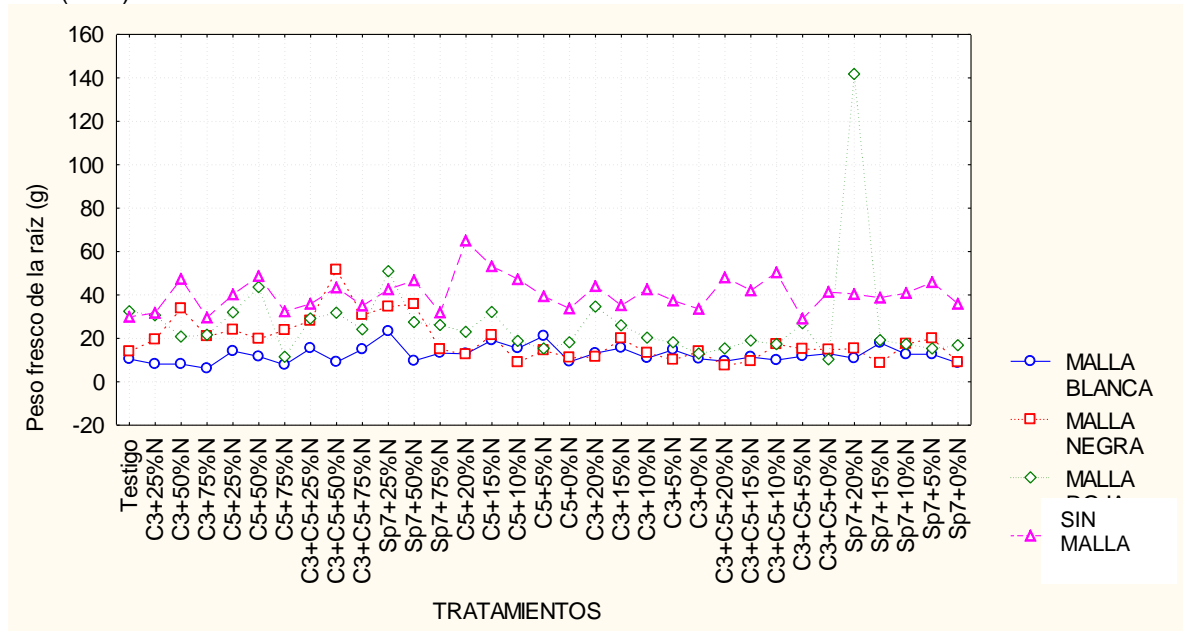
Figura 4. 2. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en peso seco de las hojas (PSH) a los 60 ddt.



La Figura 4.3. Muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento Sp7+20 % N bajo la malla roja y C5+20 %N sin malla presentan el mayor peso fresco de la raíz (PFR) con pesos de 145 y 65 gramos superando al testigo en 483.3 y 216.6 %. Por su parte Do Bomfim *et al.* (2010), reportaron una disminución de la biomasa total, y especialmente de las raíces, en el cultivo de *O. Selloi* bajo cubierta de color rojo en comparación con plantas cultivadas bajo luz solar, Villegas *et al.*, (2010); Cassan *et al.*, (2009a) reportan que *Azospirillum brasilense* produce hormonas como auxinas, que estimulan el crecimiento radicular en plantas de *prosopis chilensis* y avena,

además Díaz, (2001) reporto incrementos hasta del 300 % en el volumen radical en plantas de lechuga inoculadas con *Azospirillum brasilense*.

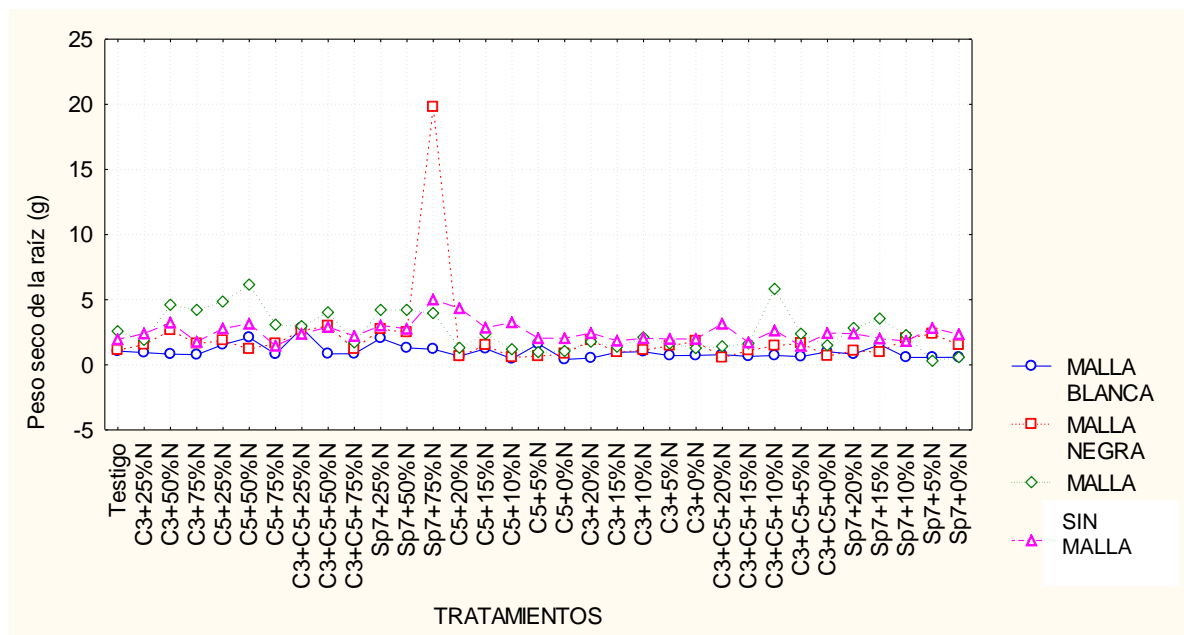
Figura 4.3. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezclas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en peso fresco de la raíz (PFR) a los 60 ddt.



La figura 4.4, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento Sp7 + 75% N bajo la malla negra presenta el mayor peso seco de la raíz (PSR) con un peso de 20 gramos superando al testigo al 1000 %. Por otra parte Shahak *et al.*, (2004) mencionan que las mallas de color negro difieren de las mallas de color en que ellas solo reducen la intensidad de la luz, sin tener efectos en la calidad de esta. En contraparte Bothe *et al.*, (1992) reportaron que en plantas de trigo inoculadas con *Azospirillum brasilense* incrementaban la cantidad de raíces laterales y levemente el peso de la raíz, mientras que la aplicación exógena de hormonas

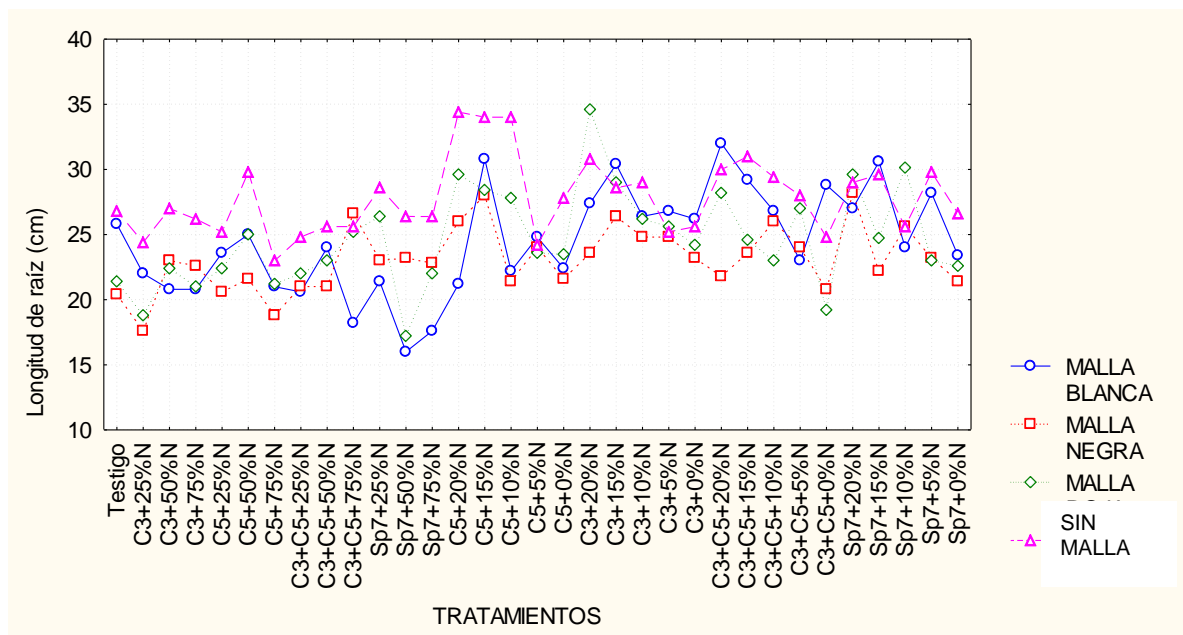
aumentaba el peso seco de las raíces. Canto *et al.*, (2004) mencionan que las plantas de chile habanero inoculadas con *Azospirillum* incrementa la acumulación de materia seca radicular ya que *Azospirillum* puede promover cambios en los parámetros de raíces y follaje, estos cambios se atribuyen directamente a efectos positivos en la absorción de NO_3^- , NH_4^+ , HPO_4^{2-} , K^+ , Rb^+ y Fe^{2+} . Inducida por *Azospirillum* es el factor responsables en incrementar la materia seca foliar y la acumulación de minerales en tallos y hojas. Por su parte Russo *et al.*, (2008) al inocular en soya y Cassan *et al.*, (2009b) en maíz reportan que *Azospirillum* crea una barrera protectora contra hongos y bacterias de la raíz, permitiéndole crecer más sana y fortalecida.

Figura 4.4. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a de 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en peso seco de la raíz (PSR) a los 60 ddt.



La figura 4.5. Muestra diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento C3 + 20 % N bajo la malla roja y C5 + 20 % N sin malla presentaron las raíces más largas (LR) con longitudes de 33 y 35 centímetros respectivamente superando al testigo en 134.61 y 126.92 %, pero hubo más respuesta a esta variable sin malla. Lo cual se podría relacionar con los efectos producidos por las cepas de *Azospirillum* sp. Al producir o metabolizar auxinas, las cuales tienen la capacidad de inducir la elongación de las células del tallo en la región sub apical y que logran reproducir el efecto fisiológico del ácido Indol 3- acético (AIA). Estos compuestos han sido vinculados a procesos de crecimiento de tallos y raíces en respuesta a la luz y gravedad, diferenciación de tejidos vasculares, dominancia apical, iniciación a las raíces laterales (Ross *et al.*, 2002). De igual forma Dubrovsky *et al.*, (1994) demostraron que la inoculación de *Azospirillum brasilense* en *Arabidopsis thaliana* incrementa significativamente la longitud de los pelos radicales hasta en 200% comparado con el control, por otro lado Bashan y Bashan, (2010) reportan que *Azospirillum* produce hormonas y presenta un decremento en la longitud de raíz y un incremento de pelos radicales.

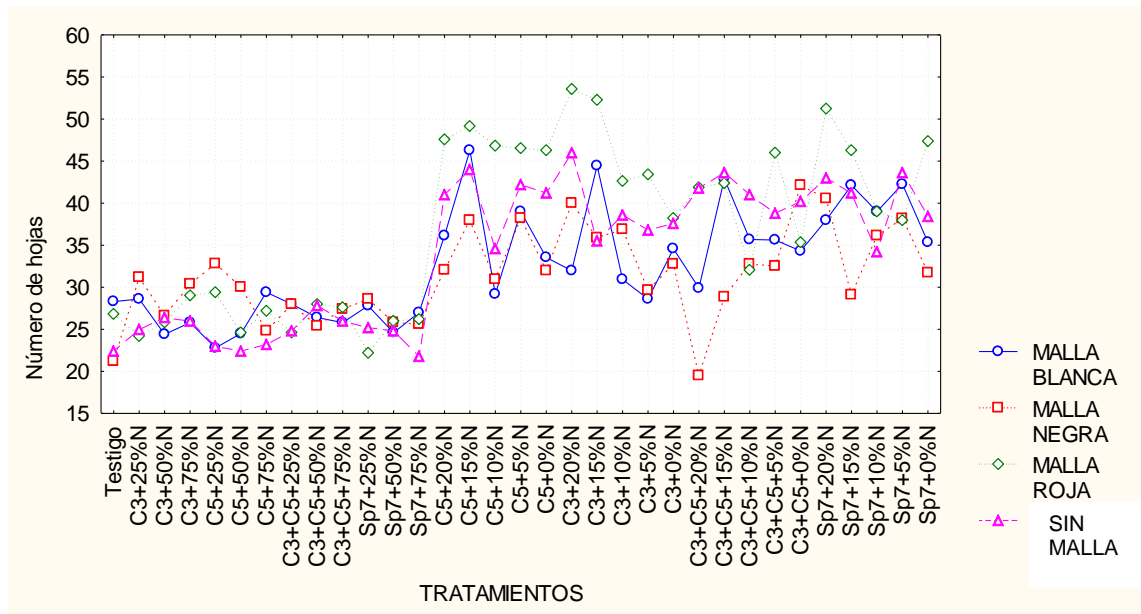
Figura 4.5. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} adicionadas con nitrógeno, en longitud de raíz (LR) a los 60 ddt.



La figura 4.6. Muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que los tratamientos C3+20 % N y C5 + 20 % N bajo la malla roja presentan el número de hojas más alto (NH) con 53 y 51 hojas respetivamente, superando al testigo en 240.9 y 231.8 %. Por su parte Do Bomfim, (2010) encontró que el mayor número de hojas se encuentra en cultivos sin malla, por otro lado Stamps, (2008) reporta que la malla negra produce el mayor número de hojas y hay un incremento en el crecimiento vegetativo. Fernández *et al.*, (2002) encontraron igual número de hojas cuando se aplican diferentes fuentes de nitrógeno, reportando menor número de hojas

en lechuga cv. Great Lakes (13 hojas), a los 75 días posteriores al trasplante. Villas *et al.*, (2004).

Figura 4.6. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} adicionadas con nitrógeno, en número de hojas (NH) a los 60 ddt.



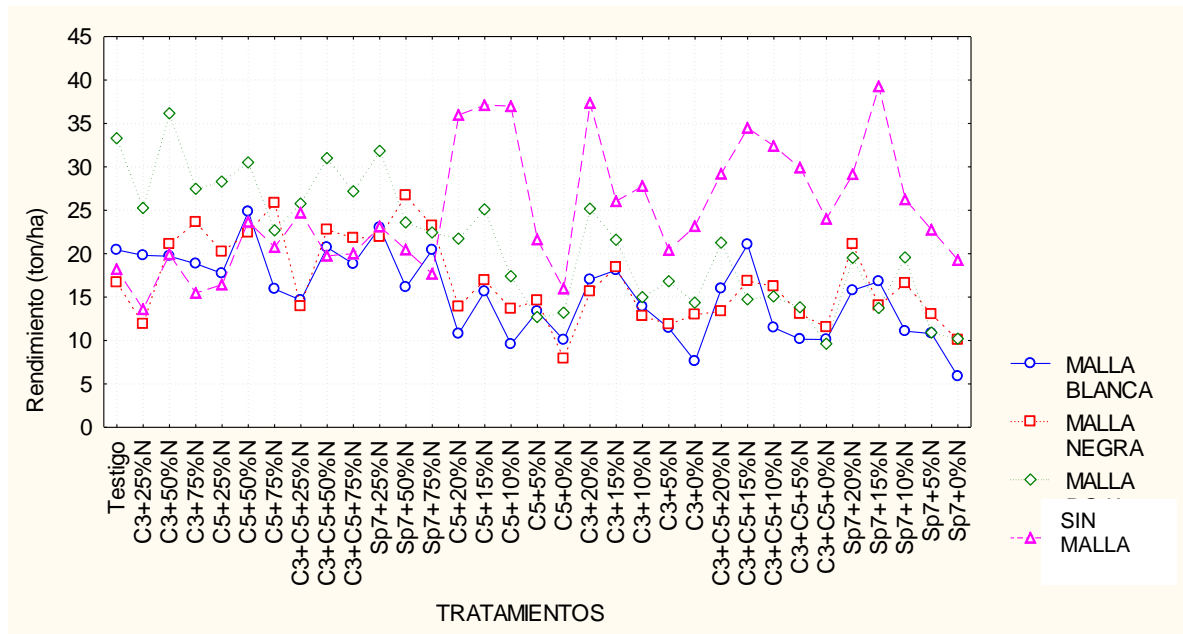
La figura 4.7, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que los tratamientos Sp7 + 15 % N y C3 + 20 % N sin malla, con rendimiento de 40 y 38.4 ton/ha, superando al testigo con 222.22 %. Escalona *et al.* (2009) reportan rendimientos entre 12 y 29 ton/ha con fertilización nitrogenada a base de nitrato de calcio (163 kg/ha) con la variedad de lechuga Great Lakes, siendo estos valores inferiores a los encontrados en este trabajo, haciéndose evidente que para esta variable no es necesario el uso de mallas sombra. Canto *et al.* (2004) reportaron que la aplicación de *Azospirillum* a

plántulas de lechuga, tuvo influencia positiva en el rendimiento, además recomienda la aplicación de 40 L ha⁻¹.

Caballero *et al.* (2010), mencionan que la inoculación con *Azospirillum* permite reducir hasta el 50% el uso de fertilizantes (N, P, K), sin que disminuya el rendimiento, e incluso se obtiene 5-10% de aumento respecto a los cultivos fertilizados con el 100% de fertilizante mineral.

Shahak, (2008) encontró que la malla roja estimula la velocidad del crecimiento vegetativo y el vigor del follaje. Por otro lado Bomfim *et al.* (2010) reportó que las plantas cultivadas bajo mallas rojas fueron altas y con hojas grandes en comparación a las cultivadas con la luz directa con disminución en la biomasa total en el cultivo de *O. Selloi*. Por otra parte Cifford, (2004) demostró que el uso de la malla roja incrementa el follaje sin perder la intensidad del color, *Azospirillum*, promueve el desarrollo de la parte aérea de la planta (Liriano *et al.*, 2005). Estudios en Sorgo con *A. Brasilense* en la zona norte de Tamaulipas reportaron incrementos del 2 al 23 %. Por otro lado Mendoza *et al.*, (2004, 2009) reportaron incrementos del 27 al 45 % en trigo duro inoculando foliarmente con *Azospirillum* sp en Coahuila, además Hernández *et al.* (2008) evaluando tres cepas de *Azospirillum* sp a 10⁹ UFC ml⁻¹ en pimiento morrón, reportó incrementos en el rendimiento, contenido de nutrientes y minerales.

Figura 4.7. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en rendimiento (REND) a los 60 ddt.

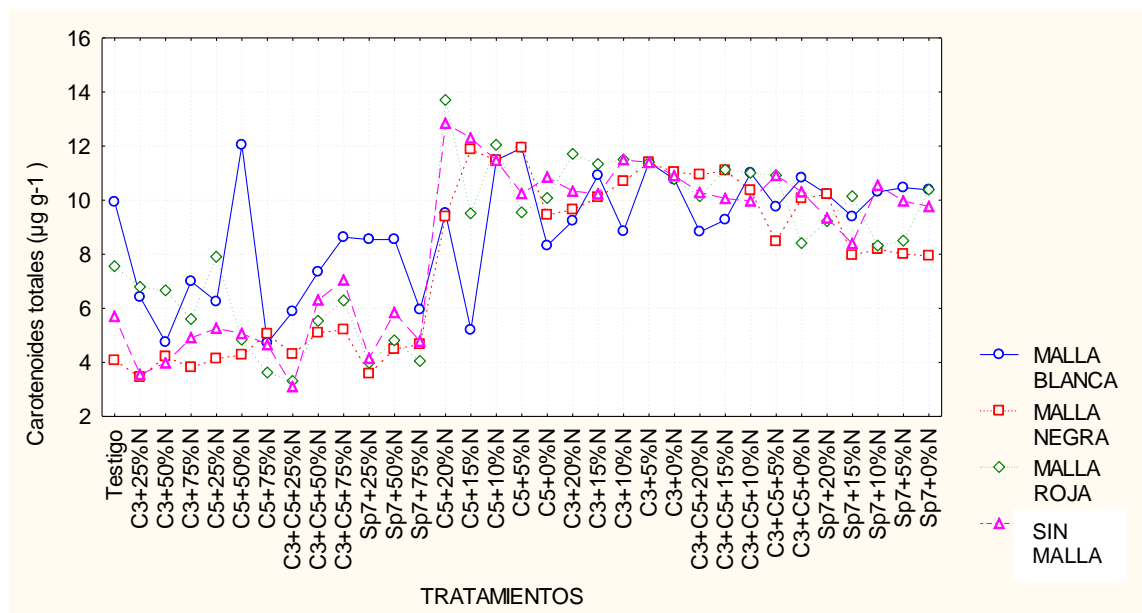


Se realizó el ANVA (Cuadro 15 A) y la prueba de comparación de medias (Tukey) reflejando diferencias estadísticas ($P \leq 0.05$) en las variables evaluadas carotenoides totales (C.T), vitamina A (V.A), vitamina C (V.C), clorofila a (C.A), clorofila b (C.B) y clorofila c (C.C). En el factor A (cuadro 16 A), indica que la malla roja tubo influencia sobre el contenido de (C.T y V.C), mientras las (clorofilas A, B, C y Vitamina A) fueron superiores en el testigo (sin malla). En el factor B o tratamientos (cuadro 16 A) se observaron diferencias en las variables en estudio. En cuanto a la interacción de las mallas sombra con los tratamientos para las variables mencionadas, se muestran en las figuras C.T

(figura 4.10), V.A (figura 4.11), V.C (figura 4.12), C.A (figura 4.13), C.B (figura 4.14) y C.C (figura 4.15).

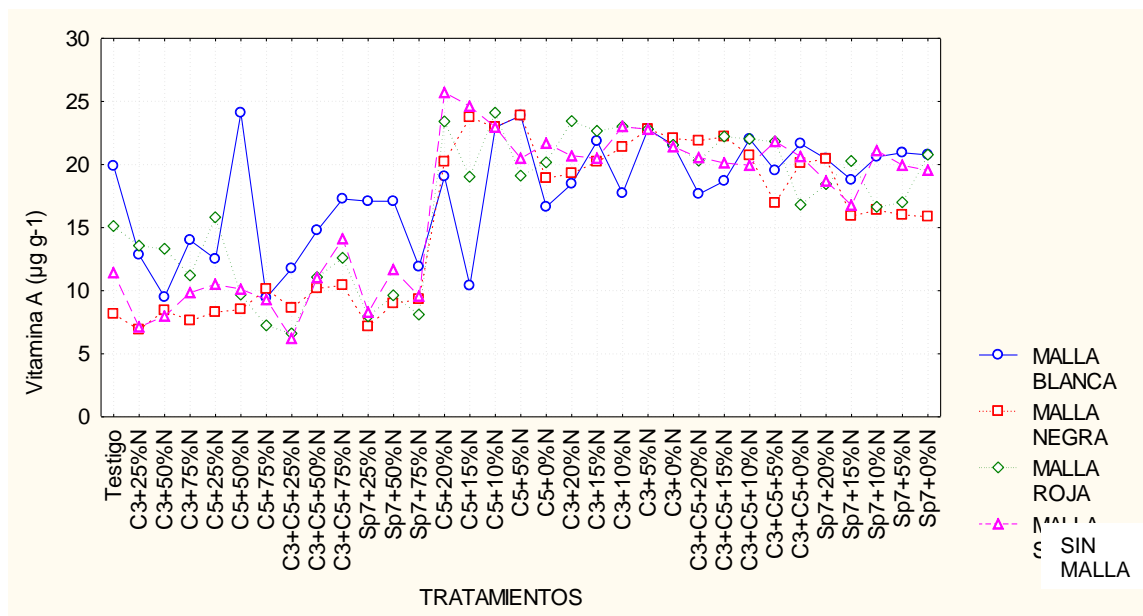
La figura 4.8, muestra diferencias entre los tratamientos analizados, encontrando que la C5 + 20 % N bajo la malla roja y C5 + 20 % N sin malla presentan el contenido más alto de carotenoides totales (CT) con 13.8 y 13 µg g⁻¹ respectivamente superando al testigo en 300 y 282.6 %. Siendo superiores a lo reportado por Arkhipova *et al.* (2005) concentraciones de 7.1 µg g⁻¹ en su testigo y de 11.9 µg g⁻¹ al inocular plantas de lechuga con *Bacillus subtilis*.

Figura 4.8. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10⁹ UFC ml⁻¹, adicionadas con nitrógeno, en carotenoides totales (CT) a los 60 ddt.



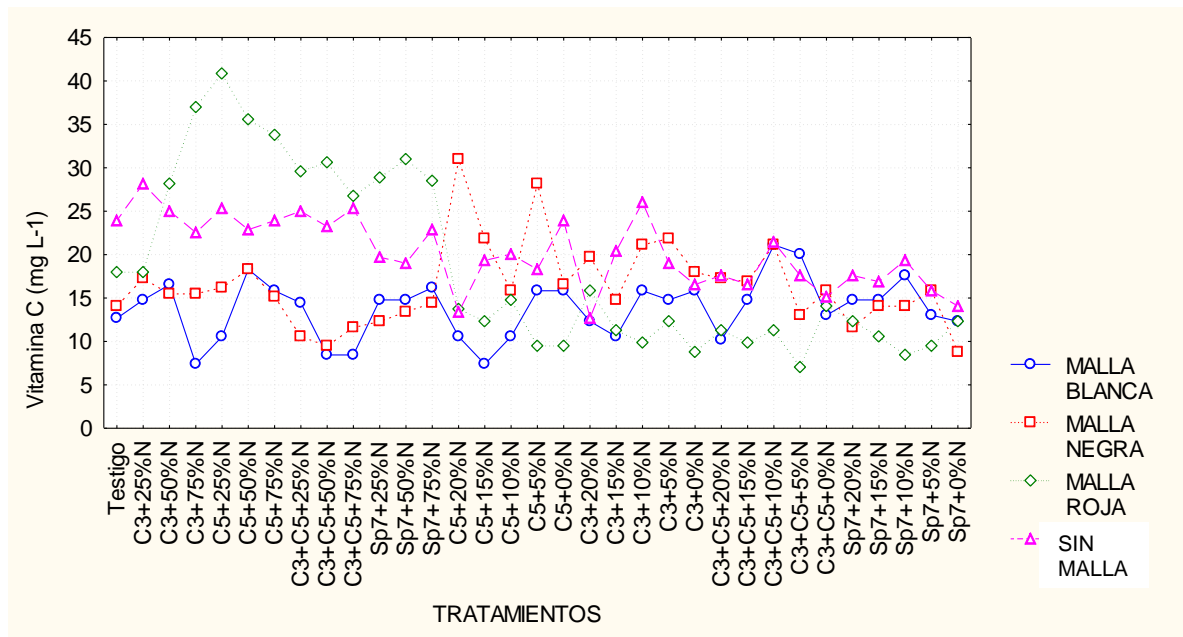
La Figura 4.9, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento C5 + 20 % N sin malla presento el mayor contenido de Vitamina A, con $26 \mu\text{g g}^{-1}$, superando al testigo en 216.6 %.

Figura 4.9. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en vitamina A (V.A) a los 60 ddt.



La Figura 4.10, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento C5 + 25 % N bajo la cubierta roja presento el mayor contenido de vitamina C con 42 mg L^{-1} , superando al testigo en 170.8 %, siendo superiores a lo reportado por Chiesa y Mayorga, (2007), quienes encontraron concentraciones de 18.34 mg L^{-1} al probar diferentes concentraciones de fertilizantes nitrogenados. Bahorun *et al.*, (2004) reportaron concentraciones de 25 a 74 mg L^{-1} en hojas de lechuga.

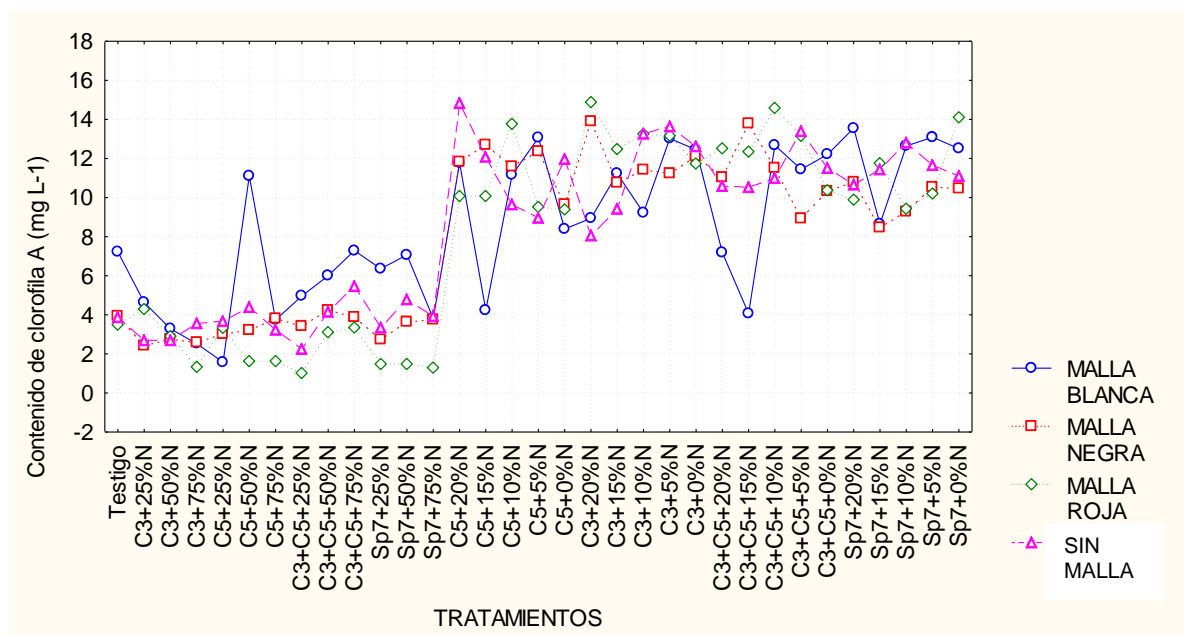
Figura 4.10. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezclas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en vitamina C (V.C) a los 60 ddt.



La Figura 4.11, muestra diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, encontrando que los tratamientos C5 + 20 % N sin malla y C3 + 20 % N bajo la malla roja presentan el mayor contenido de clorofila A con 15 y 14 mg L⁻¹ respectivamente, superando al testigo en 375 y 350 %, siendo similares a los reportados por Han y Lee, (2005), quienes reportan concentraciones de clorofila de 13 a 16.9 mg L⁻¹ en hojas de lechuga al inocular con BPCPs a una concentración de 1×10^8 UFC ml^{-1} , por su parte Zuccarini, (2007), reporta

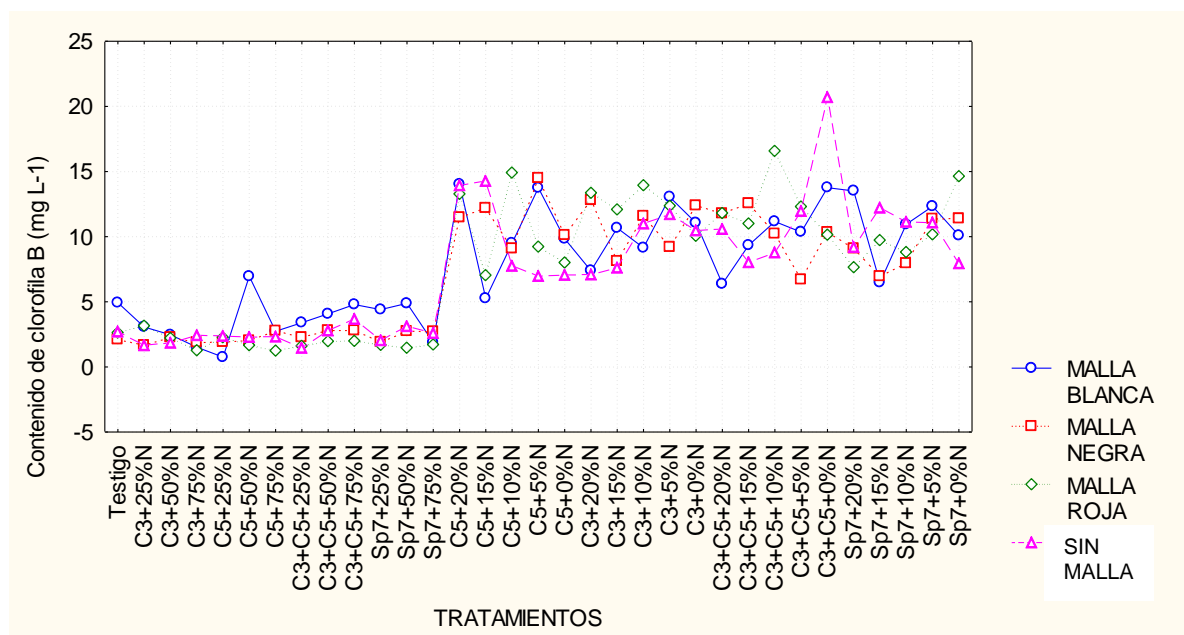
concentraciones de 22.17 mg L⁻¹ en lechuga inoculada con micorrizas y desarrolladas bajo estrés salino. Además Arkhipova *et al.*, (2005) reportó concentraciones de clorofila A de 26.7 mg L⁻¹ en su control y de 46.3 mg L⁻¹ en su tratamiento al inocular plantas de lechuga con cepas de *Bacillus subtilis*.

Figura 4.11. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10⁹ UFC ml⁻¹ adicionadas con nitrógeno, en clorofila a (C.A) a los 60 ddt.



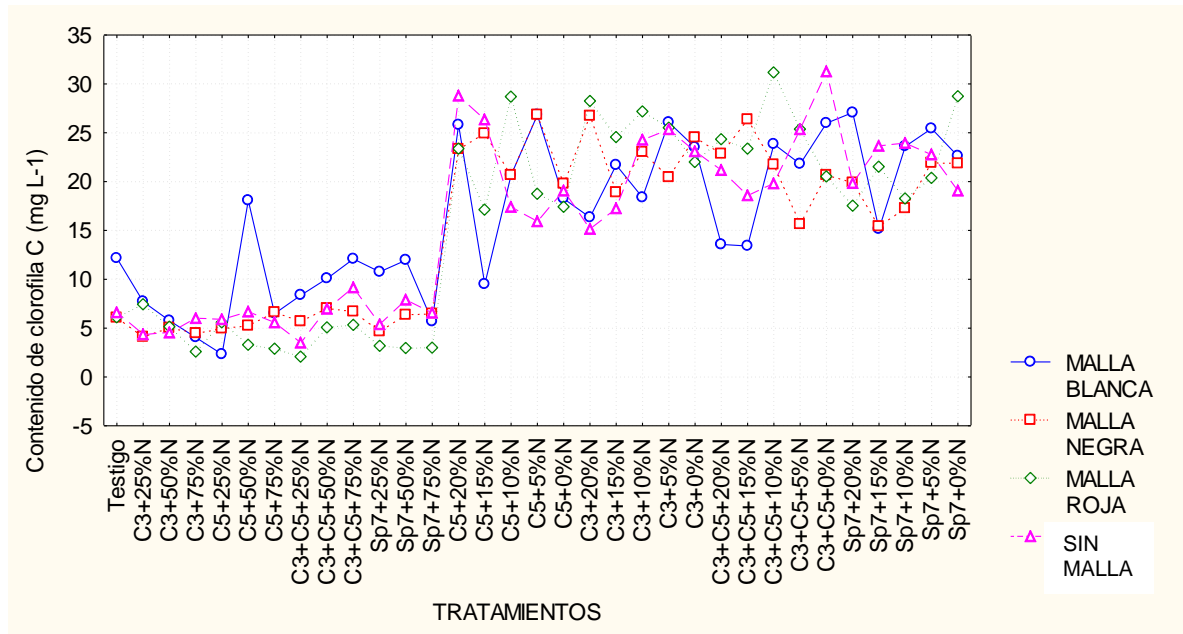
La Figura 4.12, muestra diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento C3+C5+0 % N sin malla presentó el mayor contenido de clorofila b (CB) con una concentración de 21 y 16 mg L⁻¹ respectivamente, superando al testigo en 700 y 533.3 %. Por su parte Arkhipova *et al.*, (2005) reportó concentraciones de clorofila b de 6.97 mg L⁻¹ en su control y de 13.4 mg L⁻¹ en su tratamiento al inocular plantas de lechuga con cepas de *Bacillus subtilis*.

FIGURA 4.12. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en clorofila b (C.B) a los 60 ddt.



La Figura 4.13, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que los tratamientos C3+C5+10 % N bajo la malla roja y C3 + C5 + 0 % N sin malla presentan el contenido de clorofila C (CC) más alto, con 32 y 31 $mg L^{-1}$ respectivamente, superando al testigo en 457.14 y 442.85 %.

Figura 4.13. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml⁻¹, adicionadas con nitrógeno, en clorofila c (C.C) a los 60 ddt.



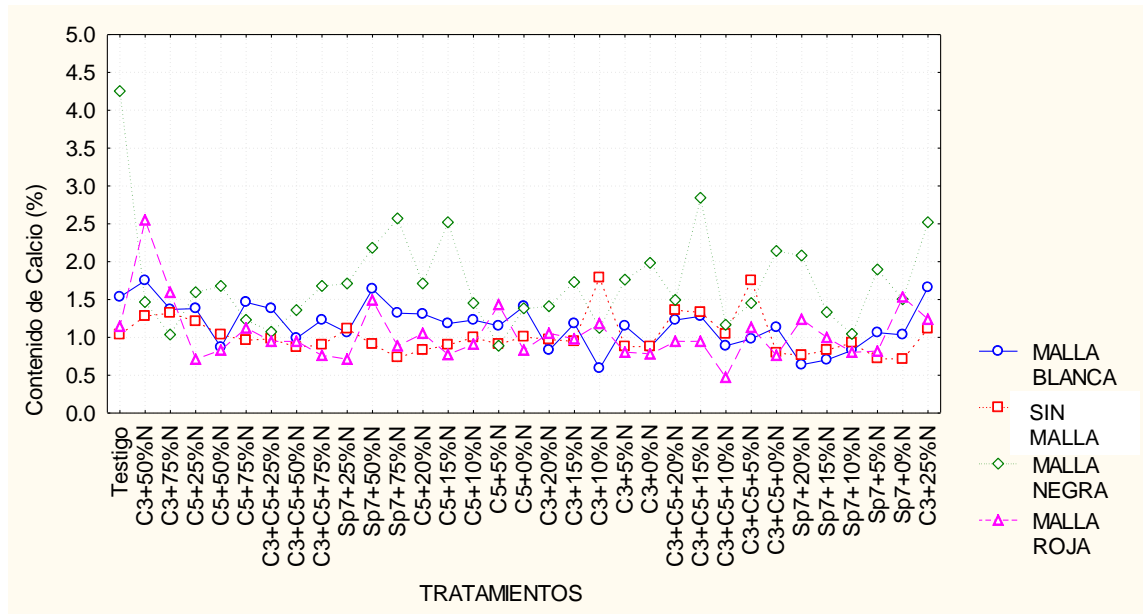
En el ANVA (cuadro 18 A), se observan diferencias significativas para K, N, Fe y P excepto para Ca y Mg. El cuadro 19 A, muestra la comparación de medias (Tukey al 0.05) que hubo influencia de las mallas sombra en la absorción y concentración de minerales contenidos en las hojas de lechuga, mostrando que bajo la malla blanca se ven favorecidas las variables (N y K), y bajo la malla roja las variables Mg, Fe y P y en la negra el Ca. Para el factor B también muestra diferencias (cuadro 20 A).

El incremento en la absorción de minerales se debe a un incremento general en el volumen del sistema de raíces y no a un mecanismo de absorción

de iones más eficaz. (Murty y Lada., 1998). Por otro lado Bashan *et al.*, (1992), al inocular frijol yorimón y frijol de soya con *Azospirillum brasilense*, incrementó el flujo de sus protones a las raíces y redujo el potencial de la membrana, por lo cual propusieron que la membrana celular funciona como un sensor sobre el efecto de *Azospirillum*. También Ammohaghaie *et al.*, (2002) y Carrillo *et al.*, (2002), corroboraron la hipótesis de Bashan 1992, al inocular raíces de trigo, observaron cambios en el potencial de la membrana de células radiculares, comprobando que la inoculación con *Azospirillum* hace más eficiente la absorción de nutrimentos.

La Figura 4.14, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el testigo bajo la cubierta negra mostró el mayor contenido de calcio (Ca) en las hojas de lechuga, con un contenido de 4.3 %, superando al testigo en 430 %, siendo estos valores superiores a los obtenidos por Han y Lee, (2005) quienes reportan concentraciones de 8.3% en hojas de lechuga inoculadas con rizobacterias, cultivadas bajo condiciones de estrés salino, además Olivares *et al.*, (2002) reportaron concentraciones de 18. 62 mg. g⁻¹ en hojas de lechuga *Arestaceae*. Además Zuccarini, (2007) reporta concentraciones de calcio de 2.4% en hojas de lechuga, inoculadas con rizobacterias y cultivadas bajo condiciones de estrés salino. Creus *et al.*, (2004) mencionan que el inocular *Azospirillum* en el cultivo de avena el contenido de calcio en granos incrementa en 125 % en comparación con las plantas no inoculadas. Gómez, (2004) reporta que el calcio se encuentra formando parte de la pared celular en forma de pectato de calcio.

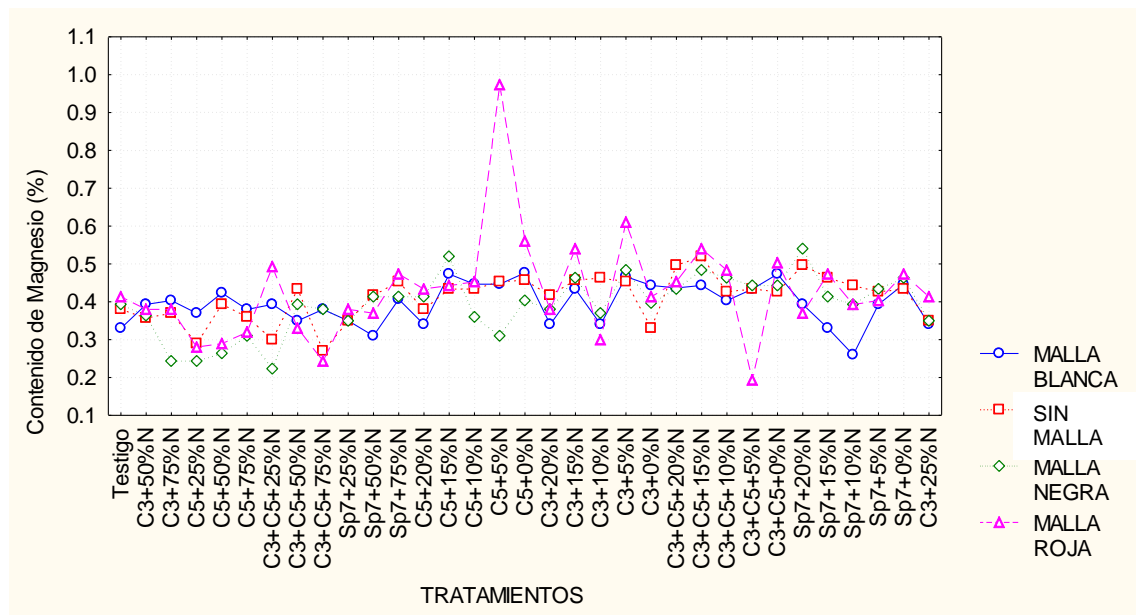
Figura 4.14. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezclas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en calcio (Ca) a los 60 ddt.



La Figura 4.15. Muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento C5 + 5 % N bajo la cubierta roja tubo el mayor contenido de magnesio (Mg) en las hojas con un contenido de 0.9 %, superando al testigo en 225 % y en este caso la malla roja ejerce cierta influencia sobre la acumulación de este elemento, forma la parte central de la molécula de clorofila y es importante en la fotosíntesis (Shaul, 2002; Gardner, 2003; Stryer 2002). Por su parte Creus *et al.*, (2004) mencionan que el inocular *Azospirillum* en el cultivo de avena el contenido de magnesio incrementa a 130 % en comparación con las plantas no inoculadas, además Krezebietke, (2008) reportó concentraciones de 0.5 a 4 % en hojas de lechuga al fertilizar con

diferentes fuentes de fertilizantes nitrogenados, además Olivares (2002) reportó concentraciones de 4.12 mg g^{-1} .

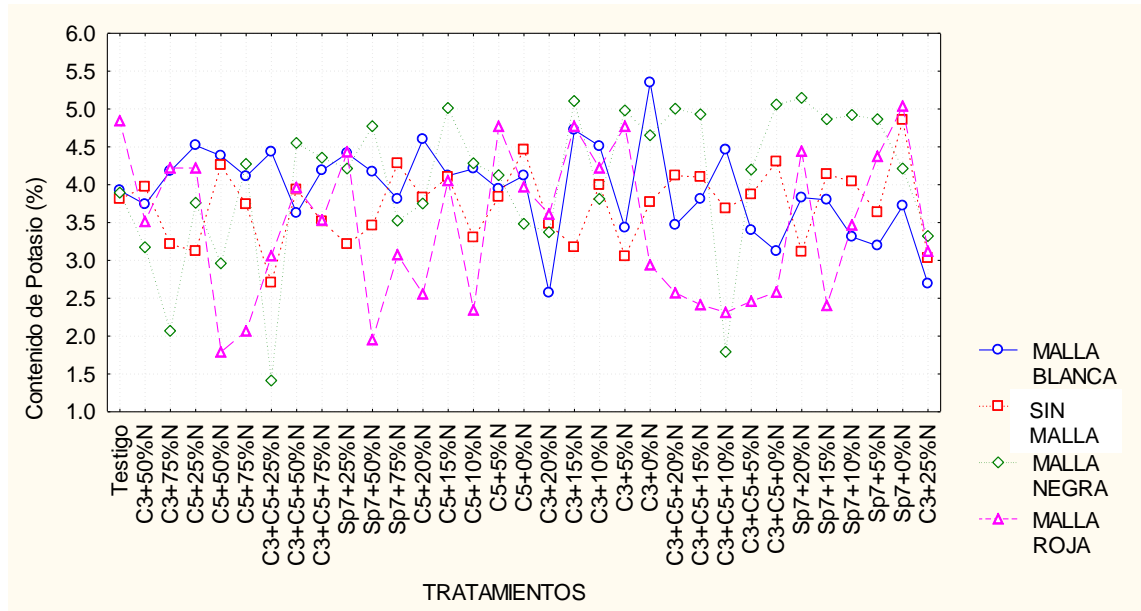
Figura 4.15. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en magnesio (Mg) a los 60 ddt.



La Figura 4.16, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento C3 + 0% de N bajo la malla blanca tubo el mayor contenido de potasio (K) en las hojas de lechuga, con una concentración de 5.4 %, superando al testigo en 142.1 %. Terry *et al.*, (2011) reportan concentraciones superiores de 7.86 % en hojas de lechuga. Además Zuccarini, (2007) reporta concentraciones de 4.36 % en hojas de lechuga, inoculadas con rizobacterias y cultivadas bajo condiciones de estrés salino. Olivares (2002) reporta concentraciones de 39.04 mg. g^{-1} en hojas de lechuga. Por su parte Creus *et al.*, (2004) mencionan que el inocular *Azospirillum* en el cultivo de

avena el contenido de potasio en granos incrementa en 22.2 % en comparación con las plantas no inoculadas, además el potasio ayuda en la fijación simbiótica del nitrógeno (Sentis *et al.*, 2004).

Figura 4.16. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezclas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en potasio (K) a los 60 ddt.

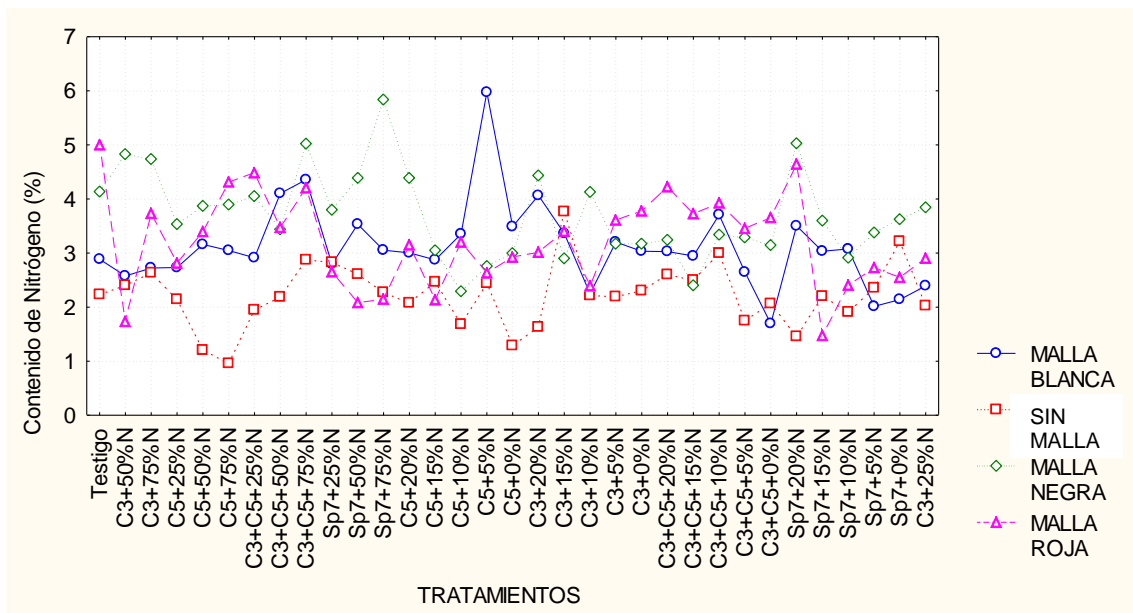


La Figura 4.17, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que el tratamiento C5 + 5% N bajo la malla blanca reporta el mayor contenido de nitrógeno (N) en las hojas de lechuga con una concentración de 6 %, siendo este resultado mayor que el testigo en 272.72 %. Terry *et al.*, (2011) reportan concentraciones de 5.74 % en el cultivo de lechuga, siendo similar a lo obtenido en este experimento. Saubidet *et al.*, (2002) mencionan que al inocular *Azospirillum* en el cultivo de avena el contenido de nitrógeno en granos incrementa en comparación con las plantas no inoculadas. Olivares *et al.*, (2002) reportan concentraciones en hojas de

lechuga *Arastaceae* de 49.29 mg. g⁻¹. Díaz *et al.*, (2001) reportaron concentraciones en diez variedades de lechuga que varían de 3.10 a 4.96 %, al ser inoculadas con *Azospirillum* sp.

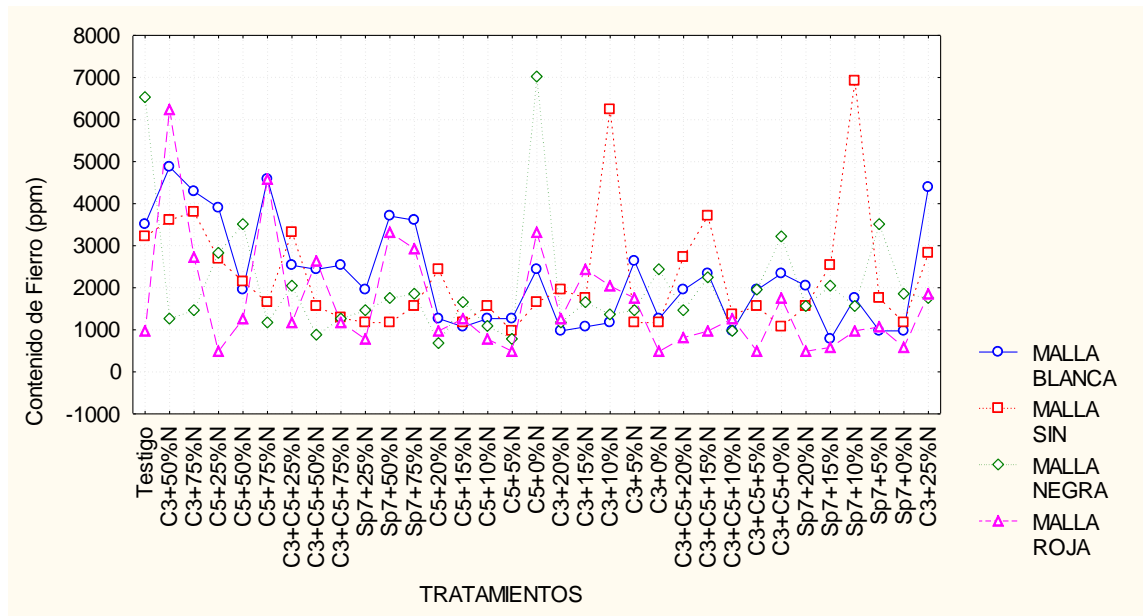
Por otro lado Creus *et al.*, (2005) mencionan que *Azospirillum* bajo condiciones aeróbicas produce 6.4 nmoles g⁻¹ de NO, después de la inoculación hay un incremento de nitrógeno en los brotes y granos de plantas inoculadas (Andrews *et al.*, 2003). La contribución de la fijación de nitrógeno bacteriana al balance del nitrógeno de las plantas, está fundamentada en el hecho de que la actividad de la nitrogenasa en raíces se incrementa significativamente (Patnaik *et al.*, 1994). Estudios en la inoculación en trigo y maíz han reportado incrementos que van del 5 al 18%. (Rennie y Thomas, 1987). De todo el nitrógeno fijado por *Azospirillum* menos del 5% se incorpora a la planta huésped (Eskew *et al.*, 1981). Sin embargo, bajo condiciones de calor y luminosidad, elevados niveles de nitrógeno pueden ser incrementados para permitir que la planta continúe creciendo y realice el máximo de producción potencial de frutos.

Figura 4.17. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10⁹ UFC ml⁻¹, adicionadas con nitrógeno, en nitrógeno (N) a los 60 ddt.



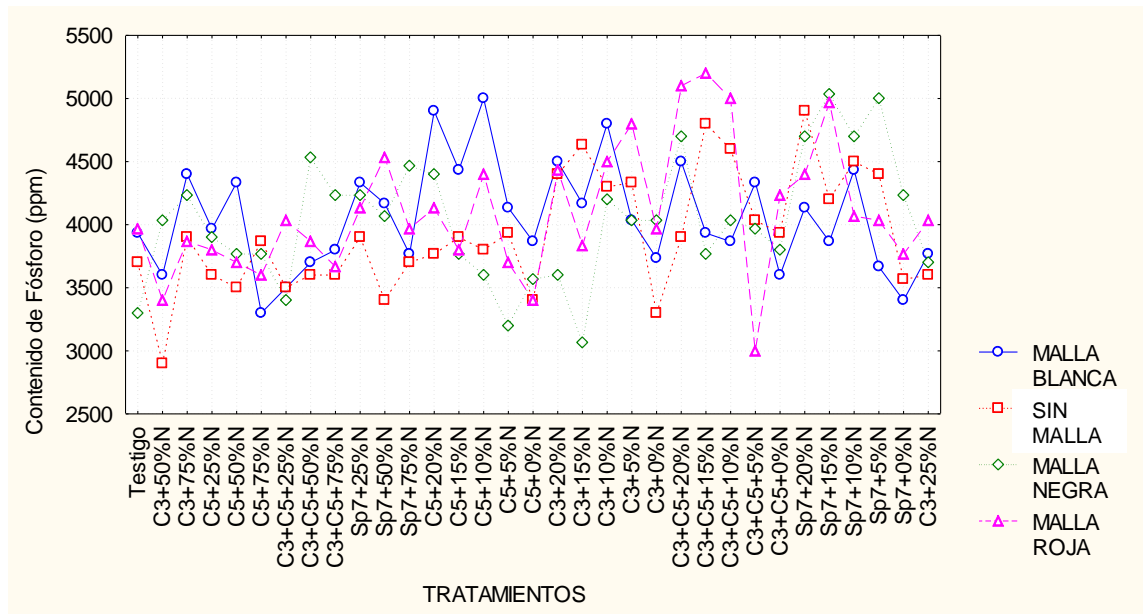
La Figura 4.18, muestra diferencias entre los tratamientos, encontrando que los tratamientos C5 + 0% bajo la malla negra y Sp7 10 % N sin malla tuvieron mayor contenido de hierro (Fe) en concentraciones de 7000 y 6900 ppm respectivamente, superando al testigo en 225.8 y 222.58 %. Por su parte Celis *et al.*, (2007) reportaron concentraciones de 40 a 50 mg. kg⁻¹ en hojas de lechuga, al hacer bioensayos de toxicidad de residuos orgánicos. Además Olivares *et al.*, (2002) reportó concentraciones de 220.5 mg. kg⁻¹ en hojas de lechuga al hacer pruebas de toxicidad con productos orgánicos, además Emry, (1982) reportó acción de las bacterias, como respuesta a la carencia de hierro, en la excreción de sideróforos hacia el medio de crecimiento, y la posterior recuperación de los mismos a través de un mecanismo de absorción, que involucra un reconocimiento por parte de un receptor de la membrana.

Figura 4.18. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezclas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en hierro (Fe), a los 60 ddt.



La Figura 4.19, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que los tratamientos C3+C5+15 % N bajo la malla roja presenta el contenido de fósforo (P) más alto en comparación con los demás tratamientos probados, con una concentración de 5200 ppm, siendo este inferior a lo reportado por Terry *et al.* (2011), quienes reportan concentraciones de 59 mg. kg^{-1} en el cultivo de lechuga, por su parte Han y Lee, (2005) reportan concentraciones de 41 a 63 mg. kg^{-1} , en lechugas inoculadas con *Azospirillum* brasilense cultivadas bajo condiciones de estrés salino, Zuccarini (2007) reportó concentraciones de 59.9 mg. kg^{-1} en hojas de lechuga, de plantas inoculadas con rizobacterias y cultivadas bajo condiciones de estrés salino. Dáz *et al.*, (2001) reportó concentraciones de 20a 35 mg. kg^{-1} en lechugas inoculadas con *Azospirillum* sp.

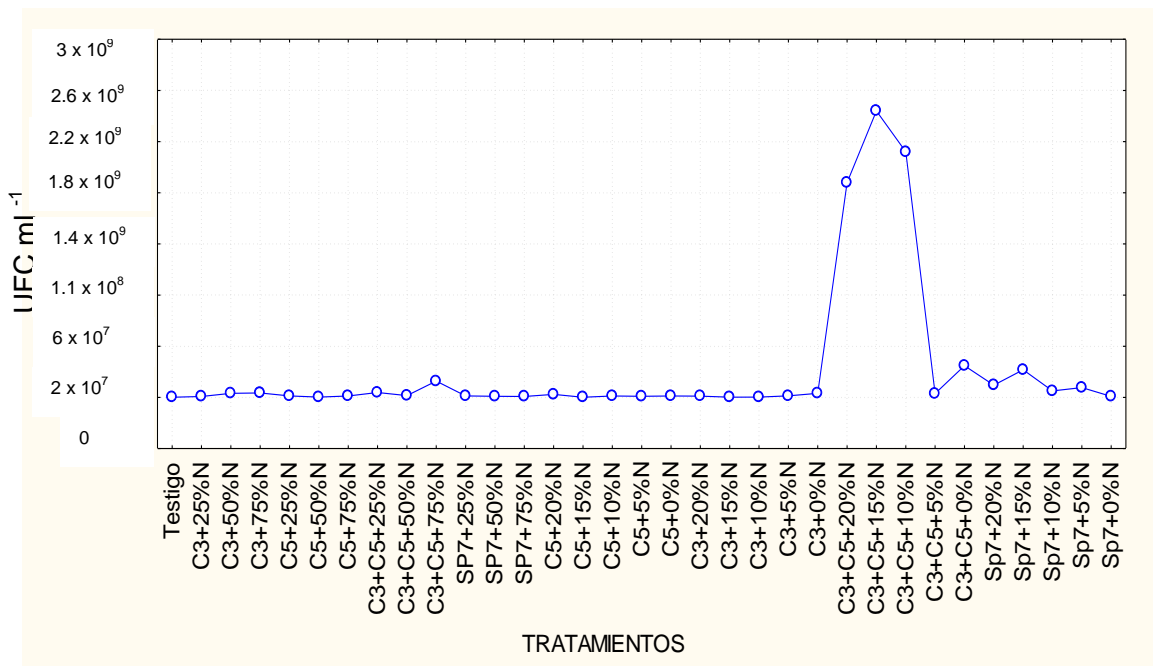
Figura 4.19. Efecto de la interacción de las mallas sombra de colores con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, en fósforo (P) a los 60 ddt.



La Figura 4.20, muestra diferencias entre los tratamientos evaluados, encontrando que los tratamientos C3+C5+15 % N y C3+C5+10 % N son estadísticamente iguales presentando las poblaciones más altas de los 33 tratamientos probados superando al testigo, con concentraciones de 2.8×10^9 UFC ml^{-1} , y 2.5×10^9 UFC ml^{-1} , seguidos por los tratamientos C3 + C5 + 20 % N y C3 + C5 + 75 % N cuyas concentraciones son 2.1×10^9 UFC ml^{-1} y 1.6×10^9 UFC ml^{-1} . Por su parte Yanez *et al.*, (2003) reportaron que al inocular con *Azospirillum* turba de Chimborazo a una concentración de 1×10^7 UFC ml^{-1} , reduce el número de UFC ml^{-1} de *Azospirillum*, en un mes de almacenamiento a 2.01×10^6 , mientras que en turba importada aumento de 1 a 2.67×10^7 UFC ml^{-1} , Velasco *et al.*, (2001) reportaron que al inocular semillas de tomate de cascara variedad rendidora, con *Azospirillum brasilense* a una concentración de

4.7×10^6 UFC ml^{-1} , al evaluar el suelo rizosferico encontrando poblaciones de 3.26×10^3 UFC g^{-1} des suelo seco y el más bajo con 1.2×10^3 UFC g^{-1} de suelo. En la raíz encontraron mayor población de 4.17×10^5 UFC g^{-1} de raíz, comparando con estos resultados los valores encontrados en las raíces de lechuga son superiores a los reportados por los autores anteriormente mencionados.

Figura 4.20. Determinación de la interacción de cepas de *Azospirillum* sp y por ciento de nitrógeno en la rizósfera de plantas de lechuga, a 10^9 UFC ml^{-1} , a los 190 ddt.



V. CONCLUSIONES

- Se encontró que las cepas 3 y 5 de *Azospirillum* sp a 10^9 UFC ml⁻¹ aisladas por Mendoza (2009), reducen el uso de fertilizante químico en un rango de 80 a 85 % y cultivadas bajo mallas sombra de colores tienen efecto sobre las variables agronómicas, bioquímicas y contenido de minerales en las hojas de lechuga
- Las cepa 3 de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml⁻¹, con el 20 % de nitrógeno inorgánico pueden ser utilizadas en este cultivo, con un rendimiento de 38.4 ton ha⁻¹
- La mezcla de cepas C3 y C5 incrementaron el contenido de clorofila b al añadir 20 % de nitrógeno, la misma mezcla sin añadir nitrógeno ni malla incrementa la clorofila c, las mismas cepas con 15 % de nitrógeno bajo la malla roja incrementaron el contenido de fósforo
- La cepa C5 + 20 % nitrógeno a sin malla incrementó el contenido de vitamina A
- La cepa 3 sin nitrógeno bajo la malla blanca incrementó el contenido de potasio, además bajo la misma malla pero con la C5 + 5 % de nitrógeno se incrementó el contenido de nitrógeno
- La malla negra tubo efectos sobre la concentración de calcio y la cepa 5 sin nitrógeno incrementó el contenido de hierro

- La malla roja presentó influencia sobre peso seco de hojas sin cepa, la cepa C3 + 20 % de nitrógeno con la misma malla favoreció la longitud de raíz y número de hojas, además la cepa C5 + 20 % de nitrógeno incrementó el contenido de carotenoides totales, la cepa 5 con 20 % de nitrógeno incrementó el contenido de vitamina C, y magnesio con la C5 + 5 % de nitrógeno.
- En la viabilidad de las bacterias se observó un incremento en la población de las cepas mixtas, más la adición del 15 al 20 % de nitrógeno químico con poblaciones de 2.8×10^9 UFC ml⁻¹, lo que permite concluir que estas bacterias no son antagónicas entre ellas
- Además *Azospirillum* sp al estar en condiciones óptimas de humedad y pH entre 6.8 y 7.8, se mantienen vivas en el sustrato, por más de un ciclo agrícola, lo cual permite establecer cultivos sin necesidad de volver a inocular.
- El uso de las mallas sombra de colores será considerado según el propósito de la producción

VI. ARTICULO

EVALUACIÓN DE *AZOSPIRILLUM* sp, Y MALLAS PLÁSTICAS DE COLORES EN LA MORFOLOGÍA Y RENDIMIENTO DE LECHUGA

EVALUATION OF *AZOSPIRILLUM* sp, AND COLOURED SHADE NETS IN THE MORPHOLOGY AND YIELD OF LETTUCE

Juan Manuel Ruiz Nieves¹, Rosalinda MendozaVillarreal^{2*}, Valentín Robledo Torres², Adalberto Benavides Mendoza², Alberto Sandoval Rangel², Víctor Zamora Villa³

¹Estudiante de la Maestría en Ciencias en Horticultura. Subdirección de Postgrado. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. ²Departamento de Horticultura. ³Departamento de Fitomejoramiento. División de Agronomía. Calzada Antonio Narro, Colonia Buenavista, Saltillo Coahuila. Cp. 25315. Tel. (844) 411-03-03. Ext. 2303 y 2304.

RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue evaluar la respuesta de la lechuga al ser producida bajo macrotúneles con mallas de color y su interacción con el *Azospirillum sp*, con diferentes concentraciones de Nitrógeno. El trabajo experimental se realizó en la localidad de Buenavista, Saltillo Coahuila. Se utilizó la variedad Great Lakes. Se aplicaron 13 tratamientos, los cuales contenían las cepas bacterianas aisladas por Mendoza (2009) cepas (C5, C7, Twin C5 y C7), más una cepa comercial Sp7 a una concentración de 10^9 ufc ml⁻¹, se manejó la solución nutritiva (Sánchez y Escalante, 2006), con el 100% de nutrientes y nitrógeno como testigo absoluto (sin cepa), 75%, 50% y 25% de Nitrógeno combinados con cepas de *Azospirillum*. Los tratamientos se establecieron dentro de macrotúneles de colores blanco, rojo, negra y el testigo (cielo abierto), bajo un diseño experimental de parcelas divididas. Se utilizaron macetas de 6 litros, con suelo: franco- arcillo –limoso como sustrato. Se evaluaron las características de crecimiento y rendimiento de las plantas de lechuga a los 60 días posteriores al trasplante. Se concluye que la combinación de malla sombra de color rojo + cepa 5 de *Azospirillum* + 50 % N produce plantas de lechuga con mayor peso y rendimiento reduciendo el 50%.de fertilizantes nitrogenados. En relación al mayor número de hojas la combinación de Cielo abierto + cepa 7 + 25 % de N, para los pesos de raíz la misma combinación excepto el contenido de nitrógeno con 75 % y finalmente la

longitud de raíz con malla negra C7 + 25 % de N. Por lo que la cepa 7 puede utilizarse como enraizador.

Palabras clave: *Azospirillum* sp, mallas plásticas de colores y concentraciones de nitrógeno.

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate the response of lettuce to be produced under macrotúneles color net and its interaction with *Azospirillum* sp, with different concentrations of nitrogen. The experimental work was conducted in the town of Buenavista, Saltillo, Coahuila. We used the variety Great Lakes. 13 treatments were applied, which contained the bacterial strains isolated by Mendoza (2009) strains (C5, C7, C5 and C7 Twin), but a commercial strain Sp7 at a concentration of 10^8 ufc ml⁻¹, the nutrient solution was handled (Schurtz, 1975), with 100% nitrogen nutrients and absolute control (no strain), 75%, 50% and 25% nitrogen combined with *Azospirillum* strains. The treatments were established within macrotuneles colored white, red, black and the control (open sky), under a split-plot experimental design. Pots were used, of 6 liters, with soil: silty clay loam as substrate. We evaluated the growth characteristics and yield of lettuce plants at 60 days after transplantation. We conclude that the combination of red shade netting+ 5 strain of *Azospirillum* + 50% N lettuce plants produce more performance by reducing weight and 50%. of nitrogen fertilizers. In relation to the more leaves the combination of open sky + strain 7 + 25% N, for the weights of root the same combination except the nitrogen content

of 75% and finally length root with black shade + C7 + 25% N. Then the strain 7 can be used as rooted.

Key words: *Azospirillum sp.*, colored shade nets and concentrations of nitrogen.

INTRODUCCIÓN

La lechuga es una de las hortalizas más importantes en la dieta del hombre a nivel mundial, y su producción ha ido en aumento (Sánchez, 2010), siendo México en el 2006 el décimo productor de lechuga con 182, 771 ton. (SAGARPA-SIAP, 2011), ocupando el octavo lugar en exportación, (Financiera, R. 2008). Actualmente el país cuenta con una superficie de 16,415.82 ha, con una producción media de 20.77 ton ha⁻¹ (Financiera Rural, 2008).

En el afán de elevar productividad y rentabilidad agrícola, se ha contribuido grandemente al deterioro ambiental. (Vázquez, 2009). Un ejemplo de ello es la contaminación del agua subterránea por nitratos producto de la fertilización excesiva, y las consecuencias asociadas a este deterioro pueden repercutir sobre la salud de las comunidades (Larios, 2009).

Por tal motivo en los últimos 20 años, una de las áreas de estudio que actualmente están impactando en la agricultura, es la aplicación de biofertilizantes a través del empleo de microorganismos como bacterias y hongos, utilizados para fertilizar de manera orgánica diversos cultivos. (Rueda *et al.*, 2007). Entre los organismos conocidos se encuentran *Rhizobium*, *Pseudomonas* y *Azospirillum*. Las Bacterias Promotoras de Crecimiento de las Plantas (BPCP), son microorganismos fijadores de nitrógeno atmosférico y a su

vez producen hormonas que aprovechan las plantas para llevar a cabo su desarrollo. (Villegas *et al.*, 2010).

Según Bashan, (2010), las bacterias del género *Azospirillum* estimulan el crecimiento de las raíces por múltiples mecanismos, incluyendo la síntesis de fitohormonas, la proliferación de las células de la raíz, la mitigación del estrés, el control biológico de la microflora patógena, además de fijar nitrógeno atmosférico (Di Bárbaro *et al.*, 2005). Según Ribaudó *et al.* (2006) los pesos frescos de raíces, brotes y las longitudes de las plantas inoculadas con *Azospirillum brasilense*, registraron un incremento del 4 y 30% respectivamente, además, el *Azospirillum* tiene la capacidad de adherirse a las raíces, y también a superficies inertes como poliestireno y arena (Abril *et al.*, 2006),

El uso de inoculantes bacterianos puede contribuir a la disminución del empleo de fertilizantes químicos y favorecer el medio ambiente. Sin embargo, su aplicación debe resultar económica, sin detrimento de los rendimientos agrícolas tradicionales. (Villar *et al.*, 2005), como en el cultivo de trigo *Azospirillum* sp nativo incrementa el rendimiento a una concentración de 10^7 UFC ml⁻¹ en suelo pobre en nitrógeno (Mendoza *et al.*, 2009)

Por otro lado el clima ha tenido cambios importantes en las temperaturas, precipitación, salinidad entre otros (Conde y Saldaña, 2007), y para mitigar dichos efectos se pueden utilizar mallas sombra comúnmente para proteger los invernaderos, frutales y plantas ornamentales de la radiación solar, insectos, pájaros, granizo, viento, nieve o fuertes lluvias. (Castellano *et al.*, 2006). Las mallas tienen la capacidad para filtrar selectivamente la radiación solar interceptada (Shahak, 2004) además están diseñadas para detectar varias

bandas espectrales de la radiación solar, y / o transformar la luz directa a la luz dispersa. (Shahak *et al.*, 2008a). Los resultados demuestran la potencia de la malla fotoselectiva para mejorar el rendimiento agro-económico de los cultivos hortícolas, especialmente en climas extremos y zonas áridas. (Shahak, 2008), frecuentemente se utilizan sobre los cultivos para reducir el estrés por calor (Elad *et al.*, 2007), también pueden aumentar la dispersión de la luz en un 50%. (Stamps, 2009), durante el día en el interior la temperatura (Pérez *et al.*, 2006) y humedad relativa (Elad *et al.*, 2007).

La industria hortícola ha manipulado la luz ambiente para mejorar los rasgos de plantas, tales como el hábito de crecimiento, la calidad del follaje, la producción de flores, y resistencia a las plagas y enfermedades. (Rajapakse y Shahak, 2007). Al cambiar la composición espectral de la luz cuando atraviesa un plástico se puede influir en el desarrollo de una planta, en algunos casos para incrementar el rendimiento y calidad de la producción (Papaseit, 2001). Las propiedades ópticas más importantes son la transmisividad y la termicidad, que se refieren al porcentaje de luz que penetra desde el exterior y el porcentaje de radiación infrarroja (Astiz *et al.*, 2010). Alteración de la distribución de longitud de onda del espectro de la influencia de la radiación solar, tienen como efecto crecimiento de las plantas, el desarrollo y la productividad, protegiendo al cultivo y reduciendo la radiación entrante (Scaracia *et al.*, 2011).

El objetivo de este estudio fue determinar la respuesta en la biomasa y rendimiento de la lechuga (*Lactuca sativa* cv. Great Lakes) sometida a la

aplicación de cepas de *Azospirillum* sp. en diferentes ambientes de crecimiento y mallas sombra de diferentes colores.

MATERIALES Y MÉTODOS

El presente trabajo de investigación se realizó durante el ciclo agrícola primavera-verano del 2010, en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México; ubicada a 25° 22' latitud Norte y 101° 22' longitud Oeste, con una altura de 1742 msnm. Con clima BWhw (x') (e), con clima seco y templado, con lluvias en verano, presentando precipitación promedio anual de aproximadamente 460.7 mm, temperaturas que oscilan entre 10.4 y -10.4 ° C, con una media anual de 17.3 °C (Mendoza, 2010).

Establecimiento del experimento

La siembra de lechuga variedad Great Lakes se realizó en charolas de poliestireno de 200 cavidades, con un volumen de 19 ml de cavidad y un diámetro de 2.5 cm, con una profundidad de 5.75 cm. previamente desinfectadas con hipoclorito al 0.1 %, con peatmoss y vermiculita en una proporción 1:1 como sustrato.

A los 30 días después de la siembra se aplicaron 3 cepas de *Azospirillum* sp aisladas de raíces de maíz (3 y 7) y trigo (5) y una cepa de *A. brasilense* (sp7) en concentración de 10^9 ufc ml⁻¹ individuales y mezcladas, se trasplantaron en bolsas para vivero, dentro de suelo franco arcillo-limoso, las cuales fueron regadas diariamente, con solución nutritiva de acuerdo a lo especificado en el Cuadro 2 (Sánchez y Escalante, 2006) con macro y microelementos además de la cepa bacteriana y N en 4 dosis de, 25%, 50%, 75% y 100% de dicha

solución según el tratamiento correspondiente. Se establecieron 13 tratamientos con 5 repeticiones. Las plántulas fueron depositadas dentro de macrotúneles de colores (blanco, negro, rojo y cielo abierto como testigo absoluto) de 24 m² de área y 2.4 m de altura,

Cuadro 1. Tratamientos establecidos en mallas sombra de colores con tres cepas nativas de *Azospirillum* sp y cuatro concentraciones de nitrógeno en Saltillo, Coahuila. UAAAN, 2011.

Tratamiento	Concentración % N	Cepa
1	100	0
2	25	5
3	50	5
4	75	5
5	25	7
6	50	7
7	75	7
8	25	5 y 7
9	50	5 y 7
10	75	5 y 7
11	25	Sp7
12	50	Sp7
13	75	Sp7

Diseño experimental

Se utilizó un arreglo experimental de bloques al azar con arreglo en parcelas divididas, incluyendo en la parcela grande (factor A) el color de la cubierta de la malla sombra del macrotunel (a1 = rojo, a2 = blanco, a3 = negro, a4 = testigo (cielo abierto) y la parcela chica (Factor B) los 13 tratamientos con

las cepas de *Azospirillum* sp individuales y mezcladas combinadas con diferente concentración de nitrógeno. Los datos fueron sometidos a un análisis de varianza con prueba de comparación de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), con Statistical Analysis System versión 9.00 (SAS, 2002).

Cuadro 2. Solución nutritiva Schuartz (1975), utilizada en la nutrición de las plántulas de lechuga.

Fertilizante	Cantidad (mg L^{-1}).
Ca NO ₃ 4 H ₂ O	638.2
(CO NH ₂) ₂	379.4
NH ₄ H ₂ PO ₄	153.8
K ₂ SO ₄	600
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	760.6
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	25
Mn SO ₄	7.8
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	1.9
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	2.2
H ₃ BO ₃	5.7
(NH ₄) ₆ Mo 7 O ₂₄ 2 H ₂ O	0.1

Variables evaluadas

Las plantas desarrolladas bajo cada túnel de color fueron evaluadas a los 60 días después del trasplante, el peso fresco (PFH) y seco de las hojas (PSH), peso fresco (PFR) y seco de la raíz (PFR) con una balanza analítica marca AND, el número de hojas (NH) en forma manual, y longitud de la raíz (LR) con cinta métrica desde la base del tallo hasta la punta de la raíz más larga.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El análisis de varianza del Cuadro 3 indica que las variables agronómicas como peso fresco (PFH) y seco de las hojas (PSH), número de hojas (NH), peso fresco (PFR) y seco de la raíz (PFR) y longitud de la raíz (LR) en plantas de lechuga, tuvieron diferencias altamente significativas. Excepto para la interacción de cubierta por repetición.

La comparación de medias en el Cuadro 4, muestra que la cubierta de color rojo favorece el incremento del 58.5 % en el peso fresco y seco de las hojas de lechuga con 40.5 % con respecto al testigo a cielo abierto demostrando con ello una mayor acumulación de biomasa, esto confirma lo encontrado por Shahak (2008) quién trabajó con cubierta roja la cuál estimula la velocidad del crecimiento vegetativo y el vigor del follaje. Por otro lado Do Bomfim *et al.*, (2010), evaluando cubiertas plásticas de colores encontró que las plantas cultivadas bajo mallas rojas fueron significativamente altas y con hojas grandes en comparación de las cultivadas con la luz solar directa.

En cuanto a las variables número de hojas, peso fresco y peso seco de la raíz, manifestaron ser favorecidas en las plantas cultivadas sin cubierta o a cielo abierto, sin embargo el PSR incrementa un 13.1% con respecto al cielo abierto esto se contrapone a lo reportado por Do Bomfim, (2010) con una disminución de la biomasa total, y especialmente de las raíces, en el cultivo de

Ocimum Selloi bajo cubierta de color rojo en comparación con plantas mantenidas bajo luz solar. Shahak *et al.*, (2004 b) reportaron un incremento del 30% en el durazno al compararlo con el testigo, también Shahak *et al.*, (2008 c) encuentran un incremento del 30 % con la malla negra y roja además de un 22 % con la malla blanca en el cultivo de uva, y un incremento del 30% en el tamaño de la pera.

Para la longitud de raíz esta fue favorecida por el color de cubierta negra por otra parte Stamps, (2008) reporta que está cubierta produce el mayor número de hojas con un incremento en el crecimiento vegetativo.

En relación a la biomasa Elad *et al* (2007) reportan un incremento en plantas de chile y la cubierta de color blanco fue la que mostró los valores más bajos en las variables estudiadas igual que lo encontrado en este experimento.

En el Cuadro 5, se puede observar el comportamiento de la interacción de las cubiertas de los túneles o mallas sombra de colores con las cepas de *Azospirillum* sp. Y las concentraciones de nitrógeno de los diferentes tratamientos del trabajo de investigación. Para las variables PFH y PSH (Peso fresco y seco de hojas el tratamiento con malla roja + cepa 5 + 50 % N) fue el que incrementó el 10.2 y 55 % con respecto al testigo químico del 100 % de N y para el Rendimiento con el mismo

Cuadro 3. Análisis de varianza realizado, a las variables agronómicas de plántulas de lechuga, desarrolladas en macrotúneles de colores.

Fuente de Variación	G. L	CUADRADOS MEDIOS					
		PFH	PSH	NH	PFR	PSR	LR
Cub	3	175691.32 **	689.39**	350.91**	8465.57**	73.56**	92.58*

Cub* rep	16	90.89 ns	3.66 ns	7.67 ns	7.28 ns	0.19 ns	9.63 ns
Cep	4	4409**	126.54**	12.10 ns	431.71**	7.30**	36.14 ns
Cub * cep	12	11376.65**	41.46**	36.05**	243.79**	2.47**	33.35*
Conc	3	21869.33**	296.30**	14.87 ns	736.79**	10.49**	26.04 ns
Cub*Conc	9	11955.63**	42.53**	26.45 **	397.60**	2.55**	47.27**
Cep* Conc	5	21517.84**	32.11**	82.51 **	195.38**	3.46**	2.54 ns
Cub*cep*conc	15	5543.07**	17.57**	15.56 **	266.91**	3.32**	15.30 ns
C.V. (%)		2.38	7.97	8.46	10.22	18.99	10.02

* y ** Significativo y altamente significativo al (* = $P \leq 0.05$, ** = $P \leq 0.01$). ns = no significativo. C.V. = Coeficiente de variación. Cub = Cubierta. Cep = Cepa. Rep = Repetición. PFH = Peso fresco de las hojas. PSH = Peso seco de hojas. NH= Número de hojas. PFR= Peso Fresco de la raíz. PSR = Peso seco de Raíz. LR= Longitud de raíz.

Cuadro 4. Valores medios de las variables evaluadas en plantas de lechuga a los 60 días posteriores al trasplante, desarrolladas en macrotuneles con malla sombra de colores.

Factor A	Valores medios					
	PFH (g)	PSH (g)	NH	PFR (g)	PSR (g)	LR (cm)
Roja	415.76 a	23.90 a	22.24 b	28.71 b	3.66 a	26.27 b
Blanca	255.47 d	19.42 b	21.26 c	11.90 d	1.29 d	26.41 ab
Negra	289.82 b	17.04 c	21.21 c	25.96 c	1.73 c	27.50 a
Cielo abierto	261.86 c	16.95 c	26.12 a	39.63 a	2.75 a	24.61 c

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.01) PFH = Peso fresco de las hojas. PSH = Peso seco de hojas. NH= Número de hojas. PFR= Peso fresco de raíz. PSR = Peso seco de raíz. LR= Longitud de raíz. g = gramos.

tratamiento hubo diferencia de 3 ton ha⁻¹ comparando con el testigo (100 % N), sin embargo al comparar con Cielo abierto sin cepa con el 100% de Nitrógeno (18.23 ton ha⁻¹) se obtiene un ahorro del 50 % en fertilización nitrogenada, en cuanto al NH (Número de hojas) el incremento en el 18.1 % en lechugas

cultivadas en C.A.+ cepa 7+ 25 % de N, para PFR y PSR (Peso fresco y seco de raíz) el tratamiento C + cepa 7 + 75 % de N fue el que mostró un incremento del 51.3 y 31.4 % respectivamente en comparación al testigo (100 % N), al respecto Ribaudó *et al.* (2006). Solo encontraron incremento del 4 % en el peso fresco de raíces en plantas inoculadas con *A. brasilense* y para LR (Longitud de Raíz) el tratamiento integrado por malla negra + c7 + 25 % de N fue el que reportó el crecimiento más grande con un 54 % en relación al testigo con malla negra, lo que reafirma que las bacterias del género *Azospirillum* estimulan el crecimiento de las raíces (Bashan, 2010).

CONCLUSIONES

La combinación de malla sombra de color rojo + cepa 5 de *Azospirillum* + 50 % N produce plantas de lechuga con mayor peso y rendimiento, reduciendo el 50% de fertilizantes nitrogenados. En relación al mayor número de hojas la combinación de Cielo abierto + cepa 7 + 25 % de N. Para los pesos de raíz la misma combinación excepto el contenido de nitrógeno con 75 % y finalmente la longitud de raíz con malla negra C7 + 25 % de N, por lo que la cepa 7 puede utilizarse como enraizador.

Cuadro 5. Comparación de medias Tukey (0.01) en la interacción de las mallas de colores con las cepas de *Azospirillum* sp y porcentaje de nitrógeno.

Tratamiento			Valores medios						
M	Cep	Con %	PFH (g)	PSH (g)	NH	PFR (g)	PSR (g)	LR (cm)	Rend (ton ha ⁻¹)
B	0	100	255.42 c	20.30 c	21.00 bc	15.00 f	2.46 de	22.00 f	20.43 c
B	5	25	247.22 c	19.84 c	20.00 c	17.00 f	2.58 d	20.80 f	19.77 c
B	5	50	246.44 c	19.30 c	20.80 bc	7.98 f	0.82 f	24.40 ef	19.71 c
B	5	75	235.58c	17.84 cd	20.60 bc	6.38 f	0.78 f	25.80 de	18.84 c
B	5 Y 7	25	183.16 e	18.30 cd	24.00 b	15.40 f	2.58 de	28.00 cd	14.65 e
B	5 Y 7	50	259.10 c	22.98 bc	18.20 cd	9.04 f	0.84 f	26.40 de	20.72 c
B	5 Y 7	75	240.24 d	17.58 cd	23.60 b	15.00 f	0.86 f	26.00 de	19.21d
B	7	25	221.68 d	16.40 cd	25.00 b	14.80 f	1.60 ef	22.80 f	17.73 d

B	7	50	310.60 b	24.60 b	21.00 bc	14.92 f	2.12 e	25.00 e	24.84 b
B	7	75	199.20 e	19.66 c	21.40 bc	7.40 f	0.80 f	29.40 c	15.93 e
B	Sp7	25	287.74 c	21.24 c	16.00 d	23.20de	2.00 e	27.80 cd	23.01 c
B	Sp7	50	201.64 de	16.22 cd	17.20 cd	9.62 f	1.30 ef	24.60 e	16.13de
B	Sp7	75	255.42 c	17.50 cd	26.80 ab	12.00 f	1.18 f	26.40 de	20.43 c
C	0	100	227.96 d	19.92 c	24.40 b	29.86 d	1.96 e	22.40 f	18.23 d
C	5	25	169.94 e	11.20 de	27.00 ab	31.52 cd	2.40 de	25.00 e	13.59 e
C	5	50	249.28 d	16.16 cd	26.20 ab	48.60 b	3.24 d	26.40 de	19.94 d
C	5	75	193.66 e	14.82 d	24.80 b	29.96 d	1.78 e	27.40 d	15.49 e
C	5 Y 7	25	309.14 b	19.32 c	25.60 b	35.92 cd	2.34 de	24.80 e	24.73 b
C	5 Y 7	50	246.90 d	17.17 cd	25.60 b	43.04 bc	3.10 d	27.80 cd	19.75 d
C	5 Y 7	75	249.88 d	17.02 cd	25.00 b	35.00 cd	2.22 e	26.00 de	19.99 d
C	7	25	205.26 d	15.12 d	29.80 a	35.60 cd	2.98 d	22.80 f	16.42 d
C	7	50	295.64 c	20.72 c	23.00 bc	48.40 bc	3.12 d	22.40 f	23.65 c
C	7	75	259.38 c	16.30 cd	28.60 a	58.20 a	6.24 a	23.20 f	20.75 c
C	Sp7	25	288.96 c	18.54 cd	26.40 b	40.50 c	3.00 d	25.20 e	23.11 c
C	Sp7	50	255.62 c	17.58 cd	26.40 b	46.40 bc	3.20 d	24.80 e	20.44 c
C	Sp7	75	225.02 d	16.04 cd	20.40 c	32.20 cd	5.00 b	21.80 f	18.00 d
N	0	100	208.80 cd	16.54 cd	17.60 cd	13.40 f	1.12 f	21.20 f	16.70 cd
N	5	25	148.98 f	9.22 f	23.00 bc	19.20 e	1.50 ef	31.20 b	11.91 f
N	5	50	261.02 c	17.16 cd	22.60 bc	33.40 cd	2.66 de	26.60 de	20.88 c
N	5	75	295.30 d	15.54 d	19.40 c	21.00 e	1.66 ef	30.40 bc	23.62 d
N	5 Y 7	25	173.98 d	16.86 cd	21.00 bc	28.00 de	2.56 de	28.00 cd	13.91 d
N	5 Y 7	50	284.24 c	22.62 bc	26.60 ab	41.00 c	1.22 f	25.40 e	22.73 c
N	5 Y 7	75	232.40 d	19.40 c	20.60 c	34.02 cd	1.04 f	27.40 d	18.59 d
N	7	25	252.92 c	12.96 de	19.60 c	23.20 de	1.98 e	32.80 a	20.23 c
N	7	50	280.24 d	19.72 c	18.60 cd	19.40 e	1.20 f	30.00 bc	22.41 d
N	7	75	322.94 b	19.72 c	23.00 bc	23.40 de	1.60 ef	24.80 e	25.83 b
N	Sp7	25	274.26 c	11.12 e	23.20 bc	31.40 d	2.62 de	28.60 c	21.94 c
N	Sp7	50	333.80b	17.50 cd	20.20 c	35.53 cd	2.40 de	25.80 de	26.70 b
N	Sp7	75	290.44 c	25.34 b	21.40 bc	14.59 f	1.00 f	25.40 e	23.23 c
R	0	100	415.76 ab	17.54 cd	18.80 cd	32.60 cd	2.56 de	26.80 d	33.26 ab
R	5	25	314.10 b	22.70 bc	22.40 bc	28.42 de	1.92 e	24.20 ef	25.12 bc
R	5	50	451.70 a	29.70 a	21.00 bc	20.86 e	4.60 bc	25.80 de	36.13 a
R	5	75	343.30 ab	26.00 ab	22.80 bc	22.44 de	4.20 c	29.00 c	27.46 ab
R	5 Y 7	25	321.82 b	22.02 bc	23.00 bc	34.00 cd	2.94 d	24.60 e	25.74 b
R	5 Y 7	50	387.24ab	22.00 bc	25.20 b	31.68 cd	3.86 c	28.00 cd	30.97 b
R	5 Y 7	75	339.42 b	29.10 a	22.40 bc	24.80 de	1.84 e	27.60 cd	27.15 b
R	7	25	353.64 ab	21.62 bc	25.00 b	31.40 d	4.38 bc	29.40 c	28.29 ab
R	7	50	381.68 ab	22.40 bc	23.00 bc	43.40 bc	1.46 ef	24.60 e	30.53 b
R	7	75	283.50 c	25.34 b	20.00 c	26.00 de	4.00 c	27.20 d	22.68 c
R	Sp7	25	397.92 ab	26.23 ab	21.00 bc	23.56 de	1.80 e	22.20 f	31.83 b
R	Sp7	50	294.84 c	22.45 bc	23.40 bc	24.86 de	1.78 e	26.00 de	23.58 c
R	Sp7	75	280.44 c	22.38 bc	22.00 bc	22.44 de	1.60 ef	26.20 de	22.43 c

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.01). PFH = Peso fresco de hojas. PSH = Peso seco de hojas. NH= Número de hojas. PFR= Peso fresco de raíz. PSR = Peso seco de raíz. LR= Longitud de raíz. M= Malla. CEP = Cepa. CON = Concentración de nitrógeno. B = Blanca. C = Cielo Abierto. N = Negra. R = Roja.

BIBLIOGRAFÍA

Abril A, C Biasutti, R Maich, L Dubbini, L Noe (2006). Inoculación con *Azospirillum* sp. En la Región Semiárida-Central de Argentina: factores que afectan la colonización rizosféricas. Ciencia del suelo. Buenos Aires. 24:1.

Astiz M, J Castillo, A Uribarri, G Aguado, S Sábada (2010). Plásticos fotoselectivos anti plagas. Navarra Agraria. 4: (1) 41-47.

- Bashan Y, L de Bashan (2010).** How the plant growth-promoting bacterium *Azospirillum* promotes a plant growth a critical assessment. *Adv. Agron* 108: 77 -136.
- Castellano S, G Russo, G Mugnozza (2006).** The influence of construction parameters on radiometric performances of agricultural nets. *Acta Horticulturae*. 718:283-290.
- Conde C. y S Saldaña (2007).** Cambio climático en América y el Caribe: Impactos, vulnerabilidad y adaptación. *Ambiente y Desarrollo*. Edición especial. pp. 23-30.
- Di Barbaro G, S Pernasetti, A Stegmayer (2005).** Evaluación del efecto de *Azospirillum brasilensis* en la germinación y emergencia del pimentonero (*Capsicum annum* L. Var. Trompa de elefante). *Cizas*. 6:75-85
- Do Bombfim L, J Pereira, E Mauro, E Alves, Vilela Susankelly, L Ferreyra (2010).** Effects of coloured shade netting on the vegetative development and leaf structure ao *Ocimum Selloi*. *Bragantia*, Campinas. 69: (2) 349-359.
- Elad Y, Y Messika, M Brand, D David, A Sztejnberg (2007).** Effect of colored shade nets on pepper powdery mildew (*Leveillula taurica*). *Phytoparasitica* 35: 285–299.
- Financiera Rural (2008).** Dirección General Adjunta de Fomento y Promoción de Negocios.
- Lirios L (2009).** Contaminación del agua por nitratos: significación sanitaria. *AMC*. 13: 2-12.
- Mendoza H (2010).** Diagnostico Climático para la zona de Influencia inmediata a la UAAAN. Departamento de agro meteorología saltillo Coahuila.
- Mendoza R, F Martínez, V Rodríguez, A Benavidez (2009).** Biofertilización con *Azospirillum* en trigo. En: Artículos en extenso. Avances en la ciencia del suelo. XXXIV Congreso Nacional de la ciencia del suelo. Edición de la Sociedad Mexicana de la Ciencia del suelo, A.C. p. 16-614.
- Papaseit P (2001).** Plásticos Agrícolas en España. *Horticultura*, S.L. 156: 1-15.
- Perez M, B Plaza, S Jiménez, M Lao, J Barbero, Bosch J (2006).** The radiation spectrum through ornamental net houses and its impact on the climate generated. *Acta Horticulturae*. 719:631–636.

- Rajapakse N, Y Shahak (2007).** Light Quality manipulation by horticulture industry. In: G. Whitelam and K. Halliday (Ed.) Light and plant development. Blackwell Publishing, UK. P. 290-312
- Ribaudo C, E Krumpholz, R Cassan, M Cantore, J Cura (2006).** Azospirillum sp. Promotes Root Hair Development in Tomato Plants through a mechanism that Involves Ethylene. Journal of Plant Growth Regulation. 24: 175-185.
- Rueda E, M Tarazón, J Barrón, F Corral, B Murillo, J García, E Troyo, R Holguín, J Larrinaga, Y Bashan, E González, M Puente, J Hernández (2007).** Bacterias promotoras del crecimiento de plantas: Biofertilizantes en la producción de halófitas con potencial agroindustrial y especies forestales nativas de ambientes árido-salinos *En:* Lira-Zaldívar, R. H. y Medina-Torres (Ed.) Agricultura Sustentable y Biofertilizantes. Editorial Serna. Monterrey, Nuevo León, México. Pp. 152-168.
- SAGARPA-SIAP (2010).** Servicio de Información Agroalimentario y Pesquera. Cierre de la producción agrícola por cultivo. P. 1.
- SAGARPA-SIAP (2011).** Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera. Avance de siembras y cosechas, Resumen nacional por estado, otoño – invierno, riego + temporal, lechuga. P.1.
- Sánchez C, E Escalante (2006).** Hidroponía. Principios y métodos de cultivo tercera reimpresión, imprenta de la Universidad Autónoma de Chapingo. Estado de México. Pp. 10-194.
- Sánchez T (2010).** Evaluación de la calidad de lechuga (*Lactuca Sativa* L.) respecto a su contenido de nitratos y materia seca. Revista de la facultad de Agronomía UNLPam 21:29-36
- Scarascia G, G Vox, E Schenttini (2011).** Radiometric properties of coloured nets for peach tree protected cultivation. Belgirate. 22- 24.
- Shahak Y (2004).** Photo-selective netting for improved performance of horticultural crops. A review of ornamental and vegetable studies carried out in Israel. Acta Horticulturae. 770: 161-168.
- Shahak Y, E Gal, O Yossi, D Ben (2008a).** Photosensitive shade netting integrated with greenhouse technologies for improved performance of vegetable and ornamental crops. Acta horticulturae. 797: 75-80.
- Shahak Y, E Gussakovsky, Y Cohen, S Lurie, R Stern, S Kfir, A Naor, I Atzmon, I Doron, Y Greenblat (2004b).** Color Nets: A new approach for light manipulation in fruit trees. Acta Horticulturae. 636:609–616.

- Shahak Y, Gussakovsky E (2004c).** Color nets: Crop protection and Light-Quality Manipulation in one Technology. *Acta Horticulturae*. 659
- Shahak Y, K Ratner, Y Giller, N Zur, E Or, E Gussakovsky, R Stern, P Sarig, E Raban, E Harcavi, I Doron, Y Greenblat-Avron (2008 c).** Improving solar energy utilization, productivity and fruit quality in orchards and vineyards by photoselective netting. *Acta Horticulturae*. 772:65–72.
- Stamps R (2008).** Differential effects of colored shade nets on three cut foliage crops. *Acta Horticulturae*. 770:169–176.
- Stamps R (2009).** Use of colored Shade netting in horticulture. *Horticulture Science*. 44: 239 – 240.
- Vázquez A, C Landeros (2009).** Agricultura y deterioro ambiental. *Elementos*. 73: (16) 19.
- Villar J, M Viñals, X Álvarez, M Dorta (2005).** Tecnología de producción de inoculantes de *Azospirillum* y Factibilidad Económica de su Aplicación Agrícola en Cultivos Seleccionados. *Cultivos Tropicales*. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA) La Habana, Cuba. 26:(3) 23-26
- Villegas J, E Rueda, B Murillo, M Puente, O Grinaldo, S Avilés, J Ponce (2010).** Efecto de la Inoculación de *Azospirillum halopraheferens* y *Bacillus amyloliquefaciens* en la germinación de *Prosopis chilensis*. *Tropical and subtropical Agroecosystems*. 12: (1) 19-32.

VII. LITERATURA CITADA

- A.O.A.C. 1980.** Official Methods of Analysis 13th ed., Association of Official. Analytical Chemists Washington, D. C. 15, 547-562.
- Acámović G. 2011.** Vitamin C content of different types of lettuce varieties. *Acta Agriculturae Serbica*. 16 (32): 83-89.
- Alexandre G, S Greer, L Zhulin. 2000.** Energy taxis is the dominant behavior in *Azospirillum brasilense*. *J. Bacteriol.* 182(21): 6042-6048.
- Alzate J. 2008.** Monografía del cultivo de la lechuga. Inteligencia en la producción. Colinagro. P. 6-37.
- Ammoaghaie R, A Mostajeran, G Emitiazi. 2002.** The effect of compatible *Azospirillum brasilense* strains on proton efflux of intact wheat roots-*Azospirillum* and proton efflux of wheat root. *Plant soil*. 243: 155-160.
- Andreo, C. (1984).** Fotosíntesis. Secretaría general de la organización de los estados americanos, programa regional de desarrollo científico y tecnológico. Pp. 89-113.
- Andrews M, E James, S Cummings, A Zavalin, L Vinogradova, B McKenzie. 2003.** Use of nitrogen fixing bacteria inoculants as a substitute for nitrogen fertilizers for dry land Gramineous crops: progress made mechanisms of action and future potential. *Symbiosis*. 35: 209-229.
- Antón A, Lizaso J. 2003.** Nitritos, nitratos y nitrosaminas. En: Fundisa. Artículos de divulgación. Pp. 75-83.
- Arkhipova T, S Veselov, A Melentiev, E Martynenko, G Kudoyarova. 2005.** Ability of bacterium *Bacillus subtilis* to produce cytokinins and to influence the growth and endogenous hormone content of lettuce plants. *Plant and soil*. 272: 201-209.
- Armas R, E Ortega, R Rodés. 1990.** Nutrición mineral. *Fisiología Vegetal*. Ed. Pueblo y Educación. Cuba. p. 132 - 133.

- Arzanesh M, H Alikhani, K Khavazi, H Rahimian, M M iransari. 2010.** Wheat (*Triticum aestivum* L.) growth enhancement by *Azospirillum* sp. Under drought stress. Springer. World Journal Microbiol Biotechnol. 1-9.
- Ascary M, A Mostajeran, R Amooaghaei, M Mostajeran. 2009.** Influence of the Co-inoculation *Azospirillum brasilense* and *Rhizobium meliloti* plus 2, 4 D on Grain Yield and N, P, K content of *Triticum aestivum*(Cv. Baccros and Mahdavi). American Eurasian. Journal. Agriculture. & Environment. Science., 5(3): 296-307.
- Ayala F. 2012.** Aplicación de mallas sombra. Horti cultivos. Agrosintesis. Pp. 46-49.
- Baca B, L Soto, M Pardo. 2000.** Fijación Biológica de Nitrógeno. Elementos. 38: pp. 43-49.
- Bahorun T, A Luximon, A Croizier, O Aruoma. 2004.** Total phenol, flavonoid, proanthocyanidin and vitamin C levels and antioxidant activities of Mauritian vegetables. Journal of the Science of Food and agriculture. 84 (12): 1553-1561.
- Barcelo J. (2001).** Fisiología vegetal. Ediciones Pirámide (Grupo Anaya, S.A). Madrid pp.165-175.
- Bare J, M Pozo, R Azcon, A Aguilar, 2005.** Microbial co-operation in the rizosphere. Journal of experimental Botany 56(417): 1761-1778.
- Baron C, C Bares, F Maradei, G Sanchez. 1996.** Poscosecha de lechuga. Boletín Hortícola, octubre. 28 - 32.
- Bashan Y, G Holguín. 1998.** Proposal for the division of plant growth-promoting rhizobacteria in to two classifications: biocontrol PGPB (Plant Growth Promoting Bacteria) and PGPB. Soil. Biology. Biochem. 30: 1225-1228.
- Bashan Y, L de –Bashan 2010.** How the plant growth-promoting bacterium *Azospirillum* promotes plant growth- a critical assessment. Adv Agronomy 108:77–136
- Bashan Y, L Alcaraz, G Toledo. 1992.** Responses of soybean and cowpea root membranes to inoculation with *Azospirillum brasilense*. Symbiosis. 13: 217-228.
- Bashan Y, L Bashan. 2002.** Protection of tomato seedings against infection by *pseudomonas syringae* pv tomato by using the plant growth promoting bacterium *Azospirillum brasilense*. Applied and Environmental Microbiology. 68 (6): 2637-2643.

- Bashan Y, L de Bashan (2005).** Bacteria / Plant growth – promotion. En Hillel D (Ed). Encyclopedia of soils in the environment. Vol. 1. Elsevier. Oxford. RU. Pp. 103-115.
- Bashan Y. 1990.** Short exposure to *Azospirillum brasilense* Cd inoculation enhanced proton efflux in intact wheat roots. Canadian Journal. Microbiol. 36: 419-425.
- Bashan Y. 1998.** Inoculant of plant growth-promoting bacteria for use in agriculture. Biotechnology Advances. 16, 729-770.
- Bashan Y. 1999.** Interactions of *Azospirillum* spp. in soils: a review. Biol. Fertil. Soils. 29. 246-256.
- Batschauer, A. 1999.** Light perception in higher plants. Cell. Mol. Life Sci. 55:153–166.
- Beijerinck M, E Über. 1925.** Welchs frein Stickstoff binder Kann, zentraibi. Bakteriell. Parasitenkd. Infektionskr. Abt. 63: 353.
- Below F. 2002.** Nitrogen metabolism and crop productivity, In handbook plant and crop physiology. Second edition. Edited by Mohammad Perssaraki. New York. Pp. 385- 406.
- Bepete M, A Lakso. 1998.** Differential effects of shade on early season fruit and shoot growth rates on Empire apple branches. Horticulture Science. 33: 823-825.
- Boink, A. y Speijers, G. 2001.** Health effects of nitrates and nitrites, a review. International Conference on Environmental Problems Associated with Nitrogen Fertilisation of Field Grown Vegetable Crops. Act Horticulturae, 563.
- Bothe H, H Körsgen, T Lehmaher, B Hundeshagen. 1992.** Differential effects of *Azospirillum*, auxin and combined nitrogen on the growth of the roots of wheat. Symbiosis. 13: 167- 179.
- Brackett R. 1999.** Incidence, contributing factors, and control of bacterial pathogens in produce. Postharvest Biology and Technology 15:305- 311.
- Brand, D.R. David, and A. Sztejnberg. 2007.** Effect of colored shade nets on pepper powdery mildew (*Leveillula taurica*). Phytoparasitica 35:285–299.
- Brant R, J Pinto, L Rosal, C Alburquerque, S Bertolucci, R Correa (2008).** Crescimento de Melissa cultivada sob malhas fotoconversoras. Horticultura Brasileira 26:56-60.

- Briassoulis D, A Mistriotis, D Eleftherakis. 2007.** Mechanical behaviour and properties of agricultural nets. Part I: Testing methods for agricultural nets. *Polymer Testing*. 26: 882-832.
- Britton G. 1985.** General Carotenoid method. In: *Methods in enzymology*. Academic Press. Inc. Ed: J. H. Law and H. C. Rilling (1985). 111:113-149.
- Bürgmann H. 2005.** Effects of model root exudates on structure and activity of a soil diazotroph community. *Environ. Microbiol.* 7 (11):1711. 2005.
- Caballero J, J Onofre, A Wong, R Castro, P Estrada, J Rodriguez, R Suarez, Iturriaga G, L Martinez. 2010.** Uso de *Azospirillum* en México como Biofertilizante y potencial de nuevas especies bacterianas como biofertilizantes, agentes de biorremediación y biocontrol de fitopatogenos. XIII Congreso Nacional de biotecnología y Bioingeniería. P. 235.
- Caesar T, A Caesar, J Gaskin, U Sainju, W Busscher. 2007.** Taxonomic diversity of predominant culturable bacteria associated with microaggregates from two different agroecosystems and their ability to aggregate soil in vitro. *Applied Soil Ecology* 36 (1): 10-21.
- Caldsari J. (2007).** Manejo de la luz en invernaderos. Los beneficios de la luz de calidad en el cultivo de hortalizas. Primer Simposio Internacional de Invernaderos. México: 1-15.
- Camargo, J.A. y Alonso, A. 2006.** Inorganic nitrogen pollution in aquatic ecosystems: causes and consequences. *Environment International*, 32: 831–849.
- Carranza C, O Lancho, D Miranda, B Chaves. 2009.** Análisis del crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L.) "Batavia" cultivada en suelo salino en la Sabana de Bogotá. *Agronomía Colombiana*. 27: (1) 41-48.
- Carrillo A, C Li, Y Bashan. 2002.** Increased acidification in the rhizosphere of cactus seedlings induced by *Azospirillum brasilense*. *Naturwissenschaften*. 89: 428-432.
- Cartechini A, A Palliotti. 1995.** Effect of shading on vine morphology and productivity and leaf gas Exchange characteristics in grapevines in the field. *Am. Journal. Enol. Vitic.* 46: (2) 227-234.
- Cassán F, D Perrig, V Sgroy, O Masciarelli, C Penna, V Luna. (2009 a).** *Azospirillum brasilense* Az 39 and *Bradyrhizobium japonicum* E 109. Inoculated singly or in combination promote seed germination and early seedling growth in corn (*Zea mays* L.) and soy bean (*Glycine max* L.). *European Journal of Soil Biology*. 45. pp. 28-35.

- Cassán F, S Maiale, O Masciarelli, A Vidale, V Luna, O Ruiz. (2009 b).** Cadaverine production by *Azospirillum brasilense* and its possible role in plant growth promotion and osmotic stress mitigation. *European Journal of Soil Biology*. 45: 12-19.
- Castellano S, M Scarascia, G Russo, D Briassoulis, A Mistriotis, S Hemming, D Waaijenberg. 2008.** Plastic Nets in Agriculture: a General Review of Types and Applications. *Applied Engineering in Agriculture*. 24 (6): 799-808.
- Castellanos T, F Ascencio, Y Bashan. 2000.** Starvation-induced changes in the cell surface of *Azospirillum lipoferum*. *FEMS. Microbiol. Ecol.* 33, 1-9.
- Celis J, M Sandoval, M Briones. (2007).** Bioensayos de fitotoxicidad de residuos orgánicos en lechuga y ballica anual realizados en un suelo alfisol degradado. *Journal Soil Science. Plant nutrition*. 7 (3): 51-60.
- Cerny T, J Faust, D Layne, N Rajapakse. 2003.** Influence of photoselective films and growing season on stem growth and flowering of six plant species. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 128:486–491.
- Chanway C. 1997.** Inoculation of tree roots with plant growth promoting soil bacteria: An emerging technology for reforestation. *Forest Science*. 43: 99-112.
- Cheeseman J, Lovelock C. 2004.** Photosynthetic characteristics of dwarf and fringe *Rhizophora* angle in a Belizean mangrove. *Plant Cell & Environment* 27: 768–780.
- Chen Z, T Young, J Ling, S Chang, D Gallie. 2003.** Increasing vitamin C content of plants through enhanced ascorbate recycling. *PNAS* 100(6): 3525-3530.
- Chiesa A, I Mayorga. 2007. Factores de precosecha que afectan la calidad postcosecha en lechuga (*Lactuca sativa* L). V Congreso Interamericano de tecnología postcosecha y agroexportaciones. Pp. 1120-1131.
- Chiesa A. (2010).** Factores precosecha y postcosecha que inciden en la calidad de la lechuga. *Horticultura Argentina*. 29 (68): 28-32.
- Chiu T, C Bould (1977).** Sand-culture studies on the calcium nutrition of young apple trees with particular reference to bitter pit. *J. Horticulture. Science*. 52: 19-28.
- Clifford S, E Runkle, F Langton, A Mead, S Foster, S Pearson, R Heins 2004).** Height control of punsettia using photoselective filters. *Horticulture Science* 39 (2): 383-387.

- Cohen A, R Bottini, P Piccoli (2008).** *Azospirillum brasilense* sp 245 produces ABA in chemically-defined culture medium and increases ABA content in *Arabidopsis* plants. *Plant Growth Regulated*. 54: 97-103.
- Colonia. 2008.** Estándares de calidad de lechuga romana. *Horticultura Argentina*. 29(68):28-32.
- Couture R, M Cantwell, I.; Ke, D. & Saltveit Jr., M.E. 1993.** Physiological attributes related to quality attributes and storage life of minimally processed lettuce. *Horticulture Science* 28(7): 723-725.
- Creus C, M Graciano, E Cassanovas, M Pereyra, M Simmontachi, S Puntarulu, C Barassi, L Lamattina. (2005).** Nitric oxide is involved in *Azospirillum brasilense*-induced lateral root formation in tomato, *Planta*. 221: 297-303.
- Creus C, R Sueldo, C Barassi. 2004.** Water reation and yield in *Azospirillum* inoculated wheat exposed to drought in the field. *Candian Journal of Botany*. 82: 273-281.
- DeBaun, M.R. y Vichinsky, E. 2007.** Hemoglobinopathies. In: Kliegman et al., Eds. *Nelson Textbook of Pediatrics*. Elsevier, 462.
- Demmig A, W Adams. 1992.** Photochemical and other responses of plants to high light stress. *Rev. Plant Physiology. Plant Molecular. Biology*. 43:599-626.
- Di Barbaro G, S Pernasetti, A Stegmayer (2005).** Evaluación del efecto de *Azospirillum brasilensis* en la germinación y emergencia del pimentonero (*Capsicum annum* L. Var. Trompa de elefante). *Cizas*. 6:75-85.
- Díaz A, G Cayon, J Mira. 2007.** Calcium metabolism and its relationship with “maturity brozing” in banana fruits. *Agronomía Colombiana*. 25 (2): 280-287.
- Díaz C, E González, J Alvarez, M Silva. 2003.** Estudio preliminar de diferentes técnicas de aplicación de un biofertilizante a base de *Azospirillum* sp. En el cultivo de la lechuga. (*Lactuca sativa* L.) Centro Agrícola. Jardín Botánico de Villa Clara. 30: 18-22.
- Diaz P, R Ferrera, J Almaraz, G Alcantar. 2001.** Inoculación de bacterias promotoras de crecimiento en lechuga. *Terra. Latinoamericana*. 4: (19) 327-335.
- Dieter P (1984).** Calmodulin and calmodulin-mediated process in plants. *Plant Cell Environ*. 7: 371-380.
- Dobbelaere S , A Croonenborghs, Thys D, Ptacek D, Labandera C , Caballero J , Aguirre J, Burdman S, Sang S, Okon J (2001).** Responses of agronomically

important crops to inoculation with *Azospirillum*. Aust. Journal. plant physiology. 28 (9):871-879

Dobbelaeres A. A Thys, S Vande. J Vanderleyden. 1999. Phytostimulatory effect of *Azospirillum brasilense* wild type and mutant strains altered in IAA production on wheat. Plant and Soil. 212, 155-164.

Döbereiner J, M Day. 1976. Associative Symbioses in tropical grasses: characterization of microorganisms and nitrogen fixation . Edited by W. E. Newton and J, Nymans. Washington State University. Press. Pulman, W A. pp. 518-538.

Döbereiner J. 1992. The genero *Azospirillum* and *Herbaspirillum*, En A. Balows, H. G. Trüper, M. Dworkin, W. Harder and K.-H. Schleifer (ed.), The prokaryotes. A handbook on the biology of bacteria: ecophysiology, isolation, identification, applications. Springer-Verlag. New York. p. 2236 2253.

Dubrovsky J, M Puente, Y Bashan. 1994. *Arabidopsis thaliana* as a model system for the study of the effect of inoculation by *Azospirillum brasilense* sp-245 on hair root hairs growth. Soil. Biology. Biochemical. 26: 1657-1664.

Ecker B, O Baller, G Kirchhof, A Halbritter, M Stoffels, A Hartman. 2001. *Azospirillum doebereineriae* spp. Nov., a nitrogen-fixing bacterium associated with the C4- grass Miscanthus. Internat. J. Sistem. Evolut. Microbiol. 51, 17-26.

Eckert B, O Baller, G Kirchhof, A Halbritter, M Stoffels, A Hartman. 2001. *Azospirillum doebereineriae* spp. nov., a nitrogen-fixing bacterium associated with the C4 – grass Miscanthus. Internat. J. Sistem. Evolut. Microbiol. 51, 17-26.

EFSA. 2008. European Food Safety Authority. Factors influencing the concentration of nitrate in plants. The EFSA Journal, 689: 1-79.

Elein T, A Leyva, A Hernandez. 2005: Microorganismos benéficos como biofertilizantes eficientes para el cultivo del tomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill). Revista Colombiana de Biotecnología, Vol. 7: (2). 47-54.

Emery T. 1982. Iron metabolism in human and plants. Am. Sci. 70:626-632.

Favela E, P Preciado, A Benavides. 2006. Manual para la preparación de soluciones nutritivas. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. p 10- 12.

Fernandes A, H Martinez, P Pereira, M Fonseca. 2002. Productividade e acumulo de nitrato e estado nutricional de cultivares de alface, em hidroponia, em função de fontes de nutrientes. Horticultura Brasileira. Brasilia. 20 (2): 195- 200.

- Financiera Rural (2008).** Dirección General Adjunta de Fomento y Promoción de Negocios.
- Fisher S E, S I fisher, S Magris, G Mori (2007).** Isolation and Characterization of bacteria from the rizosphere of wheat. *World Journal Microbiology Biotechnology*. 23: 895-903.
- Fletcher, D.E. 1991.** Managing nitrogen for ground water quality and farm profitability. In: Follet et al. Eds. *Soil Science Society of America Journal*, 9-16.
- Fontanetto H, O Keller, S Gambaudo, N Sosa, L Belotti, C Negro, D Giailevra, J Albrencht, H Boshchetto. 2010.** Efecto de un promotor Biológico del crecimiento vegetal y de la fertilización en trigo. *Información técnica del trigo y otros cultivos de invierno. Campaña. Publicación Miscelanea*. 116: 50-56.
- Fravel D, J Marois, R Lumsden, W Connick. 1985.** Encapsulation of potential biocontrol agents in an alginate-clay matrix. *Phytopathology*. 75. 774-777.
- Gardner, R.C. (2003).** Genes for magnesium transport. *Curr. Opin. Plant Biology*. 6, 263–267.
- Garrido M, D Cárdenas, R Bonilla, L Vera. 2010.** Effect of the edaphoclimatic factors and pasture species on the diversity of diazotrophic bacteria. *Pastos y Forrajes*. 33: (4) 122-129.
- Gazula, A.; Kleinhenz, M.D.; Schheerens, J.C.; Ling, P.P. & Streeter, J.G. 2004.** Temperature and genotype affect anthocyanin concentrations in lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Horticulture Science* 39 (4): 864.
- German M, S Burdman, Y Okon. 2000.** Effects of *Azospirillum brasilense* on root morphology of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) under different water regimes *Biology. Fertiles . Soil*. 32, 259-264.
- Gil M. 1995.** Elementos de fisiología vegetal. Ediciones Mundi- prensa. 1^{era} edición. Madrid. P.1147.
- Gómez J. 1996.** Sustitutos de la fertilización. Desde el surco. Quito Ecuador. P.23- 28.
- Gómez M. 2004.** Fertilización foliar. La tecnología agrícola del siglo 21. Nutrición vegetal. P. 80.
- Gregg X, J Prchal. 2008.** Red blood cell enzymopathies. In: Hoffman *et al.*, Eds. *Hematology: Basic Principles and Practice*. Elsevier, 45.
- Grotewold E. 2006.** The genetics and biochemistry of floral pigments. *Annual Review of Plant Biology* 57:61–80.

- Han H, K Lee. 2005.** Plant Growth Promoting Rhizobacteria Effect on Antioxidant Status, Photosynthesis, Mineral Uptake and Growth of Lettuce under Soil Salinity. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences* 1(3):210-215.
- Hernández F (2008).** Efecto de cepas de *Azospirillum sp.* En la productividad del pimiento morrón (*capsicum annum L.*). Tesis de Maestría Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila.
- Hetcht- Buchholz (1979).** Calcium deficiency and plant structure. *Commun. Soil. Sci. Plant Anal.* 10: 67-81.
- Hewitt E. 1963.** The essential nutrient elements requirements and interactions in plants. Pp. 137-362. En: F.C. Steward (ed.). *Plant physiology* Vol. III. Academic Press, New York.
- Hodis H, Mack W, Labree L. 1995.** SERIAL Coronary angiographic evidence that antioxidant intake reduces progression of coronary artery atherosclerosis. *JAMA*; 273(23):1849-1854.
- Hoffland E, P Bakker, V Loon (1997).** Multiple disease protection by rizobacteria that induce systemic resistance -replay. *Phytopathology.* 87. 2, 138.
- Hoque M, H Ajwa, B Mou. 2004.** Nitrogen, phosphorus, and potassium fertilization effects on nutritional composition of lettuce. *HortScience* 39(4):872.
- Hoque, M.; Ajwa, H. & Mou, B. 2004.** Nitrogen, phosphorus, and potassium fertilization effects on nutritional composition of lettuce. *HortScience* 39(4):872.
- INPOFOS. 1988.** Potasio. Manual de fertilidad de los suelos y su manejo. p. 44–49.
- Jeffrey S, G Humphrey. 1975.** New spectrophotometric equations for determining chlorophylls a, b y c1 y c2 in higher plants, algae and natural phytoplankton. *Biochem. Physiol. Pflanzen.* 167: 191-194.
- Kadouri D., Jurkevitch E., Okon Y. 2003.** Poly β -hydroxybutyrate depolymerase (PhaZ) in *Azospirillum brasilense* and characterization of a phaZ mutant. *Arch. Microbiol.* 180, 309-318.
- Kambalapally, V. and N.C. Rajapakse. 1998.** Spectral filters affect growth, flowering, and postharvest quality of Easter lilies. *HortScience* 33:1028–1029.
- Kasperbauer, M.J.; Hamilton, J.L.1984.** Chloroplast structure and starch grain accumulation in leaves that received different red and far-red levels during development. *Plant Physiology*, v.74, p.967-970.

- Katupitiya S, J Millet, M Vesk, L Viccars, A Zeman, Z Lidong, C Elmerich, L Kennedy . 1995.** A mutant of *Azospirillum brasilense* Sp7 impaired in flocculation with a modified colonization pattern and superior nitrogen fixation in association with wheat. *Appl. Environ. Microbiol.* 61(5): 1987-1995.
- Katzy E, L Borisov , A Scheludko. 2001.** Effect of the integration of vector pJFF350 into plasmid 85-Mda of *Azospirillum brasilense* Sp245 on bacterial flagellation and motility. *Russ. J. Genet.* 37 (2): 183-189.
- Ke D, M Salveit. 1989.** Wound-induced ethylene production, phenolic metabolism and susceptibility to russet spotting in Iceberg lettuce. *Physiologia Plantarum* 76:412-418.
- Keeney, D.R. 1986.** "Sources of nitrate to groundwater". *Critical Reviews in Environmental Control*, 16: 257-304.
- Kim K, H Deka, C Woo, C Shagol, M Tong. 2010.** Isolation and evaluation of inoculation effect of *Azospirillum* sp. On growth, colonization and nutrient uptake of crops under green house condition. 19th World congress of soil science, Soil solutions for changing world. Brisbane, Australia.
- Kloepper J, R Zablotowicz. B Tipping, R Lifshitz.1991.** Plant growth promotion mediated by bacterial rhizosphere colonizers. In: *The Rhizosphere and Plant Growth*. D.L. Keister and P.B. Cregan (eds.). Kluwer Academic Publisher. Dordrecht. 1991, 315-326.
- Kolmans E, D Vázquez. 1996.** La importancia de los nutrientes. *Manual de agricultura Ecológica. Una introducción a los principios básicos y su introducción.* p. 36-37.
- Krarup, C.; Lipton, W. & Toledo, J. 1987.** Primer curso internacional de postcosecha de hortalizas. Mercado Central de Buenos Aires, Argentina. P. 433.
- Krzebietke S. 2008.** Response of butter lettuce (*Lactuca sativa* L.) to different forms of nitrogen fertilizers with chlorine and sulphates. *Journal elemental.* 13(4): 581-588.
- Lacertosa, G.; Montemurro, F.; Capotorti, G. & Palazzo, D. 1997.** Influenza dei fattori ambientali e della disponibilita di azoto sulla concentrazione di nitrati nelle lattuga (*Lactuca sativa* L.). *Revista di Agronomia* 31 (1):72-77.
- Lambers, H., F.S. Chapin III y T.L. Pons. 1998.** *Plant Physiological Ecology.* Sprinber, Berlin, p. 540.
- Larcher, W. 1995.** *Physiological Plant Ecology.* Springer, Berlin, p. 506.

- Larios L (2009).** Contaminación del agua por nitratos: significación sanitaria. *AMC*, 13: 2-12.
- Lata, B. & Przeradzka, M. 1999.** Glutathione and ascorbate contents in broccoli and lettuce cultivars. *Folia Horticulturae* 11(2):13-22.
- Lee S, K Kader. 2000.** Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. *Postharvest Biology and Technology* 20: 207-220.
- Le-Long L, N Lubomir, Y Young-Hua, L Dong-Ping, T Julie, K Guirdahar, L Sheng. 2008.** A Mitochondrial Magnesium Transporter Functions in *Arabidopsis* Pollen Development. *Molecular Plant*. 1 (4): 675-685.
- León A, D Frezza, V Logegaray, G Copello, L Díaz, A Chiesa. 2004.** Diferentes concentraciones de calcio en la solución nutritiva y comportamiento poscosecha de lechuga mantecosa mínimamente procesada. II Jornadas de Biología y Tecnología Poscosecha. 26- 27 de Agosto, 2004.
- Levanony H, Y Bashan. 1989.** Enhanced of cell division in wheat root tips growth of root elongation zone induced by *Azospirillum brasilense* Cd. *Canadian Journal. Botanica*. 67: 2213- 2216.
- Li, S.; Rajapakse, N.C.; Young, R.E.; Oi, R. 2000.** Growth responses of chrysanthemum and bell pepper transplants to photoselective plastic films. *Scientia Horticulturae*, v.84, p.215- 225.
- Li, S.M., N.C. Rajapakse, R.E. Young, and R. Oi. 2000.** Growth responses of chrysanthemum and bell pepper transplants to photoselective plastic films. *Scientia Hort*. 84:215–225.
- Lifshitz R, J Kloepper, M Kozlowski (1987).** Growth promotion of canola (repeseed) seedlings by strain of *Pseudomonas putida* under gnotobiotics conditions. *Canadian Journals. Microbiology*. 3: 390-395.
- Liriano R, D Nuñez, S Lima. 2005.** Centro Agrícola. Jardín Botánico de Villa Clara. 32: 2.
- Liu R. 2007.** Whole grain phytochemicals and health. *J. Cereal Sci*. 46:207–219.
- Long, S.P., S. Humphries and P.G. Falkowski. 1994.** Photoinhibition of photosynthesis in nature. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol*. 45: 633:662.
- López M, R Martínez, M Brossard, A Bolívar, N Alfonso, A Alba y H Abreo. 2008.** Efecto de biofertilizantes bacterianos sobre el crecimiento de un cultivar de maíz en dos suelos contrastantes venezolanos. *Agronomía Trop*. 58(4):391-401.

- López M. 1981.** Kinetic studies on the formation of N-nitroso compounds. IV Formation of mononitrosopiperazine and general discussion of N-nitrosation mechanisms in aqueous perchloric solution. *Monatshefte für Chemie*, 112 (11): 1221- 1238.
- Lorence A, B Chevone, P Mendes, C Nessler. 2004.** myo-Inositol oxygenase offers a possible entry point into plant ascorbate biosynthesis. *Plant Physiology* 134: 1200–1205.
- Lorente I, D Gamo, J Gómez, R Santos, L Flores, A Camacho, L Galindo, J Navarro (2004).** Los efectos biológicos del cambio climático. *Ecosistemas* 13 (1): 103-110.
- Lovelock C, Ball M, Choat B, Engelbrecht B, Holbrook N, Feller I. 2006b.** Linking physiological processes with mangrove forest structure: phosphorus deficiency limits canopy development, hydraulic conductivity and photosynthetic carbon gain in dwarf *Rhizophora mangle*. *Plant, Cell & Environment* 29: 793-802.
- Lovelock C, Feller I, McKee K, Engelbrecht B, Ball M. 2004.** The effect of nutrient enrichment on growth, photosynthesis and hydraulic conductance of dwarf mangroves in Panama. *Functional Ecology* 18: 25-33.
- Lovelock C, I Feller, M Ball, B Engelbrecht, M Ewe. 2006a.** Differences in plant function in phosphorus- and nitrogen limited mangrove ecosystems. *Journal. New phytologies*. Pp. 2-9.
- Lundberg, J.O., Weitzberg, E. and Gladwin, M.T. 2008.** The nitrate-nitrite-nitric oxide pathway in physiology and therapeutics. *Nature Reviews Drug Discovery*. 7: 156-167.
- Lundberg, J.O., Weitzberg, J., Cole, J.A. y Benjamín, N. 2004.** Nitrate, bacteria and human health. *Nature Review Microbiology*, 2 (8): 681.
- Madigan M, J Martinko, Parker J. 1999.** *Biología de los microorganismos*. Ed. Prentice Hall Iberia. 8^{va} edición. Madrid España. P 986.
- Manrique E. 2003.** Los pigmentos fotosintéticos algo más que la captación de luz. *Ecosistemas*. 12: 1.
- Márquez M, C Yépez, R Sutil, M Rincón. 2002.** Aspectos básicos y determinación de las vitaminas antioxidantes E y A. *Invest. clín* v.43:3
- Marschner H. 1995.** *Mineral Nutrition of Higher Plants*. New York: Academic Press. 2:889.

- Martínez V, J Nuñez, M Ortiz, A Cerda. 2001.** Changes in amino and organic acid composition in tomato and cucumber plants in relation to salinity and nitrogen nutrition. *J. plant Nutr.* 17: 1359-1368.
- Martínez-Ferri, E., L. Balaguer, F. Valladares, J.M. Chico and E. Manrique. 2000.** Energy dissipation in drought-avoiding and drought-tolerant tree species at midday during the Mediterranean summer. *Tree Physiology* 20:131-138.
- McCall, D. & Willumsen, J. 1999.** Effects of nitrogen availability and supplementary light on the nitrate content of soil-grown lettuce. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 74(4):458-463.
- McCullough D, P Girardin, M Mihajlovic, A Aguilera, M Tollenaar. 1994.** Influence of N supply on development and dry matter accumulation of an old and new maize hybrid. *Canadian Journal. Plant Science* . 74: 471-477.
- Meléndez A, I Vicario, F Heredia. 2004.** Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. *Arch. Latinoamer. Nutr.* 57(2):209–215.
- Mendoza H, M Cruz, C Hernández (2004).** Aislamiento, producción, selección y evaluación de un inoculante basado en cepas nativas de *Azospirillum* en el norte de Tamaulipas. In memoria Simposio de Biofertilización. A Diaz, N, Mayek P, A Mendoza H, N Maldonado M (eds) Rio Bravo, Tamaulipas. México pp: 87-101.
- Mendoza R, F Martínez, V Rodríguez, A Benavidez (2009).** Biofertilización con *Azospirillum* en trigo. En: Artículos en extenso. Avances en la ciencia del suelo. XXXIV Congreso Nacional de la ciencia del suelo. Edición de la Sociedad Mexicana de la Ciencia del suelo, A.C. (2009). P. 16-614.
- Mendoza V, V Zamora, C Cabello, G Martínez, De Alba K. 2006.** Efecto de biofertilización con *Azospirillum sp.* En trigo (*Triticum durum y aestivum*) sobre Rendimiento en Invernadero. Libro científico anual, agricultura, ganadería y ciencia forestal en la UAAAN, Saltillo, Coahuila, México.
- Mensinga, T., Speijers, G. y Meulenbelt, J. 2003.** Health implication of exposure to environmental nitrogenous compounds. *Toxicol Review*, 22: 41-51.
- Mia B, Z Shamsuddin, M Mahmood. 2010.** Use of Plant Promoting Bacteria in Banana: A new insight for Sustainable Banana Production. *International. Journal of Agriculture & Biology.* Vol. 12: 3 pp. 459-467.
- Mills, H.A. y J.B. Jones Jr. 1991.** *Plant Analysis Handbook: a practical sampling, preparation, analysis and interpretation guide.* Micro-Macro Publishing. Athens, GA. Pp. 156-197.

- Molina S, R Mendoza, T Torres. D Sifuentes, B Rojas.2009.** Germinación de semillas de tomate cherry (*Lycopersicum pimpin ellifolium*) Inoculadas con diferentes cepas de *Azospirillum* sp XIII Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas A. C. Memorias de resúmenes.
- Monge E, J Val, M Sanz, A Blanco, L Montañés (1994).** Calcium as a nutrient for plants. The bitter pit in apple. An. Estac. Exp. Aula Dei (Zaragoza) 21(3): 189-201.
- Mortensen, L.M. and E. Stromme. 1987.** Effects of light quality on some greenhouse crops. Scientia Hort. (Amsterdam) 33:27–36.
- Muchow R, R Davis, 1988.** Effect of nitrogen supply on the comparative productivity of maize and sorghum in a semiarid tropical environment. II. Radiation interception and biomass accumulation. Field crops . res. 18: 17-30.
- Murty M, J Ladha. 1998.** Influence of *Azospirillum inoculation* on thye mineral uptake and growth of rice under hydroponic conditions. Plant. Soil. 108: 218-285.
- Namesny-Vallespir, A. 1993.** Post-recolección de hortalizas. Ediciones de Horticultura, España. 1: 3-30.
- Navarro S, G Navarro. 2003.** Química Agrícola. En: Mundí-prensa Madrid. 180- 487.
- Nestel P, Trumbo P. 1999.** The role of provitamin A carotenoids in the prevention and control of vitamin A deficiency, Arch Latinoam Nutr. 49(suppl):26S-33S.
- Neves O, A Bertonha, P Leurenco, A Andrade, R Rezende, E Fonseca. 2003.** Produção de nutrientes por alface em função e de nitrogênio. Acta Scientarum. Agronomy Maringá. 25 (2): 381- 386.
- Nissim-Levi, A., L. Farkash, D. Hamburger, R. Ovadia, I. Forrer, S. Kagan, and M. Oren- Shamir. 2008.** Light-scattering shade net increases branching and flowering in ornamental pot plants. J. Hort. Sci. Biotechnol. 83:9–14.
- Olson JA. 1998.** Vitamin A, Retinoids and Carotenoids. En: Shils ME, Olson JA & Shike M. Eds. Modern Nutrition in Health and Disease. 8th ed Philadelphia: Lea & Febiger;. Influence de la nutrition azotée sur lássimilation nette et la formation du rendement du turnesol. Helia 9:39-45.
- Olivares E, E Peña, G A guilar. 2002.** Nutrición mineral y estrés oxidativo por metales en espinaca y lechuga, en comparación con dos malezas asociadas, en cultivos semiurbanos. Interciencia. 27 (9): 37-39.
- Oren M, E Gussakovsky, E Espiegel, A Nissim, K Ratner, R Ovadia, Y Guiller, Y Shahak. 2001.** Coloured shade nets can improve the yield and quality of Green

- decorative branches of *Pittosporum variegatum*. *Journal Horticulture Science. Biotechnology*. 76: 353-361.
- Papadopoulos A. 1991.** Growing Greenhouse tomatoes in soil and in soilless media. *Agriculture. Agri-food. Candian Journal* p. 1865.
- Patnaik G, L Bose, A Metha, V Rao. 1994.** Rhizosphere nitrogenase and *Azospirillum* sp. Association with wild. Trisomic and cultivated race. *Microbiol. Res.* 149: 42-46.
- Pearman I, S Thomas, G Thorne. 1977.** Effects of noitrogen fertilizer on growth and yield of spring wheat. *Ann. Botanica.* 41: 93-108.
- Pereg L, K Gilchrist, L Kennedy. 2000.** Mutants with enhanced nitrogenase activity in hydroponic *Azospirillum brasilense*- wheat associations. *Appl. Environ. Microbiol.* 66(5): 2175-2184.
- Pereyra M, C Zalazar, C Barassi (2006).** Root phospholipids in *Azospirillum* – inoculated wheat seedling exposed to water stress. *Plant Physiology Biochemical.* 44:873-879.
- Pereyra M, F Ballesteros, C Creus, R Sueldo, C Barassi (2009).** Seedlings growth promotion by *Azospirillum brasilense* under normal and drought condition remains unaltered in Tebuconazole-treated wheat sees. *Europe Journal Soil Biology.* 45: 20-27.
- Pérez A, C Landeros (2009).** Agricultura y deterioro ambiental. *Elementos.* 73: (16) 19.
- Perez, M., B.M. Plaza, S. Jime´nez, M.T. Lao, J. Barbero, and J.L. Bosch. 2006.** The radiation spectrum through ornamental net houses and its impact on the climate generated. *Acta Hort.* 719:631–636.
- Promosta (2005),** El cultivo de la lechuga (*Lactuca sativa* L.) Documento técnico, Guías Tecnológicas de Frutas y Vegetales. Proyecto de modernización de los servicios de tecnología agrícola. 12: 1-11.
- Rains, D.W. 1976.** Mineral metabolism. In: Bonner, J. And J.E. Varner (Eds.). *Plant Biochemistry*, Academic Press, Inc. New York, pp. 561-597.
- Rajapakse, N.C. and J.W. Kelly. 1991.** Influence of copper sulfate spectral filters, daminozide and exogenous gibberellic acid on growth of *Dendranthema grandiflorum* (Ramat.) Kitamura ‘Bright Golden Anne’. *J. Plant Growth Regul.* 10:207–214.

- Rajapakse, N.C. and J.W. Kelly. 1992.** Regulation of chrysanthemum growth by spectral filters. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 117:481–485.
- Rajapakse, N.C. and J.W. Kelly. 1995.** Spectral filters and growing season influence growth and carbohydrate status of chrysanthemum. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 120:78–83.
- Rajapakse, N.C., R.E. Young, M.J. McMahon, and R. Oi. 1999.** Plant height control by photoselective filters: Current status and future prospects. *HortTechnology* 9:618–624.
- Rana G, N Katerji, M Introna, A Hammami. 2004.** Microclimate and plant water relationship of the “overhead” table grape vineyard managed with tree different covering techniques. *Scientia Horticulture.* 102: 105-120.
- Reis F. 2000.** Ocorrência de bactérias diazotróficas em diferentes genótipos de cana-de-açúcar. *Pesq Agropec Bras.* 35 (5):985.
- Rennie R, J Thomas. 1987.** ¹⁵N-determined effect of inoculation with N₂ –fixing bacteria on nitrogen assimilation in western Canadian wheat. *Plant Soil.* 100: 213-223.
- Reyes I, A Valery, Z Valdiz. 2006.** Phosphate-solubilizing microorganisms isolated from rhizospheric and bulk soils of colonizer plants at an abandoned rock phosphate mine. *Plant and soil* 287 (1-2): 69-75.
- Reyes I, L Álvarez, H Ei-youbi, A Valery (2008).** Selección y evaluación de rizobacterias promotoras del crecimiento en pimiento y maíz.
- Ricci, M.; Dos, S.F.; Casali, V.W.D.; Cardoso, A.A. & Ruiz, H.A. 1995.** Nutrient contents in two lettuce cultivars fertilized with organic compost. *Pesquisa Agropecuaria Brasileira* 30(8): 1035-1039.
- Rivera C, A Trujillo, D Alejo (2010).** Los biofertilizantes integrados con bacterias fijadoras de Nitrógeno, Solubilizadoras de P y sustratos orgánicos en el crecimiento de naranjo Agrio. (*Citrus aurantium* L.). *Interciencia.* 35: 2.
- Rivero J. 1968.** Potasio. Su función. Los estados de carencia en los agrios. *Mundi Prensa* 2da Ed. España. p. 71 - 89.
- Roberts T. 1997.** Papel del fósforo y el potasio en el establecimiento de los cultivos. *Informaciones Agronómicas.* No. 26. INPOFOS. p. 1- 4.
- Rodrigues L. 2006.** Diversidade de bacterias diazotróficas endofíticas dos generos *Herbaspirillum* e *Burkholderia* na cultura do arroz inundado. *Pesq. Agropec. Bras.* 41 (2):275. 2006.

- Rodriguez C. 1982.** Improved medium for isolation of *Azospirillum* spp. Environ. Microbiology. 44: 990-991.
- Rodríguez H, T Gonzalez, I Goire, Y Bashan. 2004.** Gluconic acid production and phosphate solubilization by the plant growth promoting bacterium *Azospirillum* spp. Naturwissenschaften. 91: 552-555.
- Roldan M, C Venialgo, N Gutierrez. 2004.** Potasio disponible, de reserva y energía de remplazamiento en suelos y el nivel foliar en rye grass. Comunicaciones científicas y Tecnológicas. P. 3.
- Ross J, D O'Neil, C Wolvang, G Symons, B Reiss. 2002.** Auxin- Giberelin Interactions and their role in plants growth, Journal, plant growth regular. 20: 346-353.
- Rozano V, C Quiroz, J Acosta, L Pimentel, E Quiñones. (2004).** Hortalizas las llaves de la energía. 5: (7) 13-30.
- Russo A, L Vettori. C Felici, G Fiashi, S Morini, A Toffanin (2008).** Enhanced micropropagation response and biocontrol effect of *Azospirillum brasilense* sp 245 on *Prunus cerasifera* L. clone mr. s 2/5 plants. Journal Biotechnology 134: 312-319.
- SAGARPA-SIAP (2011).** Servicio de Información Agroalimentario y Pesquera. Cierre de la producción agrícola por cultivo. P. 1.
- Sánchez L. 1984.** La alimentación mineral de las plantas. Temas de divulgación 1ª Edición. Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología. Pp. 2-37.
- Sánchez T (2010).** Evaluación de la calidad de lechuga (*Lactuca Sativa* L.) respecto a su contenido de nitratos y materia seca. Revista de la facultad de Agronomía UNLPam 21:29-36
- Sanz M, A Blanco, J Val. 2000.** Growth inhibition of tomato plants by calcium induced deficiency. Plant physiology. 96 (3): 207- 217.
- Saubidet M, N Fatta, A Barneix. 2002.** The effect of inoculation with *Azospirillum brasilense* on growth and nitrogen utilization by wheat plants. Plant and soil. 245: 215-222.
- Scarascia G, G Vox, E Schenttini. 2011.** Radiometric Properties of coloured nets for peach tree protected cultivation. Convegno di Medio Termine dell' Assozianne Italiana di Ingegneria Agraria. Belgirate. 9: 22-24.

- Scarcia G, P Picuno, C Sica. 2005.** Problematiche relative alla gestione dei film plastici post-consumo. Giornata Tecnologica AIM “Plasticoltura, innovazione e sostenibilitata”, Bari. Pp. 12 -22.
- Seddon J, V Ajani, R Sperduto, R Hiller, N Blair, T Burton, M Farber, E Gragoudas, J Halter, D Miller, L Yannuzzi, W Willet. 1994.** Dietary carotenoids, vitamins A, C, and E and advanced age-related macular degeneration. *Journal. American. Medical. Association.* 272, 1413.
- Sentis J, I Martin, E Eymar, A Rodriguez, M Arguta, J Marín. 2004.** Importancia del potasio en la fertirrigación de la vid. *Vida Rural.* 3. Pp. 45 – 49.
- Shahak Y, E Gal, Y Offir, D Yakir. (2008 b).** Photosensitive Shade netting Integrated with greenhouse Technologies for Improved Performance of Vegetable and Ornamental Crops. *Acta Horticulturae.* 797: 75-80.
- Shahak Y, E Gussakovsky , Y Cohen, S Lurie, R Stern, S Kfir, A Naor, I Atzmon, I Doron, Greeblat. 2004.** Color nets a new approach for the light manipulation in fruit trees. *Acta Horticulturae.* 636: 609-616.
- Shahak Y, E Gussakovsky, E Gal, R Ganelevin. 2004 b.** Color nets: Crop protection and light quality manipulation in one technology. *Acta Horticulturae.* 659: 143-151.
- Shahak Y, K Rattner, Y giller, N Zur, E Or, E Gussakovsky, R Stern, P Sarig, E Raban, E Harcavi, I Doron, Y Greenblat. 2008.** Improving solar energy utilization, productivity and fruit quality in Orchards and Vineyards by photosensitive netting. *Acta Horticulturae.* 772: 65-72.
- Shaul O. (2002).** Magnesium transport and function in plants: the tip of the iceberg. *BioMetals.* 15, 309–323.
- Siomos, A.S. 2000.** Nitrate levels in lettuce at three times during a diurnal period. *Journal of Vegetable Crop Production* 6(2):37-42.
- Skary M, A Monstajeran, R Amooghaei y M Monstajeran (2009).** Influence of the Co-Inoculation *Azospirillum brasilense* and *rhizobium melioli* plus 2,4 D, on grain yield and N, P, K, content of *triticum aestivum* (cv. Baccross and Mahdavi). *American-Euroasian J. Agric and Environ. Sci.,* 5(3): 296-307.
- Smith H. 2000.** Phytochromes and lighth signal perception by plants – an emerging synthesis. *Nature* 407 (4): 585-591.
- Söderberg K, E Baath. 2004.** The influences of nitrogen fertilisation on bacterila activity in the rhizosphere of barley, *Soil Biology & Biochemistry.* 36. 195-198.

- Spaepen S, S Dobbelaere, A Croonenborghs, J Vanderleyden (2008).** Effects of the *Azospirillum brasilense* Indole-3-acetic acid production on inoculated wheat plants. *Plant Soil*. 312: 1-23.
- Stamps R. 2009.** Use of colored Shade Netting in Horticulture. *Horticulture Science*. 44:2. 239-241.
- Stephens J, H Rask. 2000.** Inoculant production and formulation. *Field Crops Res*. 65, 249-258.
- Strasburger E, F Noll, H Schenck, A Schimper. (1994)** Fisiología del metabolismo material y energético. 8º ed. En: *Tratado de Botánica*. (ed) Omega 252:320.
- Strasburger E, F Noll, H Schenck, A Schimper. (1994).** Fisiología del metabolismo material y energético. 8º ed. En: *Tratado de Botánica*. (ed) Omega 252:320.
- Stryer L, J Berg, Tymoczko J. (2002).** *Biochem*. Freeman, NewYork, 5ª edition. P. 974.
- Tapia M, M Mascarua, Caballero J.1990.** "Production of bacteriocins and siderophore-like activity by *Azospirillum brasilense*" *Microbios*. 64(259): 73-93.
- Tarrand J, N Krieg, J Döbereiner. 1978.** A taxonomic study of the *Spirillum lipoferum* group with description of new genus *Azospirillum* gen. nov. and two species, *Azospirillum lipoferum* (Beijerinck) comb. Nov. and *Azospirillum brasilense* sp. Nov. *Canadian Journal of Microbiology*. 24: 967-980.
- Terry A, A Leyva, A Hernández. 2005.** Microorganismos benéficos como Biofertilizantes eficientes para el cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) *Rev. Colomb. Biotecnol*.7:(2) P. 47-54.
- Terry E, J Ruiz, T Tejada, I Reynaldo, M Díaz. 2011.** Respuesta del cultivo de la lechuga (*Lactuca sativa* L.) A la aplicación de diferentes productos bioactivos. *Cultrop*. Vol. 32: 1.
- Tesi, R. y Lenzi, A. 1998.** Controlled-release fertilizers and nitrate accumulation in lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Agricoltura Mediterranea* 128 (4):313-320.
- Theodoracopoulos M, R Lardizabal, A Salvador (2009).** Manual de Producción. Producción de lechuga. Entrenamiento y Desarrollo de Agricultores. Pp. 1-36.
- Tisdale S, W Nelson. 1991.** Fertilidad de suelos y fertilizantes .México Uteha. P 760.
- Val J. 2003.** Absortion transport and use of the nutrients in plants. The calcium, a case to study. Congreso Iberoamericano de nutrición vegetal - Agro Latino. Barcelona España. (89): 9-16.

- Velasco V. 1999.** Papel de la nutrición mineral en la tolerancia a las enfermedades de las plantas. *Terra* 17(3): 193-200.
- Vessey K. 2003.** Plant growth promoting rizobacterias as biofertilizers. *Plant and soil*. 255: 571- 586.
- Villar J, M Viñals, X Álvarez, M Dorta. 2005.** Tecnología de producción de inoculantes de *Azospirillum* y Factibilidad Económica de su Aplicación Agrícola en Cultivos Seleccionados. *Cultivos Tropicales*. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA) La Habana, Cuba. 26:(3) 23-26.
- Villas R, J Passos, M Fernandez, L Büll, V Cesar, R Goto. 2004.** Efeito doses e tipos de compostos orgánicos na produção de alface em dois solos sob ambiente protegido. *Horticultura Brasileira*. Brasilia. 22 (1): 28- 34.
- Villegas J, E Rueda, A Murillo, M Puente, O Grimaldo, S Avilés, J Ponce.** Efecto en la inoculación de *Azospirillum halopraeferens* y *Bacillus amyloliquefaciens* en la germinación de *prosopis chilensis*. 2010. *Tropical and subtropical Agroecosystems*. 12 (1): 19-32.
- Viñals M, Villar 1999.** Avances en la formulación y aplicación de inoculantes bacterianos de uso agrícola. *Cultivos Tropicales*. 20 (4): 9-17.
- Volkova, E.N. & Kudums, A.E. 1996.** Study of the diurnal changes in the content of nitrates in vegetable. St. Petersburg, Russia. *Agrokhimiya*. No. 4, 22-27; 9.
- Walker E, Connolly E. 2008.** Time to pump iron: iron deficiency higher plants. *Plant Biology*. 11: 530-535.
- Wilson, S.B. and N.C. Rajapakse. 2001a.** Growth control of *Lisianthus* by photoselective plastic films. *Hort Technology* 11:581–584.
- Wilson, S.B. and N.C. Rajapakse. 2001b.** Growth regulation of sub-tropical *perennials* by photoselective plastic films. *J. Environ. Hort.* 19:65– 68.
- Wolfe D, D Henderson, T Hsiao, A Alvino. 1988.** Interactive water and nitrogen effects on senescence of maize. II. Photosynthetic decline and longevity of individuals leaves. *Agronomy . Journal*. 80:865-870.
- Wood C, Mullins G, Hajek B. 2010.** Phosphorous in agriculture. Soil Quality Institute Technical Pamphlet.2. pp. 2-5.
- Wu S, Z Cao, Z Li, M Cheung, W Wong (2005).** Effects of biofertilizers containing N-fixer, P y K solubilizers and AM on maize growth: a greenhouse trial. *Geoderma*. 125:155-166.

- Yagodin B, P Smirnov, A Peterburgski 1986.** Fertilizantes potásicos. Agroquímica I. Ed. Mir. Moscú. p. 393 - 416.
- Yanez G, M Caicedo, J Zambrano, C Heredia, C Mora, L Espinoza. 2004.** Evaluación de sustrato local como alternativa de inoculantes para *Azospirillum* spp Informe Técnico Anual - INIAP (Ecuador). pp. 56-57.
- Young J. 1992.** Phylogenetic classification of nitrogen-fixing organisms, En G. Stacey, R. H. Burris, and H. J. Evans (ed.), Biological Nitrogen Fixation, Chapman and Hall, New York, N. Y. pp 43-86.
- Zhang F, N Dashti, H Hynes, D Smith (1996).** Plant growth promoting rizobacteria and soybean (*Glicine max* L Merr). Nodulation and nitrogen fixation at a suboptimal root zone temperatures. Annual. Botanic. 77:453-459.
- Zhu, W.; Huang, Z.; Gao, L. & Li, S. 1998.** Genetic diversification of nitrate accumulation in vegetable crops. Advances in Horticulture 2: 361-367.
- Zuccarini P. 2007.** Mycorrhizal infection ameliorates chlorophyll content and nutrient uptake of lettuce exposed to saline irrigation. Plant soil environ. 53(7):283-289.

VIII. APENDICE

Cuadro 1 A. Resultados del Análisis del Suelo utilizado como sustrato.
Análisis Físico

Profundidad	pH en agua	% arena	% limo	% arcilla	Clasificación	% HCC	% HPMP	D.A. gr/cm	M.O. %	CARBONATOS %
0 - 30	9.0 Extrem alc.	17.4	55.2	27.24	Franco arcillo limoso	25.95	13.62	1.47	0.07 muy bajo	3.11 calizo

Cuadro 2 A. Análisis de Fertilidad del suelo utilizado como sustrato.

Azufre Ppm	Fósforo ppm	Calcio ppm	Zinc ppm	Cobre ppm	Manganeso Ppm	Hierro Ppm	Magnesio ppm	Potasio ppm	Boro ppm	N. Inorgánico ppm
2.95 muy bajo	3.74 muy bajo	13,062.5 muy alto	2.11 medio	0.35 bajo	3.38 bajo	18.64 mod alto	223.75 medio	11.40 Muy bajo	0.96 mod bajo	11.71

Cuadro 3 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 100 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
Ca (NO ₃) ₂ 4 H ₂ O	63.82
CO(NH ₂) ₂ (UREA)	37.94
NH ₄ H ₂ PO ₄ (MAP)	15.38
K ₂ SO ₄	60
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.5
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	.57
(NH ₄) ₆ Mo ₇ O ₂₄ 2H ₂ O	0.00

Cuadro 4 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 75 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
Ca (NO ₃) ₂ 4 H ₂ O	63.82
CO(NH ₂) ₂ (UREA)	21.64
NH ₄ H ₂ PO ₄ (MAP)	15.38
K ₂ SO ₄	60
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.5
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57

(NH₄)₆ Mo 7 O₂₄ 2H₂O

0.00

Cuadro 5 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 50 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
Ca (NO ₃) ₂ 4 H ₂ O	63.82
CO(NH ₂) ₂ (UREA)	5.34
NH ₄ H ₂ PO ₄ (MAP)	15.38
K ₂ SO ₄	60.00
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.50
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57
(NH ₄) ₆ Mo 7 O ₂₄ 2H ₂ O	0.00

Cuadro 6 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 25 % de nitrógeno.

Compuesto	g100 L ⁻¹
Ca (NO ₃) ₂ 4 H ₂ O	34.46
NH ₄ H ₂ PO ₄ (MAP)	15.38
K ₂ SO ₄	60.00
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.50
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57
(NH ₄) ₆ Mo 7O ₂₄ 2H ₂ O	0.00
CaSO ₄ 2H ₂ O	6.9

Cuadro 7 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 20 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
Ca (NO ₃) ₂ 4 H ₂ O	25.35
NH ₄ H ₂ PO ₄ (MAP)	15.38
K ₂ SO ₄	60.00
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06

Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.50
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57
(NH ₄) ₆ Mo 7O ₂₄ 2H ₂ O	0.00
CaSO ₄ 2H ₂ O	9.04

Cuadro 8 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 15 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
Ca (NO ₃) ₂ 4 H ₂ O	16.50
NH ₄ H ₂ PO ₄ (MAP)	15.38
K ₂ SO ₄	60.00
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.50
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57
(NH ₄) ₆ Mo 7 O ₂₄ 2H ₂ O	0.00
CaSO ₄ 2H ₂ O	11.12

Cuadro 9 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 10 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
NH ₄ H ₂ PO ₄ (MAP)	15.38
K ₂ SO ₄	60.00
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.50
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57
(NH ₄) ₆ Mo 7O ₂₄ 2H ₂ O	0.00
CaSO ₄ 2H ₂ O	13.19

Cuadro 10 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 5 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
H ₃ PO ₄	9.41
CO(NH ₂) ₂ (UREA)	3.26
K ₂ SO ₄	60.00
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.50
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57
(NH ₄) ₆ Mo 7O ₂₄ 2H ₂ O	0.00
CaSO ₄ 2H ₂ O	15.00

Cuadro 11 A. Solución nutritiva (Schuartz, 1975). Al 0 % de nitrógeno.

Compuesto	g 100 L ⁻¹
H ₃ PO ₄	9.41
K ₂ SO ₄	60.00
Mg SO ₄ 7 H ₂ O	76.06
Fe SO ₄ 7 H ₂ O	2.50
Mn SO ₄ 7 H ₂ O	0.78
Cu SO ₄ 5 H ₂ O	0.19
Zn SO ₄ 7 H ₂ O	0.22
H ₃ BO ₃	0.57
(NH ₄) ₆ Mo 7O ₂₄ 2H ₂ O	0.00
CaSO ₄ 2H ₂ O	15.00

Cuadro 12 A. Cuadrados medios de variables agronómicas de plántulas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10⁹ UFC ml⁻¹ adicionadas con nitrógeno, bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.

Fuente de Variación	G. L	CUADRADOS MEDIOS						
		PFH (g)	PSH (g)	NH	PFR (g)	PSR (g)	LR (cm)	REND (ton/ha)
Mall	3	482201.327**	1537.65**	646.51**	24073.70**	70.94**	1060.65**	3114.26**
mall* rep	16	2278.53**	11.74**	8.15**	85.35**	13.49**	14.29**	16.99**
Cep	4	6458.98**	307.15**	13.64**	767.19**	20.72**	482.13**	39.81**

mall * cep	12	23550.31**	125.58**	24.49**	654.94**	14.87**	89.16**	151.80**
Conc	8	149101.95**	1344.89**	405.19**	1687.32**	41.10**	3278.59**	940.83**
malla*Conc	24	72125.31**	280.26**	39.84**	1064.19**	15.07**	228.46**	460.86**
Cep* Conc	20	8335.22**	0.00 ns	33.61**	713.11*	25.25**	26.08**	51.75**
mall*cep*conc	60	5733.13**	10.14**	31.02**	728.58**	15.23**	58.88**	35.09**
C.V. (%)		19.72	18.56	11.38	19.69	18.6	10.94	21.18

* y ** Significativo y altamente significativo al (* = $P \leq 0.05$, ** = $P \leq 0.01$). ns = no significativo. C.V. = Coeficiente de variación, PFH = Peso fresco de las hojas, PSH = Peso seco de las hojas, NH= Número de hojas, PFR= Peso fresco de la raíz, PSR = Peso seco de la raíz, LR= Longitud de raíz, REND= Rendimiento.

Cuadro 13 A. Comparación de medias de las variables agronómicas en plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.

Factor A. color de malla	Valores medios						
	PFH (g)	PSH (g)	NH	PFR (g)	PSR (g)	LR (cm)	REND (ton/ha)
Roja	263.91 b	18.63 a	27.73 a	40.63 a	2.59 a	37.29 a	21.12 b
Blanca	192.50 d	13.00 c	24.49 b	12.67 d	1.16 b	32.44 c	15.40 d
Sin	311.61 a	16.18 b	24.62 b	27.26 b	2.50 a	37.19 a	24.92 a
Negra	210.11 c	11.93 d	23.11 c	18.88 c	2.07 ab	34.00 b	16.80 c

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.05) PFH = Peso fresco de las hojas, PSH = Peso seco de las hojas, NH= Número de hojas, PFR= Peso fresco de la raíz, PSR = Peso seco de la raíz, LR= Longitud de raíz, REND= Rendimiento, g = gramos, cm =centímetros.

Cuadro 14 A. Comparación de medias de las variables agronómicas en plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml⁻¹, adicionadas con nitrógeno a los 60 días ddt.

Factor B Tratamientos	Valores medios						
	PFH (g)	PSH (g)	NH	PFR (g)	PSR (g)	LR (cm)	REND (ton/ha)
Testigo	276.99 d	22.59 a	23.60 h	21.69 f	1.67 e	24.67 f	22.16 d
C3+25%N	220.49 i	14.62 d	20.70 i	22.52 d	1.70 d	27.25 f	17.64 i
C3+50%N	249.55 b	19.75 b	23.30 h	27.55 b	2.83 b	25.80 f	24.17 b
C3+75%N	266.96 d	17.45 d	22.65 i	19.59 j	2.09 b	27.80 f	21.36 d
C5+25%N	258.37 g	16.62 d	22.95 i	22.52 d	1.70 d	27.25 f	20.67 g
C5+50%N	261.87 g	22.45 b	25.35 h	32.18 b	4.39 b	24.69 f	23.80 b
C5+75%N	266.26 d	15.56 d	21.00 i	18.86 j	1.75 d	26.15 f	21.30 d
C3+C5+25%N	247.02 g	19.02 b	22.10 i	27.11 b	2.70 b	26.35 f	19.76 g
C3+C5+50%N	294.37 c	22.49 b	23.40 h	33.92 b	2.68 b	26.90 f	23.55 c
C3+C5+75%N	275.48 d	18.80 b	23.90 h	26.23 b	1.49 g	26.70 f	22.04 d
Sp7+25%N	312.25 b	21.39 b	24.85 h	37.81 b	3.00 b	25.95 f	24.98 b
Sp7+50%N	271.49 d	20.36 b	20.70 i	29.88 b	2.69 b	25.30 f	21.72 d

Sp7+75%N	261.83 g	17.67 d	22.20 i	21.56 f	7.48 a	25.15 f	20.95 f
C5+20%N	257.50 g	14.93 d	27.80 c	50.09 a	1.77 c	43.18 b	20.60 g
C5+15%N	296.20 b	15.15 d	30.30 a	31.45 b	2.00 c	42.88 b	23.70 b
C5+10%N	242.57 g	12.60 d	26.35 e	22.62 d	1.37 h	35.38 f	19.41 g
C5+5%N	194.61 k	10.86 h	24.15 h	22.57 d	1.31 i	41.49 b	15.57 k
C5+0%N	147.33 m	9.09 j	23.82 h	18.05 j	1.08 k	38.25 d	11.79 l
C3+20%N	302.11 b	17.03 d	29.10 a	25.81 b	1.64 e	44.34 a	25.35 a
C3+15%N	263.19 f	14.21 d	28.60 b	24.16 b	1.28 i	45.05 a	21.06 f
C3+10%N	217.22 i	11.08 h	26.60 e	21.77 f	1.57 e	37.26 e	17.38 i
C3+5%N	189.22 k	10.67 h	25.60 g	20.10 h	1.44 g	34.61 f	15.14 k
C3+0%N	181.64 k	9.24 j	24.8 h	17.75 k	1.44 g	35.79 f	14.53 k
C3+C5+20%N	249.34 g	13.63 d	28.00 c	20.07 h	1.47 g	33.26 f	19.95 g
C3+C5+15%N	272.21 d	12.21 f	27.10 c	20.46 h	1.27 i	39.43 d	21.78 d
C3+C5+10%N	229.30 h	12.21 f	26.30 e	23.72 b	2.66 b	35.37 f	18.34 h
C3+C5+5%N	209.29 j	9.82 i	25.50 g	20.71 g	1.53 f	38.23 d	16.74 j
C3+C5+0%N	294.37 c	22.49 b	23.40 h	19.85 i	1.39 h	38.00 d	23.55 c
Sp7+20%N	266.17 d	18.35 c	28.45 b	52.09 a	1.77 c	43.18 b	21.29 d
Sp7+15%N	316.87 a	12.23 e	26.78 d	21.08 g	2.01 c	39.68 c	20.95 f
Sp7+10%N	229.59 h	11.76 f	26.33 e	22.09 e	1.67 e	37.08 e	18.37 h
Sp7+5%N	179.63 l	10.57 i	26.04 f	23.40 c	1.52 f	40.49 c	14.37 k
Sp7+0%N	141.85 n	8.85 k	23.50 h	17.55 k	1.25 j	38.20 d	11.35 m

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.05). PFH = Peso fresco de las hojas, PSH = Peso seco de las hojas, NH= Número de Hojas, PFR= Peso fresco de la raíz, PSR = Peso seco de la raíz, LR= Longitud de raíz, REND= Rendimiento, g= gramos, cm= centímetros.

Cuadro 15 A. Cuadrados medios realizado, a las variables bioquímicas de plántulas de lechuga, (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml⁻¹ adicionadas con nitrógeno, bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.

Fuente de G. L	CUADRADOS MEDIOS						
	Variación	C T ($\mu\text{g L}^{-1}$)	V. A ($\mu\text{g L}^{-1}$)	V. C ($\mu\text{g L}^{-1}$)	C. A (mg L ⁻¹)	C. B (g L ⁻¹)	C. C (mg L ⁻¹)
Mall	3	36.47 **	138.98 **	1294.87 **	8.52**	8.19**	25.12**
mall* rep	16	3.98 **	13.80 **	15.97 **	1.22**	2.50**	10.65**
Cep	4	33.19**	126.64 **	206.11 **	71.20 **	111.28**	376.56**
Mall * cep	12	14.41 **	59.09 **	107.19 **	19.56**	13.54**	68.38**
Conc	8	448.26 **	1789.20 **	534.31 **	1150.29 **	1325.33**	5050.64**
Mall*Conc	24	16.43 **	65.03 **	549.43 **	31.57**	20.42**	103.04**
Cep* Conc	20	8.94 **	34.19 **	39.83 **	0.83 **	4.04**	7.05**
Mall*cep*conc	60	7.35 **	27.12 **	71.01 **	16.68 **	29.37**	93.69**
C.V. (%)		22.17	21.66	15.27	15.41	19.94	21.16

* y ** Significativo y altamente significativo al (* = $P \leq 0.05$, ** = $P \leq 0.01$). ns = no significativo. C.V. = Coeficiente de variación, CT = Carotenoides totales, V. A= Vitamina a, V.C= Vitamina c, C. A= Clorofila a, C.B= Clorofila b, C.C = Clorofila c, $\mu\text{g L}^{-1}$ = Microgramos por litro, g L⁻¹= gramos por litro.

Cuadro 16 A. Comparación de medias de las variables bioquímicas en plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.

Factor A. Mallas de color	Valores medios					
	CT (mg g ⁻¹)	V. A (mg g ⁻¹)	V. C (µg L ⁻¹)	C.A (mg L ⁻¹)	C. B (g L ⁻¹)	C. C (mg L ⁻¹)
Roja	8.91 a	16.88 ab	20.26 a	8.08 b	7.30 b	15.70 b
Blanca	8.50 ab	15.59 b	13.77 d	8.40 ab	7.63 b	16.04 b
Sin malla	8.36 b	17.83 a	18.51 c	8.51 a	7.69 a	16.31 a
Negra	7.77 c	15.59 c	16.39 c	8.06 b	7.25 b	15.32 b

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.05), CT = Carotenoides totales, V. A= Vitamina a, V.C= Vitamina c, C. A= Clorofila a, C.B= Clorofila b, C.C = Clorofila c, µg L⁻¹= Microgramos por litro, g L⁻¹= gramos por litro.

Cuadro 17 A. Comparación de medias de las variables bioquímicas en plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10⁹ UFC ml⁻¹, adicionadas con nitrógeno a los 60 días ddt.

Factor B. Tratamientos	Valores medios					
	CT (mg g ⁻¹)	V. A (mg g ⁻¹)	V. C (µg L ⁻¹)	C.A (mg L ⁻¹)	C. B (g L ⁻¹)	C. C (mg L ⁻¹)
Testigo	6.81 e	13.65 e	17.16 d	4.63 i	3.09 k	8.31 j
C3+25%N	5.05 e	10.11 e	19.53 c	3.50 i	2.38 k	5.89 j
C3+50%N	4.89 e	9.80 e	21.29 b	2.91 i	2.19 k	5.11 j
C3+75%N	5.33 e	10.66 e	20.59 b	2.49 i	1.77 k	4.27 j
C5+25%N	5.88 e	11.78 e	23.76 a	2.89 i	1.82 k	4.68 j
C5+50%N	6.55 e	13.10 e	23.23 b	5.08 i	3.23 k	8.32 j
C5+75%N	4.51 e	9.02 e	22.17 b	3.10 i	2.27 k	5.37 j
C3+C5+25%N	4.14 e	8.30 e	19.88 b	2.91 i	2.18 k	4.90 j
C3+C5+50%N	6.06 e	11.76 e	17.95 d	4.36 i	2.90 k	7.28 j
C3+C5+75%N	6.79 e	13.59 e	18.04 d	4.99 i	3.31 k	8.31 j
SP7+25%N	5.06 e	10.13 e	18.92 d	3.48 i	2.50 k	5.99 j
SP7+50%N	5.91 e	11.84 e	19.53 c	4.24 i	3.04 k	7.29 j
SP7+75%N	4.86 e	9.72 e	20.50 b	3.19 i	2.22 k	5.42 j
C5+20%N	11.62 a	22.09 a	17.16 d	12.44 a	13.17 b	25.31 b
C5+15%N	9.71 c	19.44 c	15.22 d	9.77 i	9.68 i	19.46 h
C5+10%N	11.36 a	23.24 a	15.31 d	11.54 e	10.31 g	21.86 f
C5+5%N	10.91 a	21.83 a	17.95 d	10.97 g	11.10 h	22.08 d
C5+0%N	9.67 c	19.35 c	16.45 d	9.85 i	3.31 k	8.31 j
C3+20%N	10.23 a	20.46 a	15.13 d	12.04 b	10.16 h	21.61 f
C3+15%N	10.64 a	21.30 a	14.25 f	10.97 g	9.62 i	20.59 h
C3+10%N	10.63 a	21.27 a	18.21 d	11.78 c	11.41 e	23.27 b
C3+5%N	11.40 a	22.80 a	16.98 d	12.76 a	11.57 e	24.34 b
C3+0%N	10.86 a	24.63 a	14.78 e	12.22 a	10.99 g	23.27 b
C3+C5+20%N	10.04 a	20.09 a	14.08 f	10.32 g	10.14 h	20.47 h
C3+C5+15%N	10.38 a	20.80 a	14.52 f	10.18 g	10.23 g	20.42 h
C3+C5+10%N	10.58 a	21.17 a	18.74 d	12.13 a	11.68 d	24.13 b
C3+C5+5%N	10.01 b	20.02 b	14.43 e	11.73 d	10.33 f	22.04 e

C3+C5+0%N	9.89 b	19.79 b	14.52 f	11.10 f	13.73 a	27.60 a
Sp7+20%N	9.75 b	19.50 b	14.08 f	11.22 f	9.85 h	21.08 g
Sp7+15%N	8.96 d	17.94 d	14.08 f	10.07 h	8.84 j	18.92 i
Sp7+10%N	9.34 d	18.68 d	14.87 e	11.03 f	9.71 h	20.76 g
Sp7+5%N	9.23 d	18.47 d	19.53 c	11.37 f	11.23 c	22.61 c
Sp7+0%N	9.61 d	19.23 d	11.88 f	11.44 e	11.01 e	23.06 c

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.05). CT = Carotenoides totales, V. A= Vitamina a, V.C= Vitamina c, C. A= Clorofila a, C.B= Clorofila b, C.C = Clorofila c, $\mu\text{g L}^{-1}$ = Microgramos por litro, g L^{-1} = gramos por litro.

Cuadro 18 A. Cuadrados medios realizado, al contenido de minerales en hojas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.

Fuente de Variación	G. L	CUADRADOS MEDIOS					
		N (%)	Ca (%)	Mg (%)	Fe (ppm)	K (%)	P (ppm)
Mall	3	38.068ns	11.08 ns	0.028ns	100742.2 **	16.47**	581708.75**
Mall* rep	16	0.35ns	0.02 ns	0.005ns	326974.6**	3.59**	1088712.12**
Cep	4	2.15ns	1.99 ns	0.004ns	9979055.0**	4.93**	1594960.54**
Mall * cep	12	3.54ns	1.41 ns	0.016ns	6181173.5**	4.10**	914520.73**
Conc	8	2.85ns	1.30 ns	0.094ns	13075857.8**	6.62**	2970579.23**
Mall*Conc	24	2.16ns	0.89 ns	0.013ns	9781769.4**	5.93**	446782.93**
Cep* Conc	20	1.07ns	0.15 ns	0.026ns	5009056.3**	5.92**	372778.72**
Mall*cep*conc	60	1.26 ns	0.16 ns	0.018ns	2285560.0**	4.66**	445755.58**
C.V. (%)		3.25	1.70	3.53	23.49	16.96	12.08

* y ** Significativo y altamente significativo al (* = $P \leq 0.05$, ** = $P \leq 0.01$). ns = no significativo. C.V. = Coeficiente de variación. N (%) = Nitrógeno en porciento, Ca (%) = Calcio en porciento, Mg (%) = Magnesio en porciento, Fe (Ppm) = Hierro en partes por millón, K (%) = Potasio en porciento, P (ppm) = Fósforo en partes por millón.

Cuadro 19 A. Comparación de medias del contenido de minerales en hojas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, desarrolladas bajo mallas sombra de colores a los 60 ddt.

Factor de color	A. de	Valores medios					
		N (%)	Ca (%)	Mg (%)	Fe (ppm)	K (%)	P (ppm)
Roja		3.21 b	1.04 c	0.42 a	2266.07 a	3.45 b	4100 a
Blanca		3.71 a	1.16 b	0.39 c	1634.87 c	4.41 a	4056.57 ab
Sin malla		2.22 d	1.02 d	0.41 b	2045.06 b	3.73 b	3920.2 b
Negra		3.11 c	1.73 a	0.39 c	2347.37 a	3.93 ab	4031.31 ab

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.05), N (%) = Nitrógeno en porciento, Ca (%) = Calcio en porciento, Mg (%) = Magnesio en

por ciento, Fe (ppm) = Hierro en partes por millón, K (%) = Potasio en por ciento, P (ppm) = Fósforo en partes por millón.

Cuadro 20 A. Comparación de medias del contenido de minerales en hojas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml⁻¹, adicionadas con nitrógeno a los 60 días ddt.

Factor B	Valores medios					
	N (%)	Ca (%)	Mg (%)	Fe (ppm)	K (%)	P (ppm)
Testigo	3.56 c	1.99 a	0.37 f	3558.66 a	4.11 e	3725.00 k
C3+25%N	2.79 e	1.63 a	0.36 f	2705.50 c	3.04 k	3775.00 i
C3+50%N	2.88 d	1.76 a	0.37 f	3607.41 a	3.60 j	3483.33 k
C3+75%N	3.45 c	1.32 b	0.34 f	3071.16 a	3.42 k	4100.00 g
C5+25%N	2.8 e	1.22 c	0.29 f	2474.25 c	3.90 i	3816.66 i
C5+50%N	2.90 c	1.10 g	0.34 f	2218.08 c	3.34 k	3825.00 i
C5+75%N	3.05 c	1.19 d	0.34 f	2998.00 a	3.54 j	3633.33 k
C3+C5+25%N	3.35 c	1.09 g	0.35 f	2266.83 c	3.90 i	3816.66 i
C3+C5+50%N	3.30 c	1.04 g	0.37 f	1876.55 e	3.34 k	3825.00 i
C3+C5+75%N	3.45 c	1.14 e	0.31 f	2315.58 c	3.89 h	3825.00 i
Sp7+25%N	3.01 c	1.15 e	0.35 f	1340.58 i	4.06 e	4150.00 g
Sp7+50%N	3.15 c	1.55 a	0.37 f	2486.25 c	3.58 j	4041.66 g
Sp7+75%N	3.32 c	1.37 a	0.43 c	2416.16 c	3.67 j	3975.00 g
C5+20%N	3.15 c	1.22 c	0.39 e	1340.50 i	3.68 j	4300.00 e
C5+15%N	2.62 h	1.34 a	0.46 b	1291.75 i	4.32 c	3975.00 g
C5+10%N	2.63 h	1.14 e	0.42 d	1175.00 i	3.53 j	4200.00 g
C5+5%N	4.11 a	1.09 g	0.54 a	877.41 k	4.17 c	3741.66 j
C5+0%N	2.67 g	1.15 e	0.47 a	3997.41 a	4.01 e	3558.33 k
C3+20%N	3.28 c	0.06 i	0.37 f	1340.58 i	3.25 k	4233.33 g
C3+15%N	3.35 c	1.21 c	0.47 a	1730.50 g	4.44 c	3925.00 g
C3+10%N	2.74 g	1.17 e	0.36 f	2705.58 c	4.13 d	4450.00 c
C3+5%N	3.04 c	1.14 e	0.50 a	1754.91 g	4.05 e	4300.00 e
C3+0%N	3.07 c	1.12 f	0.39 e	1340.50 i	7.17 a	3758.33 i
C3+C5+20%N	3.27 c	1.25 c	0.45 a	1739.50 g	3.79 i	4425.00 d
C3+C5+15%N	2.89 c	1.60 a	0.49 a	2315.58 c	3.81 h	4550.00 a
C3+C5+10%N	3.49 c	0.89 i	0.44 c	1145.58 j	3.06 k	4375.00 e
C3+C5+5%N	2.78 e	1.32 b	0.37 f	1486.33 h	3.48 j	3833.33 h
C3+C5+0%N	2.64 h	1.20 d	0.46 b	2096.16 d	3.76 i	3891.66 h
Sp7+20%N	3.65 b	1.18 e	0.45 b	1413.66 h	4.13 d	4533.33 b
Sp7+15%N	2.57 i	0.96 h	0.42 d	1486.83 h	3.80 i	4516.66 b
Sp7+10%N	2.57 i	0.90 h	0.37 f	2803.08 b	3.93 g	4425.00 d
Sp7+5%N	2.61 h	1.12 g	0.41 c	1828.08 f	4.01 f	4275.00 f
Sp7+0%N	2.88 d	1.19 d	0.45 b	1145.58 j	4.45 b	3741.66 j

Los valores que presentan la misma literal en cada columna son iguales entre sí (Tukey al 0.05). N (%) = Nitrógeno en por ciento, Ca (%) = Calcio en por ciento, Mg (%) = Magnesio en por ciento, Fe (ppm) = Hierro en partes por millón, K (%) = Potasio en por ciento, P (ppm) = Fósforo en partes por millón.

Cuadro 21 A. Comparación de medias en la raíz de plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, inoculadas con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, a los 190 ddt.

Fuente de Variación	G. L	CUADRADOS MEDIOS
		UFC ml^{-1}
Modelo	36	24451932330 **
Error	128	16972325587 **
Total	164	
C.V. (%)		332.32

* y ** Significativo y altamente significativo al (* = $P \leq 0.05$, ** = $P \leq 0.01$). C.V. = Coeficiente de Variación. UFC ml^{-1} = Unidad formadora de colonia por mililitro.

Cuadro 22 A. Comparación de medias realizadas a la raíz de las plantas de lechuga (*Lactuca sativa* L.) cv. Great Lakes, con cepas individuales y mezcladas de *Azospirillum* sp, a 10^9 UFC ml^{-1} , adicionadas con nitrógeno, a los 190 ddt.

Tratamiento	Valores medios UFC ml^{-1}	Tratamiento	Valores medios UFC ml^{-1}	Tratamiento	Valores medios UFC ml^{-1}
Testigo	1.8×10^7 c	SP7+50%N	1.1×10^8 c	C3+0%N	4.0×10^7 c
C3+25%N	9.2×10^7 c	SP7+75%N	9.0×10^7 c	C3+C5+20%N	2.1×10^9 ab
C3+50%N	4.0×10^8 c	C5+20%N	3.0×10^8 c	C3+C5+15%N	2.8×10^9 a
C3+75%N	4.4×10^8 bc	C5+15%N	1.8×10^7 c	C3+C5+10%N	2.4×10^9 a
C5+25%N	1.5×10^8 c	C5+10%N	1.4×10^8 c	C3+C5+5%N	3.8×10^7 c
C5+50%N	3.4×10^7 c	C5+5%N	1.1×10^8 c	C3+C5+0%N	3.1×10^8 c
C5+75%N	1.4×10^8 c	C5+0%N	1.4×10^8 c	Sp7+20%N	1.2×10^8 c
C3+C5+25%N	4.8×10^8 bc	C3+20%N	1.3×10^8 c	Sp7+15%N	2.7×10^8 c
C3+C5+50%N	1.8×10^8 c	C3+15%N	2.2×10^7 c	Sp7+10%N	6.4×10^7 c
C3+C5+75%N	1.6×10^9 abc	C3+10%N	2.8×10^7 c	Sp7+5%N	9.6×10^7 c
SP7+25%N	1.5×10^8 c	C3+5%N	1.6×10^7 c	Sp7+0%N	1.0×10^8 c

Los valores que presentan la misma literal son iguales entre sí (Tukey al 0.05). UFC ml^{-1} = Unidad formadora de colonia por mililitro.

Cuadro 23 A. Determinación del % de los dos mejores tratamientos para cada una de las variables agronómicas comparadas con el testigo.

Variables Agronómicas				
Variable	Tratamiento	Cubierta	Resultado	% > T.A
PFH	Sp7 + 15 % N	C.A	500 g	227.27 %
	C3 + 20 % N	C. A	480 g	216.21 %
PSH	F. Q 100 %	Roja	33 g	183.33 %
	C5 + 10 % N	C. A	28 g	155.55 %
PFR	Sp7 + 20 % N	Roja	145 g	483.33 %
	C5 + 20 % N	C.A	65 g	216.66 %
PSR	Sp7 + 75% N	Negra	20 g	1000 %
	C3 + C5 + 10 % N	Roja	7 g	350.00 %
LR	C3 + 20 % N	Roja	35 cm	134.61 %
	C5 + 20 % N	C. A	33 cm	126.92 %
NH	C3 + 20 % N	Roja	53 hojas	240.90 %
	C3 + 15 % N	Roja	51 hojas	231.81 %
REND	Sp7 + 15 % N	C.A	40 ton/ha	222.22 %
	C3+ 20 % N	C. A	38.4 ton/ha	213.33 %

% > T.A = Porcentaje mayor en comparación con el testigo absoluto.

Cuadro 24 A. Determinación del porcentaje de los dos mejores tratamientos para cada una de las variables bioquímicas comparadas con el testigo.

Variables Bioquímicas				
Variable	Tratamiento	Cubierta	Resultado	% > T.A
CT	C5 + 20 % N	Roja	13.8 $\mu\text{g L}^{-1}$	300.00 %
	C5 + 20 % N	C. A	13.0 $\mu\text{g L}^{-1}$	282.60 %
VA	C5 + 20 % N	C.A	26 mg L^{-1}	216.66 %
	C5 + 15 % N	C.A	24 mg L^{-1}	200.00 %
VC	C5 + 25 % N	Roja	41 mg L^{-1}	170.83 %
	C3 + 75 % N	Roja	37 mg L^{-1}	148.00 %
CA	C5 + 20 % N	C.A	15 mg L^{-1}	375.00 %

	C3 + 20 % N	Roja	14 mg L ⁻¹	350.00 %
CB	C3 + C5 + 20 % N	C.A	21 mg L ⁻¹	700.00 %
	C3 + C5 + 10 % N	Roja	16 mg L ⁻¹	533.33 %
CC	C3 + C5 + 0 % N	C.A	32 mg L ⁻¹	457.14 %
	C3 + C5 + 10 % N	Roja	31 mg L ⁻¹	442.85 %

% > T.A = Porcentaje mayor en comparación con el testigo absoluto.

Cuadro 25 A. Determinación del % de los dos mejores tratamientos para cada uno de los minerales comparados con el testigo.

Contenido de Minerales				
Variable	Tratamiento	Cubierta	Resultado	% > T.A
Ca	F. Q 100%	Negra	4.3 %	430.00%
	C3 + C5 + 15 % N	Negra	2.8 %	280.00 %
P	C3 + C5 + 15 % N	Roja	5200 ppm	148.57 %
	C3 + C5 + 20 % N	Roja	5100 ppm	145.71 %
Fe	C5 + 0 % N	Negra	7000 ppm	225.80 %
	Sp7 + 10 % N	C.A	6900 ppm	222.58 %
Mg	C5 + 5 % N	Roja	0.9 %	225.00 %
	C3 + 5 % N	Roja	0.6%	150.00%
K	C3 + 0 % N	Blanca	5.4 %	142.10 %
	C3 + 15 % N	Negra	5.2 %	136.84 %
N	C5 + 5 % N	Blanca	6.0 %	272.72 %
	Sp7 + 75 % N	Negra	5.8 %	263.63 %

% > T.A = Porcentaje mayor en comparación con el testigo absoluto.