

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”**

**DIVISIÓN DE INGENIERÍA
DEPARTAMENTO DE RIEGO Y DRENAJE**



EVALUACIÓN DE LA FERTILIZACIÓN BIOLÓGICA EN EL CULTIVO DE MAÍZ

POR

CRISTHIAN ABISAY OLIVAR RODRÍGUEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Mayo de 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA
DEPARTAMENTO DE RIEGO Y DRENAJE

EVALUACION DE LA FERTILIZACIÓN BIOLÓGICA EN EL CULTIVO DE MAIZ

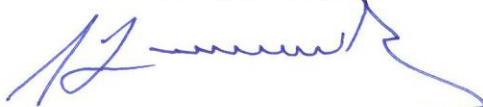
POR

CRISTHIAN ABISAY OLIVAR RODRÍGUEZ

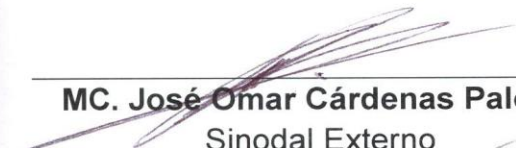
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACION

APROBADA



Dr. Alejandro Zermeño González
Asesor Principal

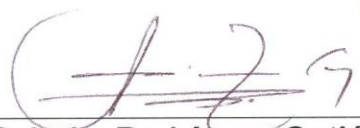


MC. José Omar Cárdenas Palomo
Sinodal Externo



Dr. Javier de Jesús Cortés Bracho

Sinodal
Universidad Autónoma Agraria
"ANTONIO NARRO"



MC. Luis Rodríguez Gutiérrez
Coordinador de la División de Ingeniería

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Mayo de 2012



Coordinación de
Ingeniería

Agradecimientos

A Dios: por permitirme terminar mi carrera y concluir satisfactoriamente este sueño. Por darme la vida y el tiempo que necesitaba para este proyecto.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por darme la oportunidad de realizar mis estudios de licenciatura.

Al Departamento de Riego y Drenaje por darme la formación académica como Ingeniero Agrónomo en Irrigación.

Mi gran sincero agradecimiento al Dr. Alejandro Zermeño González, por haberme aceptado como su tesista y darme más créditos del que yo podía imaginar, así como su apoyo, motivación, tiempo y dedicación que fueron muy importantes. Gracias también por su paciencia y en general por todo el apoyo que me brindó para realizar exitosamente éste trabajo.

Al M.C. José Omar Cárdenas Palomo. Por su generosidad, su incondicional apoyo y la gran confianza que me demostró en todo este trabajo, encontré una gran enseñanza, gracias por todo.

Al Dr. Javier de Jesús Cortes Bracho. Por aceptar ser parte de este trabajo de investigación y por dedicar su valioso tiempo para revisar este trabajo de investigación.

A la empresa PALAU BIOQUIM, S.A de C.V. Por todo el apoyo que me brindaron en todo este trabajo de investigación brindarme todo el material para realizar este trabajo de tesis. Gracias por dar este tipo de apoyos a jóvenes como yo para poder realizar la tesis.

A el Dr. Adalberto Benavidez Mendoza, MC. Nazario Francisco Francisco, Ing. Erik Daniel Araiza Escalera, Ing. Jesús T. Santana Rodríguez por todo el apoyo que me brindaron en este trabajo de tesis.

Dedicatorias

A Mis padres

Emma Estela Rodríguez Sandoval. Por darme la vida, cariño y amor, por que en los momentos difíciles siempre encontramos una sonrisa en ti y salimos adelante, por apoyarme en mis estudios, por tus oraciones y bendiciones. Gracias por siempre estar conmigo y apoyarme en todas mis decisiones.

Gerardo Olivar Villadoble. Por el gran apoyo que me brindaste en el transcurso de mi carrera, y tus consejos que cada día forjan en mi un ser humano más racional y sencillo ante la sociedad.

A mis hermanos

Eder Emmanuel

Edwyn José

Irving Gerardo

A mi novia.

Alba Sarai Aguilar Montiel. Por apoyarme en todo el transcurso de mi carrera y estar conmigo en las decisiones más importante de mi vida, por darme todo tu cariño y amor. Te Amo.

A mis tíos.

Olivar Villadoble, Rodríguez Sandoval. y Vargas Sandoval. Para todos ellos que me dieron su apoyo incondicional, pues siempre me dieron grandes consejos como la del respeto hacia las demás personas.

A mis primos

Freddy, Juanito, Miguel Angel , Kristhian, Jaivo y esposas. Por compartir sus experiencias conmigo y tener esa gran amistad que hace que nuestra vida tenga grandes momentos, en los cuales marcamos historia; a todos los admiro y respeto.

A mis abuelos:

Cecilia Turijan, Jose Olivar, Maria Villadoble. Porque ellos siempre enseñaron las buenas acciones en la familia

A mis amigos:

Ing. Gerardo Sánchez Martínez

Uriel Villadoble Diaz

José Avidail Calvo López

Carlos Arguelles Flores

Marco Antonio Jiménez López

Onofre Pastrana Ortiz

Riverino Díaz Lara

Baldomero Vidal

Jesús Omaña Guerra

Agustín Ramos Zamora

Wanerges Montesinos Ramos

Miguel Ángel Del Castillo Rosales

Juan Gerardo Pariente Contreras

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	III
DEDICATORIAS	IV
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	VI
INDICE DE FIGURAS	VIII
INDICE DE CUADROS	IX
I. INTRODUCCIÓN	1
OBJETIVO.....	4
HIPÓTESIS.....	4
II.- REVISION DE LITERATURA.....	5
2.1 Algas Marinas	5
2.2 Desarrollo de fertilizantes a partir de algas marinas y su importancia	6
2.3 Importancia de la clorofila y su medición	11
2.4 Transferencia de electrones.....	14
2.5 Eficiencia fotoquímica	17
2.5 Características botánicas del maíz	22
2.6 Importancia social y económica del cultivo de maíz.....	25
2.7 Efecto de los fertilizantes derivados de alga marinas en el contenido de clorofila de cultivos.....	34
III.- MATERIALES Y METODOS.....	36
3.1 Ubicación del sitio de estudio.....	36

3.2 Propiedades físicas y químicas del suelo del lote experimental	37
3.3 Híbrido utilizado.....	38
3.4 Manejo agronómico del cultivo.....	38
3.5 Tratamientos evaluados y diseño estadístico	39
3.6 Contenido relativo de clorofila.....	40
3.7 Tasa de transferencia de electrones (ETR)	41
3.8 Altura de planta	43
3.9 Diámetro del tallo	43
3.10 Peso seco de la planta.....	43
IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	45
4.1 Contenido relativo de clorofila.....	45
4.2 Tasa de transferencia de electrones.....	47
4.3 Altura de la planta	49
4.4 Diámetro del tallo	51
4.5 Peso seco de la planta.....	52
V. CONCLUSIONES.....	53
VI. BIBLIOGRAFIA.....	54

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Imagen satelital del Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.	36
Figura 2. Determinación del contenido de clorofila en las hojas con el sensor SPAD 502 (Minolta Corporation) en plantas de maíz.....	41
Figura 3. Contenido relativo de clorofila en hojas de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS ^{MR} , ALZinc ^B y ALfe ⁶) y en plantas testigo (sin aplicaciones), observada en dos fechas de muestreo. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.....	46
Figura 4. Tasa de transferencia de electrones (ETR) en hojas de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS ^{MR} , ALZinc ^B y ALfe ⁶) y en plantas testigo (sin aplicaciones), observada el 9 de septiembre de 2011 (71 días después de siembra). Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.....	48
Figura 5. Altura de plantas de maíz tratadas con biofertilizantes (ALGAENZIMS ^{MR} , ALZinc ^B y ALfe ⁶) y de plantas testigo (sin aplicaciones), observada el 9 de septiembre (71 días después de siembra) y el 7 de octubre (99 días después de siembra) de 2011. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.....	50
Figura 6. Diámetro de tallo de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS ^{MR} , ALZinc ^B y ALfe ⁶) y de plantas testigo (sin aplicaciones), observadas el 7 de octubre (99 días después de siembra) de 2011. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.....	51
Figura 7. Peso seco de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS ^{MR} , ALZinc ^B y ALfe ⁶) y de plantas testigo (sin aplicaciones), observada el 7 de octubre (99 días después de siembra) de 2011. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.	52

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Superficie, rendimiento y producción mundial de maíz. Marzo 2012... 27

Cuadro 2. Los 20 principales países con mayor producción de Maíz en 2011 28

Cuadro 3. Los países con tasas más altas de maíz en suministro por habitante (kg / año), promedio en 2002. 31

Cuadro 4. Países en los que el maíz representan más del 15 por ciento de la ingesta total de calorías, año 2000. (FAO, 2003). 32

Cuadro 5 Valores de PH, densidad aparente (Da), Conductividad eléctrica (CE), contenido de materia orgánica, y textura del suelo del estrato de 0 a 30 cm de profundidad del sitio del estudio. 37

I. INTRODUCCIÓN

Las algas marinas son organismos acuáticos foto autótrofos muy diversos que van desde seres microscópicos unicelulares, organismos multicelulares. Actualmente el término alga se refiere a organismos que tienen células con núcleo (Eucariontes), y se excluyen las algas-verde azules pertenecientes al reino de las bacterias (Phylum Cyanobacteria). A diferencia de las plantas, las algas no tienen una verdadera raíz, tallo, hojas o tejido vascular y su forma de reproducción es simple. Su cuerpo vegetativo es una estructura llamada talo (talofitas).

Los extractos de algas se utilizan como fertilizante para mejorar el crecimiento y el rendimiento de ciertos cultivos. Los siguientes pasos han sido adoptados en el desarrollo de fertilizantes líquidos de algas marinas (LSF): 1) lavar bien las algas para eliminar la arena, escombros y otras malas hierbas, 2) secado a través de un horno por 12 h a 60 °C, 3) pulverizar en un molino o manual mente, 4) remojar el polvo de algas en agua destilada, 5) cocer las algas durante 2 horas con agua destilada en una proporción de 1:10 (w/v), 6) filtrar y centrifugar el extracto. La viscosidad del filtrado se utiliza como "LSF". El filtrado se seca a 65-70 °C o también a temperatura ambiente para obtener sólido seco. El extracto sólido seco se pulveriza y se envasa botellas

El contenido de clorofila de la hoja es uno de los parámetros más importantes relacionados con el estado fisiológico de las plantas. El contenido de clorofila tiene varias implicaciones, ya que puede ser utilizado como un índice del estado de los nutrientes, y la fisiología del estrés, ya que altos contenidos de carotinoides y clorofila, disminuyen el estrés durante la senescencia. La clorofila es la molécula

principal de los pigmentos fotosintéticos ya que en última instancia ella es la responsable de la transferencia de la energía luminosa a un electrón de la molécula que alcanza un estado tal de excitación que le permite abandonarla y reducir otros sistemas oxidantes para reducir al CO₂ atmosférico. Altos contenidos de clorofila son importantes para las plantas por su efecto en la actividad fotosintética. La reducción en el contenido en clorofilas puede ser considerada como una respuesta de las plantas al estrés y bajos niveles de clorofila reducen la fijación de CO₂, por lo que es importante conocer el contenido de clorofila de las plantas.

A través del sistema de medición de fluorescencia de la clorofila se obtiene la tasa de transporte de electrones (ETR) en la saturación de la luz, que también se denomina la capacidad fotosintética, y se utiliza para expresar las tasas de fotosíntesis y los rasgos fisiológicos de las hojas. La tasa de transporte de electrones (ETR), representa la estimación del tránsito de electrones a través de la cadena de transporte fotosintético. La ETR se utiliza como un indicador de estrés de la planta y su cálculo requiere estimaciones de la relación fotosistema II (PSII) respecto al fotosistema I (PSI) y la absorptancia fotosintética específica de las hojas. La disminución de la ETR suele ser de menor magnitud que la caída de la tasa fotosintética, lo que sugiere que otros procesos distintos que la asimilación de CO₂ se convierten en destinos alternativos de electrones.

En los últimos años las técnicas de fluorescencia han sido aplicadas a estudios sobre la eficiencia fotoquímica o rendimiento cuántico máximo del PSII (Φ PSII). Estas técnicas se basan en inducir la emisión de fluorescencia de la clorofila en

plantas adaptadas a la oscuridad y posteriormente iluminadas. El cociente F_v/F_m es la proporcional a la máxima eficiencia fotoquímica primaria de las hojas del PSII, indica el rendimiento cuántico máximo del PSII, que se obtiene cuando todos los centros del PSII se encuentran abiertos (oxidados) y es una de las variables de fluorescencia más estudiada por numerosos autores, han encontrado buenas correlaciones entre este parámetro y el estrés hídrico.

En los extractos de algas marinas se ha encontrado que contienen cantidades significativas de citoquininas, auxinas y betaínas, que aumentan la concentración de clorofila en las hojas.

El maíz (*Zea mays* L.) es uno de los principales cereales cultivados para alimentación humana y animal en muchos países, siendo de gran importancia económica a nivel mundial. Globalmente, el maíz se cultiva en más de 140 millones de hectáreas, con una producción anual de más de 580 millones de toneladas, por lo que actualmente el maíz es el segundo cultivo más producido del mundo, después del trigo, mientras que el arroz ocupa el tercer lugar. El maíz es de gran importancia económica a nivel mundial ya sea como alimento humano, como alimento para el ganado o como fuente de un gran número de productos industriales

OBJETIVO

Evaluar el efecto de la aplicación de fertilizantes orgánicos derivados de algas marinas al suelo y al follaje de un cultivo de maíz, en el contenido de clorofila, tasa de transferencia de electrones y eficiencia fotoquímica, y su efecto con los componentes del rendimiento del cultivo.

HIPÓTESIS

La aplicación de fertilizantes orgánicos derivados de algas marinas al suelo y el follaje de un cultivo de maíz, incrementa el contenido de clorofila, la tasa de transferencia de electrones y la eficiencia fotoquímica, lo que incrementa el rendimiento del cultivo.

II.- REVISION DE LITERATURA

2.1 Algas Marinas

Las algas poseen la clorofila presente en todos los seres vivos que foto sintetizan. Son organismos acuáticos foto autótrofos muy diversos que van desde seres microscópicos unicelulares, hasta organismos multicelulares que forman colonias muy grandes y vistosas. Actualmente el término alga se refiere a organismos que tienen células con núcleo (Eucariontes), y se excluyen las algas-verde azules pertenecientes al reino de las bacterias (Phylum Cyanobacteria) (Woese *et al.*, 1990).

Estudios previos indican que las algas realizan aproximadamente el 50% de la fotosíntesis del planeta, lo que las ubica en una posición importante para el mantenimiento de la vida en el planeta. La participación de las algas en la generación de oxígeno atmosférico y en la fijación de bióxido de carbono, es fundamental en el balance de la composición de los gases de la atmósfera y el equilibrio climático (Robledo, 1997)

A diferencia de las plantas, las algas no tienen una verdadera raíz, tallo, hojas o tejido vascular y su forma de reproducción es simple. Su cuerpo vegetativo es una estructura llamada talo (talofitas). En las algas macroscópicas, se pueden encontrar formas filamentosas, laminares, sifonosas, costrosas y calcáreas. (Sambamurty, 2005)

Las algas son habitantes de todos los ambientes, no solo en cuerpos de agua estables sino también en aquellos expuestos a la desecación: sobre rocas desnudas, fuentes termales (en donde soportan altas temperaturas), sobre la

nieve, glaciares (Atkinson, 1972; Schlichting, 1974 A,B). Debido a su alta capacidad de adaptación y bajos requerimientos, es común encontrarlas en lugares con poca luz y a grandes profundidades (Menéndez & Martínez, 2005). Cuando se forma un nuevo hábitat las primeras especies que lo colonizan generalmente son algas (Menéndez & Martínez, 2005)

Si bien las algas son organismos poco exigentes y capaces de adaptarse, cada especie tiene requerimientos propios y crecen en biótotos bien determinados, y si en ellos las condiciones se modifican, mueren o desaparecen. Por sus tipos morfológicos tienden a integrar, en algunos casos, comunidades bien definidas. Las formas microscópicas unicelulares o diminutas en suspensión en el agua componen el fitoplancton. Mientras que el bentos es un conjunto de organismos que viven en y sobre el fondo del agua. Las algas bentónicas, normalmente son formas unicelulares macroscópicas. (Menéndez & Martínez, 2005)

El término “algas” engloba varios grupos de organismos, todos con la categoría de filo, que se diferencian por el tipo de pigmentos que tienen, la sustancia de reserva que usan, y la forma de las células reproductoras.

2.2 Desarrollo de fertilizantes a partir de algas marinas y su importancia

El hombre siempre ha buscado nuevos métodos para mejorar el crecimiento de las plantas. Las algas poseen cualidades de un regulador del crecimiento vegetal. El uso de las algas en la agricultura no es nuevo, los antiguos Griegos, Chinos y Vikingos aplicaban coberturas de algas marinas en la tierra. (Aitken and Senn 1965).

Los extractos de algas se utilizan como fertilizante para mejorar el crecimiento y el rendimiento de ciertos cultivos (Bockett y Van Staden, 1990, Crouch y Van Staden, 1993, Rama Rao, 1991). Los estudios han demostrado que los extractos de *Sargassum*, *Ulva lactuca* y *Spatoglossum asperum* en el 1% tienen una respuesta favorable a la germinación, vigor de las plántulas, asentamiento de las frutas y en el peso de los frutos en cultivos como el maní, maíz, sésamo y tomate. Extracto de algas marinas en líquido fue patentado por primera vez en el año 1912. Otra patente se le ofreció en 1962. (Stephenson, 1965).

Los siguientes pasos han sido adoptados en el desarrollo de fertilizantes líquidos de algas marinas (LSF): 1) lavar bien las algas para eliminar la arena, escombros y otras malas hierbas, 2) secado a través de un horno por 12 h a 60 °C, 3) pulverizar en un molino o manualmente, 4) remojar el polvo de algas en agua destilada, 5) cocer las algas durante 2 horas con agua destilada en una proporción de 1:10 (w/v), 6) filtrar y centrifugar el extracto. La viscosidad del filtrado se utiliza como "LSF". El filtrado se seca a 65-70 °C o también a temperatura ambiente para obtener sólido seco. El extracto sólido seco se pulveriza y se envasa en botellas cerradas. Este polvo se puede utilizar como LSF haciendo 0.5% a 1.5% (w/v) de solución con agua. (Rama Rao, 1992 y 2000).

Teuscher H. y Adler R (1984). Mencionan que las algas marinas constituyen un tipo especial de abono verde, se descomponen inmediatamente y como no tienen fibra, deberán incorporarse de inmediato, la finalidad de aplicar las algas al suelo es para mejorarlo y fertilizarlo. Crouch y Van Staden J (1982), Senn T (1987). Mencionan que las algas contienen agentes quelatantes como: ácidos alginicos, ácidos fulvicos y manitol, vitaminas sustancia biácida que controla algunas plagas

y enfermedades en las plantas; micro algas cianofitas que fijan el nitrógeno del aire aun en las leguminosas; 5000 enzimas al igual que todos los elementos mayores y menores y los elementos traza que ocurren en las plantas, todos estos compuestos ocasionan efectos similares a los reguladores de crecimiento de las plantas.

Metting *et al.*, (1990); Crouch y Van Staden J (1993). Mencionan que los abonos de algas marinas existen en forma de polvo de aplicación inmediata para su uso en campos de cultivo, los extractos líquidos y en polvo de algas marinas de alta calidad se presentan en forma pura o en formulaciones específicas enriquecidos o no con productos que van desde los tradicionales (por ejemplo, fertilizantes, pesticidas, etc.) hasta productos no tradicionales (derivados de pescado, etc.) de hecho el número de especies de algas marinas que se encuentran ahora en el mercado es considerable y pertenecen a los géneros *Macrocystis*, *Eklonia*, *Sargassum*, *Durvillia*, *Porphyra*, *Fucus* y *Ascophyllum nodosum* por supuesto los métodos de procesamiento, la calidad y la eficacia del producto varían ampliamente según la especie de alga marina utilizada, entre todas las algas marinas y los extractos que se encuentran ahora en el mercado, *Ascophyllum nodosum* quizá es la especie de alga marina que más se ha investigado y usado en aplicaciones agrícolas además se ha demostrado que su aplicación a semillas promueve una germinación más temprana y proporciona a las plantas más resistencia al estrés durante su crecimiento juvenil, las aplicaciones al suelo y la inmersión de las raíces en una solución del extracto de algas marinas se ha aplicado también bajo ciertas normas.

Las algas en estado fresco o secas, o en harina aplicadas a los suelos, tienen dos funciones principales 1) como fertilizantes, promueven el crecimiento de las plantas ya que liberan lentamente los nutrientes minerales y orgánicos, y 2) como mejorador del suelo, incrementando la aireación y la estabilidad del suelo (Metting *et al.*, 1990).

Por su elevado contenido en fibra, macro y micronutrientes, aminoácidos, vitaminas y fitohormonas vegetales, las algas actúan como mejorador del suelo y de retención de la humedad. Además, por su contenido en minerales, son un fertilizante útil y una fuente de oligoelementos; ácido algínico, vitaminas, auxinas, giberelinas (Stephengson, 1968).

Cáceres (2003), menciona que las algas marinas y sus derivados mejoran el suelo y vigorizan las plantas, incrementando los rendimientos y la calidad de las cosechas, por lo que en la medida que esta práctica se extienda irá sustituyendo el uso de los insumos químicos por orgánicos, favoreciendo así una agricultura sustentable. Las algas tienen mejores propiedades que los fertilizantes por que liberan más lentamente el nitrógeno y son ricas en micro elementos.

Las algas marinas contienen una gran cantidad de nutrientes minerales (potasio, fósforo, nitrógeno, calcio, fierro, magnesio, zinc, cobre), carbohidratos, materia orgánica e importantes hormonas reguladoras de crecimiento (auxinas, giberelinas, citocinas, ácido indolacético, etileno y ácido absicico) para las plantas. Se ha observado que los principales beneficios que otorgan los extractos de algas a las plantas son los siguientes: alta productividad, incrementos en la vida de anaquel del producto, mayor resistencia a factores ambientales adversos

(sequias, heladas, etc.) y resistencia a plagas. (Senn, 1987; Blunden, 1977; y Aitken y Senn, 1965).

Las algas son reconocidas como una excelente fuente de reguladores de crecimiento. (Crouch, 1990; Crouch and Van Staden, 1993; Jameson, 1993). Minerales y carbohidratos son también ingredientes activos de los extractos de algas (Senn, 1987). Uno de los componentes de productos con *Ascophyllum nodosum* es una familia de hormonas vegetales llamadas citoquininas (Blunden, 1977). Se conocen las citoquininas por la estimulación del crecimiento y por su interacción con otras hormonas de las plantas que regulan numerosas funciones específicas de sus células. Otros compuestos que se han identificado como hormonas de crecimiento en productos obtenidos de *Ascophyllum nodosum* son las auxinas (Sanderson *et al.*, 1987), betaínas (Whapham *et al.*, 1993), y giberelinas (Wildgoose *et al.*, 1978). Estos iniciadores también abastecen el terreno de carbohidratos para el uso en los procesos de fijación de nitrógeno que son tan vitales en la sanidad del suelo productivo, a la vez que promueven la estructura migajosa y aumentan los microorganismos benéficos.

Las respuestas de las plantas a la aplicación de algas marinas son múltiples y variadas. Estas incluyen una mayor cosecha, incrementa la absorción de los nutrientes, aumentan la resistencia al congelamiento y a las enfermedades fúngicas y ataques de insectos. Alargan la vida del fruto, mejoran la germinación de la semilla e incrementa la clorofila y el tamaño de las hojas (Metting *et al.*, 1990)

2.3 Importancia de la clorofila y su medición

La clorofila es la molécula principal de los pigmentos fotosintéticos ya que en última instancia ella es la responsable de la transferencia de la energía luminosa a un electrón de la molécula que alcanza un estado tal de excitación que le permite abandonarla y reducir otros sistemas oxidantes para reducir al CO₂ atmosférico. La iluminación de clorofila con luz (0.400 a 0.700 μm), da lugar a la excitación de la molécula, y determina el paso de un electrón de su última capa electrónica ocupada (estado normal o fundamental), a otra capa electrónica de un nivel energético mayor. Dependiendo de la longitud de onda de la luz incidente, se alcanzan distintos niveles. El nivel 3 es el más estable, lo suficiente como para dar tiempo a la interacción de la molécula de clorofila excitada con otras moléculas. Las clorofilas presentan dos picos de absorción: uno para el azul (420 a 450 nm) y otro para la roja (625 a 690 nm).

La cantidad de radiación solar absorbida por una hoja es en gran medida una función de las concentraciones foliares de pigmentos fotosintéticos, y por lo tanto, concentraciones bajas de clorofila pueden directamente limitar el potencial fotosintético y por lo tanto la producción primaria (Curran *et al.*, 1990; Filella *et al.* 1995).

Altos contenidos de clorofila son importantes para las plantas por su efecto en la actividad fotosintética (Larcher, 1995 y Gummuluru *et al.*, 1989). La reducción en el contenido en clorofilas puede ser considerada como una respuesta de las plantas al estrés (Tenga *et al.* 1989), El estrés hídrico modifica el proceso fotosintético disminuyendo la capacidad fotosintética global, lo que provoca reducciones en la

supervivencia (Kramer y Boyer, 1995). Bajos niveles de clorofila reducen la fijación de CO₂, por lo que es importante conocer el contenido de clorofila de las plantas. (González, 2009).

La mayor parte de nitrógeno de la hoja se incorpora a la molécula de clorofila, por lo que el contenido de esta, es una medida indirecta del estado nutricional de la planta (Filella *et al.*, 1995; Moran *et al.*, 2000).

El contenido de clorofila de la hoja es uno de los parámetros más importantes relacionados con el estado fisiológico de las plantas. El contenido de clorofila tiene varias implicaciones, ya que puede ser utilizado como un índice del estado de los nutrientes (Berg y Perkins, 2004; Chang y Robinson, 2003), y la fisiología del estrés, ya que altos contenidos de carotenoides y clorofila, disminuyen el estrés durante la senescencia (Daas *et al.*, 2008;. Neufeld *et al.* 2006; Peguero-Pina *et al.* 2008).

La compañía Minolta (1989) desarrollo un dispositivo manual (SPAD-502; Soil Plant Analysis Development) para estimar el contenido de clorofila de las hojas de las plantas. Su funcionamiento se basa en la emisión de radiación a una longitud de onda de 650 y 940 nm. El contenido de clorofila afecta la transmitancia de la radiación de 650 nm, que es un indicador de la cantidad de clorofila presente en el tejido de la hoja. La longitud de onda de 940 nm se utiliza para corregir la lectura, ya que únicamente se afecta por el espesor de la hoja, pero no por el contenido de clorofila.

Estudios previos han demostrado que el medidor portátil de clorofila SPAD-502, permite realizar mediciones rápidas y precisas, sin dañar las hojas, las

mediciones están altamente correlacionadas con el contenido de nitrógeno de las hojas (Peterson *et al.*, 1993; Blackmer *et al.*, 1994; Piekielek *et al.*, 1997). La relación entre el contenido de clorofila y de nitrógeno es función de tipo de cultivo y su etapa de crecimiento (Takebe y Yoneyama, 1989; Turner y Jund, 1994).

El principio de medición para el medidor de clorofila es la transmitancia, basado en 650 nm (rojo) y 940 nm (infrarrojo) de longitud de onda, mediante la siguiente ecuación:

$$SPAD = K \log_{10} \left[\frac{IR_t / IR_0}{R_r / R_0} \right] \dots \dots \dots (1)$$

Donde:

SPAD= valor del nivel de clorofila

K = es el coeficiente de extinción del medio (clorofila de la hoja) a la radiación aplicada (650 nm)

IR_t = intensidad de la radiación que transmite la hoja a 940 nm.

IR₀ = intensidad de la luz emitida por el sensor a 940 nm.

R_r = intensidad de la radiación que transmite la hoja a 650 nm.

R₀ = intensidad de la luz emitida por el sensor a 650 nm.

Los valores SPAD se basan en el principio de que parte de la luz que llega a la hoja es absorbida por la clorofila y el resto que se refleja entra en contacto con la celda detectora del SPAD-502 y es convertida en una señal eléctrica. La cantidad de luz captada por la celda es inversamente proporcional a la cantidad de luz

utilizada por la clorofila, la señal es procesada, y la absorbancia es cuantificada en valores dimensionales que van de 0 a 199, por lo que las unidades SPAD serán siempre las mismas de acuerdo con el tono verde de las hojas (Krugh *et al.* 1994).

El contenido de clorofila y la absorción de nitrógeno se han correlacionado con las unidades SPAD en diversas condiciones ambientales como la intensidad luminosa, temperatura, humedad relativa, plagas, densidad de población, fuente de nitrógeno, etc. (Hiderman *et al.*, 1992; Piekielek y Fox, 1992).

2.4 Transferencia de electrones

A través del sistema de medición de fluorescencia de la clorofila se obtiene la tasa de transporte de electrones (ETR) en la saturación de la luz, que también se denomina la capacidad fotosintética, y se utiliza para expresar la tasa de la fotosíntesis y los rasgos fisiológicos de las hojas (Genty *et al.*, 1989).

La fluorescencia de la clorofila es una herramienta útil para estudiar los efectos del estrés ambiental sobre las plantas, ya que la fotosíntesis a menudo disminuye en las plantas en condiciones adversas, como déficit de agua, valores extremos de temperatura, deficiencia de nutrientes, contaminantes, ataque de patógenos, y otras (Lang *et al.*, 1998).

La tasa de transporte de electrones (ETR), representa la estimación del tránsito de electrones a través de la cadena de transporte fotosintético. La ETR se utiliza como un indicador de estrés de la planta y su cálculo requiere estimaciones de la relación fotosistema II (PSII) respecto al fotosistema I (PSI) y la absorbancia fotosintética específica de las hojas (Krause y Weis, 1991). La irradiación de las

hojas normalmente se mide *in situ*, mientras que la relación PSII a PSI se considera constante. En consecuencia, la evaluación precisa de la ETR mediante técnicas de fluorescencia depende de una estimación exacta de la absorptancia de las hojas. La absorptancia varía de 0.805 a 0.916 en varias especies; sin embargo, generalmente se utiliza un valor promedio de 0.84 en la mayoría de las evaluaciones de ETR (Björkman y Demmig, 1987; Mohammed *et al.* 1995; Knapp y Carter, 1998).

La fluorescencia de clorofila se ha convertido en una herramienta importante para determinar el nivel de estrés en los procesos fotosintéticos de las plantas (Krause y Weis, 1991, Schreiber y Bilger 1993), y para comparar el rendimiento fotosintético entre las especies de plantas contrastantes (Brodribb y Feild 2000, Jones *et al.* 2010).

El desarrollo de analizadores portátiles de clorofila y de rendimiento de fluorescencia se ha incrementado, la medición del rendimiento cuántico efectivo del fotosistema II (Φ_{PSII}) bajo condiciones de luz ambiental en el campo (Rascher *et al.* 2000), así como el rendimiento cuántico potencial en muestras adaptados a la oscuridad como un índice de foto inhibición (Genty *et al.*, 1989). El cálculo de la ETR requiere el conocimiento de la proporción de luz absorbida por el tejido fotosintético (α), pero muchos instrumentos están pre programados con un valor estándar de 0.84, que corresponde al promedio de 37 especies de plantas C3 (Björkman y Demmig, 1987).

La ETR, se calcula sobre la base de la eficiencia cuántica del PSII, de acuerdo con la siguiente relación (Kromkamp, *et al.*, 1998).

$$\Phi_{PSII} = \Delta F / FM' = (FM' - FS) / FM' \quad (2)$$

Donde:

FM' = Fluorescencia máxima real o efectiva

FS = Fluorescencia inicial

La ETR es una estimación de la tasa relativa de transporte de electrones. La ecuación estándar que se utiliza es la siguiente:

$$ETR = \Phi_{PSII} * \alpha * f * PAR \quad (3)$$

Donde:

ETR= Tasa de transporte de electrones ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)

Φ_{PSII} = Eficiencia cuántica o eficiencia fotoquímica del fotosistema II (Φ_{PSII})

α = Proporción de absorción de luz por el tejido fotosintético (0.84)

f= Proporción de luz transferida al sistema a cada uno de los fotosistemas (PSII y PSI), que corresponde a 0.54

PAR= radiación fotosintéticamente activa ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)

Los valores de absorción reales varían según la especie y el contenido de agua (Eichelman *et al.*, 2004). La ETR es una medida relativa muy útil cuando se comparan diferentes muestras, y una muestra individual en diferentes condiciones.

La disminución de la ETR suele ser de menor magnitud que la caída de la tasa fotosintética (Flexas, 1998), lo que sugiere que otros procesos distintos que la asimilación de CO₂ se convierten en destinos alternativos de electrones. Es decir,

la disminución del transporte de electrones con el estrés hídrico moderado no parece estar vinculada a daño, sino que sería un proceso que puede revertirse cuando la situación de estrés es superada (Lawlor, 2002).

Una posible fuente de error en la medición de la ETR es el sombreado que puede producir la fibra óptica en el sector de hoja sobre el que se realiza la medida. Los equipos de fluorescencia más usados son: PAM 2000, MINI- PAM, y el FMS-2 de Hansatech. Para evitar efecto de sombreado, estos dispositivos poseen un sistema de inserción de la fibra que forma un ángulo oblicuo respecto de la hoja. (Bilger *et al.*, 1995).

2.5 Eficiencia fotoquímica

En los últimos años las técnicas de fluorescencia han sido aplicadas a estudios sobre la eficiencia fotoquímica o rendimiento cuántico máximo del PSII (Φ_{PSII}) (Fracheboud *et al.*, 1999; Maxwell & Johnson, 2000; Rizza *et al.*, 2001). Estas técnicas se basan en inducir la emisión de fluorescencia de la Clorofila a en plantas adaptadas a la oscuridad y posteriormente iluminadas.

El cociente F_v/F_m es la proporcional a la máxima eficiencia fotoquímica primaria de las hojas del PSII, indica el rendimiento cuántico máximo del PSII, que se obtiene cuando todos los centros del PSII se encuentran abiertos (oxidados). (Demming & Adams, 1993), y es una de las variables de fluorescencia mas estudiada por numerosos autores (Björkman & Demmig, 1987), que han encontrado buenas correlaciones entre este parámetro y el estrés hídrico (Filella *et al.* 1998)

La eficiencia fotoquímica máxima se determina como la relación entre la fluorescencia variable ($F_v = F_m - F_o$) y la fluorescencia máxima (F_m), que se expresa por la siguiente fórmula. (Strasser *et al.* 2000)

$$F_v/F_m = (F_m - F_o)/F_m \quad (4)$$

Donde:

F_v/F_m = Eficiencia fotoquímica máxima o potencial, del PSII de plantas previamente oscurecidas.

F_v = Fluorescencia variable

F_m = Fluorescencia máxima o potencial.

F_o = Fluorescencia inicial.

Una parte de la energía de la luz absorbida por la clorofila dentro de la hoja se utiliza en las reacciones fotoquímicas de la fotosíntesis. Otra parte se disipa en forma de calor, o se remite como fluorescencia. Al ser esos procesos competitivos, los cambios en las tasas fotosintéticas y en la emisión de calor disipativo van a causar cambios complementarios en la emisión de fluorescencia. A temperaturas fisiológicas, prácticamente toda la emisión de fluorescencia procede de las moléculas de clorofila asociadas con el fotosistema II (PSII) (Baker y Horton, 1987), un importante componente del aparato fotosintético de las plantas. El PSII es el lugar donde se producen la fotólisis del agua y la reducción de los transportadores electrónicos fotosintéticos.

Más que los valores absolutos de emisión de fluorescencia, que dependen de una gran variedad de factores fisicoquímicos y metabólicos, son interesantes las relaciones entre ellos (Bolhar *et al.*, 1989). Gran parte de los estudios sobre emisión de luz fluorescente (F) se han centrado en la respuesta de ésta cuando la hoja es rápidamente iluminada, tras un período de adaptación a la oscuridad. Si la hoja es iluminada con luz actínica, se produce un inmediato aumento de la F hasta un nivel inicial o fluorescencia basal "F₀". F₀ se produce cuando la gran mayoría de los centros de reacción del PSII están abiertos, es decir, cuando el aceptor primario quinona A (Q_A) está oxidado. Ante una iluminación suficientemente intensa, la emisión de fluorescencia aumenta hasta un determinado nivel máximo (F_m). Ese aumento se produce en un tiempo muy corto, del orden de milisegundos, y refleja un proceso en el que el reservorio de aceptores electrónicos primarios (Q_A y Q_B) está completamente reducido. A partir de ese momento, comienza la fase lenta de la inducción de fluorescencia. Los electrones comienzan a fluir desde el aceptor primario Q_A hasta la plastoquinona (PQ). La extinción de la fluorescencia a partir de F_m ("fluorescence quenching") está asociada a dos tipos de procesos, fotoquímicos, originados por la transformación de energía en los centros de reacción del PSII, y no fotoquímicos, que representan fundamentalmente la vía de desexcitación a través de la emisión de calor. La fluorescencia variable (F_v) es la diferencia entre la fluorescencia máxima y la fluorescencia basal y está relacionada con la capacidad del PSII para reducir Q_A. F_v es máxima cuando el aceptor primario Q_A está completamente reducido. El índice F_v /F_m es proporcional a la máxima eficiencia fotoquímica potencial del fotosistema II.

La medida de la emisión de fluorescencia en hojas intactas, además de ser una técnica rápida y no intrusiva, proporciona información sobre la actividad de la cadena de transporte electrónico desde el PSII y por tanto sobre la actividad fotoquímica del fotosistema II. Se ha demostrado que el índice F_v/F_m es proporcional al rendimiento cuántico de las reacciones fotoquímicas (Björkman y Demmig, 1987). Por ello, el índice se ha convertido en un importante parámetro, fácilmente medible, y representativo del estado fisiológico del aparato fotosintético de la hoja (Krause y Weis, 1991).

En condiciones normales, la mayoría de las plantas superiores poseen un F_v/F_m óptimo cercano a 0.83 típico de plantas sanas bien hidratadas, oscilando entre 0.70 a 0.85 (Maxwell & Johnson, 2000; Rizza *et al.*, 2001). Cualquier proceso de estrés como altas o bajas temperaturas, sequía o exceso de luz se puede reflejar en una disminución de la relación F_v/F_m (Öquist, 1987). Un descenso de F_v/F_m ha sido relacionado con una caída en el rendimiento fotónico óptimo de la fotosíntesis, mientras que la recuperación de este estado se asocia con un restablecimiento de F_v/F_m (Adams *et al.*, 1990). Sin embargo, la disminución de la eficiencia fotoquímica y por tanto del índice puede deberse a dos procesos distintos, entre los que a menudo es difícil distinguir: procesos de baja regulación de la actividad del PSII, que tendría un papel de protección ante el exceso de luminosidad, y el daño sobre centros de reacción del PSII. El primer proceso es reversible y produce una disminución de F_m y F_o (Epron *et al.*, 1993). El segundo produce un aumento de F_o (Osmond *et al.*, 1993). Ambos procesos tienen incidencia en la capacidad fotosintética (Björman, 1986; Baker y Horton, 1987).

Actualmente se utilizan dos técnicas fluorométricas, una que mide la fluorescencia directa, inducida por excitación continua y otra, la fluorescencia modulada, inducida por excitación modulada. En el primer caso, la hoja se adapta previamente a la oscuridad por 10-30 minutos, posteriormente se expone a luz de 650 nm con una intensidad de alrededor de $3000 \mu\text{moles}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ durante 1-10 segundos y simultáneamente se miden y almacenan los valores de la fluorescencia emitida únicamente por la clorofila del PSII, desde los 10 μs hasta los segundos programados. Así se obtiene la cinética de emisión de fluorescencia, y los valores de algunos parámetros como F_0 , F_m , F_v , F_v/F_m (eficiencia fotoquímica del PSII). A partir de los valores registrados, se calculan otros parámetros que expresan el funcionamiento de diversos componentes del PSII (Strasser, 2000)

Para medir la fluorescencia modulada se utiliza un fluorómetro que consiste básicamente de 4 fuentes de luz cualitativa y cuantitativamente diferentes: a) luz roja modulada de baja intensidad ($2 \mu\text{moles}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, 583 nm), b) pulsos de luz actínica de alta intensidad ($5-20,000 \mu\text{moles}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), c) luz actínica blanca continua de $300-600 \mu\text{moles}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, d) luz rojo lejano ($\mu\text{moles}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, de 735 nm) y un detector de fluorescencia que registra solamente la fluorescencia emitida en la frecuencia y la fase de luz modulada. La hoja se expone a la luz modulada de baja intensidad para determinar F_0 , luego se sobrepone un pulso de luz de alta intensidad para determinar F_m . Ambos métodos pueden dar información no idéntica totalmente, pero tampoco contradictoria. En la actualidad los fluorómetros de mayor uso a nivel mundial son los de las marcas alemana (Walz) e inglesa (Hansatech). Uno de los equipos es el Fluorescence Monitoring System (FMS2,

Hansatech) para la medición de fluorescencia directa o fluorescencia modulada en plantas y algas. (González *et al.*, 2008)

2.5 Características botánicas del maíz

El maíz es una planta de porte robusto y de hábito anual; el tallo es simple, erecto, de elevada longitud alcanzando alturas de 1 a 5 m, con pocos macollos o ramificaciones, su aspecto recuerda al de una caña de azúcar por la presencia de nudos y entrenudos y su médula esponjosa. Las hojas nacen en los nudos de manera alterna a lo largo del tallo; se encuentran abrazadas al tallo mediante la vaina que envuelve el entrenudo y cubre la yema floral, de tamaño y ancho variable. Las raíces primarias son fibrosas presentando además raíces adventicias, que nacen en los primeros nudos por encima de la superficie del suelo, ambas tienen la misión de mantener a la planta erecta (Jugenheimer, 1988).

Es una planta monoica de flores unisexuales, que presenta flores masculinas y femeninas bien diferenciadas en la misma planta. La inflorescencia masculina es terminal, se conoce como panícula (o espiga) consta de un eje central o raquis y ramas laterales. A lo largo del eje central se distribuyen los pares de espiguillas de forma polística y en las ramas con arreglo dístico y cada espiguilla está protegida por dos brácteas o glumas, que a su vez contienen en forma apareada las flores estaminadas; en cada florecilla componente de la panícula hay tres estambres donde se desarrollan los granos de polen. La coloración de la panícula está en función de la tonalidad de las glumas y anteras, que pueden ser de coloración verde, amarilla, rojiza o morada. Las inflorescencias femeninas (mazorcas) se localizan en las yemas axilares de las hojas, son espigas de forma cilíndrica que

consisten de un raquis central u olote donde se insertan las espiguillas por pares, cada espiguilla con dos flores pistiladas una fértil y otra abortiva, estas flores se arreglan en hileras paralelas, las flores pistiladas tienen un ovario único con un pedicelo unido al raquis, un estilo muy largo con propiedades estigmáticas donde germina el polen. La inflorescencia femenina (mazorca) puede formar alrededor de 400 a 1000 granos arreglados en promedio de ocho a 24 hileras por mazorca; todo esto encerrado en numerosas brácteas o vainas de las hojas (totomoxtle), los estilos largos saliendo de la punta del raquis como una masa de hilo sedoso se conocen como pelo de elote; el jilote es el elote tierno. Por las características mencionadas, el maíz es una planta de polinización abierta (anemófila) propensa al cruzamiento, la gran mayoría de los granos de polen viajan de 100 a 1000 m (Reyes, 1990; Jugenheimer, 1988).

En la mazorca cada grano o semilla es un fruto independiente llamado cariósipide que está insertado en el raquis cilíndrico u olote; la cantidad de grano producido por mazorca está limitada por el número de granos por hilera y de hileras por mazorca. Como cualquier otro cereal, las estructuras que constituyen el grano del maíz (pericarpio, endospermo y embrión) le confieren propiedades físicas y químicas (color, textura, tamaño, etc.) que han sido importantes en la selección del grano como alimento. (Kato *et al.*, 2009)

Raíz

La raíz primaria o sea la que se desarrolla en la germinación de la semilla tiene corta duración. Todo el sistema radical de la planta adulta es adventicio y en la

mayoría de los cultivares brota de la corona, un cuerpo cónico, con el ápice hacia inferior, formado entre seis y diez entrenudos cortos. (León, 1987)

Las raíces adventicias son cilíndricas con la cofia bien marcada, seguida hacia arriba por una zona de formación activa de tejidos; esta zona es la que produce las nuevas que incrementan la longitud de la raíz. (León, 1987)

Hojas

Crece en la parte superior de los nudos, en forma dística (disposición de las hojas en dos hileras, en un solo plano y a ambos lados de un eje) o alternada. Son hojas anchas, planas y largas, que se abrazan al tallo mediante estructuras llamadas vainas (Bejarano, 2000).

Tallo

La planta de maíz posee un tallo simple dominante con nudos compactos que está formado por tres partes: 1) La epidermis. Es la cubierta exterior protectora del tallo. 2) El tejido parenquimatoso. Constituye la porción encerrada dentro del anillo epidérmico. 3) Los haces vasculares. Conforman el sistema conductor de la planta (Bejarano, 2000).

El tallo central del maíz es un eje formado de nudos y entrenudos, cuyo número y longitud varía considerablemente. La parte inferior y subterráneo del tallo, la tiene entrenudos muy cortos, de los que salen las raíces principales y los brotes laterales. Tiene una zona de crecimiento activo situado en la parte del entrenudo, de menos de 0.5 mm de ancho, en la que se produce tejidos y donde existe elongación. El tallo de maíz puede incrementar a longitud durante el período de

crecimiento, pues cada entrenudo tiene un área activa de producción y elongación de tejidos (León, 1987).

La mazorca o inflorescencia femenina.

Es el término de una o más ramas laterales que usualmente nacen después de la mitad superior del tallo principal. Debido a la condensación de los nudos de estas ramas, las vainas que se originan en cada nudo están muy bien superpuestas y firmemente envueltas en torno a la mazorca, evitando la dispersión de los granos (Bejarano, 2000).

El grano de maíz está formado por tres partes: 1) Pericardio. Es la cubierta seminal del grano o capa fibrosa, es decir, recubre la semilla en su totalidad (endospermo y germen). Contiene niveles elevados de fibra cruda: 87% (principalmente hemicelulosa). 2) Endospermo. Es la masa principal; contiene niveles elevados de almidón (87%) y 8% de proteínas. 3) Germen. Es la parte interna del grano; tiene un contenido de grasa cruda de 33% y 20% de proteínas. Sus grasas contienen niveles bajos de ácidos grasos saturados y niveles elevados de ácidos grasos poli insaturados; además, proporciona cerca del 78% de todos los minerales del grano, siendo el fósforo el que predomina. (Roma, 1993; Jaffé, 2002).

2.6 Importancia social y económica del cultivo de maíz

El maíz (*Zea mays* L.) es uno de los principales cereales cultivados para alimentación humana y animal en muchos países (Zarkadas *et al.*, 1995), siendo de gran importancia económica a nivel mundial. Globalmente, el maíz se cultiva en

más de 140 millones de hectáreas, con una producción anual de más de 580 millones de toneladas, por lo que actualmente el maíz es el segundo cultivo más producido del mundo, después del trigo, mientras que el arroz ocupa el tercer lugar (Bressani, 1991; FAO, 1993). El maíz es de gran importancia económica a nivel mundial ya sea como alimento humano, como alimento para el ganado o como fuente de un gran número de productos industriales (FAO, 2001). Como alimento, se puede utilizar todo grano, maduro o no, o bien se puede elaborar con técnicas de molienda en seco para obtener un número relativamente amplio de productos intermedios, como por ejemplo sémola de partículas de diferentes tamaños, que a la vez tiene un gran número de aplicaciones en una amplia variedad de alimentos. También puede producirse almidón, aceite, proteínas, bebidas alcohólicas, y desde hace poco, combustible (FAO, 1993) Es el primer cereal en rendimiento de grano por hectárea y es el segundo, después del trigo, en producción total. El cuadro 1 muestra datos importantes sobre la producción, superficie sembrada y rendimientos de maíz a nivel mundial. Marzo 2012. (Crotista, 2012).

Cuadro 1. Superficie, rendimiento y producción mundial de maíz. Marzo 2012.

País/Región	Area (Millon Ha.)			Rendimiento promedio (Ton/ha)			Producción (Milon Ton)			Var. Producción Estimada	
	2009/10	2010/11 Prelim.	2011/12 Proyec.	2009/10	2010/11 Prelim.	2011/12 Proyec.	2009/10	2010/11 Prelim.	2011/12 Proyec.	Último Año MM Ton.	%
Mundo	157.74	163.36	169.29	5.19	5.08	5.11	819.23	829.24	864.96	35.72	4.31
EE.UU.	32.17	32.96	33.99	10.34	9.59	9.24	332.55	316.17	313.92	-2.25	-0.71
China	31.18	32.50	33.40	5.26	5.45	5.74	163.97	177.25	191.75	14.51	8.18
Sudamérica											
Brasil	12.93	13.80	15.30	4.34	4.17	4.05	56.10	57.50	62.00	4.50	7.83
Argentina	2.75	3.80	3.60	8.47	6.25	6.11	23.30	23.75	22.00	-1.75	-7.37
México	6.28	7.00	6.65	3.24	3.02	3.08	20.37	21.13	20.50	-0.63	-2.98
EU-27	7.98	8.78	6.87	6.99	7.35	56.95	55.80	64.52	0.00	15.64	0.00
Francia	1.68	1.53	1.57	9.10	9.00	9.94	15.29	13.79	15.60	1.81	13.13
Italia	0.93	0.92	1.00	9.30	9.60	9.84	8.65	8.78	9.79	1.01	11.50
Hungría	1.18	1.07	1.20	6.36	6.55	6.75	7.50	7.00	8.10	1.10	15.71
Rumania	2.35	2.25	2.55	3.19	3.87	4.00	7.50	8.70	10.20	1.50	17.24
Polonia	0.27	0.30	0.34	6.23	5.72	6.18	1.71	1.72	2.10	0.39	22.45
India	8.33	8.60	8.70	2.01	2.53	2.47	16.72	21.73	21.50	-0.23	-1.06
Canadá	1.14	1.20	1.20	8.37	9.74	8.92	9.56	11.71	10.70	-1.01	-8.66
Indonesia	3.06	2.85	3.15	2.25	2.39	2.57	6.90	6.80	8.10	1.30	19.12
Ucrania	2.09	2.65	3.50	5.02	4.50	6.43	10.49	11.92	22.50	10.58	88.77
Serbia	1.20	1.23	1.26	5.33	5.53	4.97	6.40	6.80	6.27	-0.53	-7.84
Egipto	0.84	0.85	0.52	7.48	7.65	7.31	6.28	6.50	3.80	-2.70	-41.54
Filipinas	2.52	2.63	2.68	2.47	2.76	2.67	6.23	7.27	7.14	-0.13	-1.80
Vietnam	1.13	1.20	1.25	4.09	4.17	4.32	4.61	5.00	5.40	0.40	8.00
Tailandia	1.00	0.98	1.00	4.10	4.08	4.15	4.10	4.00	4.15	0.15	3.75
Rusia	1.37	1.42	1.74	2.90	2,17	3,83	3.96	3.08	6,68	3.61	117.24
África											
Sudáfrica	3.26	2.86	3.20	4.11	3,82	3,75	13.42	10.92	12,00	1.08	9.85
Nigeria	4.90	4.90	4.90	1.83	1,91	1,78	8.95	9.34	8.70	-0.64	-6.85
Etiopia	2.00	2.00	2.00	1.95	2,40	2,20	3.90	4.80	4.40	-0.40	-8.33
Zimbabwe	1.10	1.35	1.60	0.59	0,74	0,88	0.65	1.00	1.40	0.40	40.00
Turquía	0.50	0.49	0.45	8.00	7,35	8,00	4.00	3.60	3.60	0.00	0.00
Otros	29.71	30.11	30.42	2.01	2,10	2,10	59.82	63.18	63.93	0.75	1.18

FUENTE: WASDE. USDA.

En el período 2000 a 2002 cerca de 600 millones de toneladas de maíz se producen en el mundo en 139 millones de hectáreas, de las cuales 70 por ciento de esta área se encuentra en los países en desarrollo, pero sólo el 50 por ciento

de la producción mundial de maíz se cosecha allí. Las diferencias en el rendimiento se deben principalmente a factores ambientales, tecnológicos, económicos y organizativos. En los países más desarrollados el clima es templado, del mismo modo que utilizan los insumos suficientes y de un sistema mecanizado y para la producción de maíz. (FAO, 2003).

Como información complementaria, la producción promedio en toneladas por hectáreas para los países industrializados es de 7.9, en contraste con los países en desarrollo es sólo el 2.5. El cuadro 2 muestra los 20 mayores países productores de maíz que representan el 86 por ciento de la producción mundial y el 77 por ciento de la superficie total de maíz durante los años 2012, como se muestra a continuación (Crotista, 2012).

Cuadro 2. Los 20 principales países con mayor producción de Maíz en 2011

País	Superficie (millón ha)	Rendimiento (t/ha)	Producción (millón. t)
EE.UU.	32.96	9.59	316.17
China	32.45	5.33	173
EU - 27	7.99	6.94	55.47
Brasil	13.3	4.14	55
Argentina	3.2	6.88	22
México	7	2.99	20.9
India	8.55	2.4	20.5
Francia	1.53	8.9	13.62
Sudáfrica	2.9	4.14	12
Ucrania	2.65	4.5	11.92
Canadá	1.2	9.74	11.71

Italia	0.92	9.6	8.78
Rumania	2.25	3.87	8.7
Nigeria	4.9	1.78	8.7
Filipinas	2.65	2.75	7.28
Hungría	1.07	6.55	7
Serbia	1.23	5.53	6.8
Indonesia	3	2.25	6.75
Egipto	0.85	7.65	6.5
Vietnam	1.2	4.17	5

FUENTE: **WASDE. USDA**

Debido a su distribución en todo el mundo y el precio relativo menor al de otros cereales, el maíz tiene usos más amplios que cualquier otro cereal. En muchos países en desarrollo el maíz es un alimento básico importante y el per cápita de consumo es muy alto. El maíz puede ser procesado en los diferentes productos a nivel tradicional, así como a escala industrial. Además, aunque los productos derivados del maíz en los países en desarrollo se obtienen por métodos tradicionales de tratamiento, la mayor parte alta de la demanda de proceso industrial se produce en los países desarrollados. No obstante, los cambios importantes en la actualidad se están produciendo en todos los países en desarrollo en el proceso de maíz para usos principales. Por ejemplo, hay una tendencia a adoptar un equipo sencillo y máquinas de tratamiento durante la fase de post-cosecha para operaciones tales como , limpieza, clasificación, molienda en seco y mojado, etc Estas tecnologías son de especial interés para los países

en desarrollo, donde la mayor parte de el maíz es producido por pequeños y medianos productores y es para el consumo humano directo. (FAO, 2003)

Por otro lado, un gran número de variedades de maíz para consumo humano directo están disponibles, incluyendo las variedades locales y nuevas, que son cultivados por los agricultores comerciales y de subsistencia. Los consumidores pueden elegir el tipo de maíz para preparar los productos alimenticios más aceptables en un área dada. Los productos tradicionales o comerciales de maíz se basan en las propiedades del endospermo de los parámetros de cereales y otros tales como las propiedades fisicoquímicas, organolépticas y reológicas. Por fortuna, estas propiedades pueden podría ser modificado por la reproducción o la aplicación de otros prácticas agronómicas y procesamiento.(FAO, 2003)

Algunas de las ventajas especiales del maíz al lado de la distribución mundial amplia, su precio más bajo, el tipo de variedad de granos y las propiedades biológicas e industriales que hacen que el maíz, un producto adecuado para su utilización. El maíz tiene una gama muy amplia de aplicaciones que cualquier otro cereal. Se puede utilizar como alimento básico para el consumo humano, piensos para animales y para muchos usos industriales. La tasa más alta de suministro per cápita de maíz se produce en los países donde la mayor parte del grano es para alimentar a los animales, o cuando el maíz representa el alimento básico preferido, como se muestra en el cuadro 3. (FAO, 2003)

Cuadro 3. Los países con tasas más altas de maíz en suministro por habitante (kg / año), promedio en 2002.

África		Asia		América Latina		Europa	
Lesotho	148.6	Georgia	69.7	México	129.4	Bosnia.	115.2
Malawi	134	Nepal	43.5	El salvador	100	Moldova	93.4
Zambia	131.8	North Korea	42.81	Guatemala	88.3	Romania	37.5
Zimbabwe	123.7	Indonesia	34.2	Honduras	78.5	Macedonia	27.9
Kenya	85.7	Brunei	19.8	Paraguay	51.5	Slovenia	21.5
Swaziland	75.4	China	19.2	Nicaragua	51	Ireland	16.9
Tanzania	68.4	Laos	18.4	Venezuela	48.5	Yugoslavia	14.7
Cape Verde	66.5	South Korea	18	Bolivia	47.7	France	12.7
Namibia	65.7	Turkey	16.1	Colombia	39.1	Austria	11.7
Togo	64.6	Pakistan	7.1	Panamá	29.5	Croatia	11.5
Benin	66.5	Thailand	6.4	Haití	26.1	Ukraine	8.5
Mozambique	65.7	Viet Nam	6.1	Uruguay	25.9	Portugal	7.5

Source: FAOSTAT 2002.

Del total de maíz cultivada en el mundo durante el año 2000, alrededor del 65 por ciento es alimento para ganado, el 19 por ciento se destina al consumo humano directo, un 8 por ciento como procesado, un 4 por ciento de los residuos, 3 por ciento de otros usos y 1 por ciento como semilla. El maíz como alimento humano se consume directamente en cantidades más altas de la mitad de su producción, se encuentra en los países de América del Sur, México, América Central y el Caribe, África y Asia meridional y sudoriental. El grano de maíz para el consumo humano en estas regiones utiliza principalmente variedades de maíz blanco en

vez de maíz amarillo. De hecho, el maíz, por lo menos el 15 por ciento del total de calorías la ingesta diaria en 28 países en desarrollo, casi todos ellos en África y América Latina, como se muestra en el cuadro 4. (FAO, 2003)

Cuadro 4: Países en los que el maíz representan más del 15 por ciento de la ingesta total de calorías, año 2000. (FAO, 2003).

País	Calorías de maíz en (%) de la dieta total
Lesotho	56
Malawi	48
Zambia	47
Zimbabwe	40
South Africa	38
Bosnia Herzegovina	33
México	32
Namibia	30
Kenya	29
El Salvador	29
Swaziland	26
Tazania	26
Guatemala	25
Cape Verde	25
Egypt	23
Cameroon	22
Botswana	22
Honduras	21
Nicaragua	15

El maíz tiene un gran impacto en la economía de los países desarrollados y los países en desarrollo. Por ejemplo, en EE.UU. el maíz predomina la agricultura, con una producción más del doble que cualquier otro cultivo. El simple grano de maíz en EE.UU. se abre paso en la vida como productos comestibles y no comestibles, como el caucho, plásticos, combustibles, prendas de vestir, los aditivos alimentarios y muchos otros. Sólo por mencionar un ejemplo acerca de la utilidad de maíz (maíz amarillo de la mayoría de EE.UU.), una planta producen un promedio de 800 granos por mazorca. Asimismo, para producir 100 Kg de maíz, 364 mazorcas son necesarios de los cuales puede producir aproximadamente (FAO, 2003).

Es conveniente destacar que los agricultores pobres y de subsistencia cultivan principalmente maíz blanco en el sistema de cultivo mixto, que es muy recomendable, especialmente si el cultivo es complementario de las leguminosas. En algunas zonas de América Latina e incluso África, donde el maíz es la principal fuente de ingesta de calórica, mezclado de la cosecha de leguminosas con el maíz es muy deseable, ya que las leguminosas como el frijol y otras leguminosas fijadoras de nitrógeno, ayudan a prevenir el agotamiento del nitrógeno contenido en el suelo, porque las leguminosas son en general de fijador de nitrógeno. Por lo tanto, es importante nombrar que debido a que el maíz blanco es un alimento importante en esos países e incluso, se puede suministrar el mínimo de los requerimientos diarios de calorías de una persona (FAO, 2003).

2.7 Efecto de los fertilizantes derivados de alga marinas en el contenido de clorofila de cultivos

En estudios previos se ha encontrado que los extractos de algas marinas contienen cantidades significativas de citoquininas, auxinas y betaínas, que aumentan la concentración de clorofila en las hojas (Schwab y Raab, 2004)

Whapham *et al.* (1993), observó que al aplicar algas marinas (*Ascophyllum nodosum*) aumentó la clorofila de las plántulas de pepino y las plantas de tomate. Asimismo, extracto de algas marinas mejorando la clorofila de las hojas de las plantas (Blunden *et al.*, 1996). Thirumaran *et al.* (2009) sobre *Cyamopsis tetragonoloba* indicó que extracto de algas marinas aumentó pigmentos fotosintético como la clorofila a, b, clorofila total y carotenoides.

La aplicación de extractos de algas marinas en los cultivo aumenta el contenido de clorofila en las hojas. El nivel de clorofila depende del nivel de betaínas de los extracto de las algas marinas (Blunden *et al.*, 1996).

Whapham *et al.* 1993 informo que extractos de algas marinas, preparado por extracción de *Ascophyllum nodosum* (L.) Le Jol., Aplicado al suelo o al follaje de las plantas de tomate, después de 34 días han demostrado que el contenido de clorofila y la capacidad fotosintética son más altos en plantas tratadas, dando así una ventaja definitiva las plantas tratadas sobre las no tratadas. El posible papel de las betaínas en la producción de este resultado fue considerado el efecto sobre

el contenido de clorofila se investigó mediante un procedimiento de bioensayo de pepino ideado para citoquininas (Fletcher, 1982).

El extracto de algas marinas ha demostrado aumentar la clorofila en los niveles de los cotiledones de pepino. Las betaínas en el extracto de algas marinas, en las pruebas por separado también demuestra que se produce de manera significativa las concentraciones de clorofila en la mejora de cotiledones. Se concluyó que los efectos de los niveles de clorofila mejora y eso se debe, al menos en parte, a las betaínas que contiene los extractos algas marinas (Whapham *et al.*, 1993).

Estudios han demostrado que la aplicación foliar de extractos de algas marinas en las plantas de tomate y el trigo tenían contenidos significativamente más altos de clorofila de la hoja en las plantas tratadas. Los efectos en el contenido de clorofila de hojas producidas por el uso de algas extractos se deben a las betaínas contenidos en ellos. (Blunden *et al.*, 1996).

III.- MATERIALES Y METODOS

3.1 Ubicación del sitio de estudio

El estudio se realizó durante el ciclo verano-otoño del año 2011, en el Rancho “Ampuero” en Torreón Coahuila, México. La Figura 1, muestra una imagen satelital del sitio donde se desarrollo el trabajo. Las coordenadas geográficas del lugar son 25° 27' longitud norte y 103° 22' a una altitud de 1137 msnm



Figura 1. Imagen satelital del Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.

3.2 Propiedades físicas y químicas del suelo del lote experimental

Se determinó el PH, densidad aparente, conductividad eléctrica, contenido de materia orgánica y textura del estrato de 0 a 30 cm de profundidad (Cuadro 1). Los resultados del análisis indicaron que es un suelo con bajo contenido de materia orgánica (MO), ligeramente alcalino y de intensa salinidad.

Las características físicas que se evaluaron fueron: Densidad aparente (Da), Matrería Orgánica (MO) y Textura del suelo.

Dentro de las características químicas analizadas están: pH y conductividad eléctrica (CE).

El análisis físico - químico, del suelo se realizó en la “Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro” Saltillo Coahuila, en el laboratorio del Departamento de Agrícola y Ambiental. Es importante conocer algunas propiedades físicas y químicas del suelo para que el crecimiento de las plantas no se vea afectado por los factores ajenos a la salinidad.

El cuadro 5. Presenta las principales propiedades físicas y químicas del suelo del área de trabajo de la investigación.

Cuadro 5. Valores de PH, densidad aparente (Da), Conductividad eléctrica (CE), contenido de materia orgánica, y textura del suelo del estrato de 0 a 30 cm de profundidad del sitio del estudio.

Ph	Da (g/cm³)	CE (ds/m)	MO (%)	Textura de suelo
8.5	1.31	1.48	1.59	migajón arcillo-arenoso

3.3 Híbrido utilizado

Se utilizó el híbrido HT 7887, desarrollado por la productora de semillas ABT de México (AgriBioTech México), que corresponde a un maíz forrajero amarillo con alto rendimiento. Este híbrido presenta las siguientes características:

Ciclo: primavera – verano.

Altura de planta: 250 a 270 cm.

Madurez: precoz intermedio.

Sobresaliente en rendimiento de forraje con buena calidad.

Es una planta de porte medio que puede tolerar 110,000 plantas por ha.

Áreas de adaptación: norte y centro de México.

3.4 Manejo agronómico del cultivo

La siembra se realizó el 30 de junio del 2011. Las semillas se depositaron en surcos separados a 0.75 m y 0.13 m entre semillas, para una densidad de siembra de 102 564 plantas/ha. Se establecieron dos melgas de 10 metros de ancho por 250 metros de largo (2 500 m²). El riego de pre siembra se aplicó el 15 de mayo. Posteriormente se aplicaron tres riegos de una lamina promedio de 17 cm y un intervalo entre riegos de aproximadamente 30 días, utilizando sifones para la derivación del agua del canal a las parcelas. El gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) se controló con dos aplicaciones de Palgus (125 mL/ha), Latigo (1.25 L/ha) y premagram (1.25 L/ha) a los 15 y 28 días después de siembra

3.5 Tratamientos evaluados y diseño estadístico

En una de las melgas descritas anteriormente se aplicó el producto Algaenzims, que es un potenciador orgánico elaborado a base de macro y micro algas marinas, que conserva todos los elementos y sustancias sin perder sus atributos por lo que las enzimas sintetizadas por las algas permanecen activas (vivas) aun dentro del producto envasado. La aplicación se realizó en el riego de pre siembra a una dosis de 1 L/ha. Posteriormente, a las plantas de la misma melga se les aplico (vía foliar) 0.5 L/ha del producto AlZinc^B, que es un biofertilizante de aplicación foliar que contiene reguladores de crecimiento de origen marino como auxinas, gibberalinas y citocininas, además de elementos nutricionales como el zinc y boro, los cuales participan como cofactores enzimáticos en una gran cantidad de procesos metabólicos que a la vez operan conjuntamente entre sí mejorando los procesos de floración, y 1.0 L/ha del producto AlFe⁶ que es un biofertilizante, que se elabora con algas marinas y contiene 6% de hierro y 3% de manganeso. Las aplicaciones se realizaron a los 41 días después de la siembra. La otra melga se manejo como testigo (sin aplicaciones de fertilización orgánica).

Se utilizó un diseño estadístico completamente al azar con dos tratamientos (con y sin aplicación de fertilizantes orgánicos) y 10 repeticiones, donde una planta representó la unidad experimental. Las plantas en cada melga (10) se seleccionaron de la parte central de las mismas, de condiciones promedio igual a las de las plantas de cada melga. La comparación de media se realizó con la prueba de Duncan ($\alpha \leq 0.05$)

3.6 Contenido relativo de clorofila

Para evaluar el efecto de las aplicaciones de los biofertilizantes, en el contenido de clorofila de las plantas, se utilizó el sensor SPAD 502 (Minolta Corporation), que mide la concentración relativa de clorofila por medio de la luz transmitida a través de la hoja a una longitud de onda de 650 y 940 nm. Este sensor, estima en forma instantánea el contenido relativo de clorofila (adimensional, en un rango de 0 a 199) en las hojas, sin destruir el tejido, de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$SPAD = K \log_{10} \left[\frac{IR_t/IR_0}{R_r/R_0} \right] \quad (5)$$

Donde:

SPAD= valor del nivel de clorofila

K = es el coeficiente de extinción del medio (clorofila de la hoja) a la radiación aplicada (650 nm)

IR_t = intensidad de la radiación que transmite la hoja a 940 nm.

IR_0 = intensidad de la luz emitida por el sensor a 940 nm.

R_r = intensidad de la radiación que transmite la hoja a 650 nm.

R_0 = intensidad de la luz emitida por el sensor a 650 nm.

Las mediciones se realizaron en 10 plantas de la parte central de cada melga. Se realizaron 8 mediciones distribuidas a lo largo de la tercer hoja/planta (en cuatro puntos de cada lado) en cada una de las dos melgas. Los datos se obtuvieron de la parte media entre la base y el ápice. Los registros se efectuaron a los 36 y 71 días después de la siembra.



Figura 2. Determinación del contenido de clorofila en las hojas con el sensor SPAD 502 (Minolta Corporation) en plantas de maíz.

3.7 Tasa de transferencia de electrones (ETR)

La tasa de transferencia de electrones (ETR) es un indicador de la fluorescencia de la clorofila, que se utiliza para expresar la tasa de fotosíntesis y los rasgos fisiológicos de las hojas. A medida que aumenta la tasa de transferencia de electrones, aumenta la tasa de fotosíntesis. Niveles bajos de ETR pueden indicar que la planta está bajo condiciones de algún tipo de estrés que limita la tasa de fotosíntesis. Los valores relativos ETR son indicativos para las mediciones del grado de estrés cuando se comparan una planta con otra, siempre y cuando dicha

comparación se realice bajo las mismas condiciones de luz. Las características de absorción de la luz por la hoja pueden variar según el grado de estrés hídrico, salino u otros factores (Baker, 2008)

La ETR se obtiene con la siguiente ecuación:

$$ETR = \Phi_{PSII} * \alpha * f * PAR \quad (5)$$

Donde:

ETR= Tasa de transporte de electrones ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)

Φ_{PSII} = Eficiencia cuántica del fotosistema II

α = Proporción de absorción de luz por el tejido fotosintético (0.84)

f= Proporción de luz transferida al sistema a cada uno de los fotosistemas (PSII y PSI), que corresponde a 0.54

La eficiencia cuántica del fotosistema II se obtiene con la siguiente ecuación:

$$\Phi_{PSII} = \Delta F / FM' = (FM' - F) / FM' \quad (6)$$

Donde:

FM' = Fluorescencia máxima real o efectiva

F = Fluorescencia inicial

El efecto de las aplicaciones de biofertilizantes en la tasa de transferencia de electrones se determinó con un fluorómetro portátil de pulso modulado modelo FMS 2, (Hansatech Instruments). Se tomaron 8 mediciones por hoja/planta en cada una de las dos melgas. Los datos se obtuvieron a los 71 días después de siembra

3.8 Altura de planta

La altura de la planta se estableció como la distancia desde la superficie del suelo hasta el último nudo del tallo de la planta. Las lecturas se tomaron en veinte plantas al azar diez por cada tratamiento. Las mediciones se realizaron a los 71 y 99 días después de la siembra.

3.9 Diámetro del tallo

El diámetro del tallo de las plantas se midió a cinco cm de la superficie del suelo con un Bernier digital surtek (Electronic digital caliper 122200), Para lo cual se tomaron lecturas de veinte plantas al azar diez por cada tratamiento. Los datos se obtuvieron a los 99 días después de siembra.

3.10 Peso seco de la planta

El peso seco de la planta se determinó a los 99 días después de la siembra. Para esto, obtuvieron al azar 10 plantas por tratamiento. El peso seco de la planta se obtuvo con base al contenido relativo de agua, de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$PS = PF \cdot (1 - CRA) \quad (7)$$

Donde, PS es el peso seco de la planta, PF es el peso fresco y CRA es el contenido relativo de agua.

El CRA se obtuvo con la siguiente ecuación:

$$CRA = (PF - PS) / PF \quad (8)$$

El peso seco de las plantas se obtuvo extrayendo el agua de las plantas en un cuarto de secado a una temperatura de 70 °C durante 24 hrs.

IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Contenido relativo de clorofila

Se observó que la aplicación de biofertilizantes desarrollados a base de algas marinas, tuvieron un efecto significativo ($\alpha \leq 0.05$) en el contenido de clorofila de las hojas de las plantas (Figura 4). Estudios previos han mostrado que los extractos de algas marinas contienen cantidades significativas de citoquininas, auxinas y betaínas, que al aplicarse a los cultivos aumentan la concentración de clorofila en las hojas (Schwab y Raab, 2004) Similarmente, Whapham *et al.* (1993), observaron que la aplicación de algas marinas (*Ascophyllum nodosum*) aumentó el contenido de clorofila de plántulas de pepino y tomate. De igual forma Blunden *et al.* (1996), demostraron que la aplicación al suelo de extractos de algas marinas resulto en una mayor concentración de clorofila en las hojas de plantas de tomate, frijol, trigo, tomate y maíz, con relación a las plantas sin la aplicación de algas marinas.

A los 36 días después de siembra, las hojas de las plantas tratadas con los biofertilizantes tuvieron un 8 % más de clorofila que las hojas de las plantas sin tratamiento. A los 71 días después de siembra, la diferencia aumentó a 15%.(Figura 4).

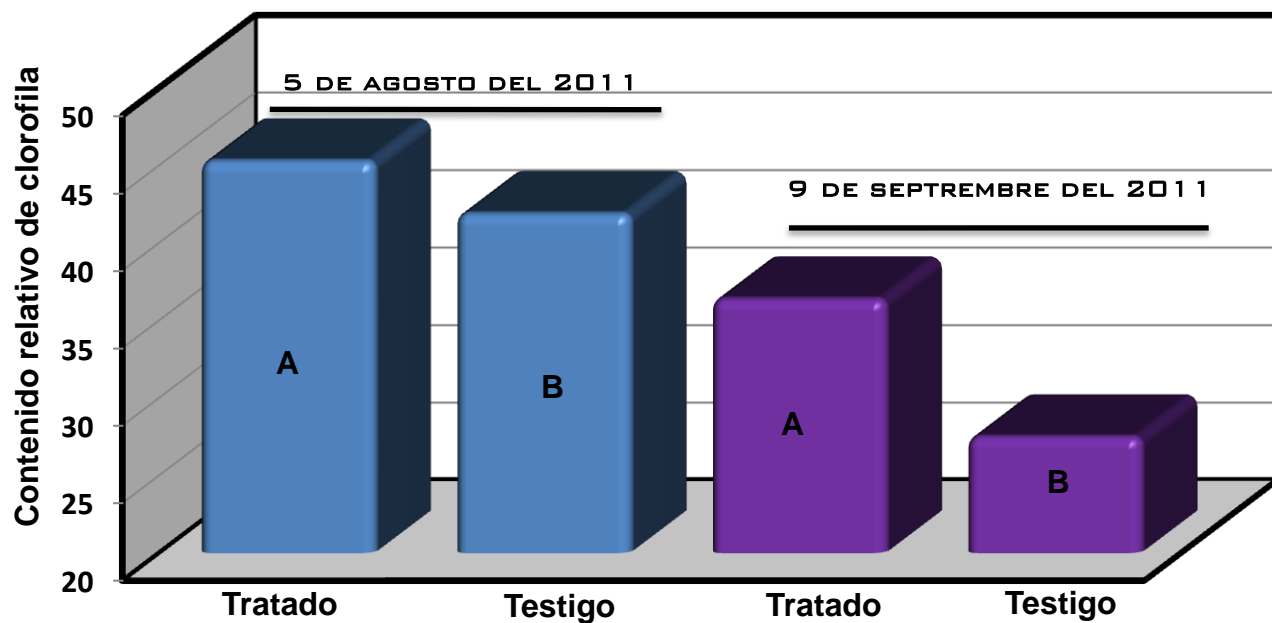


Figura 3. Contenido relativo de clorofila en hojas de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS^{MR}, ALZinc^B y ALfe⁶) y en plantas testigo (sin aplicaciones), observada en dos fechas de muestreo. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.

4.2 Tasa de transferencia de electrones

Se observó que la aplicación de biofertilizantes desarrollados a base de algas marinas, tuvieron un efecto significativo ($\alpha \leq 0.05$) en la tasa de transferencia de electrones (ETR) de las plantas (Figura 5). A los 71 días después de siembra, la ETR en las hojas de las plantas fue 10% mayor que en las plantas sin aplicación de biofertilizantes (Figura 5). Este resultado también indica que el grado de estrés en las plantas tratadas fue menor, ya que la tasa de transporte de electrones se usa como un indicador del grado de estrés de las plantas (Krause y Weis, 1991), esto se debe a que la aplicación de extractos de algas marinas proporcionan a las plantas hormonas vegetales como auxinas y giberelinas y citoquininas, que disminuyen el grado de estrés de las plantas (Goatly y Schmidt, 1990; Wajahatullah *et al.*, 2009). Nabati *et al.* (1994) reportaron una mayor tolerancia al estrés por salinidad del pasto azul de Kentucky (*Poa pratensis*) en respuesta a la aplicación de extracto de algas marinas.

El efecto de la aplicación de extractos de algas marinas se ha observado en otros cultivos. Por ejemplo, Nahed *et al.* (2011) reportaron que la aplicación de extracto de algas marinas (*Ascophyllum nodosum*) en plantas de amaranto (*Amaranthus tricolor* L.) reduce el estrés por salinidad y aumenta la longitud y diámetro del tallo, longitud de la raíz, el número de hojas, y el peso seco de hojas, tallos y raíces. Mientras que Spann y Little (2011). Encontraron que la aplicación de extractos de algas marinas (*Ascophyllum nodosum*) al suelo o en forma foliar a plantas de Naranja (*Citrus sinensis* L.) mejora la tolerancia al estrés hídrico, ya que las plantas tratadas y que fueron sometidas a un estrés hídrico equivalente a

un suministro de riego del 50% de la tasa de evapotranspiración máxima, tuvieron mayor crecimiento que las plantas sin estrés y sin aplicación del extracto de alga enzimas.

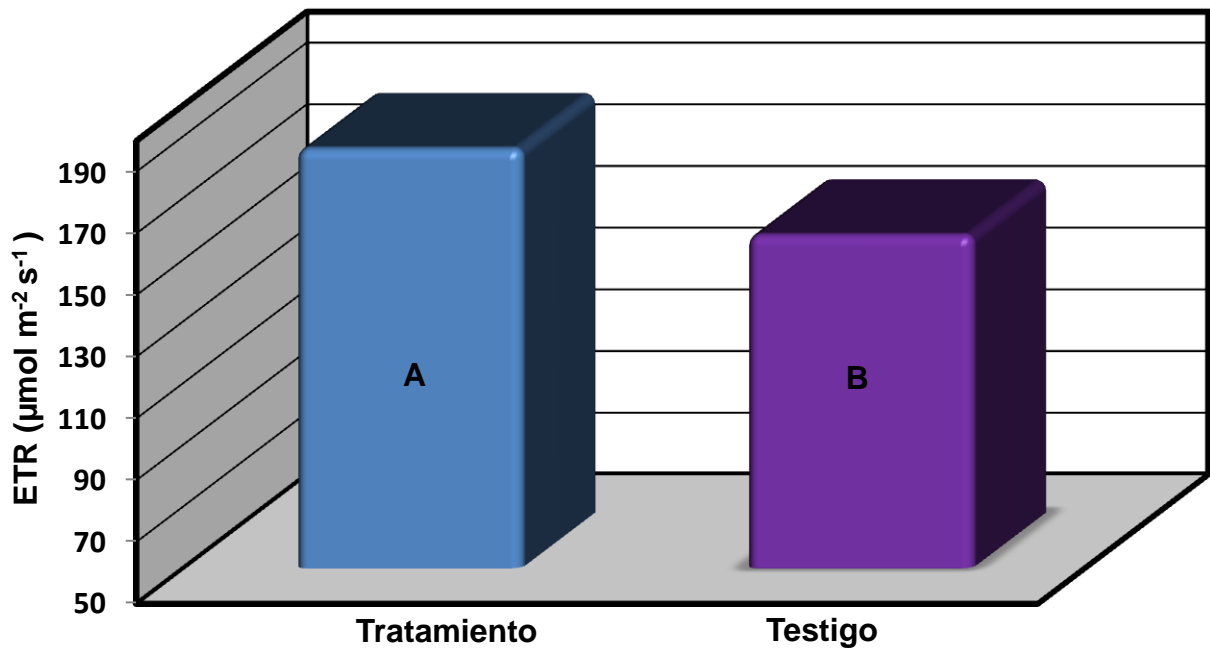


Figura 4. Tasa de transferencia de electrones (ETR) en hojas de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS^{MR}, ALZinc^B y ALfe⁶) y en plantas testigo (sin aplicaciones), observada el 9 de septiembre de 2011 (71 días después de siembra). Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.

4.3 Altura de la planta

Se observó efecto con la aplicación de biofertilizantes desarrollados a base de algas marinas, se tuvieron plantas de mayor altura ($P < 0,05$) (Figura 6). A los 71 días después de siembra, las plantas tratadas con biofertilizantes fueron 13 % más altas que las plantas sin tratamiento. A los 99 días después de siembra, la diferencia de altura fue de 8% (Figura 6).

Crouch y Van Staden, (1993). Observaron que la aplicación de de algas marinas (*Ecklonia maxima*) incrementó el crecimiento de las plántulas de tomate, indicando que este resultado se debió a que las algas marinas son una fuente natural de auxinas y citoquininas que son un grupo de biorreguladores del crecimiento de planta. Similarmente Zodape *et al.* (2011), observaron que la aplicación de algas marina (*Kappaphycus alvarezii*) vía foliar (al 5.0%), incrementó un 34% la altura de planta y un 45% la longitud de raíz en plantas de tomate. Resultados similares han sido reportados en plantas de frijol (*Phaseolous vulgaris*), donde la aplicación de algas marinas (*Sargassum wightii* y *Caulerpa chemnitzia*) aumento en crecimiento de las plántulas (Sivasankari *et al.* 2006).

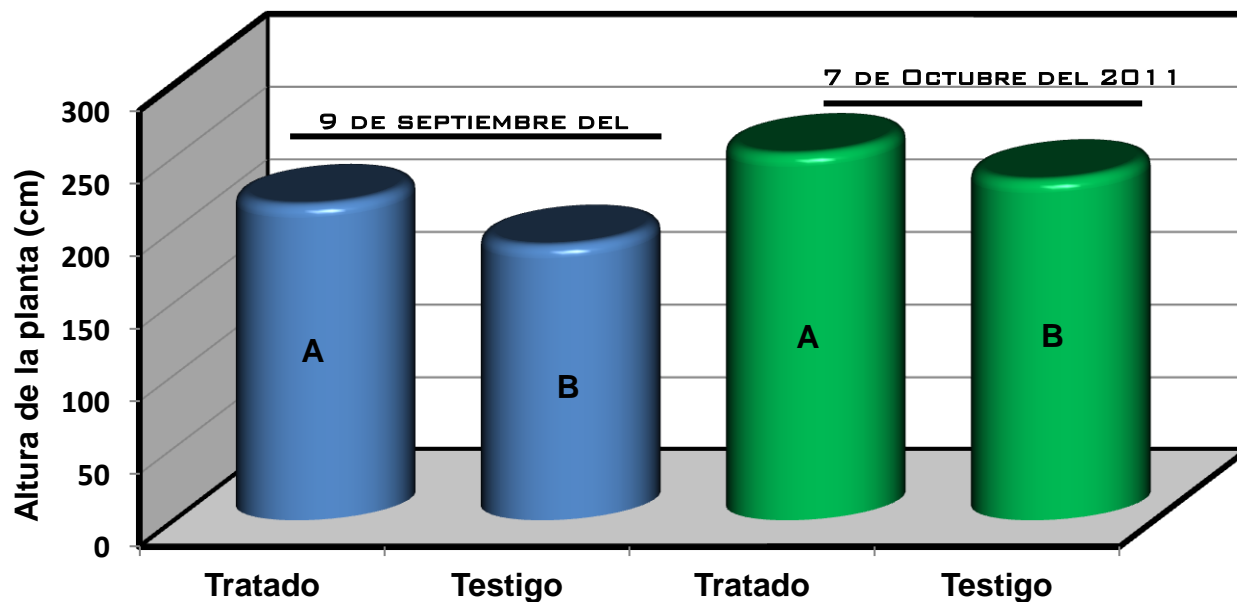


Figura 5. Altura de plantas de maíz tratadas con biofertilizantes (ALGAENZIMS^{MR}, ALZinc^B y ALfe⁶) y de plantas testigo (sin aplicaciones), observada el 9 de septiembre (71 días después de siembra) y el 7 de octubre (99 días después de siembra) de 2011. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.

4.4 Diámetro del tallo

La aplicación de biofertilizantes, aumento el diámetro de tallo de las plantas de maíz ($P < 0,05$) (Figura 7), ya que a los a los 99 días después de siembra, el diámetro de las plantas tratadas con los biofertilizantes fue 8 % mayor que las plantas sin tratamiento. (Figura 7). Esto se puede atribuir a que los extractos de algas marinas aportan a las plantas altos contenidos de elementos mayores y menores, además de enzimas y reguladores del crecimiento (Canales, 1997). Al respecto, Senn (1987) encontró que la incorporación de algas al suelo incrementa las cosechas y favorece la calidad de los frutos de las plantas de tomate, básicamente porque se administra a los cultivos no sólo todos los macro y micro nutrientes que requiere la planta, si no también 27 sustancias naturales cuyos efectos son similares a los reguladores de crecimiento.

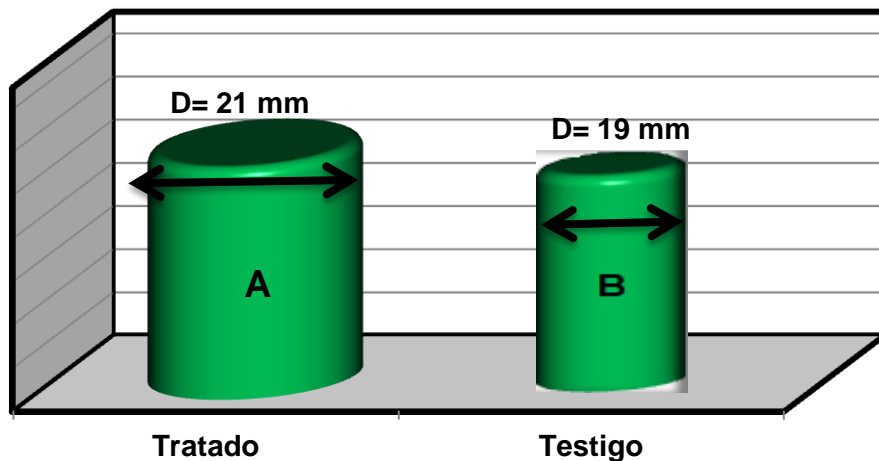


Figura 6. Diámetro de tallo de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS^{MR}, ALZinc^B y ALFe⁶) y de plantas testigo (sin aplicaciones), observadas el 7 de octubre (99 días después de siembra) de 2011. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.

4.5 Peso seco de la planta

Se observó que con la aplicación de biofertilizantes desarrollados a base de algas marinas, aumentaron el peso seco del planta ($P < 0,05$) (Figura 7). A los 99 días después de trasplante el peso seco promedio de las plantas tratadas fue de 405.6 g/planta, y el de las plantas sin aplicación de biofertilizantes fue 353.2 g/planta, esto represento un incremento de 13%. Rathorea *et al.* (2009) reportaron un mayor crecimiento y rendimiento de grano de plantas de soya (*Glycine max* L. *Merr*) con la aplicación foliar de extractos de algas marinas. Similarmente, Jeannin *et al.* (1991) observaron un mayor peso fresco de plántulas de maíz al ser tratadas con extractos de algas marinas.

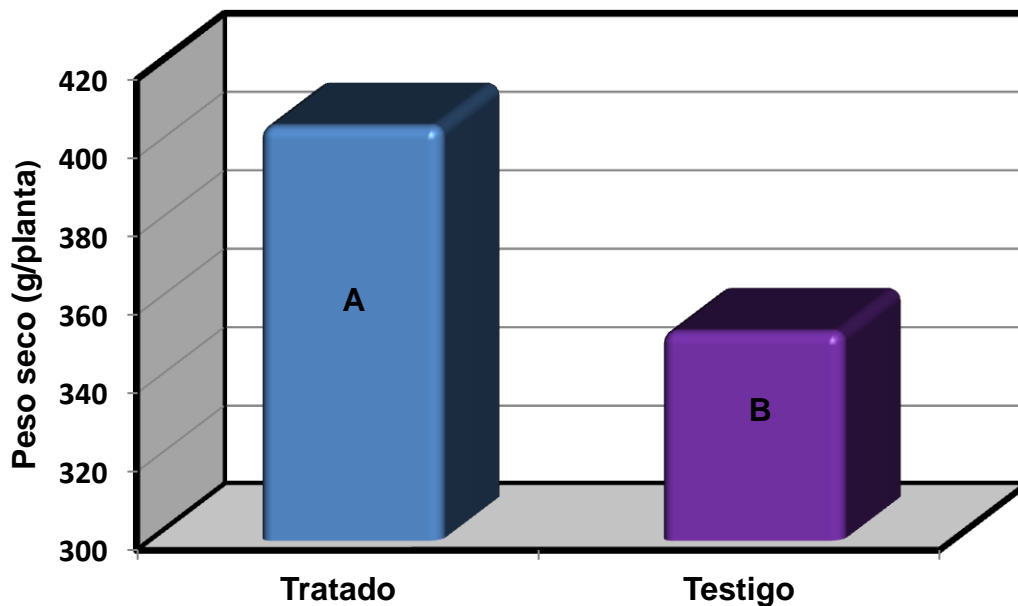


Figura. 7. Peso seco de plantas de maíz tratadas (ALGAENZIMS^{MR}, ALZinc^B y ALfe⁶) y de plantas testigo (sin aplicaciones), observada el 7 de octubre (99 días después de siembra) de 2011. Rancho Ampuero, Torreón, Coahuila, México.

V. CONCLUSIONES.

La aplicación de biofertilizantes a base de extractos de algas marinas al suelo y al follaje, aumento el crecimiento y rendimiento de las plantas de maíz y se desarrollaron con un menor grado de estrés que las plantas a las que no recibieron los biofertilizantes.

VI. BIBLIOGRAFIA

- Adams W.W. III., B. Demmig Adams, K. Winter, and U. Schreiber. 1990. The ratio of variable to maximum chlorophyll fluorescence from photosystem II, measured in leaves at ambient temperature and at 77K as an indicator of the photon yield of photosynthesis. *Planta*. 180: 166-174.
- Aharoni, N., A. Blumenfeld, and A .E. Richmond. 1977. Hormonal activity in attached lettuce leaves as affected by leaf water content. *Plant Physiol.*59: 1169-1173.
- Aitken, J. B., and T. L. Senn. 1965. Seaweed products as a fertilizer and soil conditioner for horticultural crops. *Bot. Mar.* 8: 144-148.
- Atkinson, K. M. 1972. Birds as transporters of algae. *Br. Phycol. J.* 7: 319-321.
- Beckett, R. P., and J. Van Staden. 1990. The effect of seaweed concentrate on the yield of nutrient stressed wheat. *Bot. Mar.* 33: 147-152.
- Bejarano, A. 2000. Características botánicas y fisiología de la planta. In: Fontana Nieves, H., y González Narváez, C. (eds). *El maíz en Venezuela*, Caracas, Fundación Polar pp: 27-30.
- Beker, N. R., and Horton P. 1987. Chlorophyll fluorescence quenching during photoinhibition. *In*: Kyle, D. J., Osmond C. B., and Arntzen C. J. (eds). Elsevier Science Publishers B. V. Amsterdam. pp: 145-167.
- Berg, A. K., and Perkins T. D. 2004. Evaluation of a portable chlorophyll meter to estimate chlorophyll and nitrogen contents in sugar maple (*Acer saccharum* Marsh.) leaves. *For. Ecol. Manage.* 200: 113-117.

- Bilger, W., U. Schreiber, and M. Bock. 1995. Determination of the quantum efficiency
- Björkman, O. 1986. High-irradiance stress in higher plants and interaction with other stress factors. *In*: Biggins J (ed). Progress in photosynthesis Research. Rhode Island, USA. pp: 11-18.
- Björkman, O., and B. Demmig-Adams. 1987. Photon yield of O₂ evolution and chlorophyll fluorescence characteristics at 77 K among vascular plants of diverse origins. *Planta* 170: 489-504.
- Blackmer, T. M., J. S. Schepers, and G. E. Varvel. 1994. Light reflectance compared with other nitrogen stress measurements in corn leaves. *Agron. J.* 86: 934-938.
- Blunden, G, Jenkins T, Y.Liu 1996 Enhanced leaf chlorophyll levels in plants treated with seaweed extract. *J Appl Phycol* 8:535–54
- Blunden, G. 1977. Cytokinin activity of seaweed extracts. *In*: Marine Natural Products Chemistry. Faulkner, D.J. and Fenical, W.H (eds). Plenum Publishing Coporation, New York. pp: 337-344.
- Blunden, G., Jenkins T., and Yan-Wen L. 1997. Enhanced leaf chlorophyll levels in plants treated with seaweed extract. *J. Appl. Phycol.* 8 (6): 535-543.
- Bolhar-Nordenkampf, H. R., Long S. P., Baker N. R., Öquist G., Schreiber U., and Lechner E. G. 1989. Chlorophyll fluorescence as a probe of the photosynthetic competence of leaves in the field: a review of current instrumentation. *Functional Ecology* 3 :497-514
- Bressani, R. 1991. Protein quality of high-lysine maize for humans. *Cereal Foods World* 36(9): 806-811

- Brodribb, T.J., and Feild, T. S. 2000. Stem hydraulic supply is linked to leaf photosynthetic capacity: evidence from New Caledonian and Tasmanian rainforests. *Plant Cell Environ* 23: 1381-1388.
- Cáceres, C. 2003. Algas marinas son el fertilizante del futuro. www.australtemuco.cl. (Consultado el 5 de marzo 2012.)
- Canales L. B. 1997. Las algas en la agricultura orgánica, Consejo Editorial Trillas S. A. de C.V. México DF. Pp. 13-24, 28.
- Chang, S. X., and Robinson D. J. 2003. Nondestructive and rapid estimation of hardwood foliar nitrogen status using the SPAD-502 chlorophyll meter. *For. Ecol. Manage.* 181: 331–338.
- Cotriza.2011. <http://www.cotriza.cl/mercado/maiz/internacional/detalle.php> (consultado el 2 de mayo 2012).
- Crouch, I. J. 1990. The effect of seaweed concentrate on plant growth. Ph.D.Dissertation, University of Natal. Pietermaritzburg, South Africa.
- Crouch, I. J., and J Van Staden. 1993. Effect of seaweed concentrate from *Ecklonia maxima* (Osbeck) papenfuss on *Meloidogyne incognita* infestation on tomato. *Journal of Applied. Physiology*, 5: 37-43.
- Crouch, I. J., and J. Van Staden. 1993. Evidence for the presence of plant growth regulators in commercial seaweed products. *Plant growth regulation*. 13: 21-29.

- Curran P.J., Dungan, J. L., Gholz H. L. 1990. Exploring the relationship between reflectance red edge and chlorophyll content in slash pine. *Tree Physiology*. 7: 33-48.
- Daas C., Montpied P., Hanchi B., and Dreyer E., 2008. Responses of photosynthesis to high temperatures in oak saplings assessed by chlorophyll-a fluorescence: inter-specific diversity and temperature induced plasticity. *Ann. For. Sci.* 65: 305.
- Demimig-Adams, B., and Adams, W. 1993. Photo protection and other response of plants to high light stress. *Ann. Rev. Plant Physiology. Plant Mol. Biol.* 43: 599-626.
- Eichelman, H., Oja V., Rasulov B., Padu E., Bichele I., Pettai H., Niinemets O., and Laisk A. 2004. Development of leaf photosynthetic parameters in betula pendula roth leaves: Correlation with Photosystem I Density. *Plant Biology* 6: 307-318
- Epron D., Dreyer E., Aussenac. 1993. A comparison of photosynthetic responses to water stress in seedlings from 3 oak species: *Quercus petraea* (Matt) Liebl, *Q. rubra* L. and *Q. cerris* L. *Ann. Sci. For.* 50: 48-60.
- FAO. 1993. El maíz en la nutrición humana. <http://www.fao.org/docrep/T0395S00.htm>. (Consultado el 20 de marzo 2012).
- FAO. 2003. MAIZE: Post-Harvest Operation. <http://www.fao.org/fileadmin/userupload/inpho/docs/PostHarvestCompendium-MAIZE.pdf> (consultado el 20 de marzo 2012).
- FAO.2001. FAO Yearbook Production, Organization of the United States. FAO Statistics Series No. 176. Roma.

- Filella I., L. Serrano, J. Serra, and J. Peñuelas. 1995. Evaluating wheat nitrogen status with canopy reflectance indices and discriminant analysis. *Crop Science*. 35: 1400-1405.
- Filella, I.; Lluvia, J.; Piñol, J., and Peñuelas, J. 1998. Leaf gas Exchange and fluorescence of *Phillyrea latifolia*, *Pistacia lentiscus* and *Quercus ilex* sapling in severe drought and high temperature conditions. *Env. Exp. Bot.* 39: 213-220.
- Flexas, J., Escalona J. M., and Medrano H. 1998. Down-regulation of photosynthesis by drought under field conditions in grapevine leaves. *Australian Journal of Plant Physiology* 25: 893-900.
- Fracheboud, Y., Haldimann, P., Leipner, J., and Stamp, P. 1999. Chlorophyll fluorescence as a selection tool for cold tolerance of photosynthesis in maize (*Zea mays* L.). *J. Exp. Bot.* 50:1533-1540.
- Genty, B., Briantais J. M., and Baker N.R. 1989. The relationship between the quantum yield of photosynthetic electron transport and quenching of chlorophyll fluorescence. *Biochim Biophys Acta* 990:87-92.
- Goatley, J.M. Jr. and R.E. Schmidt. 1990. Seedling Kentucky bluegrass growth responses to chelated iron and biostimulator materials. *Agron.J.* 82(5):901-905.
- González, Á. 2009. Aplicación del medidor portátil de clorofila en programas de mejora de trigo y cebada. *Agroecología* 4: 111-116.
- González, M. S.; Perales V. H.; y Salcedo A. M O. 2008. La fluorescencia de la clorofila a como herramienta en la investigación de efectos tóxicos en el aparato fotosintético de plantas y algas. *Revista de Educación Bioquímica* 27: 119- 129.

- Gummuluru, S., S. L. A. Hobbs, and S. Jana. 1989. Physiological responses of drought tolerant and drought susceptible durum wheat genotypes. *Photosynthetic*. 23: 479-485.
- Hiderman, J., A. Makino, Y. Kurita, T. Masa and K. Ojima. 1992. Changes in the levels of chlorophyll and light-harvesting chlorophyll a/b protein of PSII in senescence. *Plant Cell Physiol*. 53: 1209-1214.
- Jaffé, W. 2002. Nuestros alimentos, ayer, hoy y mañana, Caracas, Fundación Bengoa., pp: 65-67.
- Jameson, P.E. 1993. Plant hormones in the algae. *In*: F.E. Round and D.J Chapman. (eds). *Progress in Phycological Research*. Vol. 9. Biopress. Bristol, U.K. 239 p.
- Jeannin, I., Lescure J. C., Morot-Gaudry J. F. 1991 The effects of aqueous seaweed sprays on the growth of maize. *Bot Mar*. 34:469–473.
- Jones, T.J., Luton, C.D., Santiago, L.S., and Goldstein, G. 2010. Hydraulic constraints on photosynthesis in subtropical evergreen broad leaf forest and pine woodland trees of the Florida Everglades. *Trees: Structure and Function* 24: 471-478.
- Jugenheimer, R. W. 1988. Maíz, variedades mejoradas, métodos de cultivo y producción de semillas. Limusa. México. 841 p.
- Kato, T. A., C. Mapes, L. M. Mera, J. A. Serratos, y R.A. Boetler. 2009. Origen y diversificación del maíz: una revisión analítica. Universidad Nacional Autónoma de México, Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. 116 p.

- Knapp, A., and G. Carter. 1998. Variability in leaf optical properties among 26 species from a broad range of habitats. *Am. J. Bot.* 85: 940-946.
- Kramer, P. J., and J. S. Boyer. 1995. *Water Relations of Plants and soils*. Academic Press: San Diego. 465 p.
- Krause, G. H., and E. Weis. 1991. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: the basics. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 42: 313-349.
- Krause, G. H., and Weis, E. 1991. Chlorophyll fluorescence and photosynthesis: the basics. *Annu. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol.* 42: 313-349.
- Kromkamp, J., Barranguet C., and Peene J. 1998. Determination of microphytobenthos PSII quantum efficiency and photosynthetic activity by means of variable chlorophyll fluorescence. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 162: 45–55.
- Krugh, B., L. Bichham, and D. Miles. 1994. The solid-state chlorophyll meter, a novel instrument for rapidly and accurately determining the chlorophyll concentrations in seedling leaves. *Maize genetics cooperation. New Letter* 68:25-27.
- Lang, N. S., R. L. Wample, R. Smithyman, and L. Mills. 1998. Photosynthesis and chlorophyll fluorescence in blackleaf-affected concord leaves. *Am. J. Enol. Vitic.* 49: 367-374.
- Larcher, W. 1995. *Physiological plant ecology: ecophysiology and Stress physiology of functional Groups*. Berlin, Germany: Springer. 513 p.
- Lawlor, D.W. 2002. Limitation to photosynthesis in water-stressed leaves: stomata vs.

- León, J. 1987. Botánica de los cultivos tropicales. San José, C.R., Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. 445 p.
- Maxwell, K., and Johnson, G. N. 2000. Chlorophyll fluorescence a practical guide. *J. Exp. Bot.* 51: 659-668.
- Mejía, D: 2003. MAIZE: Post-Harvest Operation. <http://www.fao.org/fileadmin/userupload/inpho/docs/PostHarvestCompendium-MAIZE.pdf> (consultado el 20 de marzo 2012).
- Menéndez, V. J. L., y M. R. R. Fernández. 2005. Las algas, los vegetales del mar. <http://www.asturnatura.com/algas/algas.html>. (Consultado el 25 de febrero 2012).
- metabolism and the role of ATP. *Annals of Botany* 89: 871-885.
- Metting, B., W. J. Zimmerman, I. J. Crouch, and J. Van Staden. 1990. Agronomic uses of seaweed and microalgae. *In: Akatsuka I. (ed). Introduction to applied phycology.* SPB Academic Publishing. The Hague, Netherlands. pp: 269–627.
- Minolta Camera Co. Ltda. 1989. Manual for chlorophyll meter SPAD-502. Minolta radiometric instruments divisions, Osaka. Minolta 22 p.
- Mohammed, G., W. Binder, and S. Gillies. 1995. Chlorophyll fluorescence: a review of its practical forestry applications and instrumentation. *Scand. J. Forest. Res.* 10: 383-410.
- Moran, J. A., Mitchell A. K., Goodmanson G., and Stockburger K. A. 2000. Differentiation among effects of nitrogen fertilization treatments on conifer seedlings by foliar reflectance: a comparison of methods. *Tree Physiology* 20: 1113-1120.

- Nabati, D.A., R.E. Schmidt, and D.J. Parrish. 1994. Alleviation of salinity stress in Kentucky bluegrass by plant growth regulators and Iron. *Crop Science*. 34:198-202.
- Nahed, G. A. A., Mona H. M., and Hanan S. S. 2011. Growth, flowering and chemical constituents performance of *Amaranthus tricolor* plants as influenced by seaweed (*Ascophyllum nodosum*) extract application under salt stress conditions. *Journal of Applied Sciences Research*, 7(11): 1472-1484.
- Neufeld, H. S., Chappelka A. H., Somers G. L., Burkey K. O., Davison A.W., and Finkelstein P. L. 2006. Visible foliar injury caused by ozone alters the relationship between SPAD meter readings and chlorophyll concentrations in cut leaf coneflower. *Photosynthesis. Research*.87: 281–286.
- of photosystem II and of non-photochemical quenching of chlorophyll fluorescence in the field. *Oecologia*. 102: 425-432.
- Öquist, G (1987). Environmental stress and Photosynthesis. In. Biggins J. (Ed). :Progress in Photosynthesis Research. Martinus Nijhoff Publishers.Dordrecht 4: 1-10.
- Osmond, C. B., Ramus J., Levavasseur G., Franklin L. A., and Henley W. J. 1993. Fluorescence quenching during photosynthesis and photo inhibition of *Ulva rotundata* blid. *Planta* 190: 97-106.
- Peguero-Pina J.J., Morales F., and Gil-Pelegrín E., 2008. Frost damage in *Pinus sylvestris* L. stems assessed by chlorophyll fluorescence in cortical bark chlorenchyma. *Ann. For. Sci.* 65: 813.

- Peterson, T. A., T. M. Blackmer, D. D. Francis, and J. S. Schepers. 1993. Using a chlorophyll meter to improve N management. Nebguide. Coop. Ext., Institute of Agriculture and Natural Resources, University of Nebraska, Lincoln.
- Piekielek, W. P., D. Lingenfelter, D. Beegle, and R. Fox. 1997. The early-season chlorophyll meter test for Corn. Agronomy facts 53. College of Agric. Sci., Coop. Extension. Pennsylvania State Univ., Pennsylvania, USA.
- Piekielek, W. P., and R. H. Fox. 1992. Use of determination of chlorophyll meter to predict nitrogen requirements for maize. *Agron. J.* 84: 59-65.
- Rama Rao, K. 1991. Effect of aqueous seaweed extract on *Zizyphus mauritiana* Lam. *J. Indian. Bot. Soc.* 71: 19-21.
- Rama Rao, K., 2000. Seaweed extracts as growth promoters. *In: Training Manual on "Seaweed culture, Processing and Utilisation"*. CMFRI, Cochin. pp: 28-29.
- Rama Rao, K., 1992. Seaweeds as biofertilizers in Indian horticulture. *Seaweed Research and Utilisation*, 14(2): 99-101.
- Rascher, U., Liebig, M., and Lüttge, U. 2000. Evaluation of instant light response curves of chlorophyll fluorescence parameters obtained with a portable chlorophyll fluorometer on site in the field. *Plant Cell Environ.* 23: 1397-1405.
- Rathore, S. S., D. R. Chaudharyb, G. N. Borichab, A. Ghoshb, B. P. Bhatta, S. T. Zodapeb, and J. S. Patoliab . Effect of seaweed extract on growth, yield and nutrient uptake of soybean under rain fed conditions. *South African J. Botany* 75: 351-355.

- Reyes, C. P. 1990. El maíz y su cultivo. Primera edición. AGT Editor. México. 640 p.
- Rizza, F., Pagani, D., Stanca, A. M., and Cattivelli, L. 2001. Use of chlorophyll fluorescence to evaluate the cold acclimation and freezing tolerance of winter and oats. *Plant Breeding* 120: 389-396.
- Robledo, D. 1997. Las algas y la biodiversidad. Conabio. *Biodiversitas* 13: 1-4.
- Sambamurty, A. V. S. S. 2005. A textbook of algae. Ed. I. K. International Pvt. Ltd. 336 p.
- Sanderson, K.J., P. E. Jameson, and J.A Zabkiewicz. 1987. Auxin in a seaweed extract: Identification and quantitation of indole-3-acetic acid by gas chromatography-mass
- Schlichting H. E., Jr. 1974. Periodicity and seasonality of airborne algae and protozoa. *In*: Leith, H (ed). *Phenology and Seasonality Modeling*. Springer, Berlin. pp. 407–13.
- Schreiber, U., and Bilger, W. 1993. Progress in chlorophyll fluorescence research: major developments during the past years in retrospect. *Progress Bot.* 54: 151-173.
- Schwab, W., and Raab, T., 2004. Developmental changes during strawberry fruit ripening and physicochemical changes during postharvest storage. *In*: Dris, R., and Jain, S.M. (eds). *Production Practices and Quality Assessment of Food Crops, 'Qualityhandling and Evaluation'*. Kluwer Academic Publishers, Netherlands. 3: 341–369.
- Seen, T.L. 1987. Seaweed and plant growth. Canales López, Benito. (traductor). *Crecimiento de algas y plantas*. Alpha Publishing Group.(ed), Houston, Texas, USA. 181 p.

- Sivasankari, S., V. Venkatesalu, M. Anantharaj, and M. Chandrasekaran. 2006. Effect of seaweed extracts on the growth and biochemical constituents of *Vigna sinensis*. *Bioresource Technology* 97(14):1745–1751.
- Spann, Timothy M., and Little Holly L. 2011. Applications of a commercial extract of the brown seaweed *ascophyllum nodosum* increases drought tolerance in container-grown ‘ Hamlin ’ sweet orange nursery trees. *American Society for Horticultural Science*, 46(4): 577-582.
- spectrometry. *J. Plant Physiol.* 129: 363-367.
- Sridhar, S., and R. Rengasamy. 2002. Effect of Seaweed Liquid Fertilizer obtained from *Ulva lactuca* on the biomass, pigments and protein content of *Spirulina platensis*. *Seaweed Res.Utiln.* 24: 145-149.
- Stephenson, W. A. 1968. *Seaweeds in agriculture and horticulture*. Faber and Faber, London. 231p.
- Strasser, R., Srivastava, A., and Tsimill-Michael, M. 2000. The fluorescence transient as a tool to characterize and screen photosynthetic samples. *In*: M. Junus, U.Pathre and P. Mohantray (eds.) *Probing photosynthesis: mechanisms, regulation and adaptation*. London and New York. pp: 445-483.
- Takebe, M., and T. Yoneyama. 1989. Measurement of leaf color scores and its implication to nitrogen nutrition of rice plants. *Japanese Agricultural Research*. 23:86–93.
- Tenga A. Z., Marie B. A., and Ormrod P. D. 1989. Leaf greenness meter to assess ozone injury to tomato leaves. *HortScience* 24: 514.

- Teuscher H., R. R. Adler., y P.J. Seaton. 1984. El suelo y su fertilidad. Vera R. y Zapata (trad).Editor Continental, S. A. México. pp: 242-243.
- Thirumaran, G., M. Arumugam, R. Arumugam and P. Anantharaman. 2009. Effect of seaweed liquid fertilizer on growth and pigment concentration of *Cyamopsis tetragonoloba* (L) Taub. *Am-Euras. J. Agron.* 2(2): 50–56.
- Turner, F .T., and M. F. Jund. 1994. Assessing the nitrogen requirements of rice crops with a chlorophyll meter. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 34: 1001-1005.
- Wajahatullah, K., Rayirath, U. P., Subranian, S., Jithesh, M. N., Rayorath P., Hodges D. M., Critchley A. T., Craigie J. S., Norrie J., and Prithiviraj B. 2009. Seaweed extracts as biostimulants of plant growth and development. *J. Plant Growth regul.*, 28: 386-399.
- Whapham, C. A., Bluden, G., Jenkins, T., and Hankins, S. D. 1993. Significance of betaines in the increased chlorophyll content of plants treated with seaweed extract. *J. Appl. Phycology.* 5: 231-234.
- Wildgoose, P.B. 1978. Seasonal variation in gibberellin activity of some species of fucaceae and laminaraceae. *Botany Mar.* 21: 63-65.
- Woese C., O. Kandler, and M. Wheelis. 1990. Towards a natural system of organisms: proposal for the domains Archaea, Bacteria and Eukarya. *Proc. Natl. Acad. Sci.* 87: 4576–4579.

Zarkadas, C. G., Z. Yu, R. I. Hamilton, P. L. Patison, and N. G. Rose. 1995. Comparison between protein quality of northern adapted cultivars of common maize and quality protein maize. *J. Agric. Food Chem.* 43: 84–93.

Zodape, S. T., Gupta Abha , S. C. Bhandari, U. S. Rawat, D. R. Chaudhary, K. Eswaran, and J. Chikara. 2011. Foliar application of seaweed sap as biostimulant for enhancement of yield and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill). *Journal of Scientific & Industrial Research* 70: 215-219.