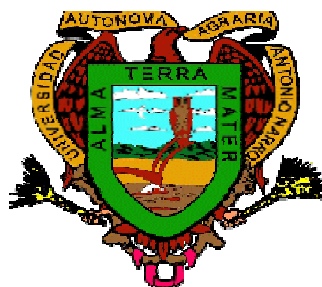


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA

“ANTONIO NARRO”

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO



EFFECTO DE PRODUCTOS FORMULADOS CON ALGAS MARINAS EN
CARACTERISTICAS DEL SUELO, FISILOGIA, PRODUCCION Y
CALIDAD DEL CULTIVO DE CAÑA DE AZUCAR (*Saccharum officinarum*)

POR:

PEDRO CRUZ GARCIA

TESIS PROFESIONAL

Presentada como Requisito Parcial para

Obtener el título de:

INGENIERO AGRÍCOLA Y AMBIENTAL

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, Abril del 2013.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
"ANTONIO NARRO"
DIVISIÓN DE INGENIERÍA
DEPARTAMENTO DE CIENCIAS DEL SUELO

EFFECTO DE PRODUCTOS FORMULADOS CON ALGAS MARINAS EN
CARACTERISTICAS DE SUELO, FISILOGIA, PRODUCCION Y CALIDAD
DEL CULTIVO DE CAÑA DE AZUCAR (*Saccharum officinarum*)


POR:


PEDRO CRUZ GARCIA


TESIS PROFESIONAL

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

INGENIERO AGRÍCOLA Y AMBIENTAL

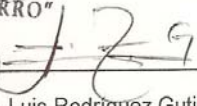

Dr. Emilio Rascón Alvarado
Asesor Principal


Dra. Susana Solís Gaona


MC. José Omar Cárdenas Palomo
Coasesor

Universidad Autónoma Agraria
"ANTONIO NARRO"




MC. Luis Rodríguez Gutiérrez
Coordinador de la División de Ingeniería

Coordinación de
Ingeniería

Buénavista, Saltillo, Coahuila, México, Abril del 2013.

AGRADECIMIENTOS

A Dios

Por brindarme la vida, hacerme un hombre de bien y por estar siempre conmigo.

A mi Alma Mater.

Por proporcionarme los conocimientos necesarios y los medios para superarme profesionalmente.

Al M.C. José Omar Cárdenas Palomo.

Por brindarme la oportunidad de realizar esta investigación y que con su enseñanza, asesoría hizo posible la realización y presentación de este trabajo.

Además por su amistad y confianza brindada.

Al Dr. Emilio Rascón Alvarado.

Quien con su afán de enseñanza, su paciencia y aportación de conocimientos, hizo posible la realización y presentación de este trabajo.

Por la ayuda obtenida dentro del laboratorio facilitándome los conocimientos necesarios para realizarlos.

A la Dra. Susana Solís Gaona por su conocimiento y tiempo aportado para la realización de esta investigación.

A Palau Bioquim S.A. DE C.V.

Por brindarme el apoyo necesario y facilitarme las cosas para la realización de esta investigación

A c. Gabriel Mena

Por proporcionarme el predio para la investigación y apoyarme en las actividades realizadas.

Al ing. Félix Farías por su tiempo, apoyo y amistad brindada en las actividades realizadas en la investigación.

Al ingenio Pantaleón por brindarme las herramientas necesarias para realizar la investigación.

Al ing. Cesar Navarro

Por su apoyo, tiempo y brindarme las herramientas necesarias en campo para que la investigación se llevara a cabo.

A todas aquellas personas que intervinieron de alguna manera directa o indirecta en la conclusión de este trabajo y que de manera involuntaria quedaron omitidas.

DEDICATORIAS

A mis Padres.

Sr. Javier Cruz Martínez.

Sra. Lucia García Ovando.

Con Profundo amor, cariño y respeto, que nunca perdieron la confianza que depositaron en mí, y me supieron llevar por el camino del bien para ser un hombre responsable.

Gracias

A mis Hermanos.

Enrique de Jesús

Víctor Alonso

Sergio Alberto

Jessica Guadalupe

Por su cariño, amistad y apoyo, que ha servido como un estímulo para lograr esta meta trazada.

A mis abuelos

Paciente Cruz Gutiérrez

Candelaria Martínez Pérez (+)

Ramón García Morales

Rosalba Ovando Chávez (+)

Por sus consejos brindados y su amor. Que a pesar que mis abuelitas no estén con nosotros, ellas saben que este trabajo va dedicado con mucho amor para ellas.

A mis compañeros de la generación.

Quienes juntos luchamos por un mismo fin.

A mis Amigos.

Luis, Martín, Eliel, Fermín, Arbeis, Alexander, Alexander, Wilber, Luis Alberto, Juan Carlos. Gracias por su amistad y sencillez de todos ellos y por la confianza que me brindaron.

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	iii
DEDICATORIAS	iii
ÍNDICE GENERAL	v
ÍNDICE DE CUADROS	viii
INDICE DE FIGURAS	viii
ÍNDICE DE GRAFICAS	ix
RESUMEN	x
I. INTRODUCCIÓN	1
Objetivo	4
Hipótesis	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1 Generalidades del cultivo.....	5
2.1.1 Principales países productores de caña de azúcar.	5
2.1.2 Origen de la caña de azúcar.....	5
2.1.3 Cultivo de caña de azúcar	5
2.1.4 Clasificación del cultivo	6
2.1.5 Morfología	7
2.1.6 El tallo.....	7
2.1.7 Entrenudo	7
2.1.8 Nudo.....	8
2.1.9 La hoja	9
2.1.10 Cuello.....	9
2.1.11 Vaina	10
2.2 Ecología del cultivo.....	10
2.3 Nitrógeno en el suelo.....	12
2.4 Fijación de nitrógeno	12

2.5	Requerimientos de nitrógeno	14
2.6	Reguladores de crecimiento (hormonas).	15
2.6.1	Auxinas	17
2.6.1.1	Función de las auxinas en la formación de las raíces.....	17
2.6.2	Citocininas.....	18
2.6.2.1	Efectos fisiológicos de las citocininas	18
2.6.3	Gibelerinas	19
2.7	Bacterias fijadoras de nitrógeno.....	20
2.8	Materia Orgánica.....	21
2.9	Algas marinas	22
2.10	pH.....	24
2.11	Conductividad eléctrica.....	26
2.12	Densidad aparente	27
2.13	Densidad de sólidos	29
III.	Materiales y Métodos.....	30
3.1	Localización del experimento.....	30
3.2	Descripción de los Tratamientos	30
3.3	Preparación de tratamientos	31
3.4	Aplicación de Tratamientos	32
3.5	Descripción de Actividades	32
3.6	Fecha de siembra	32
3.7	Tapado de semilla.....	33
3.8	Muestreo de Suelo.....	33
3.9	Variables físicas de suelo	34
3.9.1	Densidad aparente: Método de la Probeta.	34
3.9.2	Densidad de Sólidos: Método del Picnómetro	35
3.10	Variables químicas del suelo	36
3.10.1	Materia Orgánica: Método de Walkley y Black	36
3.10.2	Determinación de la Textura: Método Hidrómetro de Bouyoucos	36
3.10.3	pH del suelo.....	37
3.10.4	Conductividad Eléctrica: Método de la Pasta Saturada	38
3.11	Variables Evaluadas en Planta.....	39

3.11.1	Altura de Plantas	39
3.11.2	Número de Tallos	40
3.11.3	Diámetro de Tallos	41
3.11.4	Contenido de clorofila (SPAD).	41
3.11.5	Grados Brix	42
3.12	Peso total por metro lineal.....	43
3.13	Cosecha	43
3.14	Análisis Estadístico	44
IV.	RESULTADOS Y DISCUSION.....	45
4.1	Variables físicas de suelo evaluadas	45
4.1.1	Densidad Aparente (Da).....	45
4.1.2	Densidad de Sólidos (Ds).....	47
4.2	Variables químicas de suelo evaluadas	48
4.2.1	Materia Orgánica (M.O).....	48
4.2.2	Potencial de Hidrogeno (pH).....	49
4.2.3	Conductividad Eléctrica (C.E).....	50
4.3	Variables Evaluadas en Planta.....	51
4.3.1	Altura de planta.....	51
4.3.2	Número de Brotes	52
4.3.3	Diámetro de Tallo	53
4.3.4	Contenido de Clorofila (spad).....	54
4.3.5	Grados Brix	56
4.3.6	Peso Total por 1 metro lineal	57
4.3.7	Rendimiento	58
V.	LITERATURA CITADA	61
VI.	APENDICE	69
7.1	Pruebas de laboratorio del ingenio Panuco, Veracruz en caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i>).	70

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO N°		PÁGINA
1	Clasificación de suelos según su contenido de sales	27
2	Descripción de los Tratamientos del Experimento	31

INDICE DE FIGURAS

FIGURA N°		PAGINA
3.1	Aplicación de los tratamientos	32
3.2	Siembra de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i>)	33
3.3	Tapado de semilla	33
3.4	Muestra de suelo	34
3.5	Densidad aparente: Método de la Probeta.	35
3.6	Densidad de Sólidos: Método del Picnómetro	35
3.7	Determinación de Materia Orgánica con el Método de Walkley y Black	36
3.8	Determinación de la Textura: Método Hidrómetro de Bouyoucos	37
3.9	Medición de Potencial de Hidrógeno.	38
3.10	Conductividad Eléctrica: Método de la Pasta Saturada	39
3.11	Medición de Altura de planta	40
3.12	Número de Tallos	40
3.13	Medición de Diámetro de Tallo	41
3.14	Utilidad del SPAD.	42
3.15	Medición de los Grados Brix con el Refractómetro	42
3.16	Medición de Peso Total de la Planta	43
3.17	Cosecha de Planta Caña de Azúcar	43

ÍNDICE DE GRAFICAS

GRAFICA Nº		PÁGINA
4.1	Medias de la Da, por efecto de los tratamientos en 4 fechas de muestreo de suelo en el cultivo con caña de azúcar. Panuco, Veracruz, México	46
4.2	Efecto de tratamientos en la D.S. en 4 fechas de toma de muestras de suelo, en el cultivo de caña de azúcar, Panuco, Veracruz, México	47
4.3	Porciento de materia orgánica en el suelo	48
4.4	Efecto de los tratamientos sobre el pH de muestras de suelo de 4 fechas de muestreo, en el cultivo de caña de azúcar, Panuco, Veracruz, México	49
4.5	Efecto de tratamientos en la C.E. en 4 fechas de toma de muestras de suelo, en el cultivo de caña de azúcar, Panuco, Veracruz, México	50
4.6	Altura de planta de caña de azúcar por efecto de tratamientos, Panuco, Veracruz, México	52
4.7	Número de tallos de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México	53
4.8	Diámetro de tallo de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México	54
4.9	Contenido relativo de clorofila en las hojas de las plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos, Panuco, Veracruz, México	55
4.10	Grados brix de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México	56
4.11	Peso total de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México	57
4.12	Rendimiento de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México	58

RESUMEN

El presente trabajo se realizó con el propósito de evaluar el efecto de la aplicación de mejoradores orgánicos (el producto comercial Algaenzims, Algarrot, Turboenzims, Alzinc^b) sobre algunas propiedades físico-químicas del suelo y variables en la planta, en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*). La presente investigación se llevó a cabo en el Municipio de Panuco, Veracruz. Los tratamientos se establecieron bajo un diseño bloques completamente al azar y para el análisis estadístico de los resultados se utilizó el programa estadístico SAS (2002) con una prueba de medias de Duncan. De las muestras de suelo se evaluaron las variables: densidad aparente, densidad de sólidos, conductividad eléctrica, materia orgánica y pH. En las plantas se evaluaron las variables: altura de planta, número de brotes, diámetro de tallo, contenido de clorofila, peso total de la planta, rendimiento y grados brix. La hipótesis planteada fue aceptada ya que la aplicación de estos materiales de origen natural, lograron tener un efecto positivo en la evolución de las propiedades físicas y algunas químicas del suelo, así como también tuvieron un efecto positivo en variables fisiológicas, producción y calidad del cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*).

Palabras Claves: algas marinas, mejoradores orgánicos, grados brix, rendimiento, caña de azúcar.

I. INTRODUCCIÓN

La caña de azúcar es originaria de Nueva Guinea, de donde se distribuyó a toda Asia. Los árabes la trasladaron a Siria, Palestina, Arabia y Egipto, de donde se extendió por África. Colón la llevó a las islas del Caribe y de ahí pasó a América tropical. A México llegó con la conquista instalándose las primeras industrias azucareras en las partes cálidas del país como parte de la colonización (Manual Azucarero Mexicano 2012).

El azúcar es uno de los productos básicos de consumo, su producción se realiza en los ingenios a partir de los jugos de caña de azúcar y de remolacha, dando origen a una agroindustria que genera gran cantidad de empleos, participando directamente en la economía nacional. La caña de azúcar suministra el 70 por ciento de la demanda internacional de azúcar, y el resto se obtiene de la remolacha. (Manual Azucarero Mexicano 2012).

La industria azucarera es una actividad relevante para el país, el cual cuenta con 62 ingenios y genera aproximadamente 300 mil empleos.

Los ingenios mexicanos procesan la producción generada en aproximadamente 500 mil hectáreas cultivadas, que generan un promedio anual de 34 millones de toneladas de caña de azúcar, con rendimiento de 68 a 69 toneladas por hectárea (Manual Azucarero Mexicano 2012).

La producción cañera y de azúcar se registra en 15 estados del país de la siguiente manera: Campeche (1 ingenio), Colima (1), Chiapas (2), Jalisco (6), Michoacán (4), Morelos (2), Nayarit (2), Oaxaca (3), Puebla (2), Quintana Roo (1), Sinaloa (4), San Luis Potosí (4), Tabasco (4) y Tamaulipas (2), aparte de los que se ubican en el estado de Veracruz.

La agroindustria azucarera veracruzana se compone de 22 ingenios que representan al 36 por ciento de la planta azucarera nacional, los cuales se abastecen de una superficie industrializable de 233 mil 11 hectáreas de caña de azúcar y dan ocupación directa e indirecta a 145 mil personas en campo y 22 mil en fábrica, lo que hace un total de 167 mil empleos. En Veracruz, una población de un millón de personas depende de esta actividad económica.

El ingenio Fomento Azucarero del Golfo produce 152,274.850 ton de azúcar estándar, tiene un promedio general de 80.464 ton de caña/ha, la caña molido es de 1, 228,224.017 la cual nos arroja que tiene un porcentaje de rendimiento en la fábrica de 12.398 %.El ingenio tiene una capacidad de almacenamiento de 8,000 ton de caña. La zafra del 2011-2012 dejó 5 millones 40 mil toneladas de azúcar(Manual Azucarero Mexicano 2012).

En el cultivo de cañala mayoría de los suelos responden a la fertilización y producen incrementos del 30% o más en comparación con campos no abonados. Desde luego que dicho comportamiento depende del manejo del fertilizante y aplicación de las dosis adecuada en la época conveniente para el mejor desarrollo de las plantas y una colocación que pueda ser fácilmente

adsorbido por las raíces (Flores, S. 1976). Estudios conducidos en varias partes del mundo concluyen que entre el 30 y 50 % del rendimiento de los cultivos es atribuible a los nutrientes aplicados (Stewart *et al*, 2005).

Los abonos orgánicos han incrementado su fama a medida que cobra importancia la agricultura orgánica, que persigue la disminución del impacto ecológico que ocasiona el uso de los productos químicos en todo tipo de cultivos. Los abonos orgánicos favorecen la aireación y oxigenación del suelo, estructura y la permeabilidad de la tierra, aportando ligereza a la misma y aumentando su capacidad para retener el agua del riego y de la lluvia.

Los estudios de fertilización en el cultivo de caña han mostrado buenos resultados mediante la combinación de fertilizantes químicos con orgánicos (Alfaro y Villalobos, 1996 cita; Alfaro R y Villalobos C, 1996. Efecto de diferentes abonos orgánicos en rendimientos agroindustriales de caña de azúcar. X Congreso Nacional Agronómico / II Congreso de Suelos Costa Rica), por lo que En este trabajo se planteó la utilización de productos a base de extractos de algas marinas (Algaenzims, Algarrot, Turboenzims, Alzinc^B).

En visto de lo expuesto, se implementó este trabajo con los objetivos o hipótesis siguientes:

Objetivo

Evaluar el efecto de la aplicación deAlgaenzims solo y en mezcla con productos formulados a base de Algaenzims en las características del suelo y variables fisiológicas del cultivo de caña de azúcar

Hipótesis

Ha:

Las mezclas de producto de nutrición vegetal a base de un extracto de algas marinas en aplicación al suelo y a la planta tendrán un efecto positivo en algunas propiedades físicas y químicas de un suelo, así como también en variables agronómicas del cultivo de caña de azúcar.

Ho:

Las mezclas de producto de nutrición vegetal a base de un extracto de algas marinas en aplicación al suelo y a la planta no tendrán un efecto en propiedades físicas y químicas de un suelo, así como también en variables agronómicas del cultivo de caña de azúcar.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Generalidades del cultivo

2.1.1 Principales países productores de caña de azúcar.

Brasil, India, China, Tailandia, México, Pakistán, Australia, Colombia, Estados Unidos, Guatemala. Teniendo un total entre estos diez países de 1,436, 067,952 ha cultivadas de caña de azúcar. México ocupa el quinto lugar con 51, 106,900 ha de caña (Monografía de la caña de azúcar, 2008).

2.1.2 Origen de la caña de azúcar

Se considera que el centro de origen del complejo *Saccharum* es la región de que comprende parte de la India, China, Nueva Guinea y zonas aledañas, por encontrarse ahí el mayor número de especies (Subiros. 1995).

2.1.3 Cultivo de caña de azúcar

El cultivo de caña de azúcar es propagado de manera general en forma vegetativa. La edad óptima de multiplicación de semilla-estaca en este cultivo esta alrededor de 8 – 10 meses de edad, pues en este periodo se obtiene la

mejor calidad de semilla para siembra, ya que los tallos maduros y viejos son inapropiados por lo inactivo de sus yemas.

En Guatemala y en México, la caña de azúcar se propaga tradicionalmente por medio de esquejes, en paquetes de 110 yemas para 10 metros lineales; con una tasa de multiplicación de 1:10 (Orosco, 1996).

2.1.4 Clasificación del cultivo

Reino:	Plantae
Subreino:	Embryobionta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Liliopsidae
Subclase:	Commelinidae
Orden:	Cyperales
Familia:	Poaceae
Subfamilia	Chloridoideae
Género:	<i>Saccharum</i>
Especie:	<i>oficinarum</i> .

(Crinquist, 1986).

2.1.5 Morfología

Oroscoet *al.*,(1996), cita a Barber (1910), como el pionero en la morfología de la caña de azúcar, luego en 1939, Artshcwager propuso el primer descriptor botánico que en 1948, fue mejorado tomando en cuenta las características vegetativas de formas silvestres de *Saccharum*. Finalmente Artshcwager y Brandes en 1958, lo completaron con estudios acerca del origen características y descripciones de clones representativos de *Saccharum officinarum*.

2.1.6 El tallo

El tallo también conocido como una caña o culmo, está formado por los entrenudos que se encuentran separados por los nudos. La expresión de las características del tallo depende de los factores genéticos ambientales y la interacción de ambos. La capacidad de macollamiento y el hábito de crecimiento del tallo dependen principalmente de factores genéticos (Orozco, 1996).

2.1.7 Entrenudo

El diámetro, color, forma y longitud del entrenudo son características varietales, que también pueden ser influenciados particularmente por la luz y disponibilidad de nitrógeno tal como Purseglove (1972).

Según Amaya *et al.*, (1995), la longitud del entrenudo es influenciada en gran medida por las condiciones edafoclimáticas y por el manejo agronómico.

Purseglove (1972), indica que la longitud y diámetro del entrenudo son afectados principalmente por los factores nutricionales, temperatura y disponibilidad de agua. Por esta razón el tallo podría mostrar entrenudos cortos y delgados en el segundo tercio de la planta de caña reflejando crecimiento retardado durante una época seca.

2.1.8 Nudo

El nudo es la base de la vaina y lamina foliar en el cual se desarrollan además las yemas y hojas, está constituido por el anillo de crecimiento la banda de raíces, la cicatriz foliar, el nudo en sí, la yema y el anillo ceroso. La banda o anillo ceroso es una capa que se observa en la parte inferior del nudo sobre el entrenudo; su intensidad es un carácter varietal. (Purseglove, J.W. 1972).

Según Orosco *et al.*, (1996), con base en esta característica identifica 32 grupos de vellosidad localizados en la parte inferior y posterior de la yema, los cuales son importantes en la descripción botánica.

2.1.9 La hoja

Las hojas están adheridas al tallo a través de los nudos, alternamente en forma dística al tallo, se reporta que el tamaño y forma de crecimiento de las hojas en la planta varían considerablemente. La longitud y el ancho de lámina foliar dependen de las variedades; por lo que se sugiere el ancho de la lámina foliar o la tasa del ancho y largo como un carácter más estable. Por otro lado el crecimiento de las hojas está determinado por el tamaño en sí y la dureza de la hoja en sí y la dureza de la nervadura central. El color de las hojas es un carácter clonal que puede variar entre verde claro a oscuro y es menos frecuente encontrar variedades con colores purpura o verde purpura (Orozco, 1996).

2.1.10 Cuello

De acuerdo a Orozco *et al.*, (1996), el cuello es la unión de la lámina foliar y la vaina en sus extremos, y se encarga del movimiento de la lámina foliar, la superficie exterior está formada por dos áreas generalmente triangulares que difieren de la lámina foliar en el color y estructura interna. Como regla la forma del cuello es un carácter clonal, aun que pueden ocurrir variaciones en un mismo tallo y entre los dos cuellos de una misma hoja.

2.1.11 Vaina

La pubescencia o afate generalmente mayor en la vaina, de la hoja que en la lámina foliar el nivel de la lígula, es un carácter efectivo en la diferenciación clonal. La presencia de pubescencia sobre la superficie de la vaina en cantidad y longitud puede diferir conforme a la variedad. La lamina foliar envejece juntamente con la vaina, como característica varietal estos pueden o no adherirse al tallo, también se reporta que la intensidad con que se adhiere las vainas al tallo difiere con las variedades (Orozco, 1996).

2.2 Ecología del cultivo.

La caña de azúcar es un cultivo que se adapta a un rango bastante amplio de condiciones climáticas; pero se desarrolla mejor en condiciones tropicales cálidas con amplia radiación solar. La temperatura óptima para este cultivo oscila entre los 25 y 28°C. Una alta temperatura, en conjunto con alta humedad del suelo y aire, favorece el desarrollo vegetativo del cultivo. Por el contrario un ambiente seco y caliente promueve la maduración de la planta. (Asociación de azucareros de Guatemala ,1997)

En cuanto a los suelos se refiere, la caña de azúcar crece bien en diferentes tipos de suelos, pero prefiere los suelos franco o franco arcillosos, bien drenados y profundos, el pH óptimo es de 6.5 (ligeramente ácido), aunque tolera suelos ácidos e incluso alcalinos. La existencia de un pH próximo o menos de 4.5, la acidez del suelo limita la producción, principalmente por la

presencia del aluminio intercambiable y micronutrientes como hierro y manganeso que pueden ocasionar toxicidad y muerte de la planta(Quintero *et al.*, 1984).

Existen 16 elementos nutritivos esenciales para la caña de azúcar, dentro de estos encontramos al Carbono, Hidrogeno y Oxigeno, los cuales no son minerales y la planta los toma del bióxido de carbono y del agua. Los nutrientes restantes son el nitrógeno, fosforo, potasio, calcio, magnesio y azufre. Los micronutrientes necesarios para el desarrollo normal de la planta son boro, cloro, cobre, hierro, manganeso, molibdeno y zinc; estos se requieren en cantidades muy pequeñas (Anderson y Bowen, 1994).

El incremento de la producción de la caña por hectárea requiere la conjugación de varios factores que actúan simultáneamente para lograr mayores tonelajes. Para aumentar y conservar los rendimientos del campo cañero es indispensable impulsar la fertilización procurando aplicar dosis adecuadas y efectuar las prácticas de cultivo, principalmente el combate de las malas hierbas en el momento oportuno (Anderson y Bowen, 1994).

La mayoría de los suelos responden a la fertilización y producen incrementos del 30% o más en comparación con campos no abonados. Desde luego que dicho comportamiento depende del manejo del fertilizante y aplicación de las dosis adecuadas en la época conveniente para el mejor desarrollo de las plantas y una colocación que pueda ser fácilmente adsorbido por las raíces (Flores, 1976).

2.3 Nitrógeno en el suelo

El nitrógeno es un componente esencial de las células vivas y se encuentran principalmente en las partes jóvenes de la planta en estado de crecimiento. Es adsorbido por las plantas en forma de NO^{-3} y NH^{+4} ; ya dentro de esta, se reduce y pasa a formar carbohidratos que componen algunas proteínas (Tisdale, 1998).

La deficiencia de nitrógeno en la planta, se manifiesta por coloración verde amarillenta, en las hojas inferiores. Al existir una deficiencia severa, se secan las puntas de las hojas y este secado avanza hacia la parte media de la hoja por la nervadura central(Quintero *et al.*, 1984).

2.4 Fijación de nitrógeno

Una de las mayores fuentes de nitrógeno del suelo es la fijación del nitrógeno, una acción microbial en la cual nitrógeno (N_2) es tomado del aire y fijado al suelo en formas utilizables por las plantas. La fijación de nitrógeno por organismo es de dos tipos simbiótica y asimbióticas. En la fijación simbiótica, la bacteria causa la forma con de nódulos radiculares (crecimiento anormal de la raíz) en ciertas plantas huéspedes (principalmente leguminosas).

En libre o fijación asimbiótica, tipos específicos de microorganismos (ciertas bacterias y microorganismos de alga azul- verde) que viven independientemente en el suelo y en el agua, convierten nitrógeno (N_2) en nitrógeno que forma parte del tejido de su cuerpo, dejándolo para que la planta

lo use después que se mueren y descomponen. El nitrógeno fijado por simbiosis varía de pocas libras por hectáreas a más de 122 kg/ha. (Fassbender, 1987).

A pesar que los nutrientes pueden influenciar la fotosíntesis, la translocación y almacenamiento de los azúcares, su mayor contribución es asegurar el crecimiento máximo de la caña y obtener el mayor tonelaje de la caña por hectárea. Para resultados óptimos, el nitrógeno debe aplicarse en los tres primeros meses hasta la cosecha (Cassalett *et al.*, 1995). Mineralización del nitrógeno

La mayor fuente de nitrógeno en el suelo es la materia orgánica. Cuando la materia orgánica del suelo se mineraliza, el nitrógeno es liberado con un ion utilizable, amonio. Originalmente el amonio se conoció incorrectamente como la única forma mineral de nitrógeno, porque la conservación de nitrógeno orgánico en forma de amonio se denominó amonificación. En esta liberación de la descomposición de materia orgánica es la fuente más importante de nitrógeno en campos no fertilizados (Fassbender, 1992).

Aunque la materia orgánica del suelo contiene aproximadamente 5% peso de nitrógeno. Solo cerca de 2 a 5 % del total es liberado anualmente por descomposición. La descomposición es más rápida en suelos cálidos, bien drenados y húmedos, como las arenas en el verano y es lenta en las arcillas en la primavera fría. Mineralizado el 3% de la materia orgánica de un suelo que

contiene solo un 4%, el suelo obtendría 134 kg/ha de nitrógeno como amonio. (Fassbender, 1987).

2.5 Requerimientos de nitrógeno

Experimentos realizados en Colombia, sobre fertilización de la caña de azúcar, se pudo establecer que el nitrógeno es el mayor limitante en la producción de este cultivo y que sus requerimientos varían según el tipo, número de corte y variedad utilizada (Quintero *et al.*, 1984).

El resultado obtenido puede ser por lo que menciona Kass del nitrógeno en las plantas. (Kass, 1998). Menciona que el nitrógeno estimula el crecimiento vegetativo, incrementa la masa protoplasmática y aumenta la succulencia foliar.

(Murty y Ladha, 1998) menciona que en un experimento realizado pudo observar que aparte de la posible fijación de nitrógeno, hay un efecto positivo de estas bacterias sobre la longitud de tallo, número y área superficial de las raíces es debido a la secreción por las mismas de sustancias estimuladoras del crecimiento (fitohormonas), tales como auxinas, giberelinas y compuestos fenólicos.

Se ha establecido que entre mayor sea el contenido de N en la hoja, más alto será el contenido de clorofilas, y por lo tanto, aumenta la capacidad fotosintética (Díaz, 2002).

Las características de un suelo que influyen en la aplicación de nitrógeno son la materia orgánica, drenaje y profundidad del nivel freático. Esto quiere decir, que para suelos con bajo contenido de materia orgánica, pobremente drenados y niveles freáticos muy superficiales, tendrán mayores requerimientos de este nutriente. Un suelo en contenido de materia orgánica, presentaría menos de 2%; entre 2 y 4% sería un suelo en contenido medio y mayor de 4% sería un contenido alto (Quintero *et al.*, 1984).

2.6 Reguladores de crecimiento (hormonas).

Se reconoce actualmente que la mayor parte de la actividad de las plantas, está regulada por un complejo de sustancias químicas llamadas hormonas (Devlin, 1980).

Este término fue acuñado por los especialistas en fisiología animal y a partir de allí han surgido confusiones considerables en cuanto a la terminología de las sustancias de crecimiento (Villalobos, 1990).

Los reguladores de las plantas se definen como los compuestos orgánicos, que en pequeñas cantidades, fomentan, inhiben o modifican de alguna manera cualquier proceso fisiológico vegetal. Las hormonas de las plantas o fitohormonas, son reguladores producidos por las mismas plantas, que en bajas concentraciones, regulan los procesos fisiológicos de aquellas y por lo general se desplazan de un lugar de producción a un sitio de acción (Villalobos, 1990).

Las hormonas del crecimiento se definen como “sustancias que siendo producidas en una parte de un organismo son transferidas a otra y en esta influyen un proceso fisiológico específico”. En realidad es muy difícil definir el término hormona vegetal con toda precisión. Muchas sustancias del tipo hormonal pueden actuar en su lugar de síntesis, actúan al parecer de modo no específico o actúan a niveles genéticos como inductores o represores. A menudo se prefiere el término fitoregulator, refiriéndose a compuestos naturales o sintéticos que inducen respuestas en el crecimiento, desarrollo o metabolismo (Bidwell, 1983).

Para Hartman y Dester (1989), las auxinas y las citocininas son las más importantes para regular el crecimiento y la morfogénesis en el tejido de las plantas y en el cultivo de órganos, para ellos, los reguladores sintéticos han sido descubiertos con una actividad biológica que iguala o excede la de las sustancias de crecimiento equivalentes. Hay alternativas químicas para las giberelinas naturales, las cuales son extraídas de hongos cultivados y se utilizan como reguladores exógenos. .

Para Bidwell (1983), las hormonas son por definición, compuestos orgánicos sintetizados por las plantas superiores, que influyen sobre el crecimiento y desarrollo, que actúan generalmente en áreas diferentes a donde son producidas y se encuentran presentes y activas en muy pequeñas cantidades.

2.6.1 Auxinas

Weaver (1985), define a las auxinas como sustancias orgánicas que promueven el crecimiento (aumento en volumen), a lo largo del eje longitudinal, en concentraciones aproximadas de 10^{-3} molar. Todos los compuestos que tienen actividad auxínica poseen hidrógeno y oxígeno en proporciones y disposiciones diferentes y algunos de ellos contienen, además, nitrógeno y cloro; tienen estructuras simples, pero la mayoría son complejos.

2.6.1.1 Función de las auxinas en la formación de las raíces

Se debe distinguir claramente entre el efecto de las auxinas sobre la formación de las raíces y su efecto sobre el alargamiento radicular. En general las concentraciones requeridas para el primero de estos procesos son mucho mayores que para el segundo.

Un efecto importante de la auxina, que también implica división de células, es el de provocar la iniciación de raíces laterales y adventicias en la raíz y en el brote. Este efecto tiende a correlacionar el grado de ramificación del sistema radical con el grado de desarrollo de yemas de brote. Más aun, debido al transporte polar hacia abajo, la auxina tiende a acumularse justamente arriba de cualquier sitio dañado en el tallo o en el sistema radical. Esta acumulación estimula la iniciación de raíces adventicias en el lugar dañado, con lo que promueve la regeneración de las raíces perdidas y aumenta las probabilidades

de supervivencia de las partes de una planta después que haya sufrido una lesión abajo o al nivel del suelo (Devlin, 1980).

2.6.2 Citocininas

Las citocininas son potentes factores del crecimiento para la diferenciación y son sustancias que regulan la división celular. Haberlandt (1913) encontró que los tejidos floematicos difundían una o unas sustancias capaces de inducir la división celular de tejido parenquimatoso de la patata. Skoog observo que en el segmentos de tallo de *Nicotina spp.*, que influía en la corteza, vasos y medula no crecían en un medio simple y necesitaba añadirle una auxina para que hubiera alargamiento y proliferación de la medula, por otra parte, se colocaba está aislada y añadía auxina se observaba alargamiento de las células sin división de las mismas, pero cuando las medula se ponían en contacto con el tejido basculas, podía observarse de nuevo división celular (Barceló *et al.*, 1995).

Según Evans *et al.*, (1983), citado por roca, considera que el modo de acción de las citocininas es a través de las síntesis de proteínas específicas para el desencadenamiento de la mitosis (Roca, 1996).

2.6.2.1 Efectos fisiológicos de las citocininas

Las citocininas se adicionan al medio para promover la división celular y diferenciación de las yemas y brote adventicios de callos y órganos, promueven

la embriogénesis somática, inhiben la formación de raíces. El éxito del tratamiento con citocininas, induce el crecimiento de mucho y pequeños brotes de cada explante, después de cuatro a seis semanas. La formación de brotes adventicios, ya sea por la interacción entre auxinas y citocininas (López, 1999).

2.6.3 Gibelerinas

Promueve el crecimiento de las plantas enanas o enanizadas por alguna causa.

Promueve la germinación, el crecimiento temprano del embrión, rompe la dormancia causada por frío o falta de luz, refuerza la elongación de las células facilitando que la raíz rompa tegumentos o recubrimientos duros de la semilla, asegurando una germinación uniforme interesante en semillas de alto costo, promueve la precocidad en la producción de semillas y frutos en plantas bianuales, en algunas especies, estimula la germinación del polen y el crecimiento de los tubos polínicos, promueve el desarrollo de los frutos; por ejemplo, en durazno, almendras y uvas.

En cebada, y otros cereales, la acción de las Gibelerinas, causa que la capa de aleurona del endospermo, sintetice enzimas, como la α -amilasa, dirigiendo el almidón almacenado para movilizar los azúcares que actúan en la germinación (Thain and Hickman, 2004).

2.7 Bacterias fijadoras de nitrógeno

El nitrógeno molecular (N_2) que existe en la atmósfera no es fácilmente asimilable por los vegetales debido a que el triple enlace que une los átomos que forma la molécula es difícil de romper; la única forma de aprovechar el nitrógeno atmosférico es mediante el proceso metabólico conocido como fijación biológica de nitrógeno (FBN), el cual asegura la disponibilidad de nitrógeno en los ecosistemas naturales (Zuberer, 1998).

Los microorganismos de nitrógenos incluyen dos variantes: los fijadores simbióticos que fijan nitrógeno en asociación con plantas, y los no simbióticos (asimbióticas) o de vida libre que proporcionan al medio compuestos nitrogenados como amonio, aprovechados por vegetales (Zuberer, 1998).

La actividad y eficiencia de los microorganismos de la vida libre con capacidad de fijar nitrógeno han demostrado un extraordinario potencial para la explotación agrícola. Los resultados de investigaciones sobre la incorporación a los suelos de esta clase de microorganismos (inoculantes microbianos o biofertilizantes) han originado altos rendimientos en las cosechas de una gran diversidad de los cultivos, como maíz, arroz, frijol, tomate, etc., minimizando el uso de fertilizantes químicos especialmente los nitrogenados (Meunchang *et al.*, 2005).

2.8 Materia Orgánica

Blunden (1973), mencionan que los derivados de algas mejoran el suelo. Nicolás (1995), reporta incremento en la materia Orgánica.

La materia Orgánica del suelo contiene cerca del 5% de N total, pero también contiene otros elementos esenciales para las plantas, tales como el fosforo, magnesio, calcio, azufre y micronutrientes (Graetz, 1997).

La materia Orgánica también llamada humus se designa a las sustancias orgánicas variadas, de color pardo y negruzco, que resultan de la descomposición de materias orgánicas de origen exclusivamente vegetal. Contiene un 5% de nitrógeno, por lo que su valor en el suelo se puede calcular multiplicado por un 20 su contenido en nitrógeno total (Gros y Domínguez, 1992).

La materia orgánica tiene efecto sobre las propiedades físicas del suelo, formando agregados y dando estabilidad estructural, uniéndose a las arcillas y formando el complejo de cambio, favoreciendo la penetración del agua y su retención, disminuyendo la erosión y favoreciendo el intercambio gaseoso. Cuando se refiere al efecto sobre las propiedades químicas del suelo, los autores mencionan que aumenta la capacidad de cambio del suelo, la reserva de nutrientes para la vida vegetal y la capacidad tampón del suelo favorece la acción de los abonos minerales y facilita su adsorción a través de la membrana celular de las raicillas. Y en cuanto a su efecto sobre las propiedades biológicas, favorece los procesos de mineralización, el desarrollo de la cubierta

vegetal, sirve de alimento a una multitud de microorganismos y estimula el crecimiento de la planta en un sistema ecológico equilibrado. Estos efectos de la materia orgánica también han sido sugeridos por otros autores (Graetz, 1997).

2.9 Algas marinas

Senn (1987) reporta que la incorporación de algas marinas al suelo incrementa las cosechas y favorece la calidad de los fruto básicamente porque se administra a los cultivos no solo todos los macro y micronutrientes que requiere la planta, sino también 27 sustancias naturales cuyos efectos son similares a los reguladores de crecimiento. Dentro los compuestos ya identificados en las algas se tienen agentes quelatantes como ácidos alginicos, fulvicos y manitol así como vitaminas, cerca de 5000 enzimas y algunos compuestos biocidas que controlan algunas plagas y enfermedades de las plantas (Crouch y Van Staden, 1992).

Las algas marinas se aplican en la agricultura tal cual, en forma de harina, de extractos y de polvos solubles. Si los derivados son elaborados en la forma apropiada, los organismos vivos que contienen se conservan en estado viable y se propagan por un tiempo donde la aplican potenciando su acción, lo que hace posible la aplicación de dosis muy bajas (Blaine *et al.*, 1990; Crouch y Van Staden, 1992).

Fox y Cameron (1991) mencionan que, al aplicar foliarmente extractos de algas marinas, las enzimas que estas contienen refuerzan en las plantas su sistema inmunitario (más defensa) y su sistema alimentario (más nutrición) y activan sus funciones fisiológicas (más vigor).

Las micro algas cianofitas que los extractos de algas conllevan, ya sea que se apliquen foliarmente o al suelo, fijan el nitrógeno del aire aun en las no leguminosas (Martínez y Salomón, 1995).

Al aplicar algas marinas o sus derivados al suelo, sus enzimas provocan o activan en el reacciones de hidrolisis enzimáticas de los seres vivos que el hábitat e inclusive las raíces no son capaces de hacer en forma notoria de tal manera que, al reaccionar con las arcillas silíceas o las arcillas de hidróxidos más arena, actúan del compuesto que se encuentra en mayor cantidad en favor del que se encuentran en menos proporción y tiene a llevarlo al equilibrio; o sea, al suelo franco ajustando también el pH (Reyes, 1993).

En los carbonatos libera el anhídrido carbónico formando poros, lo que sucede así mismo al coagular las arcillas silíceas, des compactándolo; todo, en forma paulatina, se logra así: el mejoramiento físico, químico y biológico del suelo, haciendo del mismo un medio propicio para que las plantas se desarrollen mejor (Blunden, 1973).

2.10 pH

El pH del suelo es una medida de la acidez o alcalinidad de un suelo, y afecta la disponibilidad de los nutrientes, la actividad de microorganismos, y la solubilidad de minerales del suelo. Factores importantes que afectan el pH edáfico son temperatura y precipitaciones, que controlan la intensidad del lixiviado y la meteorización de los minerales del suelo. La acidez por lo general está asociada con suelos lixiviados; la alcalinidad mayormente aparece en regiones más secas. Sin embargo, prácticas agrícolas, tales como el encalado o el agregado de fertilizantes de amonio, puedan alterar el pH. La medición de pH significa en realidad medir la actividad del ion $[H^+]$ en la solución del suelo (<http://soils.usda.gov>).

En consecuencia:

$$pH = \frac{\log 1}{(H^+)} = -\log(H^+)$$

El grado de acidez de un suelo se refleja con las concentraciones de iones hidrógenos existentes en la suspensión acuosa del mismo, los iones H^+ tienen su origen en la disociación electrostática del ácido diluido en una solución acuosa.

El pH del suelo depende de diversos factores incluyendo los que intervienen en la formación del suelo, la estación del año, las prácticas del

cultivo, el horizonte muestreado, el contenido hídrico al momento del muestreo y la técnica para determinarlo (Cepeda, 1999).

Cepeda (1999), indica que procesos de lavado eliminan bases del suelo y, por lo tanto, con el tiempo tiende a provocar un descenso en el pH, este proceso es importante en los suelos jóvenes y pierden influencia en los suelos seniles, donde los procesos meteorizantes han eliminado la mayor parte de las arcillas de estructura 2:1. Los fertilizantes que contienen azufre o nitrógeno, acidifican el suelo, y produce efectos apreciables en unos pocos años.

La aplicación de cal permite subir el pH cuando es demasiado bajo. La mayoría de los suelos tienen un valor de pH que oscila entre 4 y 8. Casi todos los suelos con pH superior a 8 poseen un exceso de sales o un elevado porcentaje de Na^+ . Los suelos con pH inferior a 4, generalmente contienen ácido sulfúrico (Cepeda, 1999).

La acidez del suelo está asociada con varias características del suelo, bajo nivel de calcio y magnesio intercambiables y bajo porcentaje de saturación de bases; alta proporción de aluminio intercambiable; una capacidad de intercambio de cationes más baja que en suelos similares menos ácidos debido a un número reducido de cargas negativas en la superficie de la materia orgánica y a un creciente número de cargas positivas en la superficie de los óxidos; cambios en la disponibilidad de nutrientes; por ejemplo, la solubilidad

del fósforo es reducida; aumento de la solubilidad de los elementos tóxicos (Rowell, 1994).

2.11 Conductividad eléctrica

Cano (2011), menciona que la medida de la conductividad eléctrica (CE), junto con la de pH, son básicas en el análisis de suelos y aguas, puestos que de ellas se deducen muchas de las características del agua de riego y del suelo de cultivo, tales como las siguientes:

- a) Concentración de sales.
- b) Alcalinidad o acidez (reacción).
- c) Aproximadamente el tipo de sales.
- d) Fertilizantes más apropiados.

Desde el punto de vista analítico la conductividad indica algo acerca de la concentración iónica de la disolución, pero no permite discernir cuál es su composición cuantitativa. Sin embargo, la conductividad eléctrica está directamente relacionado con la presión osmótica y esta tiene gran importancia en la absorción de agua por las plantas y por lo mismo influye en la producción, de aquí el interés de esta medida.

Cuadro 2.1 Clasificación de suelos según su contenido de sales (Cano, 2011).

CE. en dS/m, a 25 ⁰ C.	Clasificación de suelo	Tolerancia de las plantas al contenido de sales
< 2.0	No salino	Efecto de salinidad caso nulo.
2.0 a 4.0	Poco salino	Los rendimientos de los cultivos más sensibles se afectan.
4.0 a 8.0	Medianamente salino	Prosperan solamente los cultivos que toleran cierto grado de salinidad.
8.0 a 12.0	Fuertemente salino	Solo los cultivos tolerantes rinden apropiadamente.
>12.0	Extremadamente salino	Solo las especies muy tolerantes se adaptan.

2.12 Densidad aparente

La densidad aparente es definida como la relación entre la masa del suelo secado en horno y el volumen global, que incluye el volumen de las partículas y el espacio poroso entre las partículas. Es dependiente de las densidades de las partículas del suelo (arena, limo, arcilla y materia orgánica) y de su tipo de empaquetamiento. Las densidades de las partículas minerales

usualmente se encuentran en el rango de entre 2.5 a 2.8 g/cm³, mientras que las partículas orgánicas presentan usualmente menos que 1.0 g/cm³(<http://soils.usda.gov>).

La densidad aparente es una propiedad dinámica que varía con la condición estructural del suelo. Esta condición puede ser alterada por el cultivar; pisoteo de animales; maquinaria agrícola; y clima, por ejemplo por impacto de las gotas de lluvia (Arskead *et al.*, 1996). Estratos compactados del suelo tienen altas densidades aparentes, restringen el crecimiento de las raíces, e inhiben el movimiento del aire y el agua a través del suelo.

Ortiz y Ortiz (1984), menciona que las densidades aparentes aumentan con la profundidad en el perfil del suelo. Esto se debe a más bajos niveles de M.O., menor agregación y más compactación.

La compactación fuerza al material sólido dentro de los poros del suelo. Esto reduce el espacio poroso total y aumenta la densidad aparente. Las labores de cultivo usualmente aumentan el espacio poroso y disminuyen la densidad aparente (Ortiz y Ortiz, 1984).

2.13 Densidad de sólidos

Cavazos y Rodríguez (1992), definen la densidad de las partículas como la masa (peso) por unidad de volumen de las partículas sólidas de un suelo, es decir que no se considera el volumen vacío (espacio poroso).

La densidad de las partículas en la práctica es difícil de determinar, por los métodos que para ello se utilizan; en clasificación de suelos se ha convenido en adoptar el valor de 2.65 g/cm^3 como la densidad real de todos los suelos, dicho valor se considera como el promedio aproximado de los minerales dominantes: cuarzo, feldespatos, micas, y minerales arcillosos.

El tamaño y arreglo de las partículas del suelo no afecta la densidad de las partículas. Sin embargo, la M.O que pesa mucho menos de un volumen igual de sólidos minerales influirá en la densidad de las partículas (Ortiz y Ortiz, 1984).

Ortiz y Ortiz (1984), mencionan que algunos suelos superficiales de alto contenido orgánico y mineral, pueden decrecer en su densidad de partículas hasta 2.4 g/cm^3 . Los suelos superficiales usualmente poseen menores densidades de partículas que los subsuelos. Los suelos orgánicos

(turbas y mucks) podrían naturalmente tener densidades de partículas extremadamente bajas.

III. Materiales y Métodos

3.1 Localización del experimento

Esta investigación se llevó a cabo en los terrenos del área del Ingenio Pánuco S.A.P.I. de C.V. Grupo Pantaleón, Pánuco, localizado al norte de la capital del estado de Veracruz.

En este trabajo se usó el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*).

3.2 Descripción de los Tratamientos

Se evaluaron tres tratamientos con cuatro repeticiones (los cuales se describen el Cuadro 3.1) con un diseño de bloques completamente al azar.

La superficie experimental conformada por 3 tratamientos con 4 repeticiones fue de 12,960 m², donde para cada repetición se consideraron 3 surcos con una distancia entre surcos de 1.2 mts y con una longitud de 300 metros, dando un total de 12 surcos para cada tratamiento, con una superficie experimental de 4,320 m² por cada tratamiento.

Cuadro 3.1: Tratamientos Experimentales.

TESTIGO		
PRODUCTO	1^a. aplicación	2^{da}. aplicación
Ninguno	----	----

TRATAMIENTO 2		
PRODUCTO	1^a. aplicación	2^{da}. aplicación
ALGAENZIMS^{MR}	*2 L/ha al momento de la siembra.	1 L/ha foliar a los 150 días después de la siembra.

TRATAMIENTO 3		
PRODUCTO	1^a. aplicación	2^{da}. aplicación
ALGAENZIMS^{MR}	*2 L/ha al momento de la siembra.	1 L/ha foliar a los 150 días después de la siembra.
TURBOENZIMS	*5 L/ha al momento de la siembra.	
ALGAROOT (AR)		1 L/ha al suelo a los 150 días después de la siembra.
ALZINC^B		2 L/ha foliar a los 150 días después de la siembra.

*Aplicación dirigida a la semilla figura 3.1

3.3 Preparación de tratamientos

La dilución de los tratamientos 2 y 3 se realizó considerando 200 L de agua por hectárea, para lo cual se utilizaron recipientes de 200 L. a los cuales se les agrego 200 litros de agua y se adicionaron los productos descritos.

3.4 Aplicación de Tratamientos

Se utilizaron mochilas aspersoras de 20 litros, para las aplicaciones foliares y al suelo como se muestra en la Figura 3.1.

Figura 3.1 Aplicación de los tratamientos



3.5 Descripción de Actividades

El terreno se preparó con maquinaria, utilizando cinceles para la preparación del terreno, la rastra y el bordeo para hacer surcos, se aplicaron 600 kg/ha de una mezcla de fertilizante 20-10-10, de N-P-K.

3.6 Fecha de siembra

La siembra se realizó el 01 de noviembre del 2011 (fecha 1) con una distancia entre surcos de 1.20 m, como se observa en la figura 3.2.

Figura 3.2 Siembra de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*)



3.7 Tapado de semilla

El tapado de la semilla se realizó con cinceles como se observa en la figura 3.3.

Figura 3.3 Tapado de semilla



3.8 Muestreo de Suelo

Las muestras de suelo se recolectaron en las fechas 01/11/2011 (fecha 1), 14/12/2011 (fecha 2), 28/04/12 (fecha 3) y 05/02/13 (fecha 4). Para cada

repetición se colectaron 2 kg aproximadamente, dando un total de 8 kg por tratamiento a una profundidad de 0 a 30 cm. Para obtener las muestras se utilizó barrenas, espátula, bolsas de plástico, etiquetas adheribles y marcador permanente.

Figura 3.4 Muestra de suelo

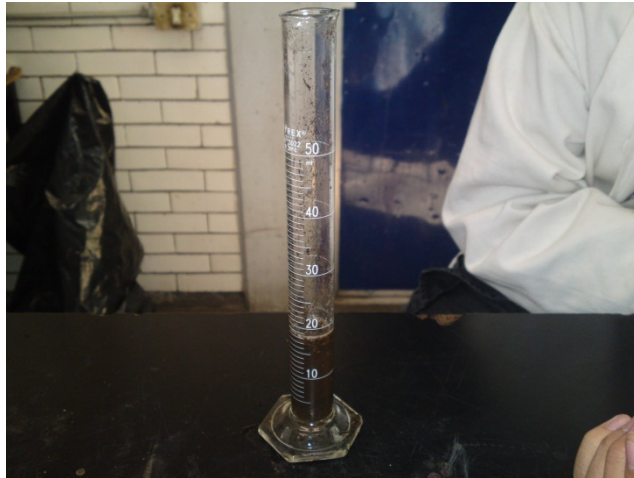


3.9 Variables físicas de suelo

3.9.1 Densidad aparente: Método de la Probeta.

Se pesó la probeta de 100 ml, agregando el suelo seco y tamizado a 2 mm, hasta más o menos 80 ml, se tapó y acomodó el suelo golpeando la probeta sobre una franela, dándole 30 golpes con una secuencia de 1 golpe por segundo en una trayectoria vertical de 20-30 cm. Se lee el volumen de suelo, quitar el tapón y pesar de nuevo, leer el volumen final de la probeta y determinar la densidad aparente (D_a) con los cálculos correspondientes.

Figura 3.5 Densidad aparente: Método de la Probeta.



3.9.2 Densidad de Sólidos: Método del Picnómetro

Se Pesa el recipiente a emplear en determinación (picnómetro o matraz de aforación de 50 ml o de 100 ml), después pesar exactamente 10 gramos de suelo y agregarlo al recipiente, agregar agua destilada hasta 50% del volumen del recipiente y colocar en parrilla a hervor lento, dejar enfriar recipiente (suelo + agua destilada), aforar y pesar

Figura 3.6 Densidad de Sólidos: Método del Picnómetro



3.10 Variables químicas del suelo

3.10.1 Materia Orgánica: Método de Walkley y Black

Se pesó 0.10 gr de suelo previamente tamizado, se colocó en un matraz Erlenmeyer de 500 ml, se agregó 10 ml de solución de bicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$) y 20 ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4) se dejó enfriar y se agregó 200 ml de agua destilada y cuatro gotas de indicador ortofenantrolina y se pasó a titular con sulfato ferroso ($FeSO_4$).

Figura 3.7 Determinación de Materia Orgánica con el Método de Walkley y Black

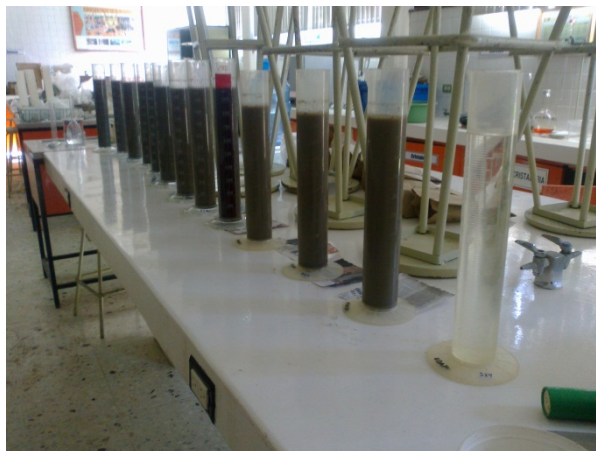


3.10.2 Determinación de la Textura: Método Hidrómetro de Bouyoucos

Se preparó la solución dispersora con el hexametáfosfato de sodio y con agua destilada. Se pesó 40 gr de suelo tamizado y se depositaron en un vaso de precipitado de 300 cm³, se agregó 50 cm³ de solución dispersora y

unos 100 cm³ de agua posteriormente se pasa a un agitador eléctrico 5 min. Terminando de agitar se pasa la suspensión de suelo a un cilindro de sedimentación y se afora a 1000 cm³. Se agita con un agitador manual y a los 30 segundos después de terminado de agitar se introduce el hidrómetro a la suspensión de suelo a los 40 segundos (10 segundos después de introducir el hidrómetro) se toma la primera lectura del hidrómetro (R_1) y la temperatura (T_1). Se coloca el hidrómetro en un lugar fijo y a los 120 minutos de haber dejado de agitar, se toma la segunda lectura del hidrómetro (R_2) y la temperatura (T_2) de la suspensión. Con los datos de porcentajes de arena, limo y arcilla se consulta el triángulo de texturas para determinar el tipo de textura del suelo.

Figura 3.8 Determinación de la Textura: Método Hidrómetro de Bouyoucos



3.10.3 pH del suelo

Se tomaron treinta y seis muestras de suelo y de cada muestra se tomaron 20 g. Las muestras fueron colocadas en frascos de vidrio de capacidad suficiente adicionando 20 ml de agua destilada. Posteriormente se llevaron a un

agitador por 15 minutos, después de lo que se procedió a tomar lectura con el potenciómetro.

Figura 3.9 Medición de Potencial de Hidrogeno.



3.10.4 Conductividad Eléctrica: Método de la Pasta Saturada

Para esta determinación se pesaron 20 g de suelo seco y tamizado en malla de 2 mm en frascos de vidrio de capacidad suficiente para adicionar 20 ml de agua destilada. Posteriormente se llevaron a un agitador por 15 minutos, después de lo que se procedió a tomar lectura con el conductivímetro expresando en dS m^{-1} .

Figura 3.10 Conductividad Eléctrica: Método de la Pasta Saturada



3.11 Variables Evaluadas en Planta

3.11.1 Altura de Plantas

Esta variable se midió en tres fechas diferentes en el periodo del experimento (fecha 2: 14/12/2011, fecha 3: 28/04/12 y fecha 4: 05/02/13). Seleccionando ocho metros lineales. Para las fechas 2 y 3 La altura se tomó con una cinta métrica midiendo de la base de la caña hasta el ápice de la hoja superior y para la fecha 4 (05/02/13) esta variable se midió hasta la última lígula. Figura 3.11.

Figura 3.11 Medición de Altura de planta



3.11.2 Número de Tallos

Esta variable se midió en tres fechas diferentes en el periodo del experimento (fecha 2: 14/12/2011, fecha 3: 28/04/12 y fecha 4: 05/02/13). Seleccionando ocho metros lineales y contando el número de plantas que se encontraban en esa distancia.

Figura 3.12 Número de Tallos



3.11.3 Diámetro de Tallos

Esta variable se midió en tres fechas diferentes en el periodo del experimento (fecha 2: 14/12/2011, fecha 3: 28/04/12 y fecha 4: 05/02/13). En la fecha 2 y 3 esta medición se llevó a cabo igual que en la medición de altura, ya que de las mismas plantas se tomaron los datos a la mitad de la planta, y en la fecha 4 se cortaron 3 plantas por repetición y de la parte media de las plantas se seleccionaron 3 canutos, los cuales fueron trasladados al laboratorio de la empresa Palau bioquim, en donde se les midió el diámetro, en las tres fechas de muestreo se utilizó un vernier digital. Figura 3.14.

Figura 3.13 Medición de Diámetro de Tallo



3.11.4 Contenido de clorofila (SPAD).

Esta variable se midió durante el segundo, tercero y cuarto muestreo (fecha 2: 14/12/2011, fecha 3: 28/04/12 y fecha 4: 05/02/13). Esta medición se llevó a cabo igual que en la medición de altura, ya que de las mismas plantas se

tomaron los datos. En esta medición se utilizó el SPAD muestreando tres hojas de la planta de caña colocándolo en el haz y en el envés.

Figura 3.14 Utilidad del SPAD.



3.11.5 Grados Brix

Se retiró la corteza superficial de la caña con un cuchillo, se hizo cuadritos y posteriormente se colocó en un exprimidor y se sacó el jugo el cual se puso en un refractómetro (HI96801) y se obtuvieron las lecturas de los Grados Brix. Figura 3.16.

Figura 3.15 Medición de los Grados Brix con el Refractómetro



3.12 Peso total por metro lineal.

De un metro lineal de cada repetición se cortaron las plantas y sujetando los tallos por con una soga se pesaron en unabásculadigital.

Figura 3.16 Medición de Peso Total de la Planta



3.13 Cosecha

La cosecha se realizó de forma manual el 05 de febrero del 2013 (fecha 4), en forma tradicional utilizando machetes para el corte de la caña y maquinaria pesada, cada tratamiento se trasladó en un camión para determinar su peso en bascula industrial propiedad del Ingenio Pantaleón.

Figura 3.17 Cosecha de Planta Caña de Azúcar



3.14 Análisis Estadístico

Los datos se analizaron bajo un diseño de bloques completos al azar, con el programa estadístico SAS (2002) con una prueba de medias de Duncan, con el 95% de probabilidad, mediante el siguiente modelo estadístico:

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \beta_j + \epsilon_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Valor observado.

τ_i = Efecto del tratamiento.

μ = Efecto de la media.

β_j = Efecto del bloque.

ϵ_{ij} = Error experimental.

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

4.1 Variables físicas de suelo evaluadas

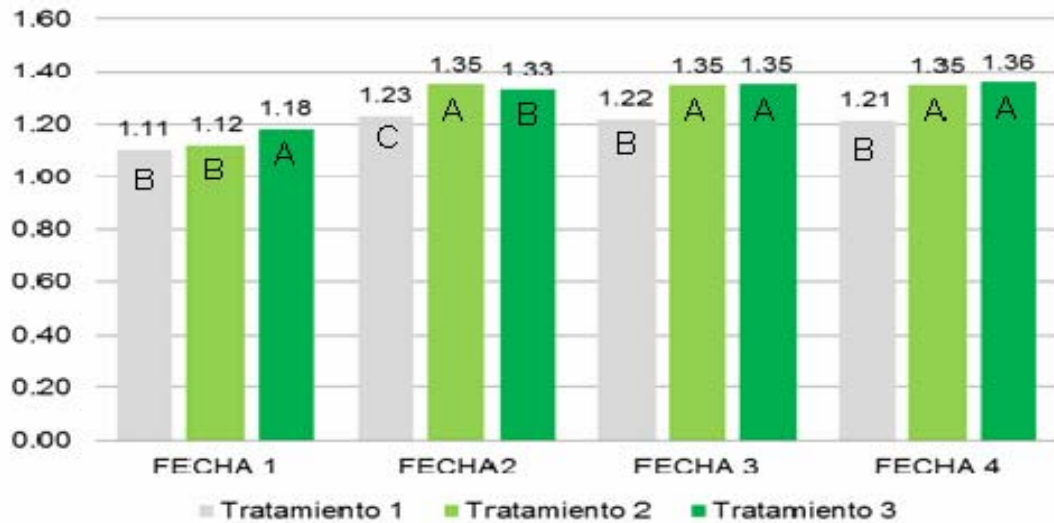
4.1.1 Densidad Aparente (Da)

En la Gráfica 4.1 se puede apreciar que existe variación en el comportamiento de los tratamientos empleados, existiendo diferencias significativas entre ellos. Siendo el tratamiento dos y tres los de mayor densidad aparente con respecto al testigo (tratamiento 1).

En la fecha 2, 3 y 4 los tratamientos dos y tres superaron estadísticamente al testigo (tratamiento 1) y en la fecha 1 el tratamiento tres fue superior estadísticamente con respecto al testigo (tratamiento 1) y al tratamiento dos.

La densidad aparente fue aumentando de la fecha 1 hasta fecha 4, teniendo mayor compactación los tratados con respecto al testigo (tratamiento 1).

Gráfica 4.1. Medias de la Da, por efecto de los tratamientos en 4 fechas de muestreo de suelo en el cultivo con caña de azúcar. Panuco, Veracruz, México.



En densidad aparente, por su fácil implicación de cambio en tamaño y forma de los poros del suelo, entre otras causas, debido al laboreo del terreno y la aplicación de agua, como considera Narro (1994), fue posible apreciar cambios estadísticamente significativos.

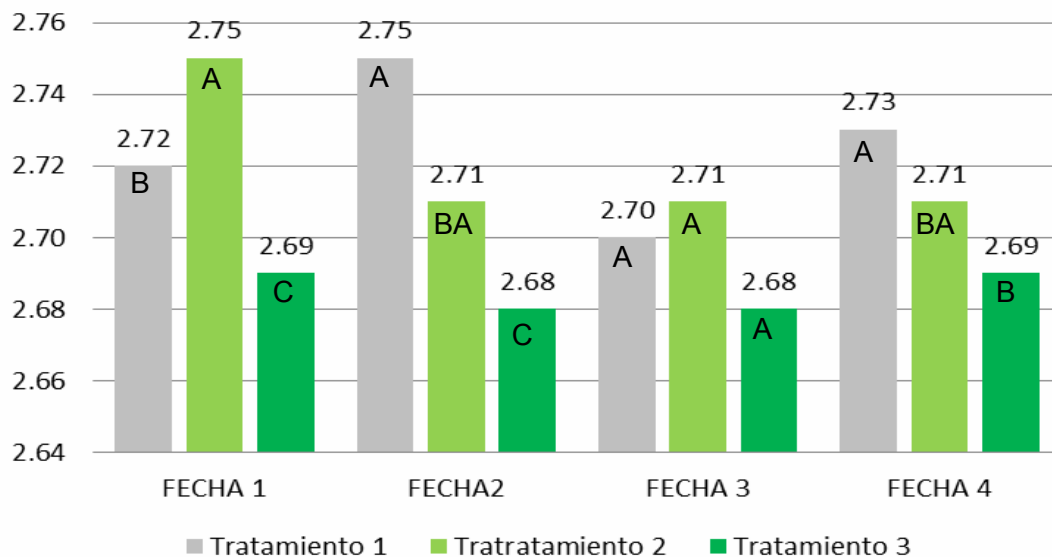
La densidad aparente del suelo puede servir como un indicador de la compactación y de las restricciones al crecimiento de las raíces. Típicas densidades aparentes del suelo fluctúan entre 1.0 y 1.7 g/cm³ y generalmente aumentan con la profundidad en el perfil (Arshad *et al.*, 1996). Lo que nos da una idea más clara sobre el efecto de los tratamientos sobre los estratos estudiados.

4.1.2 Densidad de Sólidos (Ds)

La Grafica 4.2. Se encontró diferencias estadísticas en las fechas 1, 2 y 4, en la fecha 1 el tratamiento dos supero al testigo (tratamiento 1) y el tratamiento tres, en la fecha 2 y 4 el testigo supero a los tratamientos 2 y 3 y en la fecha 3 no hubo diferencias significativas entre los tratamientos empleados según el análisis de varianza.

Los tratamientos 1 (tratamiento 1) y 2 no tuvieron una constancia de datos en las diferentes fechas de muestreo, el tratamiento tres se mantuvo constante en la densidad de sólidos.

Grafica 4.2. Efecto de tratamientos en la D.S. en 4 fechas de toma de muestras de suelo, en el cultivo de caña de azúcar, Panuco, Veracruz, México.



Contrario a lo que sucedió en este trabajo, Rascón (2006) reporta que las aguas residuales usadas en riego agrícola, no muestran diferencia estadística del efecto que pudieran causar sobre la densidad de sólidos del suelo.

Parecido a lo que paso con esta variable, Ramírez (2010) afirma que la aplicación de abonos tipo bocashi modifico las propiedades físicas del suelo presentándose cambios en la densidad aparente, la densidad real, y la estabilidad estructural al compararlas con el tratamiento testigo.

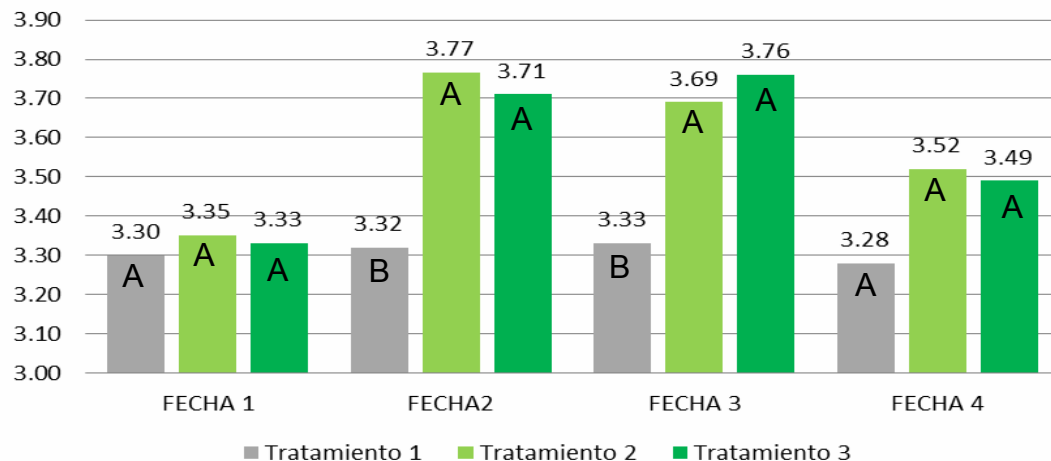
De Modo general, Zermeño (1991), menciona que la densidad aparente y la densidad de sólidos se redujeron con la incorporación de estiércol de caprino al suelo, se incrementa el contenido de materia orgánica, espacio poroso, conductividad eléctrica, capacidad de intercambio catiónico y la disponibilidad de nutrimentos, mientras que el pH se mantuvo constante.

4.2 Variables químicas de suelo evaluadas

4.2.1 Materia Orgánica (M.O)

En la Gráfica 4.3 muestra el aumento del porcentaje de materia orgánica en la caña de azúcar en la fechas 2 y 3, los tratamientos dos y tres superan al testigo (tratamiento 1) estadísticamente, en las fechas 1 y 4 no existen diferencias significativas entre tratamientos.

Grafica 4.3.- Porciento de materia orgánica en el suelo

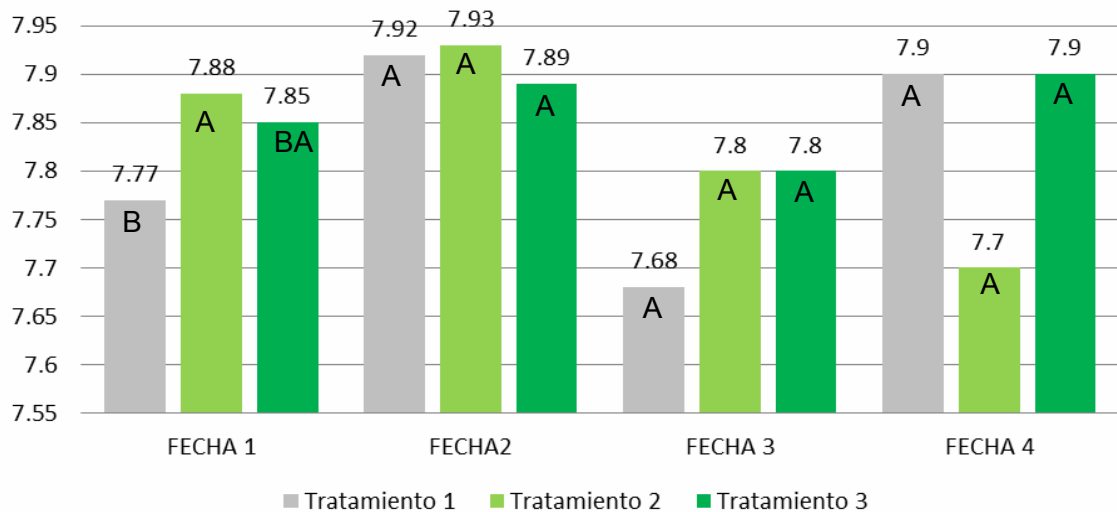


Blunden (1973), en trabajos realizados menciona que los derivados de algas mejoran el suelo. Nicolás (1995), en diferentes investigaciones reporta incremento en la materia orgánica.

4.2.2 Potencial de Hidrogeno (pH)

La Gráfica 4.4 muestra que en las fechas 2, 3 y 4 no existen diferencias estadísticas entre tratamientos, en la fecha 1 el tratamientos dos y el tratamiento tres superan estadísticamente al testigo (tratamiento 1).

Gráfica 4.4. Efecto de los tratamientos sobre el pH de muestras de suelo de 4 fechas de muestreo, en el cultivo de caña de azúcar, Panuco, Veracruz, México.



Guillen (2011), menciona que a la profundidad (0.0-0.15) m, al aplicar al suelo 2L Ha⁻¹ del producto Algaenzims^{MR} no manifestó algún cambio sobre el pH (6.7) inicial, y en la profundidad (0.0-0.30) m incrementa de 6.3 a pH de 6.4,

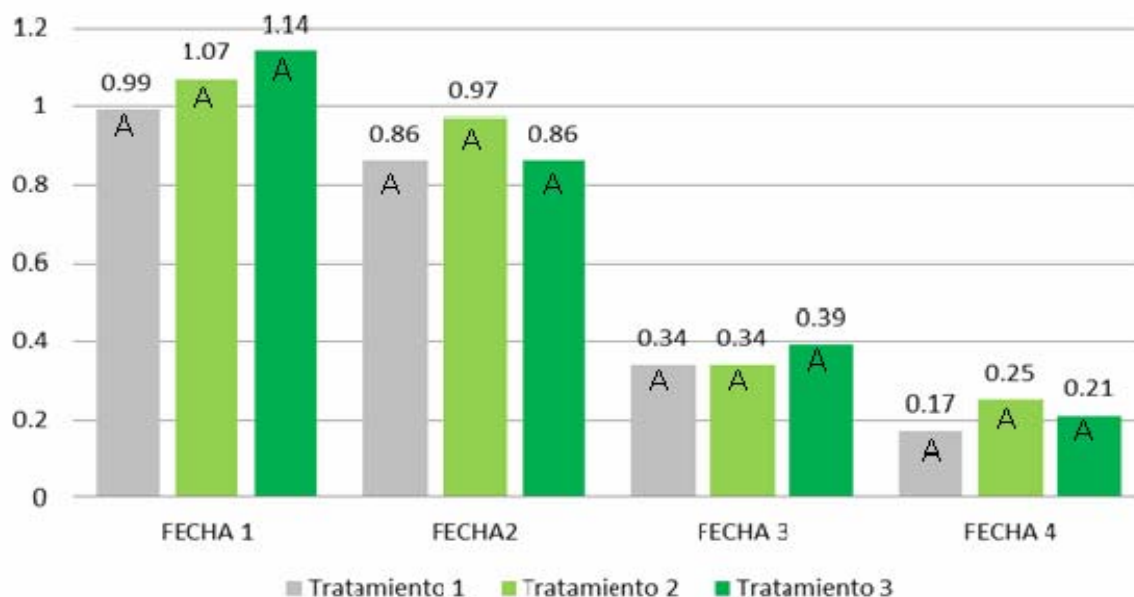
en 5 meses, lo cual tiene relación con lo encontrado en este experimento, viéndose mayor efecto sobre el estrato (profundidad) 0.15-0.30 m.

4.2.3 Conductividad Eléctrica (C.E)

En la Gráfica 4.5 se muestra que estadísticamente no existen diferencias significativas entre los tratamientos en las 4 fechas en cuanto a cantidad de sales en el suelo. Se observa como la conductividad eléctrica fue disminuyendo de la fecha 1 hasta la fecha 4.

La conductividad eléctrica fue disminuyendo en los tres tratamientos conforme las cuatro fechas de muestreo. Por lo cual ningún tratamiento tuvo un impacto para reducir las concentraciones de sales.

Grafica 4.5. Efecto de tratamientos en la C.E. en 4 fechas de toma de muestras de suelo, en el cultivo de caña de azúcar, Panuco, Veracruz, México.



Acorde a lo sucedido en ambos estratos, Guillen (2011), encontró que aplicar al suelo 2L Ha^{-1} del producto Algaenzims^{MR}, el valor de la conductividad eléctrica, baja de 0.32 dS/m a 0.27 dS/m ($0.00\text{-}0.15\text{m}$) y en la profundidad ($0.15\text{-}0.30\text{m}$) de 0.28 dS/m a 0.26 dS/m , en 5 meses.

En general los valores de la CE de entre 0 y 0.8 dS/m son aceptables para el crecimiento de los cultivos. Las Interpretaciones de la calidad del suelo para sitios específicos dependen del uso específico de las tierras y de la tolerancia de los cultivos. (<http://soils.usda.gov>).

Richards (1980), señala que esta variable está íntimamente relacionada con la suma de cationes y aniones que se determinan químicamente y en general tienen una correlación estrecha con los sólidos totales disueltos.

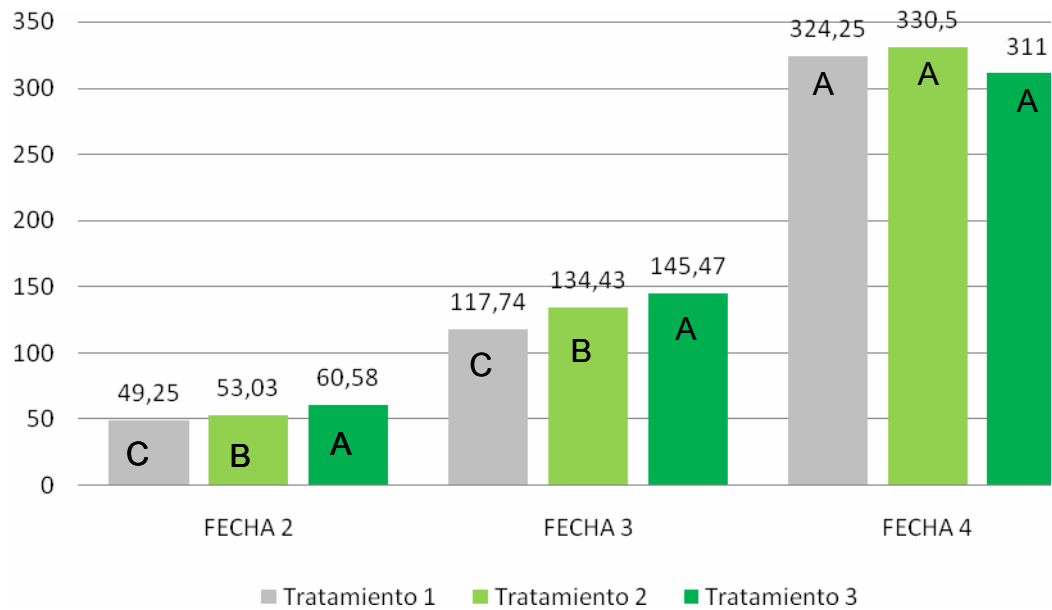
4.3 Variables Evaluadas en Planta

4.3.1 Altura de planta

En la Grafica 4.6 se observa el efecto por la aplicación de bio fertilizantes desarrollados a base de algas marinas, ya que se tuvieron plantas de mayor altura con respecto a las plantas testigo.

Aunque se muestra que el muestreo del día de la cosecha en la fecha 4 no muestra significancia estadística. Y en las fechas 2 y 3 estadísticamente el tratamiento tres supero al testigo (tratamiento 1) y el tratamiento dos.

Grafica 4.6.- Altura de planta de caña de azúcar por efecto de tratamientos, Panuco, Veracruz, México.



Fox y Cameron (1991) mencionan que, al aplicar foliarmente extractos de algas marinas, las enzimas que estas contienen refuerzan en las plantas su sistema inmunitario (más defensa) y su sistema alimentario (más nutrición) y activan sus funciones fisiológicas (más vigor).

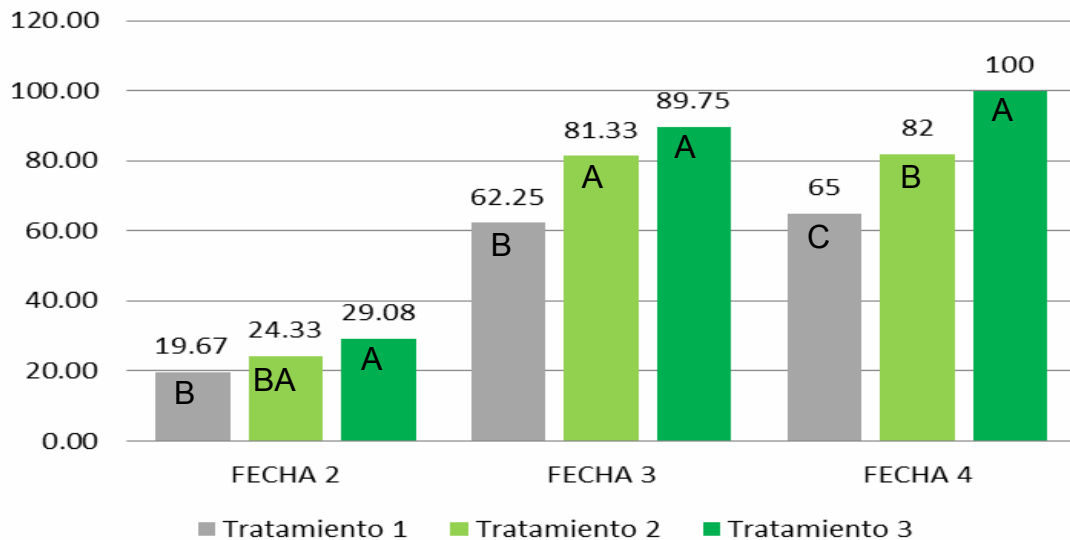
El resultado obtenido en esta investigación puede ser por lo que menciona Kass del nitrógeno en las plantas. (Kass, 1998). Menciona que el nitrógeno estimula el crecimiento vegetativo.

4.3.2 Número de Brotes

En la Gráfica 4.7 muestra que hubo diferencia estadística el tratamiento tres en las fechas 1y 4 con respecto al tratamiento dos y el testigo. En la fecha

3 el tratamientos 2 y 3 tuvieron mejor diferencias estadísticas con forme al testigo (tratamiento 1).

Grafica 4.7.- Número de tallos de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México.

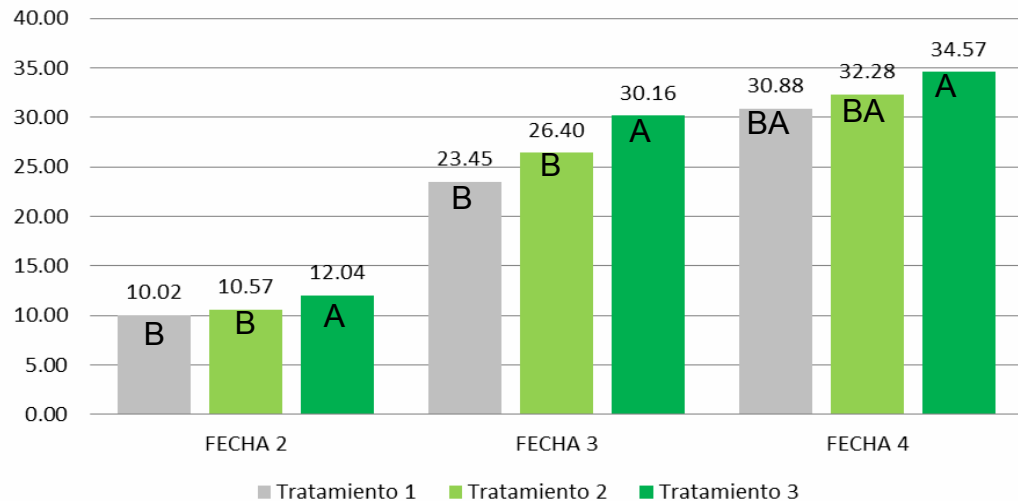


Murty y Ladha, (1998) menciona que en un experimento realizado con bacterias promotoras de crecimiento pudo observar que aparte de la posible fijación de nitrógeno, hay un efecto positivo de estas bacterias sobre la longitud de tallo, número y área superficial de las raíces es debido a la secreción por las mismas de sustancias estimuladoras del crecimiento (fitohormonas), tales como auxinas, giberelinas y compuestos fenólicos.

4.3.3 Diámetro de Tallo

En la Gráfica 4.8 muestra que en las fechas 2,3 y 4 hubo diferencias estadísticas entre tratamientos, resultando con más alto valor el tratamiento tres con respecto al testigo (tratamiento 1) y el tratamiento dos.

Grafica 4.8.- Diámetro de tallo de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México.



Purseglove, (1972), indica que la longitud y diámetro del entrenudo, son afectados principalmente por los factores nutricionales, temperatura y disponibilidad de agua. Por esta razón el tallo podría mostrar entrenudos cortos y delgados en el tercio medio reflejando crecimiento retardado durante una época seca.

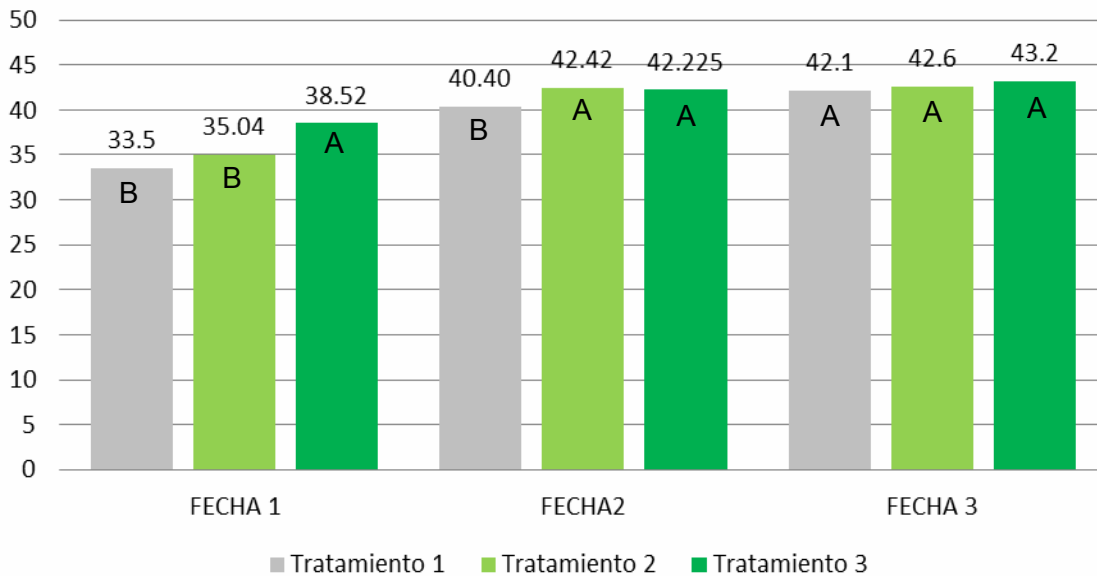
4.3.4 Contenido de Clorofila (spad)

En la Gráfica 4.9 se observa que la aplicación de bio fertilizantes desarrollados a base de algas marinas, tuvieron un efecto en el incremento de la clorofila en las hojas de la caña de azúcar.

La Grafica 4.9 muestra que en la fecha 2 existen diferencias significativas siendo el de más alto valor el tratamiento tres, en la fecha 3 los

tratamientos 2 y 3 superaron estadísticamente al testigo (tratamiento 1) y en la fecha 4 no existen diferencias significativas entre tratamientos.

Grafica 4.9.- Contenido relativo de clorofila en las hojas de las plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos, Panuco, Veracruz, México.



Se ha establecido que entre mayor sea el contenido de N en la hoja, más alto será el contenido de clorofilas, y por lo tanto, aumenta la capacidad fotosintética (Díaz, 2002).

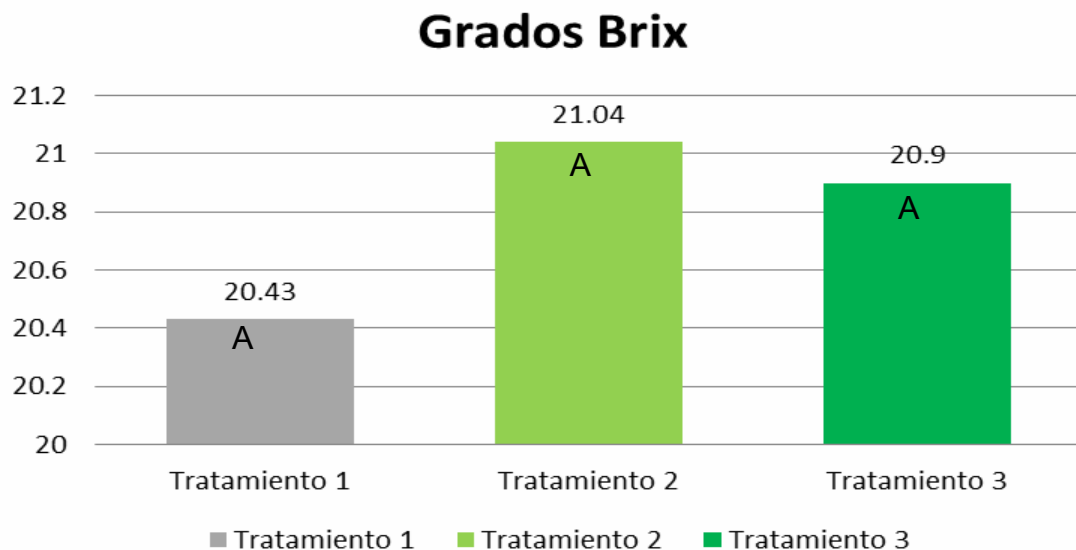
Sainz & Echeverría (1998) Demostraron que existe una estrecha asociación entre el contenido de nitrógeno (N) y clorofila en hojas de maíz. En consecuencia, el estado nutricional del cultivo puede ser evaluado a través de la medición del contenido de clorofila de la hoja como se demostró en experimento desarrollado el INIFAP Rio Bravo por el Salinas y Cárdenas ,se demostró que la aplicación foliar de un 1Lha⁻¹ de Algaenzims^{MR} aumenta un 12.6% y 15.7% las Unidades SPAD en plantas de maíz y sorgo respectivamente, con respecto al

testigo (resultados estadísticamente significativos) y se presentó un aumento en el rendimiento de cosecha de 9.47 y 15.5% con respecto al testigo (resultados estadísticamente significativos).

4.3.5 Grados Brix

En la Grafica 4.10 muestra los grados brix que es la media para la cantidad de azúcar en la caña. Como se observa en la gráfica no existen diferencias estadísticas entre los tratamientos. Pero si existe diferencia numérica, el Tratamiento dos ya que fue mayor 0.6075 que el Testigo (tratamiento 1) con un 2.97% y el Tratamiento tres es mayor 0.223 que el Testigo (tratamiento 1) con un 1.10 %.

Grafica 4.10.- Grados brix de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México.



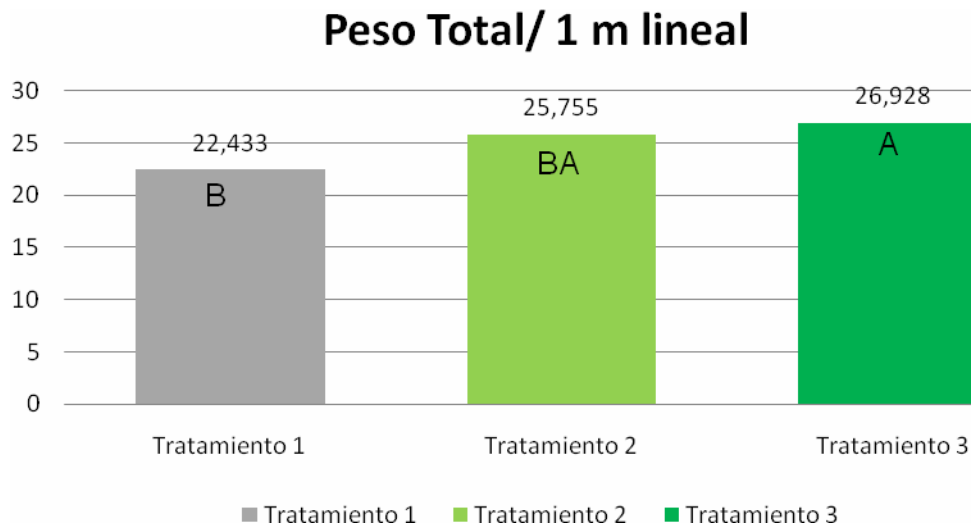
Walter (1996) menciona que al agregar productos orgánicos al cultivo de caña de azúcar aumenta 0.295 grados brix en comparación al testigo.

En la caña el agua representa el 73% y 76% los sólidos totales solubles (brix % en caña) varían entre el 10% y 16% y la fibra (% de caña) oscila entre 11% y 16%. Entre los azúcares más sencillos se encuentran la glucosa y fructuosa (azúcares reductores), que existen en el jugo de cañas maduras en concentración de 1% y 5%. (Clarke et al., 1986).

4.3.6 Peso Total por 1 metro lineal

En la Gráfica 4.11 se muestra que existen diferencias estadísticas entre tratamientos. En cuanto a kilogramos/1m lineal, el tratamiento tres fue de mayor valor, teniendo una diferencia de 4.495 kg con respecto al testigo (tratamiento 1) aumentando un 20.03% y el tratamiento dos 3.322 kg con respecto al testigo (tratamiento 1) aumentando un 14.80 %.

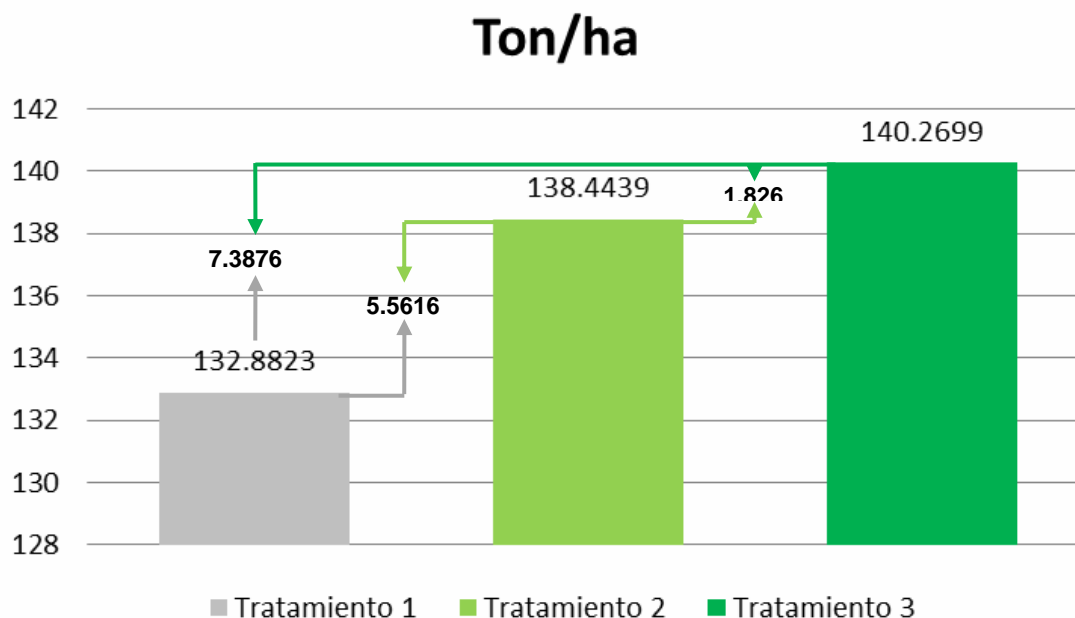
Grafica 4.11.- Peso total de plantas de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México.



4.3.7 Rendimiento

En la Gráfica 4.12 se muestra el rendimiento por hectárea de caña de azúcar siendo el de mayor valor el tratamiento tres con 7.3876 ton más que el testigo (tratamiento 1) esto significa que se elevó un 5.55 % ton/ha y 1.826 mayor con respecto al tratamiento dos. El Tratamiento dos es mayor con respecto al testigo (tratamiento 1) 5.5616 ton elevando un 4.18%.

Gráfica 4.12.- Rendimiento de caña de azúcar por efecto de tratamientos. Panuco, Veracruz, México.



Estos trabajos concuerdan con los siguientes trabajos de campo.

Resultados de campo en el cultivo de caña de azúcar var. CP72-1312 en el Ingenio Pantaleón (2007). Mencionan que con el tratamiento de Algaenzims se aumentó el rendimiento/ha un 12.58 % con respecto al Testigo,

Ampudia Córdón (2004) en su reporte de campo menciona que el producto Algaenzims aumentó el rendimiento un 10.76 % con respecto al testigo.

V. CONCLUSIÓN

Los productos a base extractos de algas marinas aplicados al suelo y a la planta de caña de azúcar tienen un efecto positivo en algunas propiedades físicas (Densidad aparente, densidad de sólidos) y químicas (materia orgánica, potencial de hidrogeno) del suelo, así como también en las variables fisiológicas y bromatológica (altura de planta, números de brotes, diámetro de tallo, contenido de clorofila, peso total en 1 metro lineal y rendimiento) de la planta.

V. LITERATURA CITADA

- Amaya, E. A.; Cock, J. H; Hernández, A; Irvine, J. E.1995. Biología de la caña de azúcar. In Cassalett, C; Torres, J; isaacs, C. 1995. El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia. Cali, Colombia, Cengicaña. P 31-62.
- Anderson, D.L.; Bowen, J.E.1994. Nutrición de la caña de azúcar. Instituto de potasa y fosforo .Quito, Ecuador. 40 p.
- Arshad, M.A., B. Lowery, and B. Grossman. 1996. Physical tests for monitoring soil quality. P. 123-142. In: J. W. Doran and A. J. Jones (eds.) Methods for assessing soil quality. Soil Sci. Soc. Am. Spec. Publ. 49. SSSA, Madison, WI.
- Asociación de azucareros de Guatemala. 1997. La agroindustria azucarera de Guatemala. Guatemala. 42 p.
- Barceló Coll, J; Nicolás Rodrigo; Sabater García, B.1995. Fisiología vegetal. 7 ed. España pirámide. , p.390-403
- Bidwell, R.G.S.1983. Fisiología vegetal. AGT editor, México. 784 p.

Blaine, M., W.J. Zimmerman, I. Crouch y Van Staden, 1990. Agronomic uses of seaweed and microalgae. Pp. 267 – 307.

Blunden, G. 1973. Effects of liquid seaweed extracts as fertilizers. Proc. Seventh international seaweed Symposium. In ref. 3. School of pharmacy, Polytecnic, Park Road, Portsmouth, Hants, England.

Cassalett Dávila; Torres Aguas, J.; Isaacs Echeverru, C. 1995. El cultivo de caña de azúcar en la zona azucarera de Colombia. Valle del cauca, calima Colombia, centro de investigación de la caña de azúcar de Colombia. P. 120-122

Comisión veracruzana de comercialización agropecuaria. Monografía de la caña de azúcar, 2008.

Cano G. A. 2011. Manual de Practicas de la Materia Edafología.

Cavazos T. y Rodríguez O. 1992. Manual de Practicas de Física de Suelos. Escuela Superior de Agricultura Hermanos Escobar. México.

Cepeda, J. M. 1999. Química de suelos. UAAAN. Buenavista, Saltillo. Coahuila, México.

Clarke, M.A.; Blanco, R.S.; y Ghodshall, M.A.1986. Colorant in raw sugars. Proceedings. Intern. Soc. Sugar Cane technol. (ISSCT) 2: 670-682.

Crinquist, A. 1986. Botánica básica. CECSA. México, 655 p.

Crouch, L. y J. Van Staden. 1992. Evidence of the presence of plant growth regulators in commercial seaweed products. Department of Botany, University of Natal, Republic of South Africa. Ed. Kluwer Academic Publishing. The Netherlands.

Devlin, RM.1980. Fisiología Vegetal. España, Omega. 517 p.

Díaz M., D.H. 2002. Fisiología de los árboles frutales. Editor AGT, S.A. México D.F. 390 p.

Efectos de los RCPs. (M. Thain and M. Hickman, 2004).

Fassbender, H. W.1992. Suelos y sistemas de producción agroforestales. Turrialba, Costa Rica, CATIE.460 p.

Fassbender W. H. 1987. Química de suelos con énfasis en suelos de América latina. 2ed. San José, Costa Rica. IICA.420 p.

Flores, S. 1976. Manual de caña de azúcar. Guatemala, instituto técnico de capacitación y productividad. 172 p.

Fox, B.A. y A.G. Cameron. 1991. Food science, nutrition and health. Sixth edition. Ed. Edward Arnold, a division of Hodder Headline PLC, London NW1 3BH.

- Guillen C. R. A., 2011. Evaluación de Alganezims^{MR}, Algaroot^{MR}, Turboenzims MR, Quitaflor y Mayor el Cultivo de Papa *Solanum tuberosum* L. Variedad Norteña. Tesis de licenciatura, UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Graetz, H.A., 1997. Suelos y fertilización. Trillas. México. 80 p.
- Gros, A, y Domínguez, A., 1992. Abonos guía práctica de la fertilización. 8va. Edición. Ediciones Mundi-Prensa 450 p.
- Hartman, HT; Dester, DE. 1989. Propagación de plantas; principios y prácticas.CECSA. México, 760 p.
- Hernández Y. 1998. La fijación biológica del nitrógeno. Rev. Cubana de Ciencias Agrícola, núm. 32.
- Kass, D.1998. Fertilidad de los suelos. 1era impresión. EUNED. San José Costa Rica. 233.
- López Morales, C. 1999. Efecto de la bencilaminopurin (BA) y dos métodos de micro propagación de los cultivares de plátano (*Musa balbisiana* L.) Tesis Ing. Agr. Guatemala, USAC.75 p.
- Martínez, L.J. y J. Salomón, 1995. Efectos de un extracto de algas y varios fitorreguladores sobre el cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.) var. Gigant. Tesis doctoral. Instituto tecnológico y de estudios superiores de Monterrey.

Manual Azucarero Mexicano 2012. Ed cia editora del manual azucarero, S.A. de C.V.

Meunchang S., 2005. Inoculation of sugar mill by/products compost with N₂-fixing bacteria, plant and soil, 271:219-225.

Murty, M.G., and Ladha, J.K. 1998. Influence of azospirillum on the mineral uptake and growth of rice under hydroponic conditions. Plant and soil. 108: 281-285.

M. Thain and M. Hickman, 2004 Efectos de los RCPs.

Narro F.E. 1994. Física de suelos con enfoque agrícola, Editorial Trillas-UAAAN. México, D.F.

Nicolás Nicolás y Eloy Nahum. 1995. Evaluación de extractos de algas marinas en el cultivo de crisantemo (*Chrysanthemum morifolium* cv. Indianápolis). Tesis de licenciatura. UNAM. Cuautitlán Izcalli, Edo. De México.

Ortiz, V.B. y Ortiz, S.C.A. 1984. Edafología, Universidad Autónoma de Chapingo, México.

Orosco, H; Soto. 1996. Morfología de la caña de azúcar (*Saccharum spp.*) Importantes en Guatemala y de variedades en evaluación regional grupo CGVO. Guatemala, CENGICAÑA. 43 p. (documento técnico no. 7).

- Orozco, C.1996. Cultivo de tejidos y su aplicación en agricultura. Simposio nacional sobre cultivo de tejidos vegetales (1., 1996, Guatemala). Memorias. Guatemala, Instituto de Ciencia y Tecnología Agrarias. P 1-10.
- Piña Q. R., del C. 1993. Estudio de la aplicación de algas sobre propiedades selectas del suelo y producción de trigo (*Triticum estivum L.*). Tesis de Licenciatura, UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Purseglove, J.W.1972. Tropical crops; monocotyledons. England, longman Group. P 214-256.
- Quintero Duran, R.; Jen Yang, S.; Castilla, .C.1984. Efectos de la cachaza en la producción de la caña de azúcar en el valle del cauca. In: congreso de la sociedad colombiana de técnicos de la caña de azúcar (i., 1985, Cali, col.). Memorias Guatemala, CENGICANA. P. 255-265
- Ramírez R. 2010. Evaluación de la aplicación de abono tipo bocachi en las propiedades físicas de un suelo Degradado de Municipio de Maranilla Antioquia. Universidad Nacional de Colombia.
- Rascón A. E. 2006. Evolución de propiedades físicas y químicas de suelo y absorción de metales pesados en producción agrícola con aguas residuales. Tesis doctoral, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Reyes R., D.M. 1993. Efecto de algas marinas y ácidos húmicos en un suelo arcilloso y otro arenoso. Tesis de maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Saltillo, Coah. , México.

Roca Canet, C.E.1996. Respuesta de dos diferentes tipos de explante en zapote (*Pouteria sapota* L. Cronquis) a diferentes medios de cultivo in vitro. Tesis ing. Afr. Guatemala, USAC. 79 p.

Richards L. A., 1980. Suelos salinos y sódicos; diagnóstico y rehabilitación. Ed. Limusa, Sexta edición; tercera impresión. México.

Ríos D. G.1995. Efecto de un mejorador orgánico en un suelo salino en el cultivo de triticale forrajero. Tesis de Maestría, UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Sainz Rozas, H. & H. E. Echeverría. 1998. Relación entre las lecturas del medidor de clorofila (Minolta SPAD 502) en distintos estadios del ciclo del cultivo de maíz y el rendimiento en grano. Rev. Fac. Agron., La Plata 103 (1):37-44.

Salinas, Jaime Roel y Cárdenas Palomo, José Omar, 2009. Efecto de *algaenzims^{mr}* en el índice de clorofila en el cultivo de sorgo y maíz. INIFAP.Rio Bravo.

Subiros R.F., 1995. El cultivo de la caña de azúcar. San José, Costa Rica.

Tisdale, S.L. 1998. Fertilidad de los suelos y fertilizantes. UTHEA. México. D.F.160 p.

Villalobos, R.1990. Fundamentos técnicos prácticos del cultivo de tejidos vegetales Chapingo, México, Centro de Genetica.190 p.

Walter, 1996. Efecto causado por la incorporación de productos orgánicos al suelo en el cultivo de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.), Guatemala. Pag. 30.

Weaver, R.J. 1985. Reguladores de crecimiento de las plantas en la agricultura. Trad. Por Agustin Contin. México, Trillas. 262 p.

Zermeño G. H. 1991. Mejorador de suelos y reguladores de crecimiento en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.). Tesis de maestría, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Zuberer, D.1998. Biocal dinitrogen fixation: introduction and Nonsymbiotic. En principals and applications of soil microbiology. New Jersey: prentice Hall.

VI.APENDICE

7.1 Pruebas de laboratorio del ingenio Panuco, Veracruz en caña de azúcar (*Saccharum officinarum*).

TRATAMIENTO	BXC	PZA	SAC	RED	HUM	PESO	MEDIDA MTS
T1	20.885	93.46	14.3775	0.17425	70.9	12.46	2.9
T2	20.9675	94.685	14.5975	0.16	71.65	12.05	3.025
T3	21.16	93.8175	14.74	0.15975	71.1	12.455	3.125

BXC: Grados Brix

SAC: Sacarosa

HUM: Humedad

PESO: Peso (Kg)

MEDIDA MTS: Altura de la planta