

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA**



**EVALUACIÓN DEL BIOFERTILIZANTE BIOAMIN-FERT-1
EN EL CULTIVO DE LA FRESA (*Fragaria X anannassa* D.)**

Presenta:

JOSÉ LUIS HERRERA ALVAREZ

TESIS

**Presentada como Requisito Parcial para
Obtener el Título de:**

INGENIERO AGRONOMO EN HORTICULTURA

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
Septiembre del 2009**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

EVALUACIÓN DEL BIOFERTILIZANTE BIOAMIN-FERT-1
EN EL CULTIVO DE LA FRESA (*Fragaria X ananassa* D.)

Presentado por:

JOSÉ LUIS HERRERA ALVAREZ

TESIS

Que se somete a consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial para
obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada
Presidente del Jurado

Ph.D. Alfonso Reyes López

Asesor

Dr. Rubén López Cervantes

Asesor

Dr. Reynaldo Alonso Velazco

Asesor

M.C. Alfonso Rojas Duarte

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo.



Coordinación

Buenvista, Saltillo, Coahuila, México
División de Agronomía
Octubre del 2009

DEDICATORIA

Con una manera de vivir la vida muy particular, trabajando sin esperar ganancias sino haciendo lo mejor de lo mejor, sin un límite de horario ni de esfuerzo, buscando con una forma ordenada y estructurada la única y mejor manera de hacer las cosas y obtener los mejores resultados, siendo también el mejor de los mejores este logro es dedicado para mi padre... *José Luis Herrera Escobar* ¿Qué mejor ejemplo puedo tener? Gracias por todo ¡Jefe!

Siempre al pendiente de sus hijos y su “viejo” encontrando la felicidad donde mis hermanos, mi padre o yo la encontramos al igual que las preocupaciones, llenándome de consejos, que si no los tomo al instante los tomaré enseguida, tal vez después de un tropiezo por no haberlo hecho antes, dedicando esta felicidad que siento al terminar esta etapa de mi vida que yo sé para mi madre, *Rosa María Alvarez Zendejas*, será más grande este sentimiento. ¡Gracias mama!

A mis dos hermanos *Lupita* y *Fernando* que para mí son mi motivación y no espero ser un ejemplo a seguir por que se que lo pueden hacer mucho mejor que yo. Gracias *Lupita* por llamarme y preguntar “¿como estas?” gracias *Fer* por alegrarme el momento contándome un chiste por teléfono.

Para mis abuelos, a “welita” *Elena* (†) que siempre vio este momento y estoy seguro que donde quiera que se encuentre estará orgullosa de mí, para mi abuelito *Rogelio*, un hombre muy sabio gracias a la experiencia y por enseñarme cosas tan importantes como la humildad, la honradez y a disfrutar del campo, cosas que nunca voy a dejar de hacer; a mi abuelita *Isabel* por todo el cariño, sus buenos deseos y sus bendiciones que siempre me acompañan.

A todas aquellas personas: tíos, primos, amigos, maestros, que depositaron su confianza en mí y me brindaron su apoyo, gracias a todos.

También para ti *Nallely*, ¡Gracias por todo!

AGRADECIMIENTOS

A Dios y a la Virgen de la Esperanza:

Por ponerme a la hora y lugar indicados para dar inicio a esta etapa de mi vida que hoy concluyo con éxito y por acompañarme en cada momento.

A la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”:

Por darme la oportunidad de hacer mis estudios en sus instalaciones desarrollándome como profesionista.

A la Empresa **Análisis Ambientales e Insumos, S.A. de C.V.** por permitir realizar mi trabajo de tesis de licenciatura dentro del proyecto **FOMIX-COAH-08-85496** financiado por el **CONACYT-SAGARPA**.

Al Ph. D. Alfonso Reyes López: a quien le agradezco por permitirme realizar este proyecto bajo su asesoría.

Al Dr. Juan Genaro Osuna Alarcón: Por todo el apoyo, sus consejos y paciencia

Al Dr. Rubén López Cervantes: Por el tiempo dedicado a la revisión y terminación de este trabajo.

Al Dr. Reynaldo Alonso Velasco: Por su colaboración en este trabajo y el apoyo durante mi estancia en esta institución.

Al M.C. Alfonso Rojas Duarte por sus sugerencias durante este trabajo.

Al M.C. Luis Rodríguez: Por sus consejos y apoyo al hacer el análisis estadístico en este trabajo.

A Nallely Sarahi Velazquez Malacara: Por todo su apoyo incondicional desde el día en que la conocí y en este trabajo no fue la excepción. ¡Gracias!

Al Técnico Mario Alberto Flores Hernández por el apoyo para la realización de este trabajo

A todas las personas que contribuyeron de una u otra forma para la culminación de este trabajo.

INDICE DE CONTENIDO

INDICE DE CUADROS	iii
INDICE DE FIGURAS	iv
RESUMEN	vi
I. INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVO	2
HIPÓTESIS	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
Antecedentes Históricos	3
Origen de la Fresa	3
Generalidades de la Fresa	5
Clasificación Taxonómica	5
Características Botánicas	5
Aspectos Fisiológicos de la Panta	6
Cultivares Actuales	8
Propagación	9
Tipos de Plantación	10
Selección y Preparación del terreno	11
Riego	11
Fertilización	12
Control de Malezas	13
Principales Plagas	14
Principales Enfermedades	16
Cosecha	17
Rizósfera	18
Rizodeposición	18
Microorganismos de la Rozósfera	19
Factores que Afectan la Población Rizosférica	20
Rizobacterias	21
Inoculación de Rizobacterias	21
Fijación de Nitrógeno	22
Antecedentes	22
Fijación simbiótica del Nitrógeno	23
Condiciones Ambientales	28
Inhibición de la fijación de nitrógeno.	28
Fijadores de Nitrógeno Asimibióticos	29
Biofertilizantes	29
Nitrógeno	32
Nitrógeno del Suelo	34
MATERIALES Y MÉTODOS	35
Localización Geográfica del Sitio Experimental	35
Metodología	35
Experimento a “Cielo Abierto”	35
Experimento en Invernadero	36
Descripción del Producto	37

Información Técnica	38
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	39
Experimento a “Cielo Abierto”	39
Experimento en Invernadero	48
CONCLUSIÓN	55
REFERENCIAS	56

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1.- Tratamientos del biofertilizante en el experimento a “cielo abierto”	36
Cuadro 2.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	39
Cuadro 3.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	40
Cuadro 4.- Análisis de varianza (ANVA) para el peso de fruta de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	42
Cuadro 5.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”. ⁴⁴	
Cuadro 6.- Análisis de varianza (ANVA) para número de flores de las plantas de fresa de la variedad Ventana en el departamento de Ciencias de Suelo	45
Cuadro 7.- Análisis de varianza (ANVA) para el peso de fruta de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	46
Cuadro 8.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	48
Cuadro 9.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de flores de plantas de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	49
Cuadro 10.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	51
Cuadro 11.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de flores de plantas de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	52

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.- Principales estados productores de fresa	4
Figura 2.- Ubicación del experimento.	37
Figura 3.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	40
Figura 4.- Comparación de medias del número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	51
Figura 5.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de	51
Figura 6.- Comparación de medias del peso de fruto de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	42
Figura 7.- Peso de fruto de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	43
Figura 8.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	44
Figura 9.- Comparación de medias del número de flores de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	45
Figura 10.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	46
Figura 11.- Comparación de medias del peso de fruto de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	47
Figura 12.- Peso de fruto de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.	47
Figura 13.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	49
Figura 14.- Comparación de medias del número de flores de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	50

Figura 15.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	50
Figura 16.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	52
Figura 17.- Comparación de medias del número de flores de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	53
Figura 18.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.	53

RESUMEN

En México, a pesar de la reducida área donde se cultiva la fresa, es muy importante por la gran cantidad de jornales y divisas que genera. Con el objetivo de determinar la efectividad de Bioamin-Fert-1 en el vigor y rendimiento de la fresa, en condiciones de “cielo abierto” se colocaron los cultivares Albión y Ventana y en invernadero, los cultivares Albión y Festival. Cada maceta contenía 10 kg de suelo y se les adicionaron 5 (B) y 20 (A) ml de dos Cepas (C1 y C2) de bacterias y solo agua como testigo absoluto (TA). Las variables medidas en la primera condición fueron: número de hojas (NHA), número de flores (NFA) y peso de fruto (PFA). En invernadero: número de hojas (NHI) y de flores (NFI). Se encontró que a “cielo abierto”, en las variedades estudiadas, en el NHA el efecto mayor fue de las dosis B de las cepas C1 y C2; en el PFA las dosis B de la C2 y en el NFA, la dosis A de la C2. En invernadero en ambas variedades en el NHI y NFI la dosis B de la C1. Como conclusión, En ambas variedades de fresa, producidas en condiciones de “cielo abierto”, en el número de hojas realizó efecto positivo las dosis bajas de ambas cepas; en el número de flores la dosis alta de la cepa dos y en el peso la misma cepa, solo que a la dosis baja. Bajo condiciones de invernadero, en el número de hojas de la variedad Albión, realizó efecto positivo el testigo absoluto y en la variedad Festival ambas dosis de la cepa uno; mientras que en ambas variedades, hay efecto positivo de la dosis baja de la cepa uno.

Palabras clave: Fresa, Biofertilizante, Cepas, Fijación de Nitrógeno, Rizobacterias, Cultivo Orgánico.

I. INTRODUCCIÓN

En México, el cultivo de la fresa, a pesar de ser baja la superficie destinada a su producción, es uno de los cultivos más importantes debido a su alta rentabilidad y a la alta generación de divisas, porque es un producto de exportación. Los principales estados productores de fresa en México son: Michoacán, Baja California Norte y Guanajuato los cuales reciben la mayor demanda del vecino país del norte. De acuerdo con información del Consejo Nacional de la Fresa (CONAFRE) el mercado de la Unión Americana, es el destino del 95 por ciento de las exportaciones del fruto.

Los fertilizantes químicos sintéticos utilizados para la producción de alimentos, ha cumplido su función hasta cierto límite, porque son fundamentales en el abastecimiento de la demanda alimenticia de nuestra creciente población nacional; sin embargo, en la última década, nuestra sociedad reclama mayor producción de alimentos de alta calidad y en diversos niveles sociales, se prefieren los alimentos producidos sin agroquímicos. Esta nueva actitud ha favorecido el desarrollo de tecnologías de producción menos contaminantes y ecológicamente más racionales (Aguirre-Medina, 2006).

El sector de la agricultura orgánica es una de estas alternativas, ya que no se utilizan productos de síntesis química y se optimizan los recursos naturales y humanos en pro de una agricultura más sana. El mercado de la agricultura orgánica ha dado lugar a otro mercado menos explorado, pero existente, el mercado de agroinsumos orgánicos. Este mercado surgió por el incremento en la demanda de productos orgánicos, lo que lleva directamente a la incorporación de técnicas más eficientes de producción para potencializar el incremento en la producción y los rendimientos de los cultivos orgánicos y así poder abastecer la creciente demanda por este tipo de alimentos.

Debido a la creciente preocupación por la salud y la conservación del medio ambiente entre otros aspectos han dado lugar al surgimiento de la agricultura orgánica; que comprende la aplicación de técnicas amigables con el medio ambiente y la salud del hombre. El uso irracional de los recursos y el abuso en la aplicación de productos

químicos, ocasiona alteraciones al medio ambiente, como ejemplo, el uso de bromuro de metilo empleado para fumigar las tierras de cultivo, por lo que se deben buscar alternativas para cumplir los mismos objetivos, sin dañar al medio ambiente y la salud humana.

OBJETIVO

Determinar la efectividad y la dosis de Bioamin-Fert-1 más efectiva en la fresa, en condiciones de “cielo abierto” e invernadero.

HIPÓTESIS

Al menos una dosis de Bioamin-Fert-1, aumenta el vigor y el rendimiento de la fresa.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Antecedentes Históricos

Hasta muy entrado el siglo XV, no se conocía otro fresal que el silvestre, que vegetando espontáneamente en los montes de Europa ofrecía un fruto de extraordinaria pequeñez que a pocos interesaba, perdiéndose en los bosques, sin utilidad alguna. Fueron los horticultores Franceses y más tarde los Ingleses, Alemanes e Italianos los que después de los resultados obtenidos cultivando aquellas plantas silvestres y de frutos insignificantes, mejoraron la calidad del fruto al aumentar su tamaño, el cual obtuvo una gran aceptación en el mercado por parte de las clases adineradas y proporcionar con ello excelentes rendimientos.

Con el paso de los años de cultivo y por medio de cruza naturales, el tamaño de fruto mejoró, pero sin llegar al volumen del fruto de la fresonera, por ser esta una especie totalmente desconocida.

A partir del año de 1882 el Abate Thivolet obtiene por medio de cruza y selecciones, una de las variedades más interesantes por su fertilidad y tamaño de frutos, bautizándola con el nombre de “Saint Jaseph”, la cual fue distinguida con el gran premio de la exposición celebrada en Paris en 1894, por la Sociedad Natural de Horticultores de Francia (Juscafresa, 1987).

Origen de la Fresa

La fresa se considera originaria de Europa y América septentrional. Las primeras plantas de la fresa cultivada *Fragaria X ananassa Duch*, se originaron en Francia después de que las especies Americanas octoploides *Fragaria Virginiana* y *Fragaria Chioensis*, fueron introducidas a ese país (López, 1994). Diversas especies del género *Fragaria*, se encuentran ampliamente distribuidas en el hemisferio Norte, incluyendo México donde se localiza solo en los bosques. En Europa, se encuentran también, así c

omo en las colinas de la parte oriental del Himalaya, en la India, China y Japón (Barrientos, 1978).

La fresa moderna *Fragaria X anannassa Duchesne*, es de origen relativamente reciente; no fue hasta 1750, al ser la Norteamericana *F. virginiana* Duch y la Sudamericana *F. Chiloensis* (L.) Duch., llevadas a Europa e hibridadas, cuando aparece la progenitora de la moderna fresa. En 1850 se continúa hibridando y así, *F. x anannassa* evoluciona hasta convertirse en la fresa mayoritariamente cultivada en todo el mundo; pero, persisten *F. chiloensis* en zonas concretas de Sudamérica y *F. virginiana*, *F. vesca* y *F. moschata*, ocasionalmente en algunos huertos familiares (Maas, 1984).

En México, la fresa se cultiva desde 1885. Su expansión surgió después de 1945, debido a la necesidad del mercado norteamericano de disponer de fruto fresco en invierno. (Dávalos *et al.* 1992). El lugar que inicialmente se localizó fue Irapuato, Guanajuato. Se cree que entre 1938 y 1940, se trasladaron las primeras plantas de fresa y se establecieron en Zamora, Michoacán. En 1946, inicia Jacona; en 1959, en la Saucedá y en 1961 en Tangancicuaro. Ya en la década de los 60s, en Zamora inicia el desarrollo con mayor potencial, al ubicarse desde entonces en esta región y se considera como la principal zona productora y comercializadora del producto (Vega, 1988).

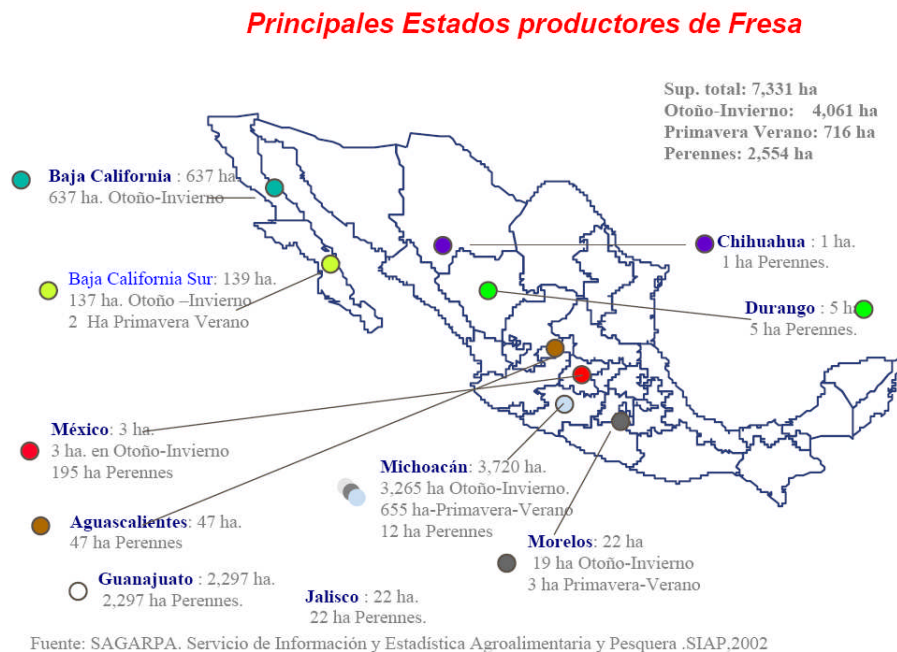


Figura 1.- Principales estados productores de fresa

Generalidades de la Fresa

Clasificación Taxonómica

Reino:	Vegetal.
División:	Angiospermas.
Clase:	Dicotiledonea.
Orden:	Rosales.
Familia:	Rosaceae.
Género	<i>Fragaria</i> L.
Especie:	<i>F. x annanassa</i> Duchesne

Características Botánicas

Samperio 2004 dice que la fresa es una planta herbácea y perenne, con tallo muy corto, con yemas y hojas axilares. La corona es alargada con entrenudos. El tejido vascular de la corona forma una espiral entrelazada que se origina en todas direcciones. La porción interna de la corona está formada de un largo parénquima celular muy vulnerable a daños por heladas. De las yemas axilares de cada hoja pueden formarse estolones u otras coronas o permanecer latentes dependiendo de las condiciones ambientales.

Este mismo autor comenta que las inflorescencias de la fresa normalmente se desarrollan a partir de la corona, termina sobre la primera rama de la corona en posición axilar. Después de la fertilización, el control hormonal determina la elongación del receptáculo, lo que comúnmente se llama fruto. La superficie de la fruta, se halla cubierta de pequeños frutos verdaderos, denominados aquenios, vulgarmente conocidos como semillas. Las hojas nacen de la corona de la planta, son alternas con pecíolos cubiertos de una vellosidad suave y con estípulas membranosas en su base. Cada hoja está formada por tres folíolos tomentosos y con bordes aserrados, individualmente viven de 1 a 3 meses y tienen un gran número de estomas (300-400 por mm²). Las flores están reunidas en racimos corimbosos, suspendidas por escapos florales. Generalmente son actinomorfas, hermafroditas, siempre periginias (con brácteas verdes que la cubren en su nacimiento). El cáliz es de color verde, formado por cinco sépalos desplegados y cinco

especies de brácteas semicoriáceas del mismo color. La corola está formada por cinco pétalos blancos. El androceo posee estambres amarillos, aproximadamente veinticinco, o múltiplos de cinco. El receptáculo está rodeado por el androceo, es carnoso, ancho y redondeado. Los carpelos se insertan sobre el receptáculo y constituyen el gineceo el cual es típicamente súpero y dialicarpelar (párpelos separados entre sí).

El Fruto recibe el nombre botánico de “eterio”; éste es grueso, carnoso e irregular; puede ser cónico, cónico-alargado, redondeado, esferoidal, esférico u ovoide, de sabor agridulce y aromático. A medida que mejora la calidad, su color se torna más rojo y brillante y aumenta también su aroma. Además, deficiencias en la polinización y heladas, tienen efecto en la formación del fruto; además, pueden influir otros diversos factores, como el exceso de humedad y las plagas, lo que provoca el desarrollo de frutos dobles o triples por “faciación”. También la posición de la inflorescencia influye en el tamaño y formación de los frutos. Por ejemplo, los frutos del eje primario tienden a ser irregulares, mientras que los restantes ya serán regulares. El desarrollo del fruto varía de acuerdo con la clase y variedad de la planta, al pesar desde unos pocos hasta 60 g. Un parámetro para conocer su calidad es el aroma del fruto; este agradable olor, guarda una estrecha relación con los días de alta radiación solar y las noches frescas, benefician a la planta de la fresa, al optimizar sus funciones y ayudarla a elevar su producción de azúcares y vitamina C, de manera que el contenido de esta vitamina en la fresa, puede llegar a ser mayor o muy similar al de los cítricos. (Samperio, 2004).

El sistema radicular es fibroso y está integrado por raíces perennes con cambium vascular y suberoso y un sistema de raicillas agrupadas en ramificaciones laterales, que pueden vivir desde unos días a pocas semanas. En suelos fértiles y sin patógenos, pueden penetrar hasta 1-2 m, pero lo más normal es que estén confinadas a los 30-35cm superiores del suelo. (Martínez y Martínez, 1989).

Aspectos Fisiológicos de la Planta

La fresa es una planta cuya fisiología es altamente sensible al medio ambiente. En los cultivares de día “corto”, la presencia del estado reproductivo o el vegetativo es consecuencia de ciertos estímulos del fotoperíodo y temperatura.

Las investigaciones efectuadas por Darrow en 1937, permitieron demostrar que la adaptación geográfica y regional de los cultivares de día “corto”, es determinada por el fotoperíodo y temperatura. Las conclusiones de esas investigaciones sirvieron para establecer que: días “cortos” (10 horas o menos) y temperaturas relativamente bajas (entre 15 y 20° C) inducen la diferenciación floral y fructificación; días largos y temperaturas de 20° C o superiores, estimulan la emisión de estolones; los fotoperíodos largos pueden ser anulados por temperaturas bajas y en consecuencia inducir la floración; los cultivares de día “corto” del norte de Estados Unidos, tienen mayores requerimientos de horas-frío y fotoperíodo que los cultivares del sur del mismo país.

El comportamiento anual de una planta de fresa, en una zona productora determinada, será siempre el resultado de la interacción de su carácter genético y de las condiciones ambientales, por ello es difícil de predecir con exactitud. En otoño, de forma general, se puede establecer que por la disminución de la temperatura y el fotoperíodo, se presenta la finalización del estolonado, existe la diferenciación floral y la iniciación de la latencia; en invierno a causa del fotoperíodo mínimo y las bajas temperaturas, hay un alto leve en el crecimiento vegetativo; en primavera por el aumento de fotoperíodo y la temperatura, la fresa reanuda su actividad vegetativa, la floración-fructificación y luego la iniciación del estolonado y en verano por el fotoperíodo largo y las altas temperaturas, disminuye la floración y hay aumento en el estolonado (Verdier, 1987).

De tal manera que, el fotoperíodo corto favorece la floración y el fotoperíodo largo favorece el desarrollo de las parte vegetativas (hojas y estolones); las temperaturas frías y aún moderadas, favorecen la floración y las temperaturas altas favorecen el desarrollo vegetativo y la acumulación excesiva de horas frío, favorece el vigor vegetativo y baja producción y la falta de frío suficiente, favorece la floración pero existe falta de vigor y tardanza de crecimiento (Vega, 1988).

El clima más adecuado para un desarrollo óptimo de la fresa, es el templado; con temperatura media anual entre 12 y 20° C, no excediendo temperaturas de 40 ni menores de -5° C; se recomienda una altitud de 1,200 a 2,500 msnm. Las partes florales y la fruta son muy sensibles a las heladas, aún cuando la planta misma soporta condiciones extremas de frío muy intenso y prolongado. Las heladas tempranas retardan el

crecimiento. La precipitación pluvial debe ser alta (no menor de 1,200 mm anuales) o poseer agua de riego controlada y suficiente durante todo el ciclo del cultivo.

Las exigencias del suelo son: poseer buen drenaje (ausencia de encharcamientos), textura de arenosa a franco-arcillosa, rico en materia orgánica, bajo contenido de caliza activa y bajo contenido de salinidad. El pH óptimo es de 6.5, pero en terrenos con valor de 5.5 sustenta perfectamente al cultivo, en cambio, valores superiores de 8 causan grandes problemas en la nutrición (Verdier, 1987; Martínez y Martínez, 1989).

Cultivares Actuales

En el corto espacio de unos cuantos años, han ganado y perdido popularidad muchas variedades comerciales, de las que no ha quedado constancia exacta; en términos generales las distintas variedades se cultivan para una pronta salida al mercado o bien como cosechas principales no tan precoces. Algunas de las variedades que se cultivaban en México y se quedaron atrás con el paso del tiempo son: Fresno, Tioga, Shasta, Florida, Tufos, Chandler, Parker, Columbia, Pájaro y Douglas.

Las variedades más comunes y comerciales cultivadas en México actualmente son: Festival, Camino Real, Albion y Ventana.

Festival: (United States Patent PP14739), es una nueva y distinta variedad de fresa (*Fragaria* × *ananassa*), que se originó de la semilla producida por una cruce manualmente polinizada entre las variedades “Rosa Linda” y la “Oso Grande”. La nueva fresa, nombrada Festival, es distinguida por los corredores numerosos que produce en el campo fructífero, los pedicelos largos atados a su fruta, y la producción de fruta que son sabrosos, firmes, de color rojo oscuro en el exterior, rojo en el interior, de forma cónica brillantes, tienen los cálices grandes y llamativos cuando están crecidos en Dover u otras áreas que tienen un clima subtropical similar al de Dover.

Ventana: (United States Patent PP13469), es una variedad de día “corto” para producción en invierno y primavera. Inicia su producción al mismo tiempo que Camarosa, pero con mayor producción al comienzo de la campaña, mayor productividad total y mejor calidad de fruta. En comparación con Camarosa, Ventana produce menos fruta en mayo y junio, es decir, menos fruta de industria. Las plantas de Ventana son

vigorosas, similares a las de Camarosa, pero más erectas, lo cual facilita la recolección; su fruta es grande (ligeramente más grande que la fruta de Camarosa), firme, resistente y con color, tanto interno como externo, más claro que Camarosa.

Camino Real: (United States Patent PP13079), es un cultivar nuevo y distinto de la fresa de día “corto”. Sobre todo la fruta simétrico-cónica, atractiva, de calidad muy buena, se forma típicamente en una buena producción. El sabor de la fruta es bueno y la fracción de la fruta no vendible tiende a ser baja. El hábito del crecimiento es muy compacto y se forman los prospectos cóncavos amplios, relativamente pequeños que exhiben dentaduras semi-acentuadas.

Albion: (United States Patent PP16228), su principal característica es su excepcional calidad de fruta, tanto por tamaño (superior a Diamante) como por sabor y firmeza de la fruta (del orden de 32 gramos por fruta). Albión es una variedad que mezcla las cualidades buenas de Diamante y las de Aromas. Es de muy fácil recolección y perdura más en pos-cosecha que estas dos; posee mejor sabor y aspecto; mantiene cierta resistencia a Antracnosis, Verticillum y Phythophthora y más resistencia que Aromas a araña roja. Variedades como: Camarosa, Oso Grande, Aromas entre otras; son de menor interés ya que han sido desplazadas por las nuevas variedades.

Propagación

Las posibilidades de multiplicación de la fresa son sexual y asexual:

La vía sexual (por semilla) (germinación de aquenios), se lleva satisfactoriamente y es empleada por genetistas para desarrollar nuevas variedades. La división de plantas consiste en la separación manual o mecánica de las coronas con sus respectivas raíces, pero por sus múltiples inconvenientes ya no es utilizado para la producción comercial. El cultivo de meristemas es el método más moderno y por micropropagación, en un tiempo muy breve, puede obtenerse un elevado número de plantas hijas (Verdier, 1987).

Asexual: por estolones, por división de plantas, por cultivo de meristemas.

Los estolones aparecen generalmente después de la producción del fruto, cuando entre las hojas brota un tallo alargado en cuyo extremo tiene una raíz incipiente y más

tarde, algunas hojas pequeñas. Cuando los estolones han quedado sembrados y han desarrollado su propia raíz, se separan de la “planta madre” y la nueva planta se convierte a su vez en otra “planta madre”, que, al desarrollar sus propios estolones, requiere de riegos abundantes y una mayor vigilancia en su nutrición. La producción de estolones puede ser más o menos precoz, dependiendo de la especie, la temperatura y la luminosidad; pero tanto su desarrollo como la fortaleza que adquieran, dependen en gran parte de la variedad. Los estolones se desarrollan mejor cuando disminuyen la temperatura ambiente y la luminosidad, requiriendo una temperatura mínima aproximada de 11 a 13 ° C por la noche, con 10 a 12 horas de sol durante el día (Samperio, 2004).

Tipos de Plantación

En México se establecen tres tipos de plantación:

Directa refrigerada. La planta madre puede ser importada o de origen nacional, se utilizan de 80,000 a 100,000 plantas por hectárea, las cuales deben tener un mínimo de 1,000 horas de refrigeración. La plantación se inicia en marzo y su producción durante noviembre y diciembre; esto tiene la desventaja de tener altos costos, pero puede producir altos rendimientos durante dos años (Martínez y Martínez, 1989).

Semi-directa. La planta madre se importa de Estados Unidos, Utilizandose 20,000 plantas/ha, se planta durante marzo y abril, con los estolones que produce, la plantación llega de 80,000 a 100,000 plantas/ha. Son menos rendidoras que las directas refrigeradas. Entre un 10 y 15% de la superficie fresera es de este tipo. (Téliz y Castro, 1973)

Directa verde. La Planta madre se importa de Estados Unidos y se reproduce en viveros nacionales de donde se trasplanta al terreno comercial, se emplean de 20,000 a 22,000 plantas en un cuarto de hectárea, para generar de 100,000 a 120,000 plantas para plantar una hectárea comercial. El trasplante se realiza del 15 de agosto al 10 de septiembre. Es la plantación más común en el valle de Zamora, Michoacán, ya que es el más económico y produce a finales de octubre y principios de noviembre. Se planta a

doble hilera por surco de 92 cm de ancho y con una distancia entre plantas de 15 a 20 cm (Martínez y Martínez, 1989).

Selección y Preparación de Terreno

La selección del terreno, generalmente el agricultor la realiza en base a la disponibilidad de agua, y que en los últimos tres años no se haya establecido fresa o en el ciclo anterior no se haya plantado jitomate, chile, calabacita, papa, pepino o incluso cebolla. La preparación del terreno requiere de un barbecho profundo, si es necesario una cruz, uno o dos pasos de rastra, una nivelación si el terreno es plano o emparejar el suelo si tiene una pendiente pronunciada. El surcado se realiza con una altura de 20 cm y un ancho de 92 a 100 cm procurando tenga una pendiente ligera y hasta 60 cm de largo.

El entarquinamiento, es una práctica que se realiza para mantener el terreno libre de malezas, durante la época lluviosa y se efectúa en terrenos planos, con disponibilidad de abundante agua y bordos altos. En terrenos con pendientes pronunciadas se opta por dar varios “rajados” de surco (Cabrera, 1992). Lo anterior se realiza comúnmente en el valle de Zamora por productores de bajos recursos. Los productores que cuentan con mayor capacidad económica, efectúan algunas labores más como: fumigación de suelos, nivelado láser, pases de cincales, acolchado, fertirriego, cubierta de macro túneles, entre otros.

Riego

En el valle de Zamora, Michoacán existen dos tipos de riego: el riego por gravedad y el riego por goteo. Con el riego por gravedad, se realizan alrededor de 40 riegos por ciclo. Al momento del transplante, se aplica un riego pesado con lámina de 25cm; posteriormente se realizan riegos cada 2 a 4 días y con láminas de 7 a 10 cm, los riegos de auxilio, dependiendo del tipo de suelo, precipitación y disponibilidad de agua (Cabrera, 1992). En el riego por goteo, el agua se conduce desde la fuente de abastecimiento de agua, pozo profundo o canal de riego, a través de una red hidráulica, de tuberías de diferente capacidad de conducción o diámetro, que varían de 30 a 1 cm. Las líneas que llegan a la planta y zona radicular, cuentan con un sistema de goteros que

reducen la presión del agua de 20 a 10 libras por pulgada² a cero y aportan una cantidad de agua similar a cada planta. En esta fase es importante el diseño hidráulico de riego. En Italia citan que las necesidades de agua de la fresa son de 4,000 a 9,000 m³.hectárea⁻¹.año⁻¹; en California oscilan entre 3,048 m³ y utilizan el riego por goteo. En España, se consumen de 10,000 a 15,000 m³ (Verdier, 1987).

Fertilización

El adecuado uso de los fertilizantes incrementa los rendimientos de la plantación y mejora la calidad de la fruta. De aquí se desprende que hay un punto óptimo, según la clase de suelo, la época en que se efectúe la fertilización, la etapa de desarrollo vegetativo en que este la plantación y otros factores.

El nitrógeno hace aumentar la cantidad de follaje, de tal manera que el exceso de sombra que así se provoca impide el normal desarrollo de flores y de frutos. Por otra parte, un exceso de nitrógeno determina la producción de frutos demasiado “tiernos”, es decir, que contienen demasiada agua y una reducida proporción de sólidos (azúcares). Esta clase de fruta es rechazada por la industria congeladora y empacadora. Además, es difícilmente aceptada en el mercado regional como fruta fresca, debido a su sabor insípido, blanda y fácilmente se descompone. Sin llegar a emplear excesivamente el nitrógeno, se pueden recomendar dos fertilizaciones: una, anterior a la plantación, es decir, que se aplique poco tiempo antes del trasplante, pero cuando menos un mes después de la fumigación o desinfección del suelo. Se aplican 280 kilogramos por hectárea de sulfato de amonio, lo que equivale a 55 kg de nitrógeno (o su equivalente en otros compuestos nitrogenados, tales como el nitrato de amonio o la urea). La otra debe hacerse cuatro meses después de la primera, de tal modo que se suministren al terreno 40 kilogramos adicionalmente de nitrógeno, por hectárea. (Zerecero 1965)

La cantidad de fertilizante a emplear depende mucho de las reservas de nitrógeno (N), fósforo (P) o potasio (K) del suelo (Montgomery, 1984). En España se recomienda el tratamiento 300-125-400, en la técnica tradicional y por fertirrigación la 150-50-200. En California, por fertirrigación se aplica el tratamiento 56-50-45 (Verdier. 1987; Ulrich *et al.* 1980). En la región de Irapuato, Guanajuato, se recomienda aplicar 180-280

unidades de N, 60-180 de P y 60 de K y se divide el tratamiento en dos aplicaciones: la mitad en septiembre y la otra mitad en diciembre (Dávalos *et al.* 1985). En el valle de Zamora, se recomienda el tratamiento 240-240-120, dividido en 4 o 5 aplicaciones: la primera a 15 días después del trasplante, la segunda a 25 días después de la primera aplicación, la tercera igual a la anterior pero al final de la primera floración y la cuarta al final de la segunda floración. Se dan dos pasos de cultivadora en cada aplicación de fertilizantes (Vega, 1990).

Control de Malezas

En las plantaciones recién establecidas es necesario que durante los primeros cien días después del trasplante, se mantengan libres de malas hierbas para lograr mayores rendimientos. El combate de la maleza debe hacerse a intervalos de 15 a 20 días, para reducir al máximo la población de éstas y evitar la competencia con el cultivo durante el período crítico (Dávalos *et al.* 1985). La cultivación entre hileras es prácticamente común en plantaciones en Estados Unidos y algunas del valle de Zamora; actualmente el acolchado, previa desinfección del suelo son los medios más efectivos de control, además, el uso del Bromuro de Metilo o el Vapam, son también eficientes.

Para el control de malezas anuales en plantaciones nuevas pueden utilizarse el Difenamida, Cloroxurón, Simazina, Napropamida, Dinoseb y Terbacil (DCPA), bajo particulares consideraciones, pero se recomienda elaborar un buen programa de control de malezas para cada situación particular (Skroch y Monaco, 1981).

Ashton *et al.* (1980), reportan que el control de malezas resulta muy costoso si sólo se utiliza la labranza y el deshierbe manual, pero agregando el uso de herbicidas propios y otras prácticas de manejo, este costo puede reducirse drásticamente. Además, citan que las malezas anuales son el principal problema; éstas se desarrollan principalmente durante la temporada de lluvia o aparecen en las plantaciones nuevas cuando las camas aún permanecen húmedas y así las malezas pueden llegar a establecerse. Bajo estas condiciones, la labranza no es imposible y las malezas se posesionan de lugar. Las dos malezas perennes de más difícil control son la correoguila (*Ipomoea purpurea* Lamm.) y el coquillo (*Cyperus esculentus* L.) y representan un gran

problema. Advierten que es preferible eludir estas malezas no plantando fresa en los campos infestados por ellas.

La mayoría de las malezas anuales pueden ser controladas con el uso de películas plásticas de polietileno negro como acolchados, esto hace que la temperatura del suelo sea baja y se puede atrasar la maduración del fruto o su cosecha. Las películas de plástico claro usualmente incrementan la temperatura del suelo y por lo tanto, la maduración del fruto y puede incrementar el problema de maleza. El cultivo de los surcos es más difícil cuando los plásticos son utilizados. (Ashton, Agamalian y Lange, 1980)

El acolchado elimina la mayoría de las labores de control de malas hierbas. Si se dan pases con cultivador para eliminar las malezas, no solamente se daña al sistema radicular del cultivo, sino también su sistema aéreo y se puede producir pérdida de rendimiento. El acolchado elimina muchos de estos riesgos. El color de la cubierta plástica tiene una clara influencia en el desarrollo de malas hierbas. Las películas opacas impiden la penetración de la luz, que es necesaria para el desarrollo de las malezas, mientras que las películas claras no lo hacen y por tanto, es imprescindible el uso de herbicidas. Sin embargo, si las temperaturas ambientes son suficientemente altas (28 a 30° C) y las películas transparentes no tiene escapes de aire, las malas hierbas no tienen un ambiente favorable para su desarrollo. Recientemente se ha empezado a utilizar el polietileno lineal, que es particularmente resistente a las perforaciones. Se ha comprobado que incluso especies perennes tan vigorosas como la juncia (*Cyperus esculentum*), no pueden traspasar estas películas de plástico, como pueden hacerlo con el polietileno ordinario y después de cierto tiempo, las raíces son destruidas por solarización (FAO, 2002).

Principales Plagas

Gallina Ciega o Nixticuil (*Phyllophaga sp.*), las larvas consumen gran parte del sistema radicular y ocasionan la muerte de las plantas; las que sobreviven al ataque quedan raquíticas. El patrón de expresión es por manchones. La larva es escarabiforme, de color blanco, sección con tres pares de patas torácicas, cuerpo robusto y en forma de

C, su ciclo es de 5 meses a 3 años y ataca a la fresa en los primeros 60 días después del trasplante, cuando la planta está rebrotando el órgano foliar y radicular. Para su control se utiliza el Carbofurán, Fonofos y Diazinon (Domínguez *et al.* 1989; Pedroza, 1980)

Gusano Cogollero (*Spodoptera sp.*), la larva recién emergida, se alimenta del cogollo de la planta ocasionando perforaciones en las hojas, cuando el ataque es severo las plantas retardan su crecimiento, ya que el ciclo es de 30-35 días y se presenta desde octubre hasta los primeros días de diciembre. Para su control se utilizan *Bacillus Thuringiensis* (control biológico) y Metomil.

Araña de dos Puntos (*Tetranychus urticae* Koch.) Es la principal plaga económica. El ácaro se alimenta del envés de las hojas, ocasiona coloraciones amarillo-café por el haz y cuando el ataque es severo, las plantas se marchitan e incluso mueren. La fruta resulta pequeña y de mala calidad. Su patrón de expresión es por manchones o por las orillas del cultivo. El ácaro es de 8 patas y mide entre 0.4 y 0.5 mm; el color varía de verde pálido a café anaranjado y poseen dos manchas características en el abdomen. Su ciclo varía de 5 a 19 días, dependiendo de la temperatura. El gusano se presenta desde finales de octubre hasta mayo. Las condiciones favorables para su aparición son: el clima seco y cálido. Para su control se utiliza el Azufre, Endosulfán, Naled, Propargite, Dicofol, Azocyclotin, Fluvalinate y Abamectin. (Maas, 1984; Lagunes y Rodríguez, 1988).

Araña Ciclamina (*Stenotarsonemus Pallidus* Bonk.), el ácaro raspa la superficie de la nervadura central de las hojas tiernas y succiona los jugos de las plantas. El síntoma típico es el “arrosetamiento” de las plantas atacadas. Si el ataque es severo, invaden las flores y las tornan de color café. El patrón de expresión es por “manchones” que se extienden rápidamente, son más pequeñas que la de dos Puntos y de color cristalino. Su ciclo es de 15 a 18 días, requiere de tiempo cálido y húmedo y ataca severamente desde enero pero principalmente en la primavera. Para su control, se necesita un gasto elevado de agua al aplicar los acaricidas, tales como Endosulfán, Dicofol, Propargite, y Abamectina (Lagunes y Rodríguez, 1989).

Trips (*Trhrips tabaci* Lindeman.), el trips raspa y chupa en los órganos florales de la planta, que más tarde forma el síntoma “cara de gato” en los frutos, demeritando su calidad. Son insectos pequeños, angostos y amarillos de 1 mm de largo, los machos son

ápteros y las hembras tienen cuatro alas con un fleco de pelos muy largos. Su ciclo es de 15 a 30 días. Es una plaga presente todo el año en los campos agrícolas, pero las poblaciones se disparan en marzo y abril. Para su control se utiliza el Azinfos Metílico, Diazinon, Endosulfán, Malatión y Metomil. (Melcalf y Flint, 1988).

Principales Enfermedades

Pudrición de fruto (*Botrytis cinérea* Pers ex Fr.), se presenta en frutos en contacto con el suelo, mostrando pérdida de firmeza y una capa gris que corresponde al micelio del patógeno. Generalmente es favorecida por temperaturas frías y alta humedad. La humedad es el factor más importante que regula su desarrollo. Lluvias frecuentes inducen su máxima incidencia. Para el control se utiliza Anilazina, Captan o Benomyl (Maas, 1984; Ceja, 1990).

Apagamiento de flor y fruto (*Phytophthora cactorum* Schroet.), la flor presenta manchas de color café claro en el cáliz, pétalos y pistilos, lo que la hace inviable. En los frutos inmaduros el área afectada es café a café oscura y característicamente dura con solo una pequeña parte de tejido suave. La principal condición que la favorece es el tiempo cálido y abundantes lluvias. Para su control se recomienda productos a base de cobre, Thiram, Fosetil-Al (Maas, 1984).

Secadera (*Fusarium oxysporum*), las plantas presentan marchites parcial o general, con hojas poco desarrolladas de color verde-pálido o completamente secas color café claro. Al cortar longitudinalmente la corona, ésta presenta una coloración café-rojiza. Los medios más efectivos para el control de la secadera, son la desinfección del suelo con Bromuro de Metilo más Cloropicrina y la solarización. (Castro y Dávalos, 1987; Ceja, 1990).

Cenicilla (*Spharotheca macularis*), la hoja muestra un enrollamiento de los bordes hacia arriba. Los frutos y flores también son afectados y muestran en la superficie un filamento delgado y blanquecino, que corresponde al micelio del patógeno. El tiempo húmedo y temperatura entre 15 y 27° C, son favorables para que se presente la enfermedad. Para su control puede usarse el Azufre, Triforine, Benomyl y Myclobutanil (Maas, 1984; Ceja, 1990).

Otras enfermedades de menor importancia son: La Mancha Angular (*Xanthomonas Fragaria*) Antracnosis (*Colletotrichum dematium*) y Peca de la Hoja (*Mycosphaerella fragariae*) (Maas, 1984).

Cosecha

La cosecha se inicia a los 70-80 días después del trasplante, para el caso de las plantaciones tipo “Directa Verde”, es decir, a mediados de octubre y principios de noviembre. Se realiza manualmente cortando el pedúnculo cerca de la fruta y se coloca en recipientes de madera conocidos tradicionalmente como “burros”. El grado de madurez con que debe cortarse depende del destino que tenga; la fruta para proceso, su madurez, indicada por el color rojo, debe tener del 90 al 100 por ciento y si es para empaque, ya sea de exportación o nacional, debe tener un 75 u 80 por ciento, respectivamente. Posteriormente a la cosecha, se realiza un lavado con agua limpia a la que se agrega un conservador (sal sódica de ácido dehidroacético) a dosis de 1 a 3 g por caja de empaque. Enseguida se procede a la selección de la fruta para el empaque que se realiza manualmente, bajo las siguientes características: diámetro de una o más pulgadas; 75 por ciento de madurez, provistas de cáliz, firmes, no faltas de desarrollo, libres de daños mecánicos, de plagas y enfermedades. Se envasa en cajas de cartón con peso de 5 kg. La fresa que no reúne las anteriores características, se coloca en cajas de madera con peso de 6 a 6.5 kg que se destina para la industrialización (Cabrera, 1992). Según Mark Lundy 2007, de acuerdo al mercado que atienden, los compradores y comercializadores de fruta fresca en Zamora, se divide en tres categorías según su mercado de destino: exportación hacia Estados Unidos, al mercado nacional formal y al mercado nacional informal. Cada uno de estos mercados tiene su presentación de la fresa para su comercialización: para el mercado de exportación hacia Estados Unidos, la fresa es empacada en “clamshels” o “baskets” de 1 a 2 libras y en cajas en donde se acomodan los “clamshels” de ocho por caja. Para el mercado nacional formal, pueden ir empacadas en “clamshels” o en cajas de 6 a 7 kg. Y para el mercado nacional informal se manejan cajas de madera con 7 a 9 kg de fresa fresca.

Rizósfera

La rizósfera es considerada como la interface entre la raíz y el suelo. Está determinada por todas las regiones donde tienen lugar las interacciones entre los organismos del suelo (principalmente microorganismos), las raíces y los constituyentes del suelo (Berthelin et al., 1994).

Los efectos estimulantes de las plantas sobre la abundancia y actividad de los microorganismos son más marcados en la rizósfera; en esta región del suelo adyacente a las raíces se genera un microhábitat enriquecido con nutrientes inorgánicos provenientes de exudados. Los exudados radicales juegan un papel clave en la determinación de las interacciones específicas del hospedero con, y la composición de, la población de rizaobacteriana (Kieft, 1991; Nehl et al., 1997) por lo tanto. Todas las especies vegetales interactúan con una gran variedad de microorganismos, así la nutrición vegetal ocurre dentro de un sistema complejo de la planta-sustrato y microorganismos.

Rizodeposición

La superficie de la raíz es un sitio crítico para que se dé una interacción entre los microorganismos y la planta (Paul y Clark, 1989). Lynch y Whipps (1990) estimaron que alrededor del 40 por ciento de la producción primaria de las plantas puede ser perdida por la rizodeposición (pérdidas de carbón a través de las raíces), dependiendo de la especie y la edad de la planta y condiciones ambientales.

La principal fuente de sustratos para la actividad microbiana en la rizósfera son los productos de rizodeposición y según Lynch y Whipps (1990) consisten en:

- Exudados: Azúcares, aminoácidos, ácidos orgánicos, hormonas y vitaminas liberados por la raíz sin involucrar energía metabólica.
- Lisatos: liberados cuando las células mueren, incluyen paredes celulares y, con el tiempo, la raíz completa.
- Mucílagos: consisten en polisacáridos hidratados con residuos galactosa y ácido galacturónico.

- Secreciones: tales como carbohidratos poliméricos y enzimas que depende de procesos metabólicas para su liberación.
- Gases: como etileno y bióxido de carbono.

Microorganismos de la Rizósfera

Los tipos de organismos microscópicos son diferentes en la rizósfera que en el suelo circundante, ésta incluye bacterias, hongos y protozoarios. Las bacterias pueden cubrir del cinco al diez por ciento de la superficie radical distribuidas en micrositos particulares de la raíz. Los hongos diferentes a las formas micorrízicas presentan una cobertura escasa (Paul y Clark, 1989). Los hongos del suelo generalmente forman la mayor parte de la biomasa microbiana y pueden exceder a las bacterias por factores de tres a diez, aunque en número pueden ser menores a éstas.

El suelo contiene cinco grandes grupos de microorganismos: Bacterias, hongos, actinomicetos, algas y protozoarios (Dommergues, 1978); algunos de ellos pertenecen a los géneros *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Azoarcus*, *Klebsiella*, *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Arthrobacter*, *Enterobacter*, *Burkholderias*, *Serratia*, y *Rhizobium* son considerados Organismos Promotores del Crecimiento Vegetal (OPCV) (Burdman et al., 2001). Esta diversidad siempre se ha utilizado en la agricultura, y el primer antecedente se registró en la época de los Romanos (Freire, 1975).

Las bacterias tienen un mayor efecto de rizósfera que otros habitantes microbianos. La rizósfera es conocida como hospedera proporcionalmente de más bacterias Gram-negativo en forma de bacilo (*Pseudomonas*, *Achromobacter*) y desnitrificantes y poco Gram-positivo y Gram-Variables como *Bacillus* y *Arthrobacter* (Hagedorn et al., 1989; Paul y Clark, 1989). Además, existen relaciones muy específicas como los sistemas simbióticos de los fijadores de nitrógeno, entre ellos *Rhizobium*, algunos actinomicetos y las micorrizas.

La micoflora rizosférica puede favorecer el desarrollo de la planta mediante diversos mecanismos tales como:

1. Contribuyendo a la formación de una estructura estable del suelo.

2. Liberando elementos presentes en forma orgánica por medio de la mineralización.
3. Supresión de patógenos causantes de enfermedades.
4. Incremento en la disponibilidad de nutrimentos limitantes del crecimiento vegetal tales como nitrógeno y fósforo.
5. Supresión de microorganismos nativos perjudiciales de la rizósfera que reducen el crecimiento de la planta pero no causan síntomas de enfermedad.
6. Producción de sustancias de crecimiento.

Factores que Afectan la Población Rizosférica

Los microorganismos de la rizósfera son afectados por la proximidad y la profundidad de las raíces, la edad de la planta y el estado de madurez de la misma, todo lo cual controla la magnitud del efecto rizósfera y el grado de respuestas por microorganismos específicos.

Debido a que la masa rizobacteriana es muy grande, existe una intensa competencia. En las condiciones de tensión que prevalece en una gran comunidad, los organismos que crecen con rapidez y los más activos bioquímicamente resultan ser los más favorecidos (Alexander 1980).

La respuesta de los microorganismos a la presencia de raíces vivas ocurre en una gran variedad de ambientes, pero la planta es el factor principal que tiene influencia sobre la colonización del rizoplano por las bacterias (Pietr y Stantriewcz, 1990; Bashan et al., 1995).

El agua es generalmente considerada como el factor más limitante para la actividad biológica en las regiones áridas; en estas condiciones, las bacterias formadoras de esporas y células vegetativas prevalecen por su alta resistencia a la desecación. La producción de mucigel en la rizósfera de las plantas del desierto, actúa como una barrera retentiva de humedad y también incrementa la cantidad de bacterias fijadoras de nitrógeno no simbióticas.

Se han hecho generalizaciones acerca de los efectos de pH en la distribución y actividad de los microorganismos del suelo: las bacterias tienen un rango más estrecho de

tolerancia de pH que los hongos; los hongos son favorecidos sobre las bacterias en ambientes ácidos y los actinomicetos se desarrollan mejor que los hongos y otras bacterias en condiciones alcalinas (Kieft, 1991).

Rizobacterias

Las rizobacterias representan a las bacterias de la rizósfera que tiene la capacidad de colonizar la raíz en respuesta a los exudados (Beauchamp et al., 1991; Kloepper et al., 1980). La rizósfera de las plantas generalmente es ocupada por las bacterias nocivas y benéficas con el potencial para influir significativamente el crecimiento de la planta y rendimiento del cultivo (Schippers et al., 1987; Nehl et al., 1997).

El efecto negativo de los microorganismos de la rizósfera puede ser ocasionado por patógenos mayores o verdaderos, aquellos que provocan síntomas de enfermedad y los patógenos menores. Los patógenos menores de la rizósfera afectan a las plantas por sus metabolitos sin parasitar el tejido (Schippers et al., 1987).

La manipulación de la micoflora con objeto de beneficiar el crecimiento de la planta se ha llevado a cabo mediante rotaciones de cultivo apropiadas y manejo del suelo, así como por incorporación de residuos de cosecha e inoculando organismos diferentes a los de la rizósfera (Brown, 1974).

En la rizósfera se encuentran las rizobacterias benéficas pero debido a las condiciones de competencia, la cantidad de éstas es reducida, por lo que para observar su efecto sobre las plantas es necesario incrementar su densidad mediante inoculantes, para que sea capaz de reflejar algún beneficio. La inoculación de suelo o semilla con bacterias fijadoras de nitrógeno simbióticas o de vida libre, bacterias solubilizadoras de fósforo y rizobacterias promotoras de crecimiento se han utilizado o propuesto con mejoradores del rendimiento de plantas cultivadas. (Fages y Arsac, 1991; Hatzinger y Alexander, 1994).

Inoculación de Rizobacterias

La efectividad de los bioinoculantes está determinada por su calidad especialmente el número de organismos viables y su capacidad para multiplicarse

cuando se aplican a la semilla, raíz o suelo (Brown, 1974). En el establecimiento y mantenimiento de células bacterianas viables en las raíces se involucran diferentes procesos tales como la quimiotaxis, motilidad, tiempo de generación y adhesión (Beauchamp et al., 1991).

En el ámbito experimental, los cultivos bacterianos se aplican directamente a las semillas remojando o asperjándolas. Las raíces de las plántulas se sumergen en una suspensión bacteriana antes de trasplantar y algunas veces, se aplican al suelo cerca de las plántulas (Brown, 1974).

Fages (1989) desarrolló un inoculante con cepas de *Azospirillum lipoferum*. El proceso involucra la concentración de células vivas en perlas de alginato y su deshidratación. Se obtuvo un inoculante en polvo, que contenía más de diez billones de células por gramo, fácil de almacenar y manejar y puede ser utilizado en campo como microgránulos o cubriendo la semilla.

Fijación de Nitrógeno

Antecedentes

El nitrógeno existe en varias formas en el entorno ambiental, en la atmósfera existen grandes cantidades de nitrógeno (78% en volumen) aunque, en términos energéticos, resulta difícil para los seres vivos obtener una forma utilizable de los átomos de nitrógeno que hay en el N_2 . Aunque el nitrógeno penetra, junto con el CO_2 , por los estomas hacia las células de las hojas solo existen enzimas para reducir el CO_2 , por lo que el N_2 sale con la misma rapidez con la que entra. La mayor parte del nitrógeno llega a los seres vivos solo después de su fijación (reducción) mediante microorganismos procariontes, y algunos de ellos se encuentran en las raíces de ciertas plantas, o mediante la fijación industrial en la manufactura de los fertilizantes. (Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 2000)

La fijación de nitrógeno por organismos vivos fue observada por primera vez en la segunda mitad del siglo XIX. Jodin, en 1862, consiguió determinar una disminución del nitrógeno y del oxígeno atmosférico en un sistema cerrado que contenía una solución no estéril y una fuente de carbono. En 1885, Berthelot demostró que el contenido en

nitrógeno fijado en muestras de suelo no estéril podía ser puesto de manifiesto mediante análisis químicos, con los que se observaba que aumentaba a lo largo de un cierto periodo de tiempo. Sin embargo, quien realmente demostró la intervención de un organismo vivo en la fijación del nitrógeno fue Winogradsky, quien en 1894 aisló la bacteria anaeróbica fijadora de nitrógeno *Clostridium pastorianum*. No mucho tiempo después del aislamiento de *C. pastorianum* por Winogradsky, Beijerinck aisló en 1901 dos organismos fijadores de nitrógeno, de vida libre, aún más importantes. A diferencia de *C. pastorianum*, anaerobio, las dos bacterias aisladas por Beijerinck son aerobias. Desde entonces se han encontrado diversas especies de *Azotobacter* fijadoras de nitrógeno (Devlin, 1982)

Fijación simbiótica del Nitrógeno

La absorción de NO_3^- y NH_4^+ que llevan a cabo los vegetales les permite formar numerosos compuestos nitrogenados, sobre todo proteínas. El estiércol, las plantas y los microorganismos animales muertos en descomposición son importantes fuentes de nitrógeno que vuelven al suelo, aunque la mayor parte de este nitrógeno es insoluble y no se encuentra disponible inmediatamente para que lo utilicen las plantas. Casi todos los suelos contienen pequeñas cantidades de diversos aminoácidos, producidos principalmente por la descomposición microbiana de la materia orgánica, aunque también debido a excreciones de las raíces vivas. Incluso si esos aminoácidos pueden absorberse y metabolizarse mediante las plantas, éstos y otros compuestos nitrogenados más complejos contribuyen poco, de manera directa, a las necesidades nitrogenadas del vegetal. Sin embargo, tienen gran importancia como reservas de nitrógeno, ya que de ahí se pueden extraer NH_4^+ y NO_3^- . En realidad, hasta un 90% del nitrógeno total del los suelos pueden encontrarse en la materia orgánica, aunque en algunos casos existen cantidades significativas de NH_4^+ en los coloides de arcillas. (Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 2000)

La conversión orgánica de nitrógeno en NH_4^+ mediante bacterias y hongos del suelo, se conoce aminonificación. Este proceso puede producirse con muchos tipos de microorganismos, a varias temperaturas y con diversos valores de pH. Después, en los

suelos húmedos y cálidos, con pH casi neutro, el NH_4^+ se oxida aun más a nitrito (NO_2^+) y NO_3^- , por la acción de las bacterias, en pocos días después de su formación o adición como fertilizante. Esta oxidación, conocida como nitrificación, proporciona energía para la supervivencia y la proliferación de los microcambios mencionados, tal como hace la oxidación de los alimentos más complejos para otros organismos. Las bacterias del género *Nitrosomonas* son más importantes en la oxidación de amonio a nitrito, mientras que las bacterias del género *Nitrobacter* habitualmente reducen la mayor parte del nitrato a nitrito. Sin embargo, en muchos suelos friso, ácidos o hipóxicos, las bacterias nitrificantes son menos eficaces y abundantes, por lo que NO_4^+ se comporta como una fuente nitrogenada más importante que el NO_3^- . (Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 2000)

El proceso mediante el que se reduce el N_2 a NH_4^+ se conoce como fijación de nitrógeno (Dixon y Wheeler, 1986). Entre los fijadores de nitrógeno principales se encuentran ciertas bacterias de vida libre del suelo, las cianobacterias de vida libre (algas verdeazuladas) en la superficie del agua o en el suelo, las cianobacterias en asociación simbiótica con hongos, en líquenes o como helechos, musgos y hepáticas (Peters, 1978; Peters y Meeks 1989), y las bacterias u otros microbios en simbiosis con raíces, en especial de leguminosas. Su cometido en la fijación de nitrógeno es de gran importancia para la cadena alimentaria en los bosques, los ambientes marinos y de agua dulce y también en las regiones árticas. Además, la actividad de las raíces de las plantas fijadoras de nitrógeno beneficia a las raíces de las plantas adyacentes, sea por la excreción de nitrógeno en los nódulos y también de las plantas completas (Ta y Faris, 1987).

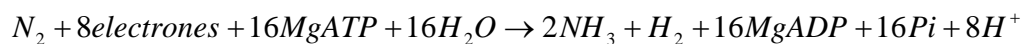
Se han identificado los microorganismos responsables de la fijación del nitrógeno en raíces de diversas especies. En algunos árboles tropicales se trata de varias cianobacterias, pero en la mayoría de los árboles y arbustos son actinomicetos (procariontes filamentosos) del género *Frankia* los que llevan a cabo este proceso. En las leguminosas, los responsables son las especies bacterianas de géneros muy relacionados entre sí como son *Rhizobium*, *Bradyrhizobium* y *Azorhizobium* (Downie y Johnson, 1988; Djordjevic et al., 1987; Quispel, 1988).

Las enzimas bacterianas degradan la parte de la pared celular y permiten que las bacterias accedan a las células del pelo radical. En este momento, el pelo radical produce

una estructura filiforme llamada filamento de infección, que consiste en una extensión arrollada de membrana plasmática de la célula invadida, junto con la celulosa nueva que se forma dentro de esta membrana. Las bacterias se multiplican abundantemente dentro del filamento, que avanza hacia el interior penetrando a través de las células corticales y entre ellas. Las bacterias se liberan en el citoplasma de las células de la corteza interna y estimulan la división de algunas células (sobre todo tetraploides). Estas divisiones se producen una proliferación de tejidos, con lo que se llega a formar un nódulo radical maduro formando, en gran parte, por células tetraploides que contienen bacterias, así como por algunas células diploides sin bacterias. Cada bacteria agrandada, carente de motilidad, se conoce como bacteroide. Una célula típica de nódulo radical contiene varios miles de bacteroides. Por lo general los bacteroides se encuentran en el citoplasma formando grupos, cada uno rodeado por una membrana celular denominada membrana peribacteroidea. Entre esta membrana y el grupo de bacteroides se encuentra una región que recibe el nombre de espacio peribacteroideo. Fuera de este espacio, en el citosol, se encuentra una proteína conocida como leghemoglobina (Appleby, 1984; Appleby et al., 1988; Haaker, 1988; Powell y Gannon, 1988). Se cree que la leghemoglobina ayuda a llevar O₂ a los bacteroides con tasas muy controladas.

La fijación de nitrógeno en los nódulos radicales se efectúa directamente dentro de los bacteroides. La planta hospedante proporciona carbohidratos a los bacteroides que, a su vez, los oxidan para obtener energía. Estos carbohidratos se forman primero en las hojas durante la fotosíntesis, y luego se traslocan hacia los nódulos radicales, a través del floema. La sacarosa es el carbohidrato que se trasloca en mayor abundancia al menos en las leguminosas. Algunos de los electrones y ATP que se obtienen durante la oxidación que efectúan los bacteroides se utilizan para reducir N₂ a NH₄⁺. (Salisbury, F.B. y C.W. Ross. 2000)

La reacción química global para la fijación de nitrógeno (reducción se resume en la ecuación:



El proceso necesita tanto una fuente de electrones y de protones como numerosas moléculas de ATP. Además, parece obligatoria la producción de un H₂ por cada N₂ que se reduce (Haaker, 1988; Haaker y Klugkist, 1987). También se necesita un complejo enzimático denominado nitrogenasa, que cataliza la reducción de otros muchos sustratos. La nitrogenasa se compone de dos proteínas distintas, que a menudo se denominan ferroproteína (Fe-proteína) y ferromolibdenoproteína (Fe-Mo-proteína). Tanto el hierro como el molibdeno se reducen y luego se oxidan cuando la nitrogenasa acepta electrones de la ferredoxina y los transfiere al N₂ para formar NH₄⁺ (Salisbury y Ross, 2000).

La fijación de nitrógeno es sensible al exceso de O₂, porque tanto la Fe-proteína como la Fe-Mo-proteína de la nitrogenasa se desnaturalizan de manera oxidativa por la acción del O₂. La leghemoglobina controla parcialmente la disponibilidad de O₂ en el bacteroide, pero ciertas características anatómicas complejas del bacteroide en sí mismo (tales como la corteza y la endodermis que rodean todos los haces vasculares y las células que contienen bacteroides) parecen ser mucho más importantes para mantener un nivel bajo de O₂ alrededor de la nitrogenasa, al actuar como barrera frente a la difusión del aire en el suelo (Dakora y Atkins, 1989).

La Evolución de la relación simbiótica entre las bacterias fijadoras de nitrógeno y las raíces vegetales condujo al desarrollo de un sistema de protección excelente contra el oxígeno: el nódulo radical completo. En los organismos de vida libre que fijan nitrógeno (bacterias y cianobacterias), las modificaciones bioquímicas parecen ser más importantes. (Becana y Rodríguez Barrueco, 1989).

El NH₃ (Tal vez en forma de NH₄⁺) se transloca fuera de los bacteroides antes que se pueda metabolizar por completo y lo emplee la planta hospedante. En el citosol de las células que contienen bacteroides (externas a la membrana peribacteroidea), el NH₄⁺ se transforma en glutamina, ácido glutámico, asparagina y , en muchas especies, en compuestos ricos en nitrógeno denominados ureidos. Los dos ureidos principales en las leguminosas son la alantoína (C₄N₄H₆O₃) y el ácido alantoico (C₄N₄H₈O₄). Igual que la asparagina (C₄N₂H₇O₄), tienen proporciones relativamente elevadas de C:N. Cada uno de estos tres compuestos representa una de las formas principales en que el nitrógeno se transloca de los nódulos a otras partes de la planta. La asparagina

predomina en las leguminosas de origen templado, tales como guisante, alfalfa, trébol, y altramuza. Los ureidos predominan en las plantas de origen tropical, tales como soja, caupí (*Vigna sinensis*) y algunas especies de judía (Schubert, 1986).

Los ureidos y la esparagina se desplazan desde las células que contienen bacteroides hacia las células del periciclo adyacente a los haces vasculares que rodean al nódulo en sí. En muchas especies, estas células del periciclo se encuentran modificadas como células de transferencia que, al parecer, segregan activamente compuestos nitrogenados hacia las células de conducción del xilema (Walsh et al., 1989). Desde aquí, los compuestos se mueven a través del xilema de la raíz y el tallo al que se conectan los haces vasculares del nódulo. Dichos compuestos se degradan (en gran parte en las hojas) para formar otra vez NH_4^+ , y el nitrógeno se incorpora rápidamente en aminoácidos, amidas y proteína (Winkler et al., 1988).

Las raíces de las plantas noduladas que no se nodulan por sí mismas parecen recibir cantidades apreciables de nitrógeno únicamente después de que éste haya pasado a las hojas y haya vuelto a través del floema junto con sacarosa. Por ello, se produce el proceso cíclico siguiente: ascenso de nitrógeno por el xilema, de los nódulos a los brotes y vuelta del exceso de nitrógeno hacia las raíces, vía floema (Salisbury, F.B. y C.W. Ross, 2000).

La fijación de nitrógeno solo proporciona aproximadamente entre el 25 y 50% del nitrógeno total en varios granos maduros de leguminosas, cultivados en suelos con fertilidad normal; el restante porcentaje, entre el 50 y 75% se absorbe del suelo en forma de NO_3^- o NH_4^+ , en mayor cantidad durante el periodo de crecimiento vegetativo. Por otra parte, no suele ser posible aumentar la productividad de los granos de las leguminosas utilizando fertilizantes nitrogenados, porque la fijación de nitrógeno disminuye con el aumento de la cantidad de nitrógeno que se absorbe como fertilizante. En el caso de los fertilizantes que contienen nitratos, esta disminución se debe a la inhibición de la unión del rizobio a los pelos radicales, al aborto de los filamentos de infección, a la lentitud de crecimiento del nódulo, a la inhibición de la fijación en nódulos ya establecidos y a la senescencia más rápida de los nódulos cuando se agrega NO_3^- o NH_4^+ (Robertson y Farnden, 1980; Streeter, 1988).

Condiciones Ambientales

Fuera de las condiciones ambientales necesarias para un buen crecimiento, el proceso de la fijación de nitrógeno no añade ningún requerimiento especial al organismo. Una posible excepción a esta afirmación podemos encontrarla en las cantidades de ciertos elementos minerales requeridas para una fijación de nitrógeno más eficaz. Diversos investigadores han establecido que el molibdeno, el hierro y el calcio son necesarias en cantidades más elevadas cuando se emplea nitrógeno molecular en lugar de amoníaco, lo que parece indicar que participan en la fijación de nitrógeno (Devlin, 1982)

Los trabajos más completos sobre las necesidades de niveles más elevados de molibdeno, hierro y calcio para la fijación de nitrógeno han sido los dedicados al molibdeno. Wilson (1958) ha señalado que cada organismo fijador de nitrógeno estudiado ha demostrado necesitar molibdeno.

Inhibición de la fijación de nitrógeno.

La inhibición de la fijación de nitrógeno puede distinguirse de manera conveniente tres casos:

Inhibición del metabolismo celular: Si tenemos en cuenta que el buen funcionamiento está asociado a la fijación de nitrógeno, no es sorprendente que los inhibidores de crecimiento celular inhiban también la fijación de nitrógeno.

Inhibición con hidrógeno molecular: El hidrógeno molecular actúa como un inhibidor específico de la fijación de nitrógeno. Ello significa que la inhibición se observa solamente cuando la única fuente de nitrógeno es nitrógeno molecular y cuando se dispone de otras formas de nitrógeno combinado. (Wilson y Umbreit, 1937) se han propuesto dos explicaciones a esta inhibición: 1) el hidrógeno puede competir físicamente con los grupos activos de la superficie de alguna de las enzimas que intervienen en la fijación de nitrógeno, o 2) la inhibición puede relacionarse con la función de la hidrogenasa en la fijación de nitrógeno.

Inhibición con nitrógeno combinado: En general, la fijación de nitrógeno se ve inhibida por el amoníaco o por compuestos fácilmente convertibles en amoníaco, como el nitrato y el nitrito. (Devlin, 1982)

Fijadores de Nitrógeno Asimbióticos

La capacidad fijadora de nitrógeno se ha demostrado solo en organismos procarióticos de los cuales los representativos son bacterias o algas verde-azules. Las bacterias fijadoras de nitrógeno pertenecen a varios grupos fisiológicos que incluyen aerobios, anaerobios, bacterias fotosintéticas y especialistas, tales como algunas de las bacterias reductoras de sulfato.

Existe una asociación entre las raíces de algunas especies de plantas superiores y bacterias heterótrofas no simbióticas fijadoras de nitrógeno. A diferencia de *Rhizobium*, estas bacterias no se localizan en nódulos especializados o protuberancias de las raíces, sino que crecen en la superficie radical (Alexander, 1980). Entre las bacterias diazotróficas no simbióticas asociadas con zacates se encuentran *Azotobacter*, *Beijerinckia*, *Aospirillum*, *Klebsiella*, *Bacillus* y *Pseudomonas* (Balandreau, 1986).

Entre las bacterias aerobias se encuentran *Beijerinckia indica* aislada de raíces de caña de azúcar, *Azospirillum lipoferum* de las raíces de *Digitaria decumbens* y *Azotobacter paspalum notatum*. De las bacterias facultativas anaerobias se puede citar *Bacillus polymyxa*, *B. macerans*, y *Enterobacter cloacaceae* en trigo y sorgo (Martínez Et al., 1985).

El género *Beijerinckia* es más común en suelos arenosos en climas cálidos; *Azospirillum* tiende a ser menos común en suelos templados y ácidos que en suelos tropicales y neutros; *Enterobacteraceae* se encuentra en cualquier lugar mientras que *Bacillus* y *Clostridium* tienen a predominar en suelos ácidos (Balandreau, 1986).

Biofertilizantes

Los mecanismos por los cuales los microorganismos promueven el crecimiento vegetal pueden involucrar uno o más procesos, como la fijación biológica del nitrógeno, la producción de reguladores de crecimiento, la producción de antibióticos, producción

de sideróforos, competencia en la rizósfera, e inducción de resistencias sistémicas a las plantas. (Kapulnik y Okon, 2002).

En la actualidad, la biofertilización de las leguminosas con *Rhizobium* y otras bacterias promotoras del crecimiento vegetal, como *Azospirillum*, ha tenido una interacción positiva en el desarrollo de las plantas (Okon y Itzigsohn, 1995; Burman *et al.* 1996a), debido a que se favorece la nodulación y la fijación de nitrógeno (Burdman *et al.* 1996b). En el caso de la simbiosis doble entre *Rhizobium* y micorriza-arbuscular, se sucede un sinergismo entre la planta (Aguirre-Medina y Velazco-Zebadúa, 1994).

El uso de los recursos microbiológicos del suelo en los sistemas agrícolas, se visualizó como una alternativa para reducir el uso de fertilizantes químicos y de otros agroquímicos en los sistemas de producción, principalmente los fertilizantes nitrogenados y los fosfatados. El termino tradicionalmente utilizado para denominarlos ha sido el de inoculantes, sin embargo, también han consignado otros como inoculantes microbianos (Kapulnik y Okon, 2002) y fertilizantes microbianos (Dommergues, 1978). En la actualidad, algunos productos comerciales que contienen solamente bacterias, son comúnmente llamados biofertilizantes, como el caso de *Rhizobium* o fitoestimulantes, como el caso de *Azospirillum* o bien, biopesticidas para el control biológico con *Pseudomonas* (Kapulnik y Okon, 2002) y últimamente biofertilizantes (Aguirre-Medina, 2006).

Se han desarrollado investigaciones con maíces criollos y variedades e híbridos comerciales. La interacción de los microorganismos y los maíces criollos, se estudiaron en la región central del Estado de México, Tlaxcala y Puebla y algunos genotipos comerciales en el resto del país. En todos los casos, se utilizaron diversas fórmulas de fertilización y una o dos proporciones de la misma, además de las prácticas agronómicas, generalmente recomendadas por el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), en cada región de estudio. A las prácticas de manejo de cultivo, solamente se adicionó la introducción de uno o los dos microorganismos a la semilla, antes de la siembra. En la región centro del país, se cuestionó mucho sobre la aportación de los microorganismos en el rendimiento del maíz y los investigadores establecieron el ensayo con altas dosis de fertilización química, especialmente de nitrógeno. Los resultados en Tlaxcala, no mostraron diferencias

contrastantes entre tratamientos con los microorganismos solos, pero si se presentó en la localidad de Humantla, cuando se aplicaron los dos *Azospirillum* y *Glomus*. En Puebla solamente en el año 2000, en la localidad de Rinconada, se mostraron incrementos en el rendimiento del maíz con los dos microorganismos inoculados por separado. Los resultados anteriores confirman que las altas dosis de fertilización, combinadas con los microorganismos, no mejoran el rendimiento. Se han documentado evidencias sobre la interacción (Wani *et al.* 1997), tanto en maíz, como en soya (Valdés *et al.* 1985); en *Leucaena leucocephala* (Aguirre-Medina y Velazco-Zebadúa, 1994), entre otros más. El efecto anterior se atribuye a la inhibición del proceso de fijación de nitrógeno por la nitrogenasa (Cejudo y Paneque, 1986).

En la región Noreste, en Coahuila, también se compararon los tratamientos de microorganismos y dos niveles de fertilización y los resultados fueron diferentes. La combinación de los niveles altos de nitrógeno más los microorganismos, fue la combinación que indujo el mayor rendimiento. Es importante señalar que los efectos simples de los microorganismos, tuvieron un comportamiento semejante al testigo absoluto. La interacción entre los microorganismos y las dosis altas de nitrógeno en estos suelos fue positiva (Aguirre-Medina, 2006). En cultivos perennes como el aguacate, Godínez *et al.* (1988), informan de plantas más altas en vivero, cuando son inoculadas con micorriza-arbuscular.

En condiciones de suelo tratado con microorganismos, el mayor crecimiento radical se indujo con la simbiosis doble, según Jaen, (1987) y Sánchez-Espíndola *et al.* (1995) en papaya y González-Chávez y Ferrara-Cerrato (1995), en limón Volkameriano. Al combinar la inoculación de *Azospirillum* y otros microorganismos, como *Azotobacter* (Bagyaraj y Menge, 1978; Ho, 1988) ó *Rhizobium* (Barea *et al.* 1983; Aguirre-Medina y Velazco- Zebadúa, 1994), se consignaron incrementos en el desarrollo radical de las plantas. Sin embargo, en diversas situaciones, los efectos sinérgicos parecen estar más relacionados con la producción de hormonas por parte de las bacterias, que con su capacidad para fijar N₂ (Azcón *et al.* 1978).

Mohandas (1987), encontró en *Licopersicom esculentum* inoculado con *Glomus fasciculatum* junto con *Azotobacter vinelandii*, mayor peso seco del tallo principal. La importancia de incluir al menos dos microorganismos en el sistema radicular de las

plantas, ha sido una estrategia que ha resultado en incrementos importantes en rendimientos de algunos cultivos en México (Aguirre-Medina, 2000) y, según cita Mosse *et al.* (1976), permite el crecimiento concreto de las plantas.

Algunos microorganismos fijadores de nitrógeno realizan un mejor trabajo cuando se asocian con otras bacterias (Jensen y Holm, 1975), como el caso de la simbiosis *Rhizobium-Azospirillum* en frijol, que ha inducido incremento en el número de nódulos, mayor actividad de la fijación de nitrógeno y ganancia en la biomasa de la planta (Andreeva *et al.* 1992 Andreeva *et al.* 1993; Aguirre-Medina *et al.* 2005). Gerdemann (1968), menciona que las raíces micorrizadas, adquieren ciertas ventajas fisiológicas ya que el hongo crece rápidamente y aumenta la absorción y transportación de nutrimentos como el P, Zn, Ca, S, Cu, y Mg. Los efectos son más notorios en suelos con deficiencia de fósforo. La doble inoculación de *Azospirillum-Glomus*, propicia efectos de sinergia en el desarrollo radical de algunas plantas anuales (Subba *et al.* 1985; Aguirre-Medina *et al.* 2005) y en cultivos perennes en vivero como *Coffea arábica* L. (Moroyoqui y Aguirre-Medina, 2002) *Theobroma cacao* L. (Mendoza-López y Aguirre Medina, 2002) o en plantas micropropagadas de aguacate (Vidal *et al.* 1992).

Nitrógeno

Probablemente el papel más importante del nitrógeno en las plantas es su participación en la estructura de la molécula proteica. Además, el nitrógeno se encuentra en moléculas tan importantes como las *purinas*, *pirimidinas*, *porfirinas* y *coenzimas*. Las purinas y pirimidinas se encuentran en los ácidos nucleicos, RNA y DNA, esenciales para la síntesis de proteínas. El anillo de la porfirina se encuentra en compuestos tan importantes, desde el punto de vista de los citocromos, esenciales para la fotosíntesis y la respiración. Las coenzimas son indispensables para el funcionamiento de muchas enzimas. Con la excepción de las especies capaces de fijar nitrógeno molecular, la mayor parte de las plantas absorben nitrógeno existente en el suelo en forma fijada. Las formas de nitrógeno que se encuentran a disposición de la planta pueden distribuirse en cuatro grandes grupos: nitrógeno en forma de nitrato, nitrógeno en forma amoniacal, nitrógeno en forma orgánica y nitrógeno molecular. Muy pocas plantas (ciertas bacterias y algas) son capaces de utilizar las cuatro formas de nitrógeno (Webster, 1959).

Las raíces de la mayor parte de las plantas, absorben nitrógeno en forma de nitrato. Sin embargo, el nitrógeno en esta forma no puede ser directamente empleado por las plantas, sino que debe ser reducido hasta amoníaco antes de que pueda ser incorporado a los compuestos nitrogenados de la planta. Si admitimos que el nitrato debe ser reducido a amoníaco para que el nitrógeno pueda entrar en el sistema metabólico, deberíamos observar una asimilación de nitrógeno más rápida cuando se emplea como fuente de nitrógeno amoníaco en lugar de nitrato.

Como fuente nitrogenada para su crecimiento muchas plantas pueden utilizar también nitrógeno orgánico, además de nitrógeno inorgánico. Muchos de los aminoácidos y de las aminas suministrarían así nitrógeno aprovechable para el crecimiento de la planta. Con algunas posibles pocas excepciones, éstos son los únicos compuestos nitrogenados capaces de suministrar a la planta nitrógeno absorbible en las cantidades requeridas para permitir el crecimiento normal de la planta. Gran parte del nitrógeno del suelo se encuentra en forma orgánica, básicamente en forma de proteínas. La degradación de las proteínas libera aminoácidos libres que, a su vez, son oxidados, dejando libre su nitrógeno en forma de amoníaco que normalmente es oxidado hasta el nivel de nitrato antes de ser absorbido por la planta, o bien, dichos aminoácidos pueden ser empleados directamente por el vegetal. Con muchas diferencias respecto a los demás, la fuente de nitrógeno más abundante existen en la Tierra es la atmósfera, que contiene en forma molecular. Sin embargo, solo relativamente pocas plantas son capaces de asimilar o “fijar” nitrógeno a partir de esta abundante reserva. Aunque las plantas superiores no son capaces de utilizar nitrógeno molecular directamente, algunas consiguen utilizar el nitrógeno gaseoso de modo indirecto con la colaboración de algunos microorganismos del suelo. El empleo directo de nitrógeno molecular se denomina fijación asimbiótica de nitrógeno, y la utilización indirecta de nitrógeno molecular se llama fijación simbiótica de nitrógeno (Devlin, 1982).

Nitrógeno del Suelo

El nitrógeno del suelo se encuentra en forma orgánica e inorgánica. El nitrógeno orgánico ingresa al suelo por los tejidos y órganos de los vegetales y animales, y constituye más del 85% del nitrógeno total existente en el suelo.

Las transformaciones importantes para la nutrición vegetal son predominantemente microbianas, como la mineralización, nitrificación, desnitrificación y fijación de nitrógeno. La materia orgánica es atacada por los organismos del suelo transformándola en sustancias asimilables por las plantas. El nitrógeno orgánico es transformado por bacterias amonificantes en amoníaco y éste es luego convertido en nitrato por las bacterias nitrificadoras.

La materia orgánica contiene un cinco por ciento del nitrógeno total en toda su constitución. Según las condiciones de clima y suelo, las plantas utilizan de este total sólo del uno al cinco por ciento. (Rodríguez, 1989)

III. MATERIALES Y MÉTODOS

Localización Geográfica del Sitio Experimental

El trabajo experimental se realizó en condiciones de “cielo abierto”, en una “cama” de siembra del Departamento de Ciencias del Suelo y en el invernadero de alta tecnología del Departamento de Forestal, ambos ubicados en los terrenos de la Ex – Hacienda de Buenavista, del *Campus* principal de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, localizada a los 25° 21’ 12” de Latitud Norte y a los 101°02’01” Longitud Oeste y a la altitud de 1747 msnm.

Metodología

Experimento a “Cielo Abierto”

Planta de fresa de las variedades Albión y Festival, fueron obtenidas en Zamora, Michoacán y colocadas en refrigeración durante 25 días (del 15 de Agosto del 2008 al 8 de septiembre). En bolsas de plástico de 31 cm de diámetro, que contenían 10 kg de un suelo del área del Departamento de Forestal, fueron transplantadas las plántulas. Las macetas fueron colocadas en una “cama” de siembra de 10 m². Se prepararon los tratamientos y se inoculó la raíz de las plantas antes de ser transplantadas según el tratamiento correspondiente.

Para el riego se utilizaron goteros de 8 litros. La manguera de 16 m., el tubin y estaquillas. Los cálculos necesarios se realizaron para instalar el sistema, los riegos se realizaron según las necesidades del cultivo y se aumentaron paralelamente a la elevación de la temperatura. Se llevaron a cabo deshierbes manuales en las macetas a lo largo del cultivo, según la presencia de malezas.

Del día 20 al 24 de Octubre del 2008, se efectuaron labores de desflores, el que consiste en cortar las flores presentes, con el fin de que la planta tenga más vigor. No se aplicó

ningún fertilizante químico y se efectuaron tres aplicaciones del biofertilizante al suelo, cuya distribución se presenta en el Cuadro 1.

De forma preventiva se aplicó Malathion® contra la plaga *Tetranychus urticae*, aunque la incidencia fue mínima. Para el control de enfermedades provocadas por *Fusarium oxisporum*, se aplicó Manzate®; por *Spharotheca macularis*, prevención de *Colletotrichum dematium* (Pers. Ex Fr.), *Grove* y *Mycosphaerella fragariae*, se aplicó Funlate WP® asperjado al follaje.

Las variables evaluadas fueron: número de hojas, número de flores y peso de fruto, con dos variedades de fresa, cinco tratamientos y 15 repeticiones. El experimento fue distribuido de acuerdo a un Diseño Experimental Completamente al Azar. Se efectuó una transformación de datos de la raíz cuadrada para obtener una distribución particular para el análisis estadístico (Ostle, 1965). El análisis estadístico, consistió en el análisis de varianza (ANVA) y la prueba de medias de Tukey ($p \leq 0.05$), para lo que se empleó el paquete para computador MINITAB, versión 15 para Windows.

Experimento en Invernadero

Todos los modos de efectuar el experimento en el invernadero, fueron similares a los del realizado a condiciones de “cielo abierto”, solo que las variedades empleadas fueron la Albión y la Festival y las variables medidas, fueron únicamente el número de hojas y el número de flores.

Cuadro 1.- Tratamientos del biofertilizante en el experimento a “cielo abierto”		
Variedad	Biofertilizante	Dosis (ml.litro ⁻¹)
Ventana	Bioamin-Fert-1 C1	5ml
Ventana	Bioamin-Fert-1 C1	20ml
Ventana	Bioamin-Fert-1 C2	5ml
Ventana	Bioamin-Fert-1 C2	20ml
Ventana	Testigo	0
Albion	Bioamin-Fert-1 C1	5ml
Albion	Bioamin-Fert-1 C1	20ml
Albion	Bioamin-Fert-1 C2	5ml
Albion	Bioamin-Fert-1 C2	20ml
Albion	Testigo	0

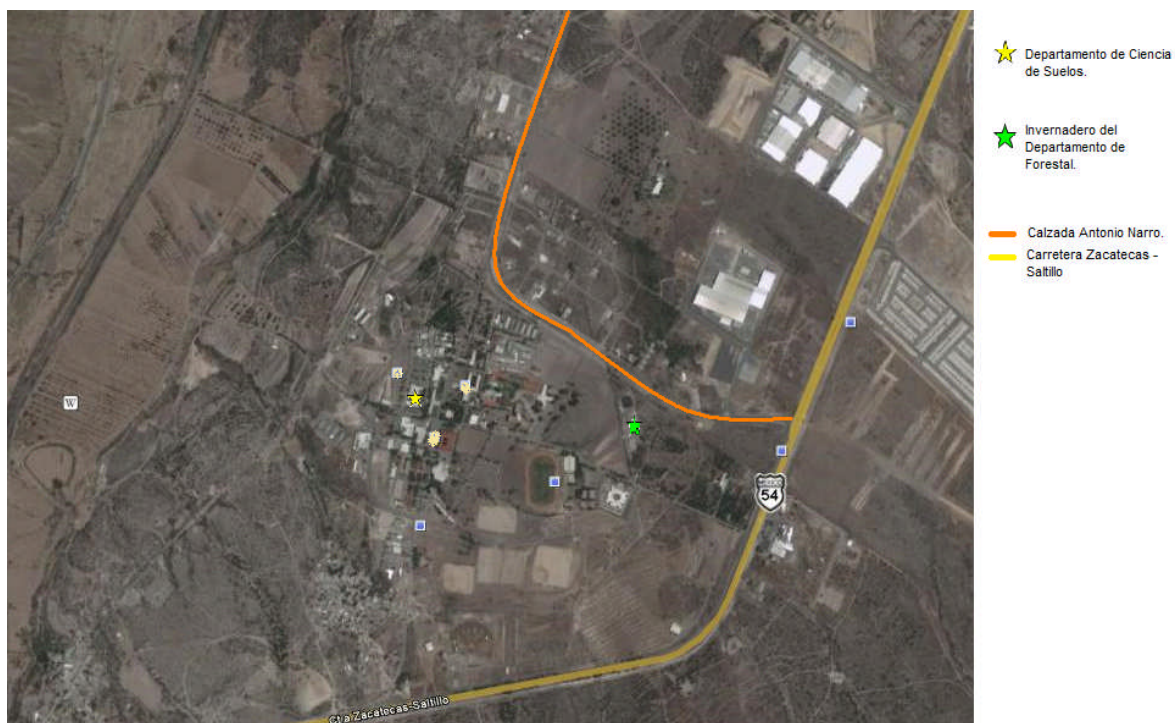


Figura 2.- Ubicación del experimento.

Descripción del Producto

BIOAMIN-FERT-1 es un fertilizante que contiene bacterias fijadoras de nitrógeno del género *Azotobacter*, capaces de convertir el nitrógeno atmosférico en nitrógeno amoniacal en el suelo. Estas bacterias también segregan un polisacárido que ayuda a retener la humedad en el suelo y puede fijar de 50 a 75 Kg. de nitrógeno por hectárea, durante un ciclo de cultivo.

Usos: Inoculante biológico para todo tipo de cultivo.

Ventajas: libera el fósforo insoluble en el suelo; exuda un conjunto de estimulantes naturales (auxinas, citoquininas, giberelinas) y sustancias bio-balanceadoras; promueve la germinación; estimula el crecimiento radicular; completamente natural y totalmente atóxico para humanos, animales y plantas y regenera el suelo.

Presentación: en envase de 1 litro y un galón.

La añadidura de fuentes de carbono provenientes de guanos, hidrolizado de pescado, melaza u otras azúcares, aumentará el potencial de fijación de nitrógeno. Se recomienda como mínimo añadir 5 kg de melaza o azúcar por hectárea.

El producto BIOAMIN-FERT-1 tiene una caducidad de un año, si el envase es abierto y si no se usa, debe mantenerse en refrigeración y tendrá una vigencia de 3 meses.

Seguridad

El producto BIOAMIN-FERT-1 contiene bacterias, no patógenos pero de todos modos es conveniente usar equipo, guantes y lentes durante su uso, ya que puede causar irritación en la piel.

Información Técnica

Producto: BIOAMIN FERT-1

Contenido: microorganismos fijadores de nitrógeno en medio líquido.

Propiedades Físicas

Estado físico:	Líquido
Color:	Café claro
Olor:	Agradable
Biodegradabilidad:	Completa
Factor corrosivo:	Ninguno
Inflamabilidad:	Ninguna
pH:	Neutro
Solubilidad:	Completamente soluble en agua

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Experimento a “Cielo Abierto”

En la variedad Albión, el número de hojas, los tratamientos realizaron efecto significativo, mientras que las repeticiones no (Cuadro 2) y la comparación de medias, demuestra que al agregar las dosis bajas de las cepas uno y dos, sobrepasan a la media en el número de hojas (Figura 2). Similar situación sucedió en el número de flores (Cuadro 3 y Figura 3). El número de hojas disminuyó, conforme aumentó la dosis de ambas cepas. Así, con la dosis baja de ambas cepas (C1B y C2B), se adelantó al testigo absoluto (TA) en 36 por ciento. Al agregar la cepa uno en su dosis baja (C1B), superó a la dosis alta en el número de flores; mientras que al adicionar la cepa dos en ambas dosis (C2B y C2A), no hay aumento significativo de la variable, sin embargo, al agregar la dosis alta de la cepa dos (C2A), se aventajó al TA en 33 por ciento (Figura 4).

Cuadro 2.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	11.4545	2.8636	2.94	0.028*
Repetición	14	12.5251	0.8947	0.92	0.545
Error	56	54.5806	0.9747		
Total	74	78.5603			

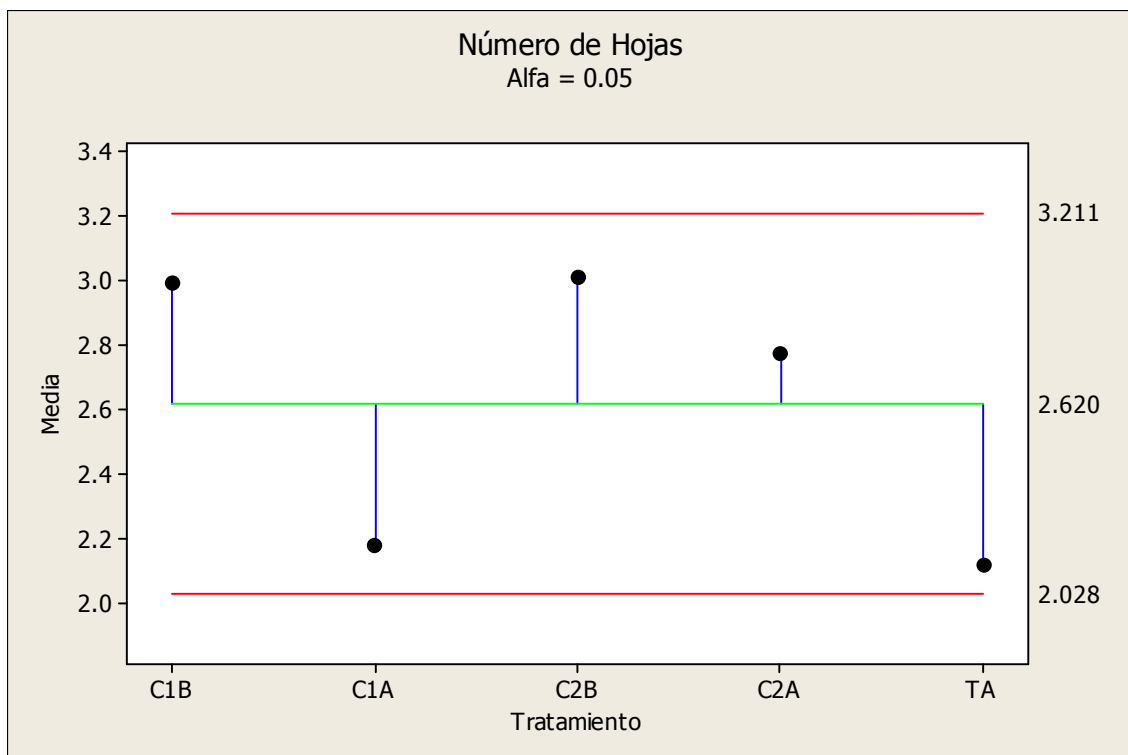


Figura 3.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Cuadro 3.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	8.0263	2.0066	3.14	0.021*
Repetición	14	5.5715	0.3980	0.62	0.835 NS
Error	56	35.8240	0.6397		
Total	74	49.4219			

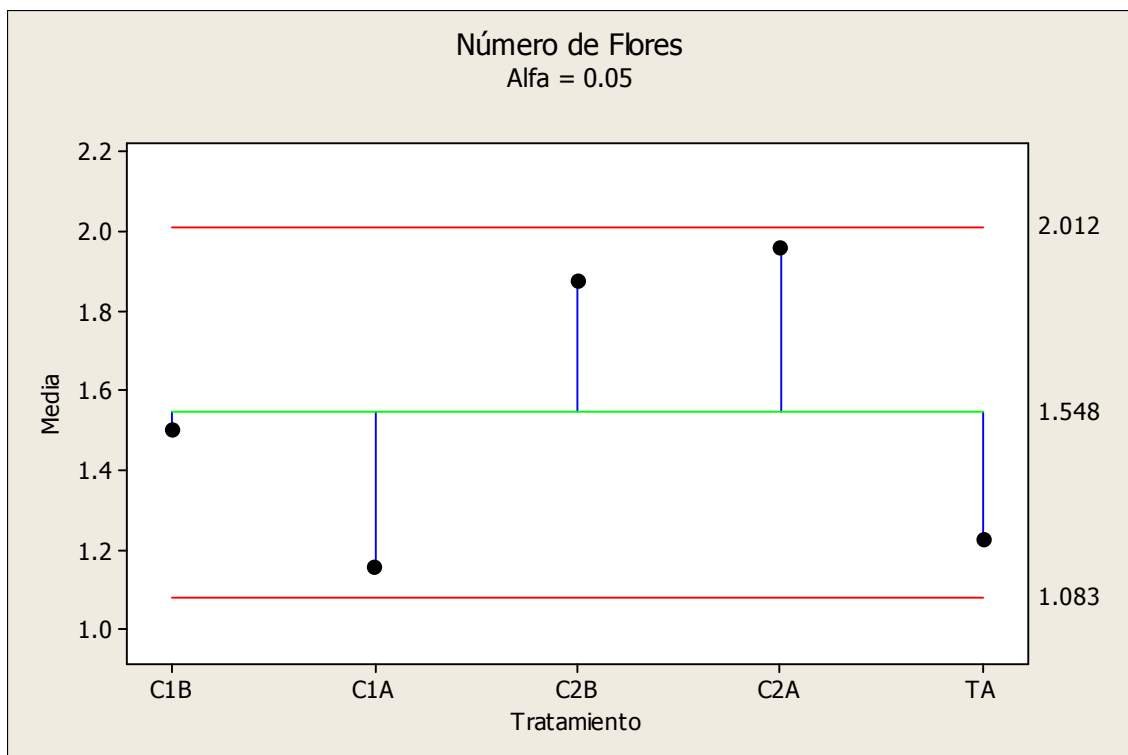


Figura 4.- Comparación de medias del número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

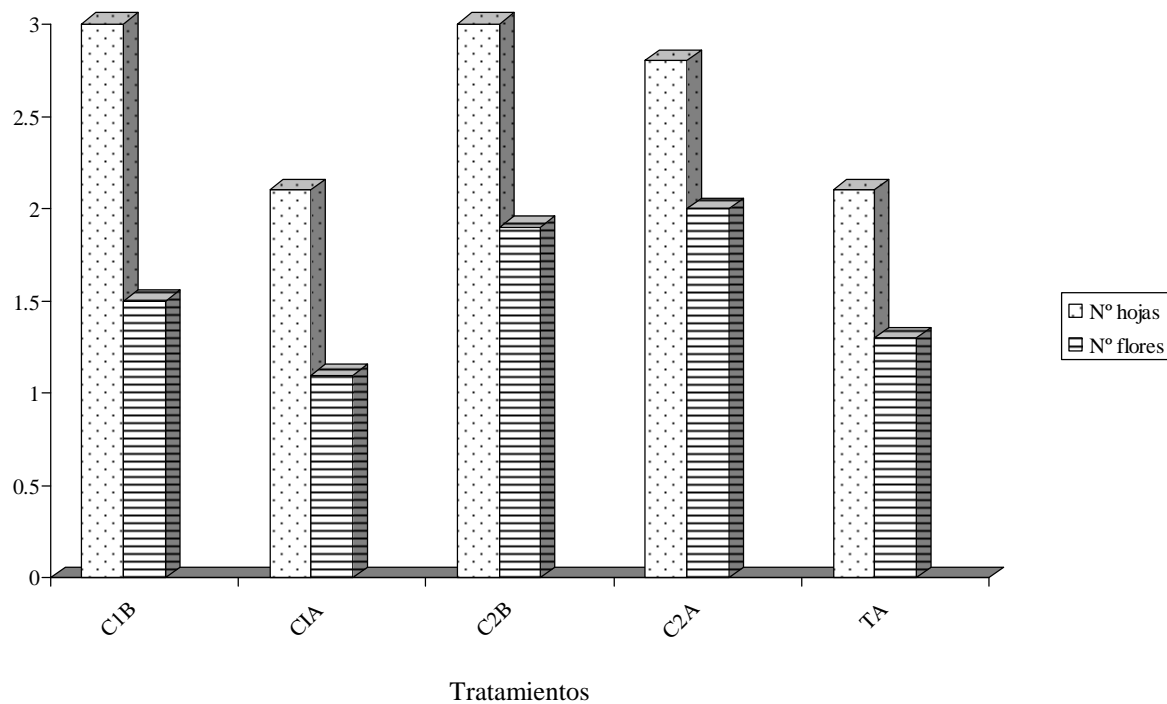


Figura 5.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

En el peso de fruta, los tratamientos realizaron efecto significativo, mientras que las repeticiones altamente significativo (Cuadro 4) y la comparación de medias, demuestra que al agregar la cepa dos a ambas dosis, sobrepasan a la media presente (Figura 5). A partir de la figura 6, se puede establecer que al adicionar la dosis baja de la cepa dos (C2B), el peso del fruto superó al TA en 150 por ciento.

Cuadro 4.- Análisis de varianza (ANVA) para el peso de fruta de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	117.70	29.42	2.77	0.036*
Repetición	14	417.27	29.80	2.81	0.003**
Error	56	594.54	10.62		
Total	74	1129.51			

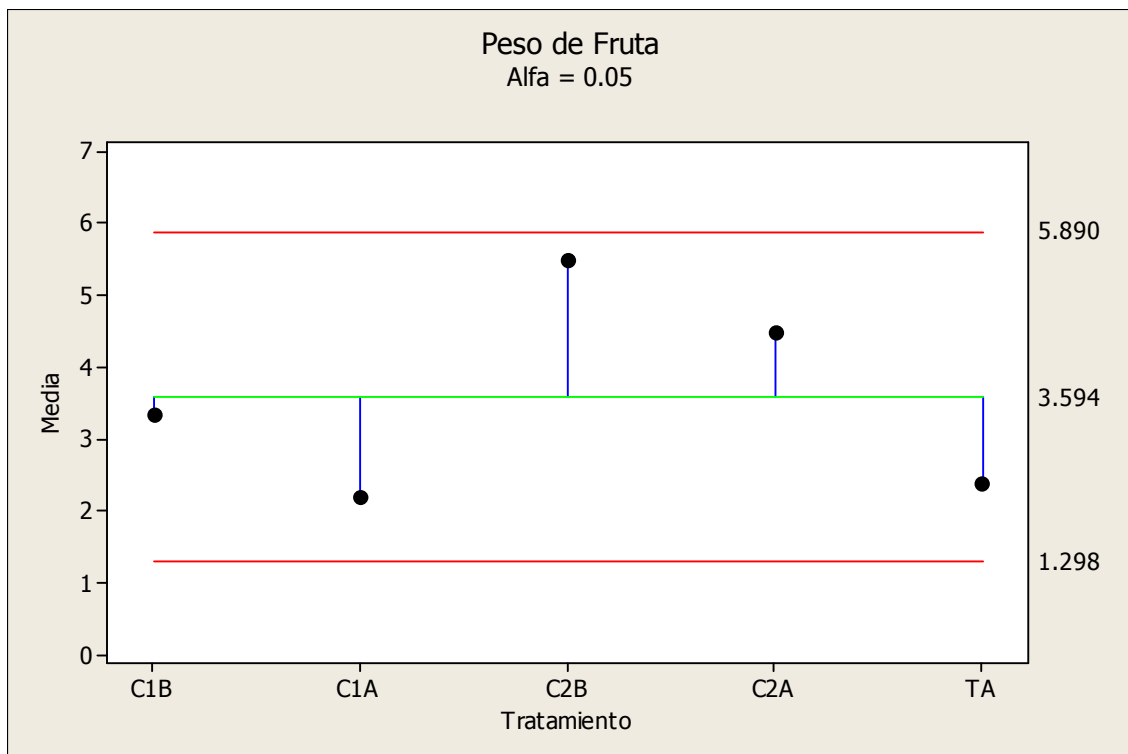


Figura 6.- Comparación de medias del peso de fruto de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

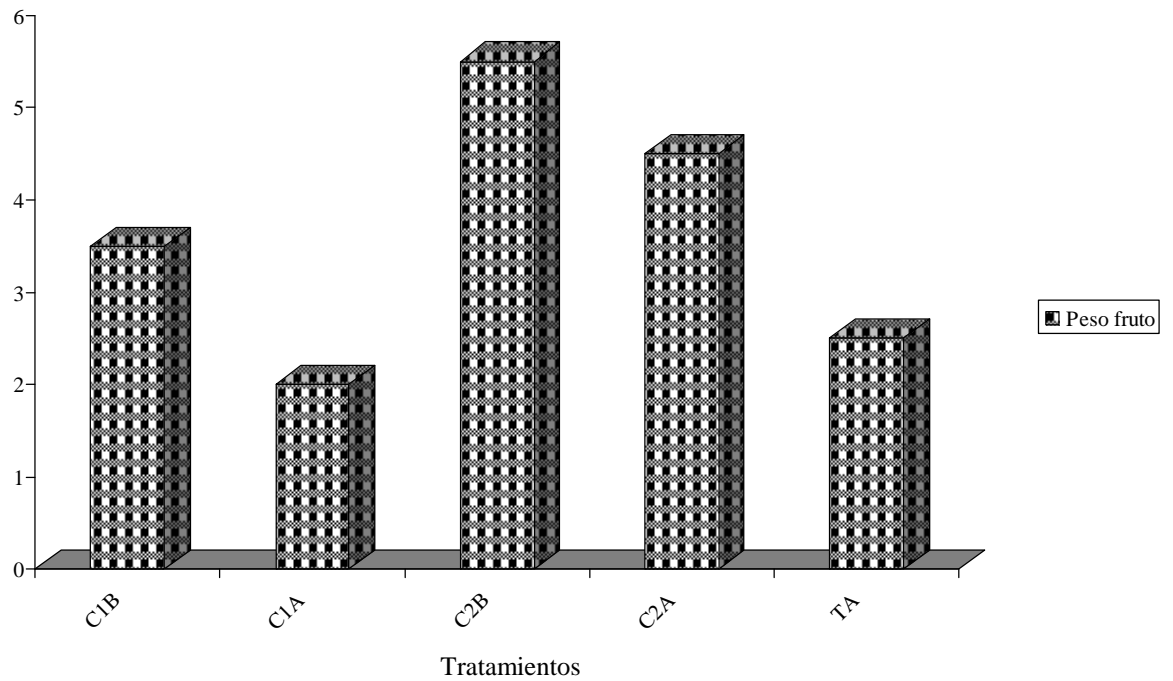


Figura 7.- Peso de fruto de fresa, de la variedad Albi3n, con la adici3n de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

En el n3mero de hojas de la variedad Ventana, los tratamientos realizaron efecto significativo, pero las repeticiones no (Cuadro 5). En la comparaci3n de medias se muestra que al adicionar ambas dosis de la cepa uno y la dosis baja de la cepa dos, se adelant3 a la media general (Figura 7). En el n3mero de flores, de esta misma variedad y condici3n de producci3n, los tratamientos y las repeticiones realizaron efecto significativo (Cuadro 6); mientras que al analizar las medias, se encontr3 que solo el valor de la dosis alta de la cepa dos, se super3 a la media general (Figura 8). En el n3mero de hojas, con la dosis alta de la cepa uno, aument3 el valor con respecto a la dosis baja; mientras que con la dosis baja de la cepa dos, se super3 a la dosis alta. Lo anterior significa que al aplicar la dosis baja de la cepa dos, se adelant3 al TA en 34 por

ciento. Cuando se agregó la dosis alta de la cepa dos, se superó al TA en 64 por ciento, en el número de flores (Figura 9).

Cuadro 5.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	7.3140	1.8285	2.56	0.048*
Repetición	14	5.6199	0.4014	0.56	0.883 NS
Error	56	39.9890	0.7141		
Total	74	52.9229			

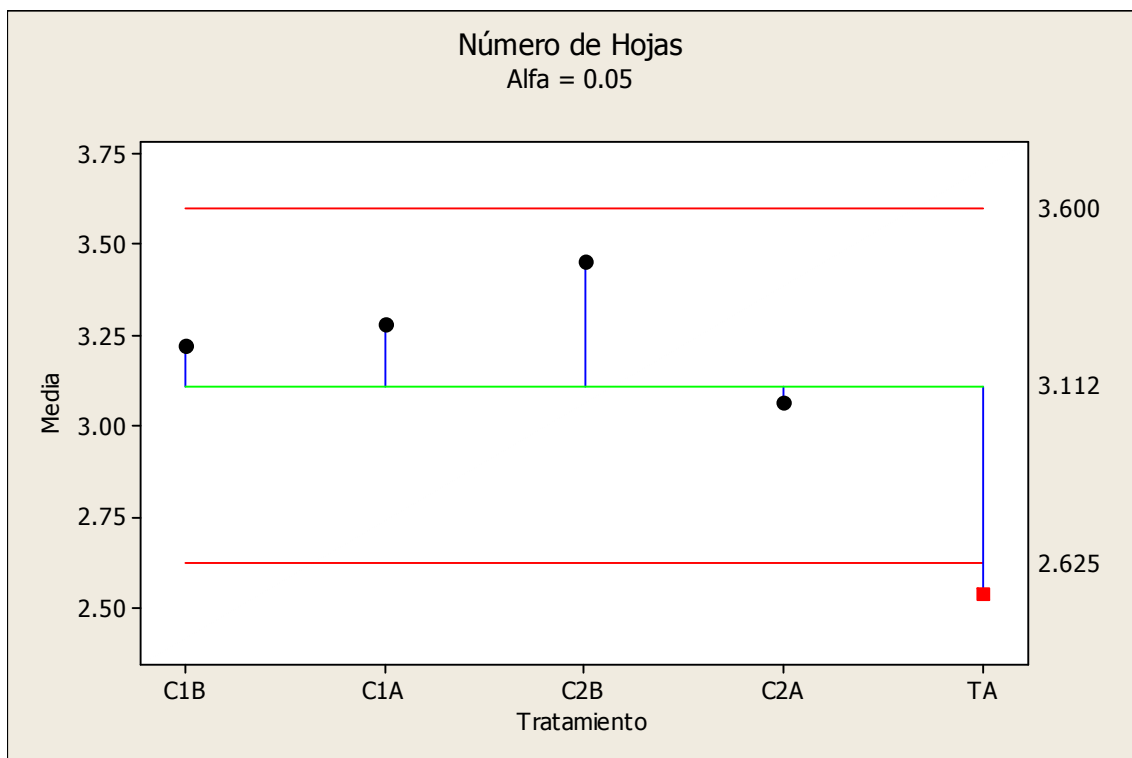


Figura 8.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Cuadro 6.- Análisis de varianza (ANVA) para número de flores de las plantas de fresa de la variedad Ventana en el departamento de Ciencias de Suelo

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	7.1705	1.7926	2.44	0.058*
Repetición	14	24.8876	1.7777	2.42	0.010*
Error	56	41.2140	0.7360		
Total	74	73.2721			

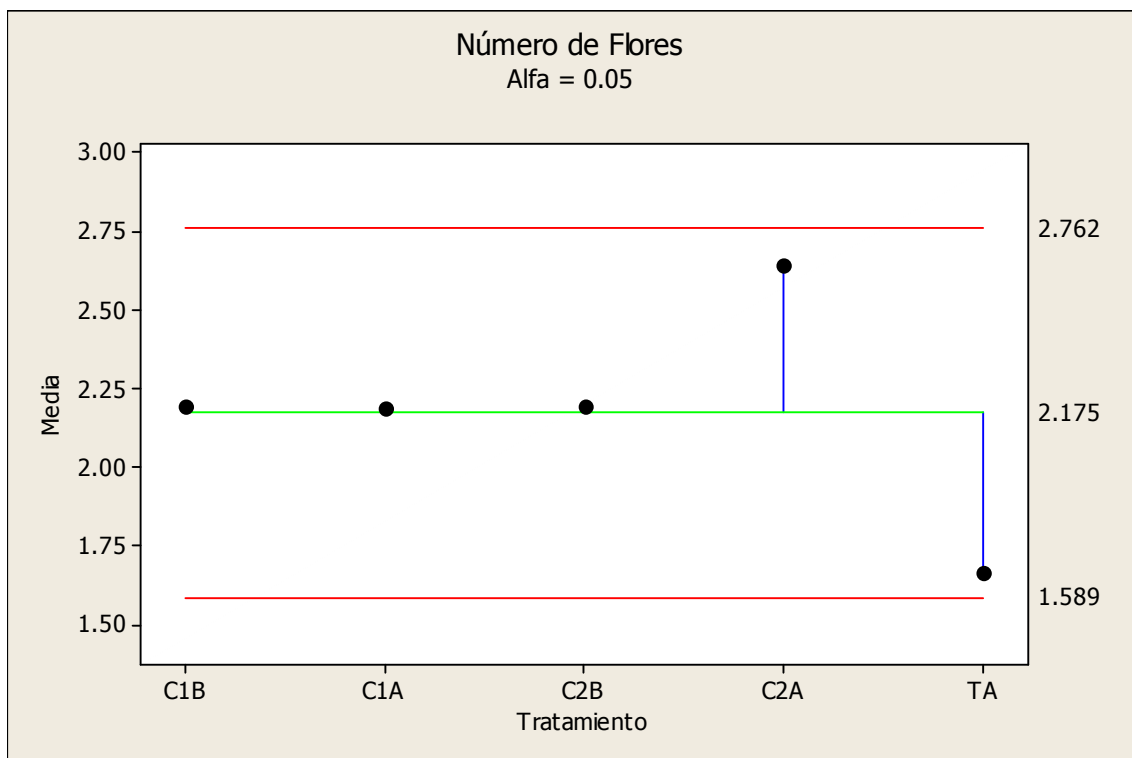


Figura 9.- Comparación de medias del número de flores de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

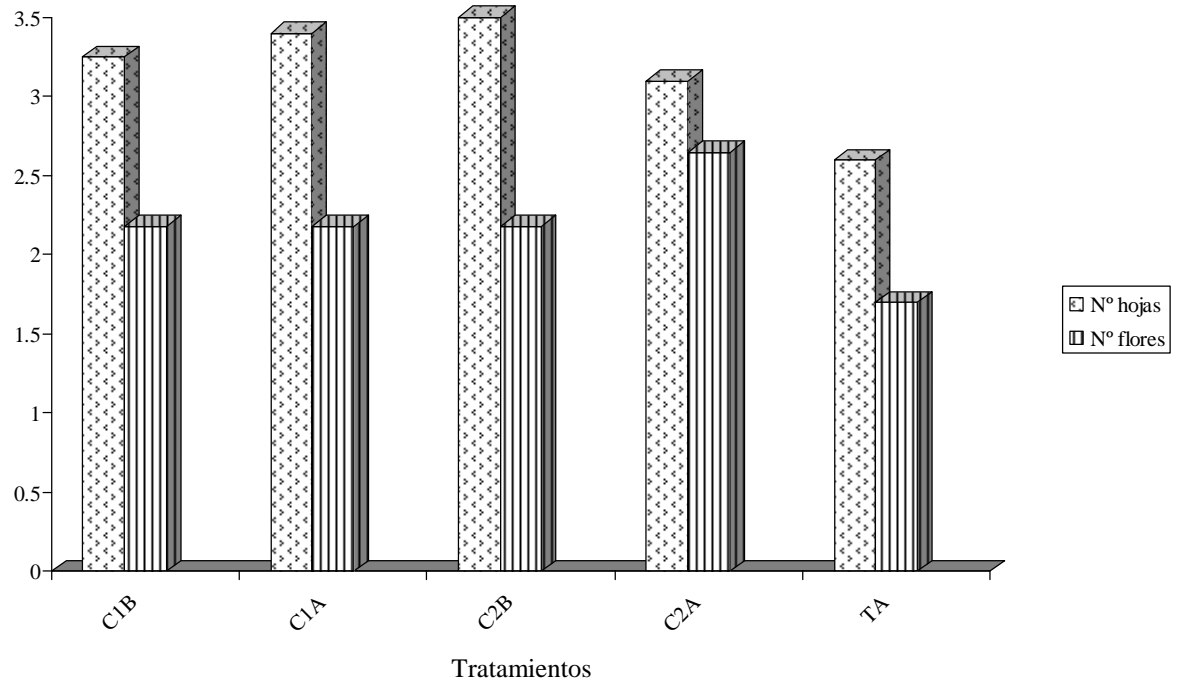


Figura 10.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

En el peso de fruta, los tratamientos realizaron efecto significativo, mientras que las repeticiones no lo efectuaron (Cuadro 7) y la comparación de medias, demuestra que al agregar la dosis baja de la cepa uno y ambas dosis de la cepa dos, sobrepasan a la media presente (Figura 10). A partir de la Figura 11, se puede establecer que al adicionar ambas dosis de la cepa dos (C2B y C2A), el peso del fruto superó al TA en 164 por ciento.

Cuadro 7.- Análisis de varianza (ANVA) para el peso de fruta de planta de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	160.52	40.13	2.99	0.026*
Repeticion	14	164.97	11.78	0.88	0.585 NS
Error	56	750.69	13.41		
Total	74	1076.18			

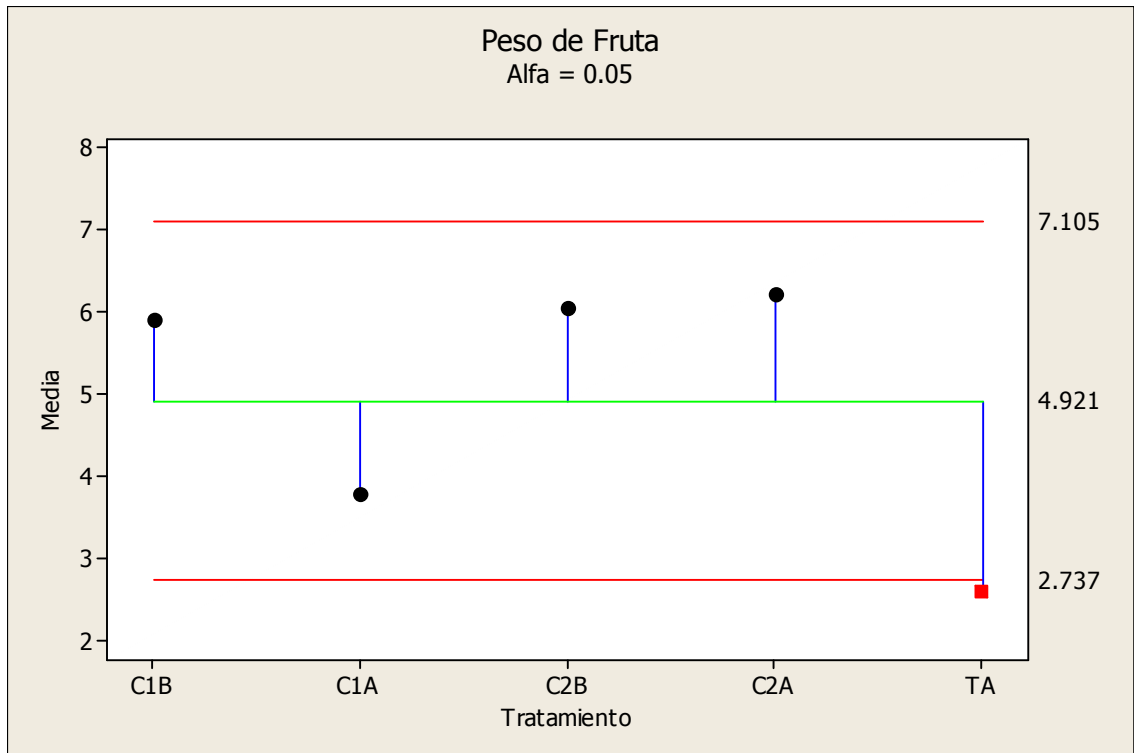


Figura 11.- Comparación de medias del peso de fruto de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

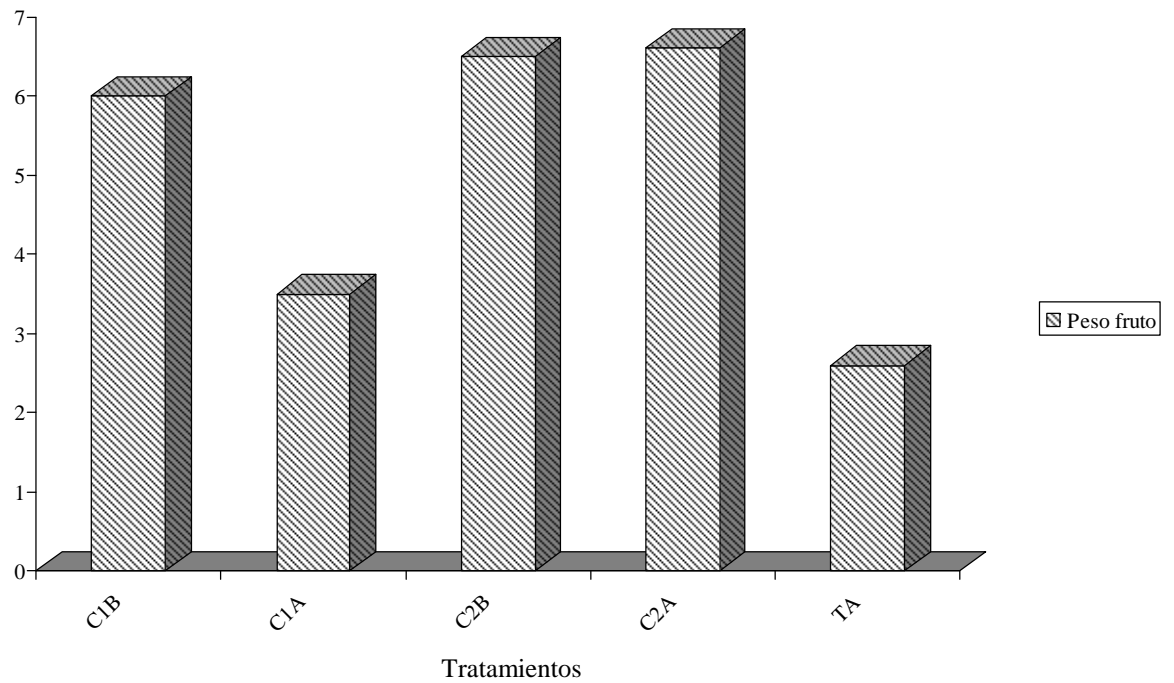


Figura 12.- Peso de fruto de fresa, de la variedad Ventana, con la adición de un biofertilizante, en condiciones de “cielo abierto”.

Experimento en Invernadero

En el número de hojas de la variedad Albión, los tratamientos realizaron efecto altamente significativo, pero las repeticiones no lo efectuaron (Cuadro 8). En la comparación de medias se muestra que al adicionar la dosis alta de la cepa dos y el testigo absoluto (TA), se adelantó a la media general (Figura 12). En el número de flores, de esta misma variedad y condición de producción, los tratamientos realizaron efecto altamente significativo, sin embargo, las repeticiones no (Cuadro 9); mientras que al analizar las medias, se encontró que los valores de las dosis baja y alta de la cepa uno y la dosis baja de la cepa dos, superaron a la media general (Figura 13). En el número de hojas, al aumentar la dosis, aumentó el valor de esta variable; pero, donde no se adicionó el biofertilizante, es decir, con el testigo absoluto (TA), se superó en seis por ciento a la dosis alta de la cepa dos (C2A), cuyo valor fue el más alto en donde se aplicaron los tratamientos y fue 20 por ciento mayor, al valor donde se agregó la dosis baja de la cepa uno (valor más inferior, donde se aplicaron los tratamientos. En general, el número de flores superior de esta variedad, se presentó al agregar las dosis bajas de ambas cepas y en particular, fue al adicionar la dosis baja de la cepa uno (C1B), porque adelantó al TA en 39 por ciento (Figura 14).

Cuadro 8.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	4.4590	1.1148	5.17	0.001**
Repetición	14	1.6623	0.1187	0.55	0.891 NS
Error	56	12.0685	0.2155		
Total	74	18.1898			

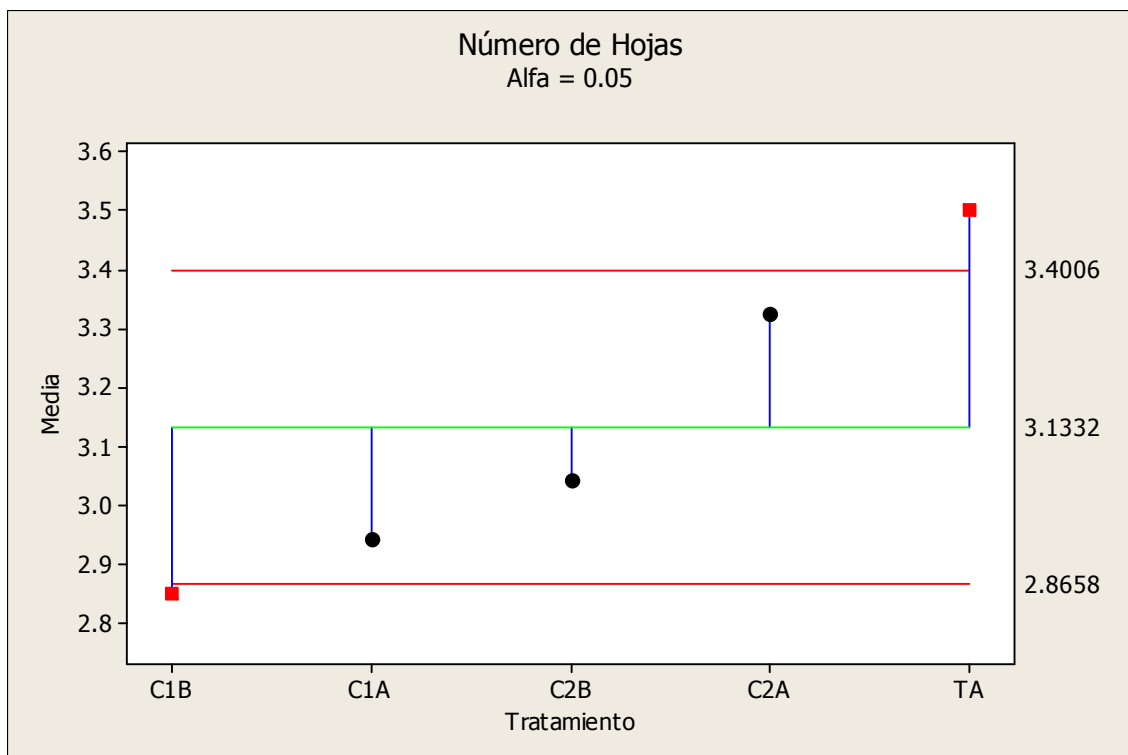


Figura 13.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

Cuadro 9.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de flores de plantas de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	14.0683	3.5171	5.42	0.001**
Repetición	14	7.5409	0.5386	0.83	0.634 NS
Error	56	36.3071	0.6483		
Total	74	57.9163			

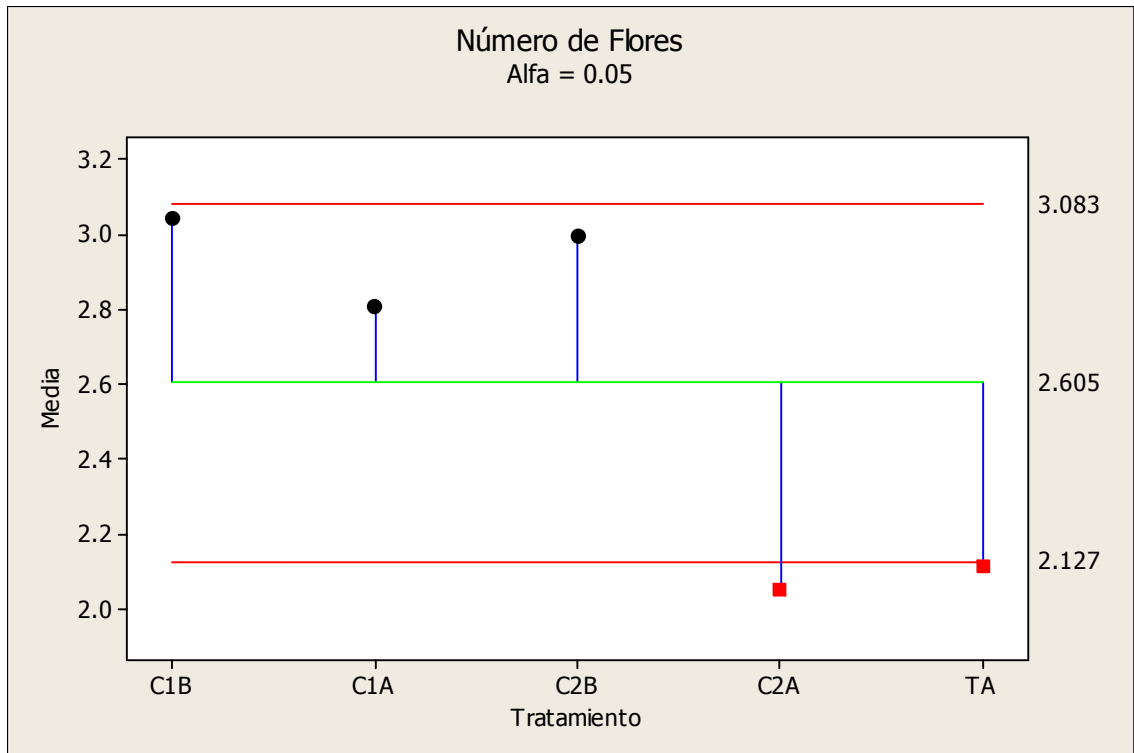


Figura 14.- Comparación de medias del número de flores de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

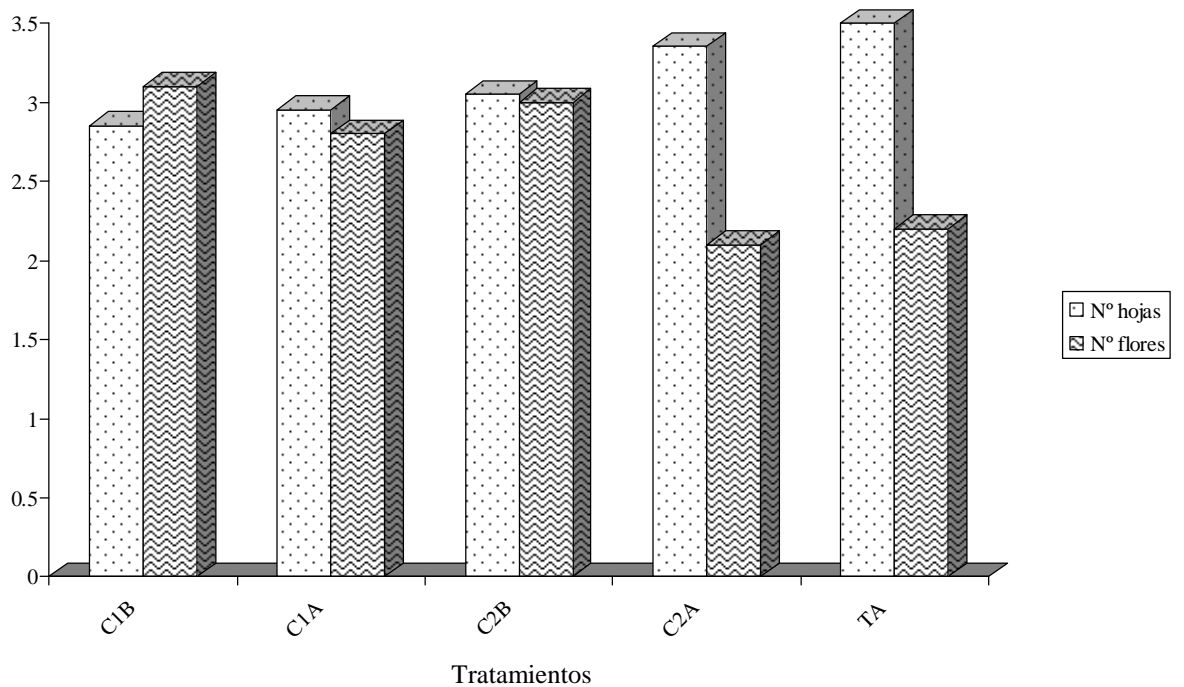


Figura 15.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Albión, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

En el número de hojas de la variedad Festival, los tratamientos realizaron efecto altamente significativo, pero las repeticiones no lo efectuaron (Cuadro 10). En la comparación de medias se muestra que al adicionar ambas dosis de la cepa uno, se adelantó a la media general (Figura 15). En el número de flores, de esta misma variedad y condición de producción, ni los tratamientos ni las repeticiones, realizaron efecto significativo (Cuadro 11); mientras que al analizar las medias, se encontró que los valores de ambas dosis de la cepa uno y la dosis alta de la cepa dos, superaron a la media general (Figura 16). En el número de hojas, al agregar ambas dosis de la cepa uno, los valores de esta variable fueron similares; pero, con la dosis baja de la cepa dos el valor fue superior al de la dosis alta. En el número de flores, con la dosis baja se superó a la cantidad donde se aplicó la dosis alta y a la inversa, se presentó con la cepa dos. Así, se tiene que en el número de hojas donde se aplicaron ambas cantidades de la cepa uno, superaron al TA en por ciento; mientras que en el número de flores, al agregar la dosis baja de la cepa uno, se adelantó en por ciento al TA (Figura 17).

Cuadro 10.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de hojas de plantas de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	1.5402	0.3851	2.06	0.098*
Repetición	14	1.3089	0.0935	0.50	0.923 NS
Error	56	10.4472	0.1866		
Total	74	13.2962			

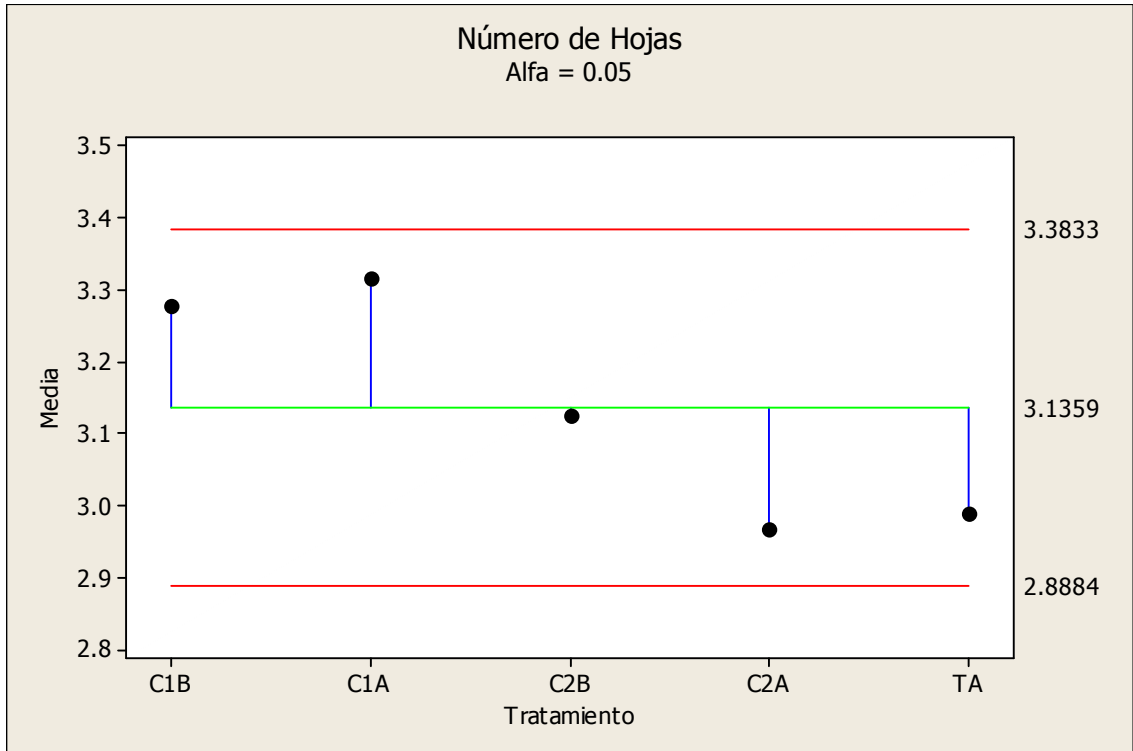


Figura 16.- Comparación de medias del número de hojas de planta de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

Cuadro 11.- Análisis de varianza (ANVA) para el número de flores de plantas de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

Fuente	gl	SC	CM	F	P
Tratamiento	4	3.5652	0.8913	1.07	0.381 NS
Repetición	14	12.4708	0.8908	1.07	0.405 NS
Error	56	46.7283	0.8344		
Total	74	62.7644			

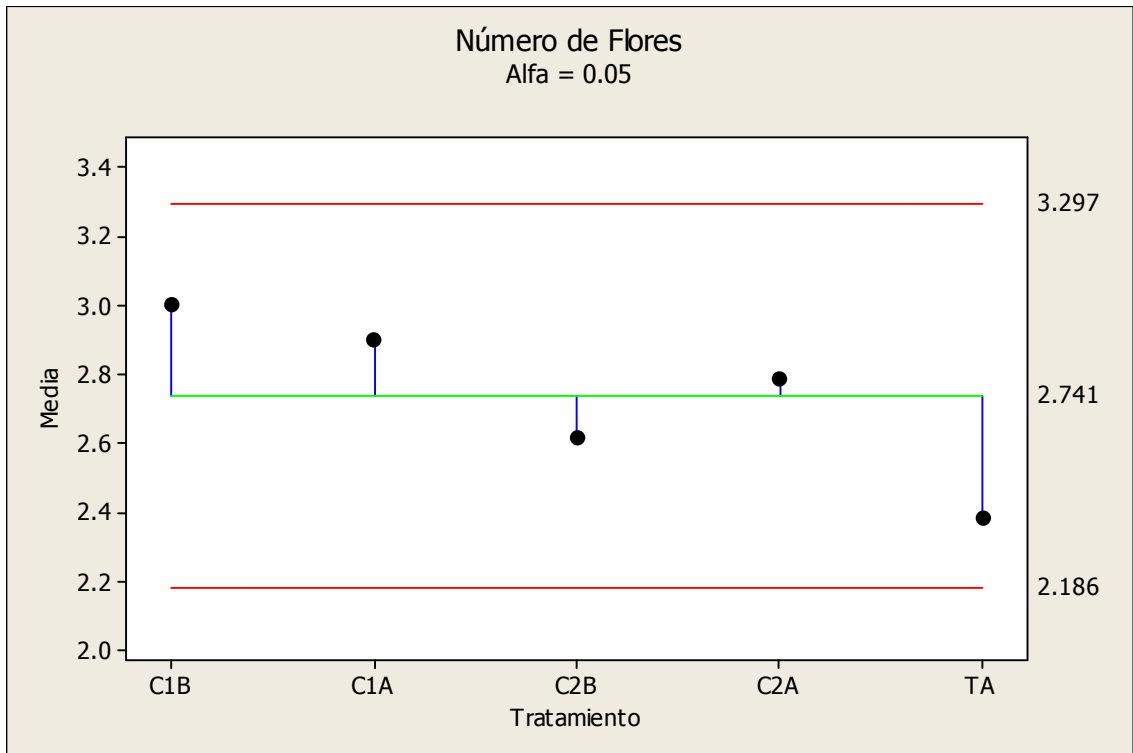


Figura 17.- Comparación de medias del número de flores de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

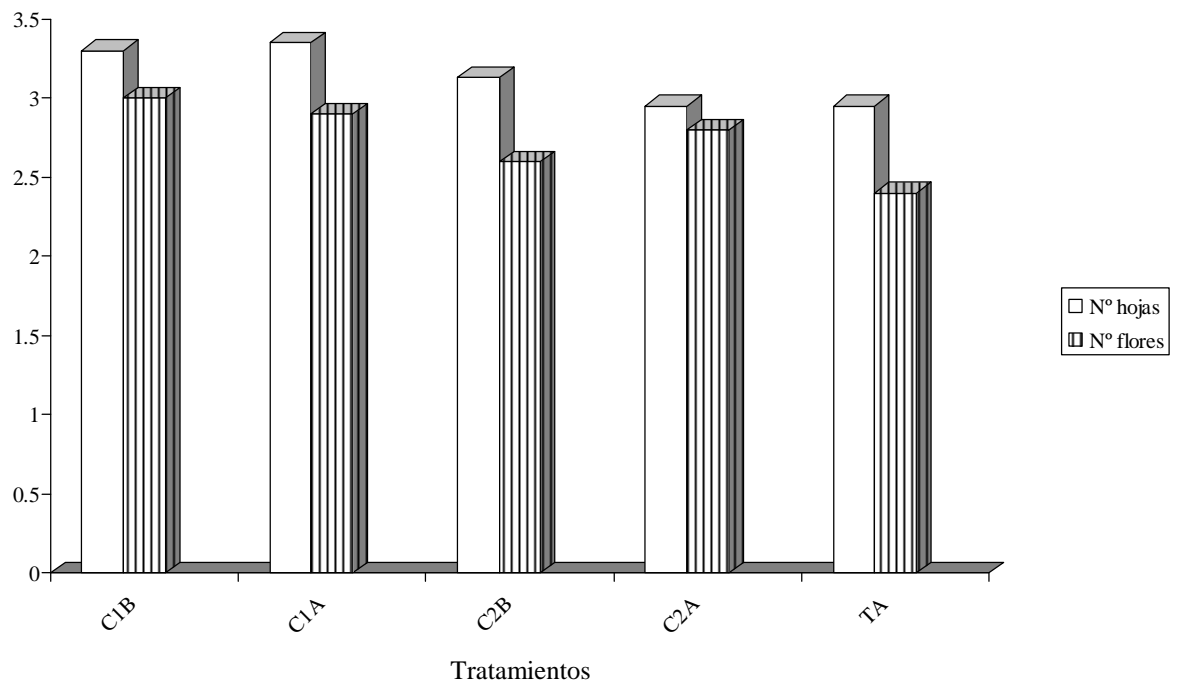


Figura 18.- Número de hojas y número de flores de planta de fresa, de la variedad Festival, con la adición de un biofertilizante, en invernadero.

Como discusión se puede decir que en las variedades Albión y Ventana, en condiciones de “cielo abierto”, en el número de hojas, realizaron efecto positivo las dosis bajas de las cepas uno y dos aplicadas; en el número de flores, la cantidad alta de la cepa dos y esta misma cepa, solo que a la dosis baja, lo efectuó en el peso de la fresa. En el invernadero, en la variedad Albión, realizó el efecto positivo en el número de hojas, el testigo absoluto y en la variedad Festival, ambas dosis de la cepa uno; mientras que en el número de flores de ambas variedades, el efecto lo realizó la dosis baja de la cepa uno.

Como se puede determinar, en el número de hojas y el peso de fruto de las variedades producidas en condiciones de “cielo abierto”, las dosis bajas realizaron el efecto positivo, lo cual quiere decir que el biofertilizante, ya que es elaborado a base de Azotobacter, fijó nitrógeno libre de la atmósfera y la planta lo transformó en aminoácidos (Salisbury y Ross, 2000); mientras que en el número de flores, la dosis alta produjo el efecto positivo. En invernadero, en el número de flores de ambas variedades de fresa empleadas, realizaron el efecto las dosis bajas. Lo anterior, demuestra que cuando la temperatura y la humedad son altas, la planta requiere de mayores cantidades de nutrimentos.

Bagyaraj y Menge (1978) Al realizar trabajos de aplicación de Azotobacter en algodón, sorgo, maíz y frijol, encontraron precocidad en la germinación, además estas bacterias inducen la formación de hormonas principalmente auxinas las que producen mayor masa radicular. También Cuenca y González (1996), determinan que esta bacteria produce mayor longitud radicular, mayor grosor del tallo y un aumento considerable de la materia seca de los cultivos con relación a donde no se adiciona. Por su parte Martínez y Dibut (1994) determinan que la adición de Azotobacter acelera la floración, evita la aborción de flores y por lo consiguiente la fructificación aumenta y con ello trae el aumento de producción.

V. CONCLUSIÓN

En ambas variedades de fresa, producidas en condiciones de “cielo abierto”, en el número de hojas realizó efecto positivo las dosis bajas de ambas cepas; en el número de flores la dosis alta de la cepa dos y en el peso la misma cepa, solo que a la dosis baja. Bajo condiciones de invernadero, en el número de hojas de la variedad Albión, realizó efecto positivo el testigo absoluto y en la variedad Festival ambas dosis de la cepa uno; mientras que en ambas variedades, hay efecto positivo de la dosis baja de la cepa uno.

REFERENCIAS

- Aguirre-Medina, J. F. 2000. Programa Nacional de Biofertilizantes del INIFAP. Informes laborales. Dirección General de la División Agrícola. México, D.F. (Impreso).
- Aguirre-Medina, J. F. y E. Velazco Zebadúa. 1994. Componentes morfológicos y fisiológicos del rendimiento de *Leucaena leucocephala* al inocularse con micorriza VA y/o *Rhizobium loti*. Agric. Téc. Méx. 20 (1): 43-45.
- Aguirre-Medina, J. F. 2006. Biofertilizantes microbianos: experiencias agronómicas del programa nacional del INIFAP en México. Libro Técnico Núm. 2. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo Experimental Rosario Izapa, Tuxtla Chico, Chiapas, México 201p.
- Aguirre-Medina J. F., J. Kohashi-Shibata, C. Trejo-López, J. A. Acosta-Gallegos y J. Cadena Iñiguez. 2005. La inoculación de *Phaseolus vulgaris* L. con tres microorganismos y su efecto en la tolerancia a la sequía. Agr. Téc. Méx. 31 (2): 125-137.
- Alexander, M. 1980. Introducción a la Microbiología del Suelo. 2° edición. AGT. México
- Andreeva, I. N., K. Mandkhan, T. V. Re'kina, E. N. Mishustin and S. F. Izmailnov. 1992. Effect of *Azospirillum brasilense* on formation and nitrogen/fixing activity of bean and soybean nodules. Soviet Plant Physiology. 38(5):646-651.

- Andreeva, I. N., T. V. Re'kina, and S. F. Izmailnov. 1993. The involvement of indoleacetic acid in the stimulation of *Rhizobium*-legume symbiosis by *Azospirillum brasilense*. *Russian J. Plant Physiol*: 40(6): 780-784.
- Anónimo, 1988. Fresa: Perspectivas de producción y comercialización. Programa de siembra-exportación 1988-1989. Boletín bimestral No. 90 Año 15 May-Jun 1988. UNPH México. Pags. 2181-2245.
- Anónimo, 1989. Fresa: Perspectivas de producción y comercialización. Programa de siembra-exportación 1989-1990. Cuaderno de trabajo de la asamblea nacional especializada de productores de fresa. Temporada 1989-90. Culiacán, Sinaloa, México. Pags. 10-40.
- Anónimo, 1990. Cuaderno básico de plaguicidas autorizados por la dirección general de sanidad vegetal, para el control de plagas y enfermedades en el cultivo de la fresa: ciclo 1990-91. D.G.S.V. – S.A.R.H. Zamora, Mich. México. (Hoja desplegable).
- Appleby, C. A. 1984. Leghemoglobin and Rhizobium respiration. *Annual Review of Plant Physiology* 35:443-478.
- Appleby C. A., D. Bogusz, E. S. Dennis y W. J. Peacock. 1988. A role for haemoglobin in all plant roots? *Plant, Cell and Environment* 11:359-367.
- Ashton, M. F., Agamalain, S. H. and Lange, A. H. 1980. Weed control in strawberries. Leaflet 2926. Div. Agri. Sci. Cooperative extension. University of California. Berkeley, California, U.S.A. 4pp.
- Azcón, R., C, Azcón-Aguilar y J. M, Barea. 1978. Effects of plant hormones present in bacterial cultures on the formation and responses to VA mycorrhiza. *The New Phytol.* 80: 359-369.

- Bagyaraj, D. J and J. A, Menge. 1978. Interactions between a VAM and *Azotobacter* and their effects on rhizosphere microflora and plant growth. *The New Phytol.* 80: 576-573.
- Balandreau, J. 1986. Ecological Factors and Adaptative Processes in N₂-fixing Bacterial Populations of the Plant Environment. *Plant Soil.* 90: 73-92. The Netherlands.
- Barea, J. M. and C. Azcón-Aguilar. 1983. Mycorrhiza and their significance on nodulating nitrogen fixing plants. *Adv. Agron.*, 36: 1-54.
- Barrientos. 1984. Recursos genéticos disponibles a México de fresa. *Sociedad Mexicana de Fitogenética.*
- Bashan Y., M. E. Puente, N. Rodríguez M., G. Toledo, G. Toledo, G. Holguin, R. Ferrera Cerrato and S. Pedrín. 1995. Survival of *Azospirillum brasilense* in the Bulk Soil and Rhizosphere of 23 Soil Types. *App. Environ Microbiol.* V 61 (5) p. 1938-1945. USA.
- Beauchamp, C. J., P. Dion, J. W. Kloepper and A. Antoun. 1991. Physiological Characterization of Opine-Utilizing Rhizobacteria for Traits Telated to Plant Growth-Promoting Activity. *Plant Soil.* 132. 273-279. The Netherlands.
- Becana, M. y C. Rodríguez-Barrueco. 1989. Protective mechanisms of nitrogenase against oxygen excess and partially-reduced oxygen intermediates. *Physiologia Plantarum* 75:429-438.
- Berthelin, J., C. Leyval and I. Weissenhorn. 1994. Agrucultural and Health Impact of Soil Rhizosphere Weathering. *ISSS. SMCS. Memorias del 15° Congreso Mundial de la Ciencia del Suelo.* (3a):572-585. The Netherlands

- Brown, M. E. 1974. Seed Root Bacterization. *Ann Rev. Phytopathol.* V. 12: 311-331.
- Burdman, S., B. Hamaoui and Y. Okon. 2001. Improvement of legume crop yield by co-inoculation with *Azospirillum* and *Rhizobium*. *Agronomie.* 21: 1-4.
- Cabrera, O. J. C. 1992. Comportamiento de diez herbicidas en pre-plantación en el cultivo de la fresa *Fragaria x ananassa* Duch. en el valle de Zamora. Tesis Profesional. Facultad de Agrobiología. Universidad Michoacana San Nicolás de Hidalgo. Uruapan, Michoacán, México.
- Castro F. J. y Dávalos G. P. A. 1987. Control químico de las pudriciones de fruto de fresa causadas por *Phytophthora cactorum* y *Colletotrichum* sp. Memorias del XIV Congreso Nacional de Fitopatología. Soc. Mex. De Fitopatología. Morelia, Mich. México. Resumen 57.
- Ceja, T. L. F. 1990. Distribución, incidencia e identificación de las enfermedades fungosas de la fresa, en el municipio de Zamora, Mich. Tesis Profesional. Facultad de Agrobiología. Universidad Michoacana San Nicolás de Hidalgo. Uruapan, Michoacán, México.
- Cejudo, J. F. and A. Paneque. 1986. Short-term nitrate (nitrite) inhibiting of nitrogen fixation in *Azotobacter chroococcum*. *J. Bacteriol.* 165: 240-243.
- Cuenca, V. O. y González V. C. 1996. Obtención de un biofertilizante a partir de crecimiento de *Azotobacter* sp. en una mezcla de los desechos provenientes de la industria Licorera de Caldas. Tesis para optar al título de Bacteriología. Pontificia Universidad Javeriana. Santa Fe de Bogotá, Colombia.
- Dakora, F. D. y C. A. Atkins. 1989. Diffusion of oxygen in relation to structure and function in legume root nodules. *Australian Journal of Plant Physiology* 16:131-140.

- Darrow, G. M. 1937. Interrelation of temperature and photoperiodism in the production of fruits-buds and runners in the strawberry. Proc. Amer. Soc. Hort. Sci. 34:360-363. USA.
- Dávalos G., P. A. et al. 1985. Guía para cultivar fresa en Irapuato. Folleto No. 14. CAEB, CIAB, INIA, SARH. México 25pp.
- Dávalos G., P. A. y Castro F. J. 1987. Evaluación de productos químicos para el control de la “Secadera” de la fresa en Irapuato, Gto. Memorias del XIV Congreso Nacional de Fitopatología. Soc. Mex. de Fitopatología. Morelia, Mich. México. Resumen 56.
- Dávalos G., P. A. 1992. Mejoramiento genético de la fresa en el bajío. Informe anual de labores. CENGUA-CIFAP-GTO. México.
- Devlin R. M. 1982. Fisiología Vegetal. Omega. Barcelona. 16:319-333
- Dixon R. O. D. y C. T. Wheeler. 1986. Nitrogen Fixation in plants. Chapman y Hall, Nueva York
- Djordjevic, M. A., D. W. Gabriel y B. G. Rolfe. 1987. Rhizobium – the refined parasite of legumes. Annual Review of Phytopathology 25:145-168.
- Domínguez, R. R. et al. 1989. Notas para el curso de plagas agrícolas. Dpto. de Parasitología Agrícola. UACH. Chapingo, México. 356 pp.
- Dommergues, Y. R. 1978. The Plant-microorganism system. *In*; Interactions Between Non-Pathogenic Soil Microorganisms and Plants. Dommergues, Y. and S. V. Krupa (Eds). Elsevier Scientific Publishing Company. The Netherlands. p. 1-37.

- Downie, J. A. y A. W. B. Johnston 1988. Nodulation of legumes by Rhizobium. *Plant, Cell and Environment* 11:403-412
- Fages, J. 1989. An Optimized Process for Manufacturing an *Azospirillum* Inoculant for Crops. *App. Microbiol. Biotech.* 32(4):473-478.
- Fages, J. and J. F. Arsac. 1991. Sunflower Inoculation whit *Azospirillum* and other plant promoting Rhizobacteria. *Plant Soil.* 137: 87-90. The Netherlands.
- FAO, 2002 El Cultivo Protegido en Clima Mediterráneo. Estudio FAO Producción y protección vegetal 90 Manual Preparado por el Grupo de cultivos Hortícolas Dirección de Producción y Protección Vegetal. Roma, 2002 Pp. 93-94
- Freire, J. J. R. 1975. Microbiología do solo. Departamento do solos. Faculdade de Agronomia de la Universidad Federal do Río Grande do Sul, Porto Alegre, Brasil, 234 p.
- Gerdemann, J. W. 1968. Vesicular-Arbuscular mycorrhiza and Plant growth. *Ann. Rev. Phytopath.* 6: 397-418.
- Godínez, R. M., R. Ferrera-Cerrato, J. J. Cortes and J. Domínguez I. 1988. Response of avocado (*Persea americana*) to inoculation with endomicorriza V-A. *In:* R. Ferrera-Cerrato y J. Pérez-Moreno (Eds). *Agromicrobiología; Elemento útil en la agricultura sustentable.* Área de Microbiología. Programa de Edafología. Colegio de Postgraduados. Montecillo. Estado de México. p. 192.
- González-Chavez, M. C. y R. Ferrera-Cerrato. 1995. Efecto de diferentes dosis de inoculo endomicorrízico en la dinámica de crecimiento de *Citrus volkamericana*. *In:* J. Pérez-Moreno y R. Ferrera-Cerrato (Eds). *Agroecología y Desarrollo sostenible.* Área de Microbiología. Programa de Edafología. Colegio de Postgraduados. Montecillo. Estado de México. p. 374-375.

- Haaker, H. 1988. Biochemistry and physiology of nitrogen fixation. *BioEssays* 9:112-117
- Haaker, H. y J. Klugkist. 1987. The bioenergetics of electron transport to nitrogenase. *FEMS Microbiology Reviews* 46:57-71
- Hagedorn, C., W. D. Gould and T. R. Bardinelli. 1989. Rhizobacteria of Cotton and their Repression of Seedling Disease Pathogens. *Appl Environ Microbiol. American Society for Microbiology.* 55 (11):2793-2797. USA.
- Hatzinger, P. B. and M. Alexander. 1994 Relationship between the Number of Bacteria Added to Soil or Seeds and their Abundance and Distribution in the Rhizosphere of Alfalfa. *Plant Soil.* 158:211-222. The Netherlands.
- Ho, I. 1988. Interactions between VAM fungus and *Azotobacter* and their combined effect on growth of tall fescue. *Plant and Soil.* 105: 291-293.
- Jaen, C. D. 1987. Manejo de la endomicorriza versículo arbuscular en la producción de frutales perennifolios (*Carica papaya* cv. Cera y Solo) cultivado en vivero. *In: J. Pérez – Moreno y R. Ferrera – Cerrato (Eds.). Agroecología y Desarrollo sostenible. Área de Microbiología. Programa de Edafología. Colegio de Postgraduados. Montecillo. Estado de México. p.192.*
- Jensen, V. and E. Holm. 1975. Associative growth of nitrogen-fixing bacteria with other micro-organisms. *In; Nitrogen Fixation by free-living microorganisms.* W. D. P. Stewart (Ed.) Cambridge University Press. p. 101-120.
- Juscafresa, B. y L. L. Ibar. 1987. Como cultivar fresas, fresones y tomates. 1ª edición, Editorial Aedos. Barcelona, España.

- Kapulnik, Y. and Y. Okon, 2002. Plant growth promotion by rhizosphere bacteria. *In*: Waisel, Y., A. Eshell and U. Kafkafi (Eds). Plant roots. The hidden half. Third edition revised and expanded. Marcel Dekker, New York. p. 869-895.
- Kieft, T. L. 1991. Soil Microbiology in Reclamation of Arid and Semiarid Lands and Deserts. En: Skujins, J. Soil Resource and Reclamation. Marcel Dekker, Inc USA.
- Kloepper, J. W., M. N. Schroth and T. D. Miller. 1980. Effects of Rhizosphere Colonization by Plant Growth-promoting Rhizobacteria on Potato Plant Development and Yield. *Phytopathol.* 70: 1078-1082. USA.
- Lagunes T. A. y Rodriguez M. J. C. 1988. Combate químico de plagas agrícolas en México. 1ª edición. Colegio de Posgraduados. México. 263 pp.
- Lagunes, A., C. Rodríguez H. 1989. Búsqueda de tecnología apropiada para el combate de plagas del maíz almacenado en condiciones rústicas. CONACYT. Colegio de Postgraduados. México. 150 p
- López, T. M. 1994. Horticultura. Editorial Trillas. México.
- Lynch, J. M. and J. M. Whipps. 1990. Substrate Flow in the Rhizosphere. *Plant Soil.* 129. 1-10. The Netherlands.
- Mark L. 2007. Análisis del sistema producto fresa en el valle de Zamora, Michoacán, México. <http://www.rimisp.org/boletines//INTERCAMBIOSN77Agosto.pdf>
- Martínez, T. M. V., J. González L., T. de la Rubia and A. Ramos C. 1985. Isolation and Characterization of *Azotobacter chroococcum* from the roots of *Zea mays*. *FEMS Microbiology Ecology.* 31: 197-203.

- Martínez A. R. y Martínez Ch. J. 1989. Producción y comercialización de la fresa en el Valle de Zamora. Mich.. Tesis profesional. Depto. De Economía Agrícola. UACH. Chapingo. México. 135 pp.
- Martínez, V. R. Y Dibut, B. 1994. La Experiencia Cubana en el uso de los biofertilizantes. Instituto de Investigaciones Fundamentales. En: Ministerio de Agricultura (Ed), Agricultura Tradicional (INIFA). La Habana, Cuba.
- Mass J. L. 1984. Compendium of strawberry diseases. American Phytopathological Society. USA. 138 p.
- Mendoza-López, A. y J. F. Aguirre-Medina. 2002. La biofertilización de *Theobroma cacao* L. con *Azospirillum brasilense* y *Glomus intraradices* en etapa de vivero. Avances de resultados. In: Memoria del Primer congreso Internacional de Investigación y Transferencia de Tecnología Agropecuaria Chiapas 2002. Realizado del 19 al 22 de febrero del 2002 en Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. p. 120. (Memorias).
- Metcalf C. L. y Flint W. P. 1988. Insectos destructivos e insectos útiles: sus costumbres y su control. 14ª reimp. Editorial C.E.C.S.A. México. 1208 pp.
- Mohandas, S. 1987. Field response of tomatoes (*Lycopersicon esculentum* Mill “Pusa Ruby”) to inoculation with V – A fungus *Glomus fasciculatum* and with *Azotobacter vinelandii*. Plant and Soil. 98: 295-297.
- Montgomery, S. H. B. y F. A. secrett, 1964. Producción comercial de fresas. Editorial Acribia. Zaragoza España.
- Moroyoqui-Ovilla, D. M. y Aguirre-Medina, M. J. F. 2002. Avances en el desarrollo vegetativo del café var. Oro azteca con diferentes sustratos y dos microorganismos en vivero. In: memoria del Primer Congreso Internacional de

Investigación y Transferencia de Tecnología Agropecuaria Chiapas 2002.
Realizado del 19 al 22 de febrero del 2002 en Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. p. 119.

Mosse, B., C. L. Powell and D. S. Hayman. 1976. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. IX. Interactions between VA mycorrhiza, rock phosphate and symbiotic nitrogen fixation. *The New Phytol.* 76: 331-342.

Nehl, D. B., S. J. Allen and J. F. Brown, 1997. Deleterious Rhizosphere Bacteria: An Integrating Perspective. *Appl Soil Ecology.* 5(1):1-20 The Netherlands.

Okon, Y. and R. Itzigsohn. 1995. The development of *Azospirillum* as a commercial inoculant for improving crop yields. *Biotech. Adv.* 13, 415-424.

Ostle B. 1965. *Estadística Aplicada Primera Edición, octava reimpresión* Editorial Limusa. México pp 374.

Paul E. A. and Clark, F. E. 1989. *Soil Microbiology and Biochemistry.* Academic Prees Inc. USA.

Pedroza S. A. 1980. Principales plagas de zonas áridas. Dpto. de Zonas Aridas. AUCH. Chapingo, México.

Peters, G. A. 1978. Blue-green algae and algal associations *BioScience* 28:580-585.

Peters, G. A. y J. C. Meeks. 1989. The azolla-anabaena symbiosis: Basic biology. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 40:193-210.

Pietr, S. J. and Stankiewicz, M. 1990. Characteristic of Bacteria from the Rizoplane of Selected Crops Cultivated in Different Soil Environments Using Hattori's Equation and by Presence of Different Physiological Groups. *Zeszyty Naukowe Polniczej we Wroclawiu. Poland.* 196 (53):63-74.

- Powell, R. y F. Gannon. 1988. The leghaemoglobins. *BioEssays* 9:117-118.
- Quispel, A. 1988. Bacteria-plant interactions in symbiotic nitrogen fixation. *Physiologia Plantarum* 74:783-790.
- Robertson J. G. y K. J. F. Farden. 1980. Ultrastructure and metabolism of the developing legume root nodule. Páginas 65-115 en B. J. Miñin (ed.) *The Biochemistry of Plants*, Vol. 5. Academic Press, Nueva York.
- Rodríguez, S, F 1989. *Fertilizantes: Nutrición Vegetal*. AGT editor. México.
- SALISBURY, F. y B. C. ROSS. 2000. *Fisiología de las Plantas 2: Bioquímica Vegetal*. Primera edición. Thomson, Paraninfo.
- Samperio, R. G. 2004. *Un paso más en la Hidroponía*. Primera edición. Diana. México. 240-241.
- Schippers, B., A. W. Bakker and P. A. H. M. Bakker. 1987. Interactions of Deleterious and Beneficial Rhizosphere microorganisms and the Effect of Cropping Practices. *Ann. Rev. Phytopathol.* 25: 339-358.
- Schubert, K. R. 1986. Products of biological nitrogen fixation in higher plants: Synthesis, transport, and metabolism. *Annual Review of Plant Physiology.* 37:539-574.
- Skronch W. and Monaco T. J. 1981. Weeds in strawberries (S.E.U.S.A.). *The strawberry: varieties, culture, pests, and control, storage, marketing*. Editor Childers N. F. University of Florida. USA. Pags 318-320.

- Streeter J. 1988. Inhibition of legume nodule formation and N₂ Fixation by Nitrate. CRC Critical Reviews in Plant Sciences 7:1-23.
- Subba Rao, N.S., K.V.B.R. Tylka and C.S. Singh. 1985. Synergistic effect of vesicular-arbuscular Mycorrhizas and *A. brasilense* on the growth and nutrition of maize and ryegrass. Soil Biol. and Biochem. 17: 119-121.
- Ta, T. C. y M. A. Faris. 1987. Species variation in the fixation and transfer of nitrogen from legumes to associated grasses. Plant and Soil 98:265-274.
- Teliz, O. D. y Castro F. J. 1973. El cultivo de la fresa en México. Folleto de Divulgación No. 48. INIA – SAG. México. 39 pp
- Ulrich, A., Mostafa M. A. E. and Allen W. W. 1980. Strawberry deficiency Symptoms: A visual and plant analysis guide of fertilization. Agricultural Experiment Station. University of California. Berkeley. Div. of Agriculture and Natural Resources. Bulletin 1917. USA. 58 pp.
- Vega del R. R. 1988. Comportamiento en viveros de tres variedades de fresa *Fragaria x ananassa* Duch. y la concentración radical de Carbohidratos en el ejido de Tanaquillo, municipio de Chilchota, Mich. Tesis Profesional. Facultad de Agrobiología. U.M.S.N.H. Uruapan, Michoacán, México.
- Vega del R. R. 1990. Algunas recomendaciones de fertilización para la fresa. Depto. de Asistencia Técnica U.A.R.P.F.H.V.Z. Comunicación Personal. Zamora Mich.
- Verdier M. M. 1987. El cultivo del fresón. 1ª edición. Ediciones Agrarias. Madrid, España. 374 pp.

- Walsh, K. B., M. E. McCully y M. J. Canny. 1989. Vascular transport and soybean nodule function: Nodule xylem is a blind alley, not a throughway. *Plant, Cell and Environment* 12:395-405.
- Webster G. C. 1959. Nitrogen metabolism in developing seedling. In “Nitrogen metabolism in plants”. Harper & Row, N. Y. and John Weatherhill, Inc., Tokyo.
- Wilson, P. W. 1958. Asymbiotic nitrogen fixation. In *Handbuch der Pflanzenphysiologie* pp. Springer-verlag; Berlin.
- Wilson, P. W. y W. W. Umbreit. 1937. Mechanism of symbiotic nitrogen fixation. III. Hydrogen as a specific inhibitor. *Arch. Microbiol.* 8:440
- Winkler, R. G., D. G. Blevins, J. C. Polacco y D. D. Randall. 1988. Ureide Catabolism in nitrogen fixing legumes. *Trends in Biochemical Sciences* 13:97-100.
- Zerecero M. J. 1965. El cultivo de la fresa. Centro Nacional de Productividad (CNPM). México. 135 pp.