



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTLA GUTIÉRREZ

INGENIERÍA BIOQUÍMICA

TÍTULO DEL PROYECTO:

“EFECTO DEL RASTROJO SOBRE LA CONCENTRACIÓN DE CLOROFILA EN CULTIVO DE MAÍZ (*Zea mays* L.) CON AGRICULTURA DE CONSERVACIÓN EN SUELOS DEL RANCHO GUAPINOL EN EL MUNICIPIO DE VILLAFLORES, CHIAPAS”.

DESARROLLADO POR:

Jiménez Pinto Diana Carolina.

NÚMERO DE CONTROL:

07270251.

ASESOR INTERNO:

DR. JOAQUÍN ADOLFO MONTES MOLINA.

REVISOR:

DRA. ROCÍO MEZA GORDILLO.

REVISOR:

M.C. JUAN JOSE VILLALOBOS MALDONADO.

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. Junio de 2012.



SUBSECRETARÍA DE EDUCACIÓN SUPERIOR
DIRECCIÓN GENERAL DE EDUCACIÓN SUPERIOR TECNOLÓGICA
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE TUXTLA GUTIÉRREZ

SECRETARÍA DE
EDUCACIÓN PÚBLICA



CONSTANCIA DE LIBERACIÓN Y EVALUACIÓN DE PROYECTO DE RESIDENCIA PROFESIONAL

A QUIEN CORRESPONDA:

Por medio de la presente me permito informarle que ha concluido la asesoría y revisión del proyecto de Residencia profesional cuyo título es: **“EFECTO DEL RASTROJO SOBRE LA CONCENTRACIÓN DE CLOROFILA EN CULTIVO DE MAÍZ (*Zea mays* L.) CON AGRICULTURA DE CONSERVACIÓN EN SUELOS DEL RANCHO GUAPINOL EN EL MUNICIPIO DE VILLAFLORES, CHIAPAS”**. Desarrollado por la C. DIANA CAROLINA JIMÉNEZ PINTO, estudiante de la carrera de **INGENIERÍA BIOQUÍMICA**, con número de control **07270251**, desarrollado en el presente periodo “Enero – Junio 2012”.

Por lo que, se emite la presente **Constancia de Liberación y Evaluación del Proyecto** a los veintidós días del mes de junio de 2012.

ATENTAMENTE
“CIENCIA Y TECNOLOGÍA CON SENTIDO HUMANO”



Dr. Joaquín Adolfo Montes Molina
Asesor del proyecto



M. en C. Juan José Villalobos Maldonado
Revisor del proyecto



Dra. Rocío Meza Gordillo
Revisor del proyecto

Carretera Panamericana Km.1080, . C.P. 29050, Apartado Postal 599
Teléfonos: (961) 61 5-03-80 (961) 61 5-04-61 Fax: (961) 61 5-16-87
<http://www.ittg.edu.mx>



Alcance del Sistema: Proceso Educativo

CONTENIDO

	Pág.
ÍNDICE DE FIGURAS _____	iv
ÍNDICE DE CUADROS _____	v
LISTA DE ABREVIATURAS _____	vi
1. INTRODUCCIÓN _____	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA _____	3
2.2. Justificación _____	3
2.3. Objetivos _____	4
2.3.1. Objetivo General _____	4
2.3.2. Objetivos Específicos _____	4
2.4. Caracterización del área en que se participó _____	5
2.5. Alcances y Limitaciones _____	5
3. MARCO TEÓRICO _____	6
3.1. El suelo _____	6
3.2. Características del suelo _____	7
3.3. Ciclos biogeoquímicos en el suelo _____	13
3.4. Ciclo de nitrógeno _____	13
3.4.1. Etapas del ciclo del N en el suelo _____	15
3.5. Destino del NO_3^- en las plantas _____	17
3.6. Ciclo del carbono _____	17
3.7. Proceso de Fotosíntesis _____	18
3.7.1. Fase luminosa _____	19
3.7.1.1. Componentes de los Fosistemas _____	20
3.7.2. Fase oscura _____	22
3.7.3. Organelo fotosintético: plastidios _____	23
3.7.3.1. Plastidios pigmentados: Cloroplastos _____	23
3.8. Características de la Clorofila _____	24
3.8.1. Biosíntesis de Clorofila _____	27
3.9. Asimilación de CO_2 _____	30
3.9.1. Degradación de la celulosa _____	31

3.9.2. Acción de degradación de la celulosa _____	32
3.9.3. Degradación de otros compuestos _____	34
3.10. Ciclo del Fósforo _____	35
3.11. Cultivo de Maíz _____	36
3.12. Agricultura de conservación _____	40
3.13. Importancia de la medición de la clorofila _____	41
4. MATERIAL Y METODOLOGÍA _____	42
4.1. Descripción del área de estudio _____	42
4.2. Análisis Físicoquímico del suelo de Guapinol _____	42
4.2.1 Recolección de muestras. _____	42
4.2.2. Preparación de las muestras para su análisis físicoquímico. _____	43
4.2.2.1. Determinación de humedad (Método Gravimétrico) _____	44
4.2.2.2. Determinación de la capacidad de retención de agua (Método Gravimétrico) _____	44
4.2.2.3. Determinación del pH _____	44
4.3. Diseño Experimental _____	45
4.3.1. Medición de la Variable Clorofila. _____	46
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN _____	47
5.1. Análisis Físicoquímicos del suelo _____	47
5.2. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila en el cultivo de Maíz (<i>Zea mays</i> L.) del rancho Guapinol _____	48
5.2.1. Medición de Clorofila con el Clorofilometro SPAD 502. _____	48
5.2.2. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila a los 58 dde. _____	49
5.2.3. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila a los 98 dde. _____	52
6. CONCLUSIÓN _____	57
RECOMENDACIÓN _____	57
REFERENCIAS _____	58
ANEXOS _____	64

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Ciclo De Nitrógeno	14
Figura 2. Cloroplastos	24
Figura 3. Estructura Química de la Clorofila	25
Figura 4. Diferencia Estructural entre la Molécula de Clorofila A y Clorofila B.	26
Figura 5. Ruta C5: Síntesis De Ácido 5 Aminolevulinico.....	27
Figura 6. Biosíntesis De Clorofila A través de la ruta C ₅	29
Figura 7. Estructura de la Celulosa: Regiones Cristalinas y Regiones Amorfas.	32
Figura 8. Acumulación y Distribución de N dentro de la Planta de Maíz en Función del Tiempo A: Grano, B: Marlo Y Envolturas, C: Tallo y Panojas, D: Hojas.	39
Figura 9. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila A 58 dde en Hojas de Cultivo de Maíz (<i>Zea Mays</i> L.) Tukey al 95 % P.	50
Figura 10. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila A 58 dde en Hojas de Cultivo de Maíz (<i>Zea Mays</i> L.): Abajo (V4 A V6) y Arriba (V9 A V11) de la Planta Tukey al 95 % P	51
Figura 11. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila A 98 dde en Hojas de Cultivo de Maíz (<i>Zea Mays</i> L.) Tukey al 95 % P.	53
Figura 12. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila A 98 dde en Hojas de Cultivo de Maíz (<i>Zea Mays</i> L.) :Hojas Arriba (V9 a V11) y Hojas Abajo (V4 a V6) de la Planta. Tukey al 95 % P.....	54
Figura 13. Comparación de la Producción de Clorofila A 58 Y 98 dde en Hojas de Cultivo de Maíz (<i>Zea Mays</i> L.). Tukey al 95 % P.	55

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Ubicación Geográfica De Muestras Del Suelo Guapinol.	43
Cuadro 2. Resultados De Valores Promedios Del Análisis Físicoquímicos Del Suelo Del Rancho Guapinol.....	47

LISTA DE ABREVIATURAS

°C	Grados centígrados o Celsius.
µm	Micrómetro.
ADN	Acido desoxidorribonucleíco.
ARN	Acido Ribonucleico.
ATP	Adenosina- Trifosfato.
C/N	Relación Carbono-Nitrógeno.
CH ₄	Metano
CH ₃ ⁻	Grupo Metil
CO ₂	Dióxido de carbono
COO ⁻	Grupo carboxilato
dde.	Días después de la emergencia.
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
FDA	Fundación de Desarrollo Agropecuario.
Ha	Hectárea.
Km.	Kilómetro.
M	Mol.
m	Metro.
m.s.n.m.	Metros sobre el nivel del mar.
mg	Miligramo.
ml	Mililitro.
mm	Milímetro.
N	Nitrógeno.
NO ₂ ⁻	Nitrito
NO ₃ ⁻	Nitrato
NADP ⁺	Nicotinamida adenina dinucleótido fosfato reducida.
NADPH	Nicotinamida adenina dinucleótido fosfato.
P	Fósforo.
P.	Probabilidad.
SPAD	Desarrollo del Análisis planta – Suelo
502	

1. INTRODUCCIÓN.

En las últimas décadas a nivel mundial la degradación de los suelos ha ido en aumento y México, según SEMARNAT, no es la excepción ya que se han degradado más de 61 millones de hectáreas. Siendo el principal problema la erosión hídrica, eólica, o bien, la salinización, entre otros (INEGI y SEMARNAT, 1997).

El mayor impacto de los cambios provocados por la erosión se da en el sector agrícola al bajar la productividad y fertilidad del suelo. Siendo la labranza la principal razón de dicha degradación, ya que genera una rápida desintegración de la materia orgánica y una pobre fertilización, dando como resultado una baja productividad.

Por lo anterior, se ha buscado establecer un sistema de prácticas agrícolas diferentes para promover una producción sustentable y rentable, siendo una opción la agricultura de conservación, con la cual se pretende disminuir el daño en el medio ambiente, además de reducir costos de producción y mejorar la fertilidad del suelo (Osorio, 2011).

El sistema de agricultura de conservación tiene tres principios básicos y estos son: la retención adecuada de residuos del cultivo anterior, mínimo movimiento de suelos y la rotación de cultivos. Siendo la retención del rastrojo de gran importancia, ya que a través de este se puede mejorar la retención de humedad y sobre todo el aumento de fertilidad del suelo, siendo la planta la principal receptora del N generado por dicho rastrojo.

El objetivo del presente trabajo es evaluar el efecto del rastrojo sobre la concentración de clorofila en el cultivo de Maíz (*Zea mays* L.) con agricultura de conservación en suelos del rancho Guapinol en el municipio de Villaflores.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Una de las causas del aumento de la erosión en los suelos mexicanos y en particular, en los chiapanecos, ha sido el mal manejo de los sistemas agrícolas, los cuales están provocando un deterioro constante de la calidad de los suelos, observándose un impacto negativo en el sector ambiental y socioeconómico, lo que conlleva a un estancamiento en el crecimiento de la productividad de los cultivos.

2.2. Justificación.

Los residuos orgánicos o rastrojos representan una fuente importante de nitrógeno para el suelo y para las plantas. Siendo esta última la más beneficiada, ya que necesita de dicho elemento para poder realizar sus actividades metabólicas. Además, para los agricultores representa una forma de producción más sustentable y rentable de su cultivo debido a que disminuye los costos de producción en el ámbito de fertilización (fuente directa de Nitrógeno para la planta).

Una forma de establecer el estado nutricional de la planta es a través de la medición de clorofila en las hojas, ya que, se encuentra correlacionada con la cantidad de Nitrógeno total presente en la planta. Es por eso, que el presente estudio del efecto del rastrojo sobre la concentración de clorofila en cultivo de maíz (*Zea mays L.*) con agricultura de conservación ayudará a la obtención de información sobre: 1) las condiciones actuales del suelo de Guapinol (pH, CRA, % Humedad); 2)

el comportamiento de la concentración de la clorofila en las hojas de las plantas del cultivo de maíz.

2.3. Objetivos.

2.3.1. Objetivo General

Evaluar el efecto del rastrojo sobre la concentración de clorofila en el cultivo de Maíz (*Zea mays* L.) con Agricultura de Conservación en suelos del rancho Guapinol en el municipio de Villaflores.

2.3.2. Objetivos Específicos

- Determinar las propiedades fisicoquímicas: % de Humedad, % de C.R.A., pH del suelo proveniente del Rancho Guapinol del municipio de Villaflores, Chiapas, México.
- Realizar la toma de lectura de clorofila en campo a los 58 dde y a los 98 dde del cultivo de maíz (*Zea mays* L.).
- Analizar estadísticamente los efectos del rastrojo sobre la concentración de clorofila en cultivo de maíz (*Zea mays* L.) con agricultura de conservación mediante la prueba Tukey al 95% con el programa Stat Graphics Centurión.

2.4. Caracterización del área en que se participó

El rancho Guapinol es propiedad del M.V.Z. Jorge Torres Penagos y se encuentra ubicado en el Km 56 de la carretera Tuxtla- Villaflores Vía Suchiapa, geográficamente se ubica a 16° 24' 06.6 " latitud Norte y 93° 11' 39.4" longitud oeste con una altitud de 799 m.s.n.m.

2.5. Alcances y Limitaciones.

En un futuro, la incorporación de rastrojo en el suelo permitirá aumentar la cantidad de clorofila en la planta, con el aumento de clorofila en la planta va a tener plantas mas fuertes y va ser capaz de formar mas fotosintatos, los cuales serán mas beneficiosos para el llenado de grano del maíz por lo tanto esperamos que aumente la producción de este cultivo.

No se lograría el trabajo mencionado sí hubiera: inundaciones, plagas en el cultivo, un aumento en la temperatura. Así mismo, no tener presupuesto para llevar a cabo el estudio sería un gran limitante.

3. MARCO TEÓRICO.

3.1. El suelo

El suelo representa un gran sistema para el desarrollo de la vida tanto terrestre como acuático, debido a que es el lugar donde se lleva a cabo la descomposición de la materia orgánica y es el lugar en donde van a parar los nutrientes en los ciclos minerales. Además actúa como una vía de conexión en el mundo orgánico y el mundo inorgánico, es por eso, que la interacción entre la parte biótica y abiótica hacen del suelo un sistema vivo (Smith Y Smith, 2002).

El suelo esta conformado en tres partes: la parte sólida (partículas minerales y orgánicas), líquida (H₂O) y gaseosa (aire). Para que un suelo sea productivo por lo general debe de tener un 50 % de volumen sólido y el otro 50% debe estar conformado por el espacio poroso, donde el agua y el aire tienen que coexistir en forma proporcionada. Por lo tanto, si el suelo esta muy seco este espacio es llenado por el aire y si el suelo esta saturado es ocupado por el agua ocasionando un daño para el crecimiento de las plantas (Sánchez H., 2004).

Una forma de establecer el estado general del suelo es a través del componente microbiológico (biota) existente en este, pues una buena actividad microbiana es reflejo de condiciones fisicoquímicas óptimas para el desarrollo de los procesos metabólicos de microorganismos (bacterias, hongos, algas, actinomicetos) que actúan sobre sustratos orgánicos y

cultivos asociados. También da información de las posibles perturbaciones que se pueden presentar, es por eso, que es muy importante en el desarrollo y funcionamiento de los ecosistemas y su fertilidad, ya que interviene tanto en el establecimiento de los ciclos biogeoquímicos, como en la formación de la estructura de los suelos (Ramos y Zúñiga, 2008).

3.2. Características del suelo

En general, los suelos tienen cinco horizontes diferentes: 1) el horizonte O, es la capa superficial; 2) el horizonte A, es la zona de máxima actividad biológica también es la capa que contiene el mayor contenido de materia orgánica; 3) el horizonte E, es la zona de máximo lavado se caracteriza por una estructura granular y de color blanquecino; 4) el horizonte B, es la zona de acumulación de silicatos, arcillas, hierro, aluminio y humus ; 5) el horizonte C, es el que contiene material como resultado de la meteorización. También se toma en cuenta un último horizonte llamado R, el cual está constituido por material madre (Smith y Smith, 2002).

La actividad de los microorganismos en el suelo, son un indicador del estado general del mismo, por lo tanto se ve afectado por las condiciones fisicoquímicas existentes en este, tal actividad varía en función de muchos factores, como el uso del suelo, mineralogía, cobertura vegetal,

prácticas de manejo, calidad de los residuos que entran al sistema, factores ambientales, entre otros.

Los factores involucrados en la actividad microbiana, tales como temperatura, pH, humedad, disponibilidad de oxígeno, nutrientes inorgánicos y accesibilidad al sustrato, influyen en la descomposición de la materia orgánica (Ramos y Zúñiga, 2008)

A continuación se mencionaran algunas características fisicoquímicas del suelo:

Humedad, el contenido hídrico de una muestra de suelo se define comúnmente como la cantidad de agua perdida al secarse a 105°C, expresada como el peso de agua por peso unitario de suelo seco, o bien, como el volumen de agua por volumen unitario del suelo en conjunto . El agua del suelo esta retenida en gran parte por fuerzas mátricas, que fijan el agua a las partículas del suelo y en menor grado, por fuerzas osmóticas que las sales dispersas en la disolución del suelo. La disponibilidad del agua para las plantas depende del potencial y de la actividad hidráulica del suelo. El agua disponible para las plantas se produce en los límites entre la capacidad de campo y el porcentaje permanente de agostamiento. Se define al primer término como: el contenido hídrico después de que el desagüe de agua gravitacional se haya vuelto muy lento y que represente un potencial hídrico menor de -0.30 bar. Mientras que, el porcentaje de agostamiento es definido como: el contenido

hídrico que marchita las plantas permanentemente y contiene un potencial hídrico que va de -10 a -20 bar (Kramer, 1969).

Un incremento en el agua del suelo reduce el estado de aireación debido a la reducción de los espacios porosos llenos de aire disponibles para la difusión de gases (Brzezinska *et al.*, 1998).

Por otro lado, se puede evidenciar que porcentajes de humedad bajos, la actividad microbiana cesa. En este sentido se ha probado la actividad microbiana a través de la medición de CO₂ desprendido, el cual, está fuertemente influenciado por el potencial hídrico y cuando este alcanza valores muy negativos, la actividad microbiana cesa (Jenkinson, 1992).

Textura de los suelos, La textura indica el tamaño de las partículas elementales que forman el suelo y estos pueden ser arcilloso (diámetro entre 0.0002 a 0.002mm), limoso (diámetro entre 0.002 a 0.02 mm), arenoso (diámetro entre 0.02 a 2.00 mm), grava con diámetro entre 2.00 a 20.00mm (Palacios, 2002; Sánchez, 2004).

De acuerdo con SEMARNAT, el mejor suelo para las plantas es uno que contenga arcilla, arena y limo en proporciones iguales. Casi todos los suelos agrícolas y forestales en México, son clasificados como arenosos, por contener de 50 a 65% de arena, de 20 a 30 % de arcilla y de 10 a 20% de limo. Esto ha ocasionado que penetren fácilmente las raíces, el aire y el agua pero la zona de raíces se seca rápidamente debido a que el agua se infiltra hacia más abajo.

Densidad aparente, es la relación entre la masa del suelo y el volumen total de este (g/ml o g/cm^3). Los factores que la afectan son principalmente tres: la textura, la estructura y la presencia de materia orgánica. la densidad aparente para suelos de rocas y minerales es de 2.65 g/cm^3 ; para suelos arenosos es de 1.9 a 1.7 g/cm^3 ; para suelos con textura franca (mezcla de suelo limoso, arenoso y arcilloso) es de 1.3 a 1.0 g/cm^3 ; y para un suelo rico en humus es de 0.9 - 0.8 g/cm^3 (Donoso, 1992) .

Los valores bajos de densidad aparente en un suelo significa que se encuentran bien aireados, porosos, con buen drenaje , buena penetracion de raices, generando un buen crecimiento y desarrollo de los arboles . Por el contrario, sí los valores de densidad aparente son altos implica que el suelo se encuentra compactado o poco poroso, con mala aireación , lenta infiltracion de agua, dificultad de penetración de raices, provocando pésimas consiciones para el crecimiento y desarrollo de los árboles (Donoso,1992).

El pH, es la medición de la concentración de ión hidrógeno presente en el suelo. Se mide en una escala de 1 al 14, en donde, 7 es un valor neutro deseable, menor a 7 representa suelos ácidos y valores mayores a 7 representan a suelos alcalinos. Dicha determinación es afectada por varios factores , por ejemplo: la cantidad y tipo de constituyentes orgánicos e inorgánicos, los cuales, contribuyen a la acidez del suelo, la concentración de sales en la solución, entre otros. Asi mismo, el valor del

pH influye en la solubilidad de los elementos minerales en el suelo y por lo tanto en su posibilidad de aprovechamiento por las plantas (Nom-021-SEMARNAT-2000).

Sin embargo, dicha determinación esta afectada por diversos fenómenos y un error grande que se produce es provocado por el efecto de suspensión. Cuando se mide el pH en suspensiones suelo-agua, los valores serán más bajos después de una agitación. Por el contrario cuando se suspende la agitación, con los electrodos dentro de la suspensión y las partículas del suelo en el proceso de decantación, el pH medido es más alto debido a que se lee la actividad de H^+ . Otro factor que afecta es la dilución de la suspensión suelo-agua, ya que cuanto más diluida esté la suspensión mayor será el valor de pH (Espinosa, 1999).

También hay que tomar en cuenta la presencia de la acumulación de sales en el suelo, por esta razón existe una variación de pH de un mismo sitio en diferentes épocas del año. Por tal motivo es aconsejable determinar el pH del suelo en una solución $CaCl_2$ 0.01 M, ya que no es afectado por la relación suelo-agua y porque la cantidad de $CaCl_2$ adicionada es suficientemente alta para nivelar el efecto de las sales que normalmente se encuentran en el suelo (Espinosa, 1999).

Capacidad de intercambio iónico, los minerales del suelo presentan la característica de poseer una capacidad de intercambio iónico (cationes y aniones). Pero lo anterior puede ocurrir si el enlace no son muy fuerte y si la solución de coloides del suelo esta rodeando a la partícula mineral. **Los**

cationes de mayor importancia con relación al crecimiento de las plantas son el calcio (Ca^{++}), magnesio (Mg^{++}), potasio (K^+), amonio (NH_4^+), sodio (Na^+) e hidrógeno, H^+ (Juárez, et al, 2009).

Materia orgánica del suelo, es la principal base de las continuas transformaciones biológicas en el suelo debido a la acción de los microorganismos provocando dos tipos de efectos: uno, directo sobre el metabolismo de las plantas y el otro, sobre el suelo mismo (Honorato, 2001). Los efectos que tiene la materia orgánica en el suelo son: mejoras estructurales en suelos arenosos y arcillosos; incrementa la cohesión y provoca un decremento en la plasticidad. En un suelo arenoso, le da estructura y aumenta la capacidad de retención de humedad del suelo. Además, la materia orgánica provee al suelo de nutrientes para el desarrollo de las plantas (Fassbender y Bornemiza, 1987).

La materia orgánica en el suelo contiene aproximadamente el 5% de N total, pero además posee otros elementos esenciales para las plantas, tales como fósforo, magnesio, calcio, azufre y micronutrientes. Existen dos fases en la evolución de la materia orgánica en el suelo: la humificación y la mineralización. La humificación es una fase rápida, en la cual los microorganismos del suelo actúan sobre la materia orgánica desde el momento en que se entierra, primero se forma el humus libre (se encuentra mezclado con las partículas del suelo) y luego el humus estabilizado (se encuentra fijado a los agregados del color oscuro del suelo). Por otra parte la fase de mineralización es muy lenta y en ella el

humus estable es afectado por la acción de otros microorganismos que lo destruyen progresivamente hasta quedar los minerales que serán absorbidos por las plantas (Julca, et al, 2006).

3.3. Ciclos biogeoquímicos en el suelo

Los nutrientes esenciales para la vida se encuentran ciclados por medio de los ciclos biogeoquímicos, en donde, los nutrientes se mueven desde el ambiente, a través de los organismos, y de regreso al medio. Todos son dirigidos directa e indirectamente por la energía solar y por la gravedad (Miller, 1994).

Los principales ciclos son: el ciclo de nitrógeno, el ciclo de carbono y el ciclo del fósforo.

3.4. Ciclo de nitrógeno

El nitrógeno es uno de los elementos esenciales para el crecimiento de las plantas debido a que desempeña una función importante en el mecanismo de síntesis de materia viva (ver figura 1), por ejemplo, en el protoplasma de las células, el nitrógeno se combina con otros compuestos para lograr formar proteínas, o bien, en la clorofila siendo este uno de los constituyentes principales de dicho pigmento (Palacios, 2002).

El N del suelo se deriva originalmente del gas atmosférico N_2 , o bien, de la degradación del material orgánico, con lo cual se acelera el incremento

en la actividad microbiana del suelo (Zagal E., 2003; Sagardoy, et al, 2004). Los microorganismos del suelo se encargan de fijar el N_2 atmosférico formando N orgánico (grupos aminos $-NH_2$) en las proteínas para después degradarse y ser parte de la materia orgánica del suelo convirtiéndose así en N- mineral: NH_4^+ , NO_2^- y NO_3^- (Zagal, 2005).

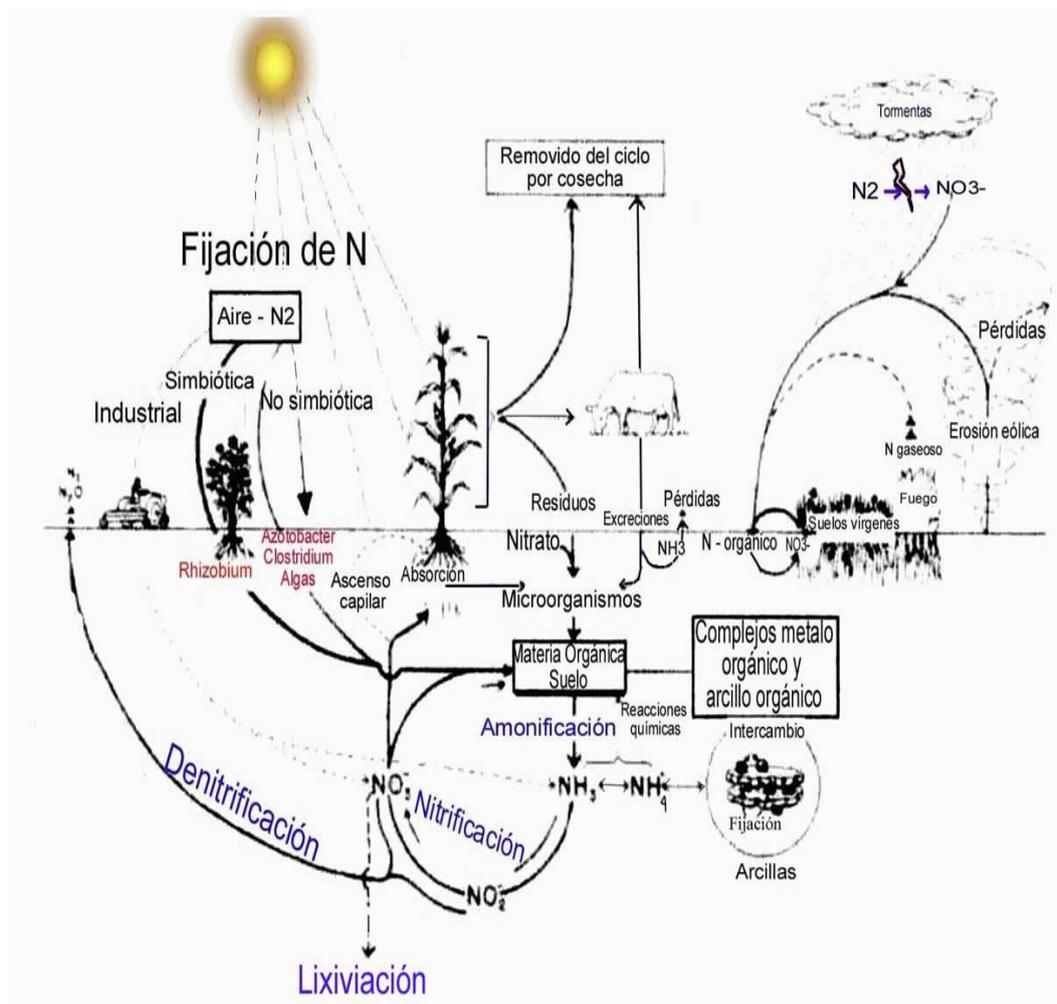
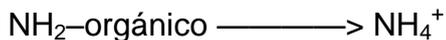


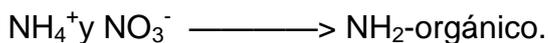
Figura 1. Ciclo de Nitrógeno (Recuperado de: <http://www.fca.uner.edu.ar>).

3.4.1. Etapas del ciclo del N en el suelo

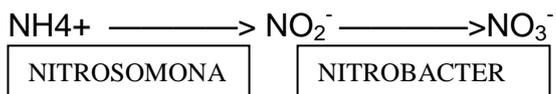
Proceso de mineralización: los microorganismos existentes en el suelo se encargan de la transformación del N-orgánico a N-mineral mediante la proteólisis o aminización, en donde, proteínas grandes se transforman en proteínas más pequeñas y estas en aminoácidos, péptidos, aminas, entre otros. Luego ocurre una amonificación en donde el amoniaco libre se une a un ión de hidrógeno del suelo formando NH_4^+ .



Inmovilización: es la conversión de N-mineral a N-orgánico, esto ocurre cuando los microorganismos no tienen la capacidad de satisfacer sus necesidades de N desde los materiales orgánicos de los cuales se están alimentando, por lo que incorporan N-mineral para la formación de sus células y tejidos (Zagal E., 2003).

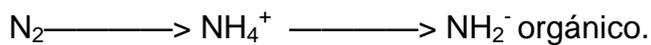


Nitrificación: es el proceso de oxidación de N-amino a nitrito y nitrato por microorganismos aerobios específicos:

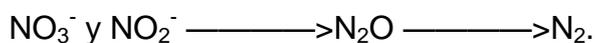


Dicho proceso es biológico y por lo tanto es afectado por los siguientes factores: humedad, temperatura, aireación, pH, suministro de nutrientes (N-NH_4^+) que constituye la materia prima (Honorato, 2001).

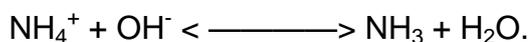
Fijación de N, es la conversión del nitrógeno de la atmósfera del suelo a NH_4^+ y este es asimilado a N-orgánico:



Desnitrificación: es el proceso en donde el suelo pierde bajo condiciones anaerobias con pH moderadamente ácidos a alcalinos, gases de nitrógeno y de óxido nitroso, generados por los microorganismos (géneros *Pseudomonas* y *Thyobacillus*) por la reducción de nitratos y nitritos:



Volatilización: es el proceso químico en donde hay pérdida de gas amoníaco desde el suelo. Bajo condiciones alcalinas y suelo húmedo (Zagal E., 2005).



Lixiviación del nitrato: es el proceso por el cual se pierde nitrato desde el suelo por flujo de masas a las aguas de drenaje (Zagal, 2005).

3.5. Destino del NO_3^- en las plantas.

Una vez absorbido el NO_3^- por la planta, este puede ser almacenado como tal por los tejidos radicales, puede ser reducido y sintetizado en aminoácidos, o bien, depositado en el xilema para ser transportado por los tallos (en forma de aminoácidos o como NO_3^-) para almacenamiento o también puede moverse hacia las hojas para ser almacenado allí o reducirse. Finalmente, los aminoácidos provenientes de cualquiera de estos lugares de almacenamiento pueden ser depositados en el floema para luego ser transferidos a partes reproductivas o de activo crecimiento, o bien, parte de estos aminoácidos puede volver a las raíces.

La asimilación de NO_3^- se realiza a través de una serie de etapas. Primero, el NO_3^- se reduce a NO_2^- y luego este se reduce a NH_3 . Siendo este último incorporado rápidamente a ácido glutámico (Rivera, 2009).

3.6. Ciclo del carbono

El ciclo de carbono es en donde se forma la biomasa vegetal esto puede ocurrir mediante la fotosíntesis o mediante la descomposición de residuos orgánicos. Durante la fotosíntesis la energía de los rayos solares es utilizada para reducir el CO_2 y pasar a formar parte de los tejidos vegetales. Mientras que, la descomposición, es definida como un proceso de separación de materiales en sus partes constituyentes, representa la

biodegradación de los materiales orgánicos, que liberan CO₂ completando así el ciclo de vida.

Las transformaciones del carbono a nivel celular y en el suelo directa o indirectamente determinan el destino de otros nutrientes como el Nitrógeno, el azufre y el fósforo (Honorato, 2001).

Una parte importante dentro del ciclo del carbono, es la degradación de los polímeros de las plantas, la cual, es la única entrada de carbono orgánico de los suelos. Y son los microorganismos los encargados de la transformación de estos polímeros estructurales formando compuestos húmicos que se convierten en compuestos orgánicos más sencillos (Castillo, 2005).

3.7. Proceso de Fotosíntesis

El proceso mediante el cual las plantas verdes fabrican su propio alimento se llama fotosíntesis y se lleva a cabo en los cloroplastos. Mediante la fotosíntesis las plantas pueden sintetizar materia orgánica a partir de materia inorgánica.

La reacción global es la siguiente:



La fotosíntesis comprende las siguientes dos fases: 1) fase luminosa, la cual inicia con la captación de luz generando la liberación de electrones de la clorofila y produciendo la fotólisis del H₂O; y 2) una fase oscura, en la que el CO₂ es reducido para sintetizar carbohidratos con la intervención del NADPH y el ATP. La fase luminosa se realiza en las laminillas y la fase oscura en el estroma.

La fase luminosa posee cuatro componentes que actúan de manera coordinada y repetida en el sistema de laminillas, estos son: dos fotosistemas (PSI y PSII); una cadena transportadora, que transfiere electrones del PS II al PSI; y un factor de acoplamiento de la fosforilación fotosintética (CF), que es parecida a la ATP sintetasa de las mitocondrias, dicho factor acopla el transporte de electrones por medio de la cadena transportadora de electrones con la síntesis de ATP (Paniagua ,et al, 2003).

3.7.1. Fase luminosa

En esta fase para que la fotólisis del agua se lleve a cabo, se debe de contar con un complejo formador de oxígeno, el cual está constituido por una proteína periférica asociada a la cara adluminal del PSII, y varios iones (principalmente cuatro iones de Mn), donde cada uno acepta uno de los cuatro electrones procedentes de la fotólisis de dos moléculas de agua.

3.7.1.1. Componentes de los Fotosistemas

El fotosistema II (PSII) esta compuesto por un complejo antena captador de luz (LHC-II) en donde cada una está formada por tres polipéptidos , y a su vez, están enlazadas con siete moléculas de clorofila a, cinco de clorofila b y dos carotenoides; Posee un centro de reacción (RC-II) y esta formado por un complejo proteína-pigmento de gran tamaño, que tiene unas 40 moléculas de clorofila a y dos polipéptidos; además , posee un complejo proteína –pigmento pequeño, formado por dos moléculas de una variedad de clorofila a denominada pigmento P₆₈₀ (clorofila β), que tiene la máxima absorción de luz a 680nm (es esencial para la fotosíntesis); También contiene un complejo integrado por las proteínas D1 Y D2, moléculas denominada feofitinas, dos moléculas semejantes a la ubiquinona , conocida como plastoquinona A (Q_A) y plastoquinona B (Q_B) y el citocromo b₅₅₉ (Paniagua ,et al, 2003).

El proceso de la fotosíntesis se inicia con la captación de luz por el complejo antena que la transmite al centro de reacción. En éste, la excitación de la luz del pigmento P₆₈₀ provoca que éste emita un electrón generando un espacio para un electrón procedente de la fotólisis del agua. En el complejo formador de oxígeno, los electrones (fotólisis del agua) son recibidos por iones Mn para luego ser transferidos a una tirosina (Tyrz), la cual forma parte del complejo D₁-D₂ y desde este punto, pueden ser transferidos al P₆₈₀.

Por otra parte, cada electrón emitido por la P_{680} es aceptado por una molécula de *feofitina* (aceptor primario de electrones) y de esta, los electrones son transferidos a la plastoquinona Q_A y luego a la Q_B . Por cada dos electrones que llegan a la Q_B se unen dos protones procedentes de la matriz del cloroplasto para formar la plastoquinona reducida (PQH_2). El transporte de electrones se realiza mediante la oxidación de la PQH_2 al transferir dos electrones al complejo multiproteico denominado b_6-f y de allí, son transferidos a una proteína con Cu denominadas plastocianinas (PC), de donde pasan al PSI. Mientras que, los protones son liberados en los tilacoides (Paniagua, et al, 2003).

El PSII es semejante al PSI, pero este último comprende de un complejo antena captadora de luz (LHC-I); un centro de reacción (RC-I) formado por un complejo proteína-pigmento de gran tamaño, un complejo pequeño formado por clorofila a denominada P_{700} y muchas proteínas aceptores de electrones (A_0 , filoquinona, F_X , F_A Y F_B). En dicho PS, cuando la luz excita el complejo antena, la energía pasa al centro de reacción excitando al pigmento P_{700} , el cual, emite un electrón que genera un espacio para el electrón proveniente de las plastocianinas (PC). Mientras que el electrón emitido por P_{700} pasa a las proteínas aceptores de electrones A_0 , luego es transferido a A_1 y después a F_X , F_A Y F_B para poder abandonar el PSI (Paniagua, et al, 2003).

La reacción siguiente de la fase luminosa, es la unión de los electrones y de los protones al NADP^+ para formar NADPH . Esta reacción es realizada a través de una proteína pequeña llamada ferredoxina (FD) que acepta a los electrones procedentes de F_B , luego mediante la acción de la enzima ferredoxina-NADP- reductasa (FAD), estos son transferidos al NADP^+ en la matriz de los cloroplastos, que junto con los protones presentes ahí se unen para formar NADPH (Paniagua, et al, 2003).

En la etapa final de la fase luminosa, la luz induce a una fosforilación del ADP y está acoplada a la cadena de transferencia de electrones del PSII al PSI. Dicho factor de acoplamiento es una ATP_{asa} , la cual realiza la fosforilación del ADP en ATP asociada al paso de los protones que tiene lugar, desde la luz del tilacoides hacia el estroma del cloroplasto (Paniagua, et al, 2003).

3.7.2. Fase oscura

Esta fase también ocurre en los cloroplastos, abarca muchas reacciones enzimáticas, necesita NADPH y ATP , dando como resultado la formación de carbohidratos ($\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$) a partir de CO_2 inorgánico. Aunque una parte significativa del carbono asimilado se almacena en forma de sacarosa y sirve para la síntesis de celulosa , el resto se canaliza hacia las vías metabólicas centrales, tales como, el ciclo del ácido cítrico, o bien, puede funcionar como fuente de energía química y carbono para el anabolismo de otros carbohidratos, aminoácidos, proteínas, ácidos grasos, lípidos,

nucleótidos de purinas y de pirimidinas, ácidos nucleicos y hasta la unidad de tetrapirrol de la clorofila (Bohinski , 1991) .

Las dos fases de la fotosíntesis no corresponden a procesos separados o independientes, sino que la transducción fotoelectroquímica y la asimilación de nutrientes están coordinadas y constituyen dos partes de un proceso bioquímico (Arellano y Rivas, 2006).

3.7.3. Organelo fotosintético: plastidios

De acuerdo con González (2009), los plastidios son organelos subcelulares de células eucarióticas de las plantas que se encuentran envueltos por una doble membrana. Tienen tamaño y forma variada y se originan a partir de protoplastidios (plastidios de células jóvenes).

Los plastidios pueden clasificarse como: plastidios con pigmentos (cloroplastos, gerontoplastos y cromoplastos) y en plastidios sin pigmentos (leucoplastos, amiloplastos, etioplastos).

3.7.3.1. Plastidios pigmentados: Cloroplastos

Los cloroplastos se desarrollan a partir de protoplastidios, en presencia de luz, y presentan forma de gránulos (de 3 y 6 μm), además, están limitados exteriormente por dos membranas e internamente están compuestos por un sistema de membranas tilacoides y de estromas. El

primer sistema consiste de bolsas aplanadas llamadas tilacoides (se originan de la membrana interna) y el estroma esta compuesto por proteínas, ARN y ADN concentrado en nucleoides (González, 2009).

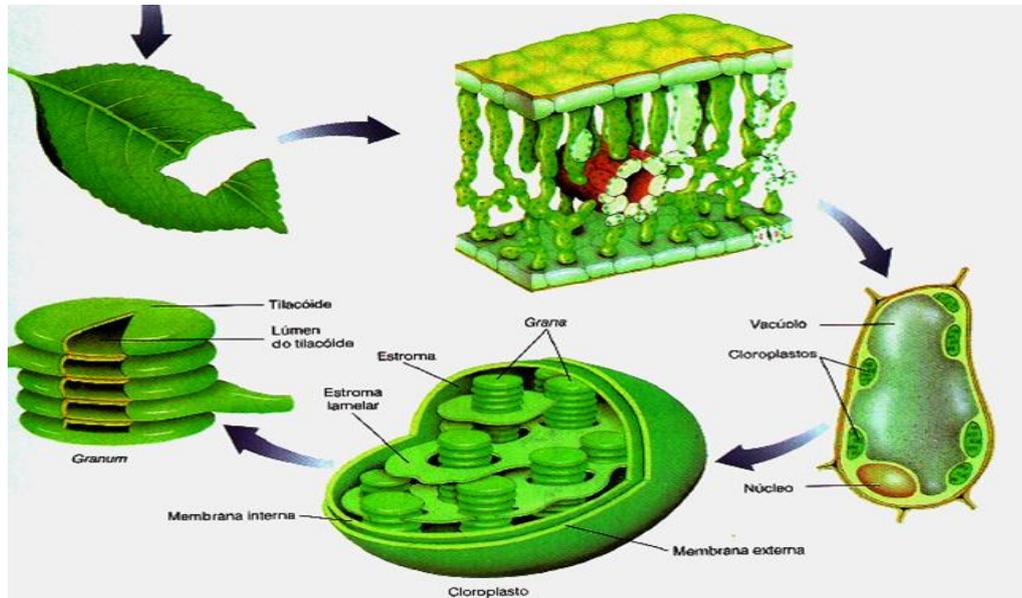


Figura 2. Cloroplasto (Recuperado de: <http://www.netxplica.com>)

3.8. Características de la Clorofila

En los cloroplastos se encuentra la clorofila que es el principal pigmento fotosintético en las plantas y está asociada a pigmentos carotenoides en las membranas tilacoidales, en los grana, en unos gránulos llamados quantosomas (unidad morfológica de la fotosíntesis). Además, la clorofila está estructuralmente conformada por cuatro anillos pirroles (I-IV) que se enlazan para formar un anillo tetrapirrol, el cual, se encuentra ligado con un átomo de magnesio (Mg^{++}) en el centro (ver Fig. 3). Dicha estructura se asemeja al grupo prostético Heme de la mióglobulina y los citocromos (siendo la diferencia el metal de unión, Fe^{++}). El IV anillo se encuentra

esterificado con un grupo alcohol apolar (fitol), además, presenta un residuo lateral de ácido propiónico y un anillo de ciclopentanona fusionado (González, 2009; Piñeiro, 2010).

El grupo apolar fitol juega un papel importante porque es la base de interacción entre las moléculas de clorofila y la matriz bicapa lipoproteínica de la membrana tilacoidal en la realización de la fotosíntesis (Bohinski, 1991).

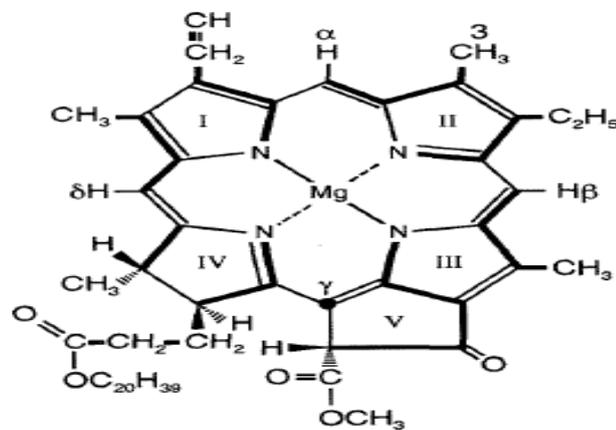


Figura 3. Estructura química de la clorofila (Wettstein, et al, 1995)

En las plantas superiores existen dos tipos de clorofilas, estas son: clorofila a y clorofila b (de aquí en adelante se usaran los términos clor a y clor b respectivamente), las dos tienen la misma estructura con excepción del grupo funcional (-CH₃ en clor a y -COO⁻ en clor b) en la posición 3 (ver Fig. 4).

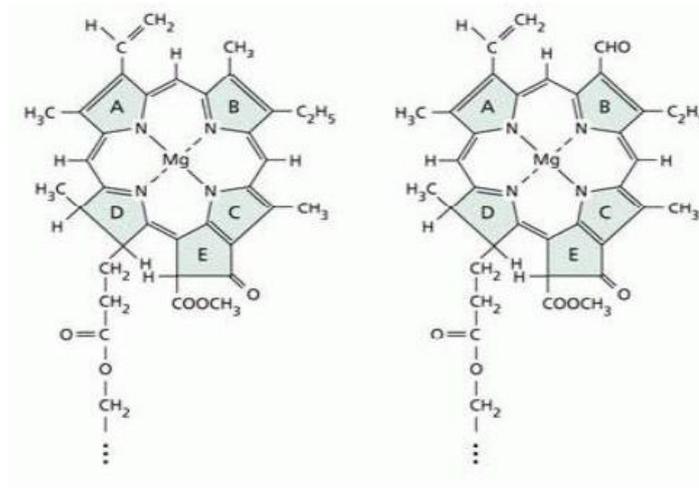


Figura 4. Diferencia estructural entre la molécula de clorofila A y clorofila B (Grimm, 2001).

La clorofila es el principal pigmento fotosensible del aparato fotosintético y se considera que clor a es el pigmento primario, ya que, se encarga de absorber luz para la realización de la fotosíntesis y se mantienen unidas a las proteínas complejos captadores de luz, PSI Y PSII de los tilacoides, en donde, la energía luminosa capturada es transformada en ATP por reacciones químicas que tienen lugar en los grana (Bohinski, 1991; González, 2009).

La clorofila posee dos picos de absorción en el espectro de luz visible: uno, en espectro azul (400 a 500 nm) y otro en la zona roja (600 a 700 nm), por lo que se refleja la parte media del espectro, correspondiente al color verde de 500 a 600 nm (González, 2009; Campbell, et al, 2007).

3.8.1. Biosíntesis de Clorofila

La biosíntesis de clorofila es un proceso complejo y está directamente influenciada por la expresión de genes para las proteínas de los plastidios, generalmente en el nivel post-transcripcional (Howard, 1996).

La síntesis de clorofila en plantas se realiza a través de la ruta metabólica C₅ (ver Fig. 5), En donde a partir del ácido glutámico (sintetizado a partir del esqueleto 2-oxoglutarato) y una molécula de ARN de transferencia se produce ácido δ-aminolevulínico (5-ALA) considerado como un precursor de la síntesis. Luego dos moléculas de 5-ALA se condensan por la acción de la enzima porfobilógeno sintasa para formar el compuesto llamado porfobilinógeno (PBG).

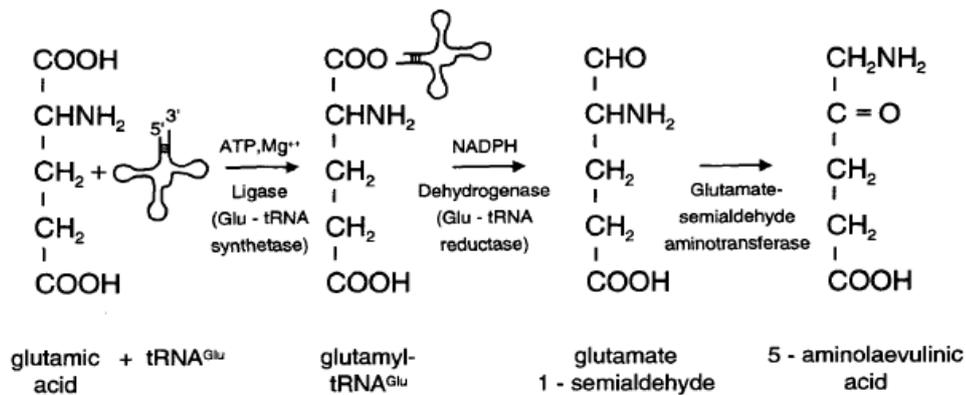


Figura 5. Ruta C₅: síntesis de ácido 5 aminolevulínico (Wettstein, et al, 1995).

La siguiente fase, es el montaje de una estructura de porfirina originada por la condensación de cuatro moléculas de PBG debido a la acción de la enzima porfobilinógeno deaminasa (PBG deaminasa) que forma el anillo tetrapirrol hidroximetilbilano con la liberación de cuatro moléculas de amoníaco. Luego, el anillo tetrapirrol hidroximetilbilano es cerrado e isomerizado por la enzima uroporfirinógeno III sintasa para producir uroporfirinógeno III. Después esta molécula, es descarboxilada para la obtención de coproporfirinógeno III, la cual, por medio de la enzima coproporfirinógeno III oxidasa forma protoporfirinógeno IX y éste a su vez, es oxidada para formar protopofirina IX (González, 2009).

La siguiente etapa consiste en la unión de Mg^{++} a la molécula de protoporfirinógeno IX mediante la enzima llamada chelatasa de magnesio, en donde se genera protoporfirina-Mg. una vez formado este, se prosigue con la formación del quinto anillo (anillo E), el cual, se realiza por ciclación de una de las cadenas laterales de ácido propiónico para formar protoclorofilida. Dicha etapa implica la reducción de uno de los dobles enlaces en el anillo IV o D, utilizando NADPH. Este proceso es impulsado por la luz en las angiospermas, y se lleva a cabo por una enzima llamada protoclorofilida oxidorreductasa (POR), con la que se obtiene clorofilida, la cual, se une con un grupo fitol. Esta última reacción es catalizada por una enzima llamada sintetasa clorofila para finalmente producir clorofila (Malkin y Nyogi ,2000).

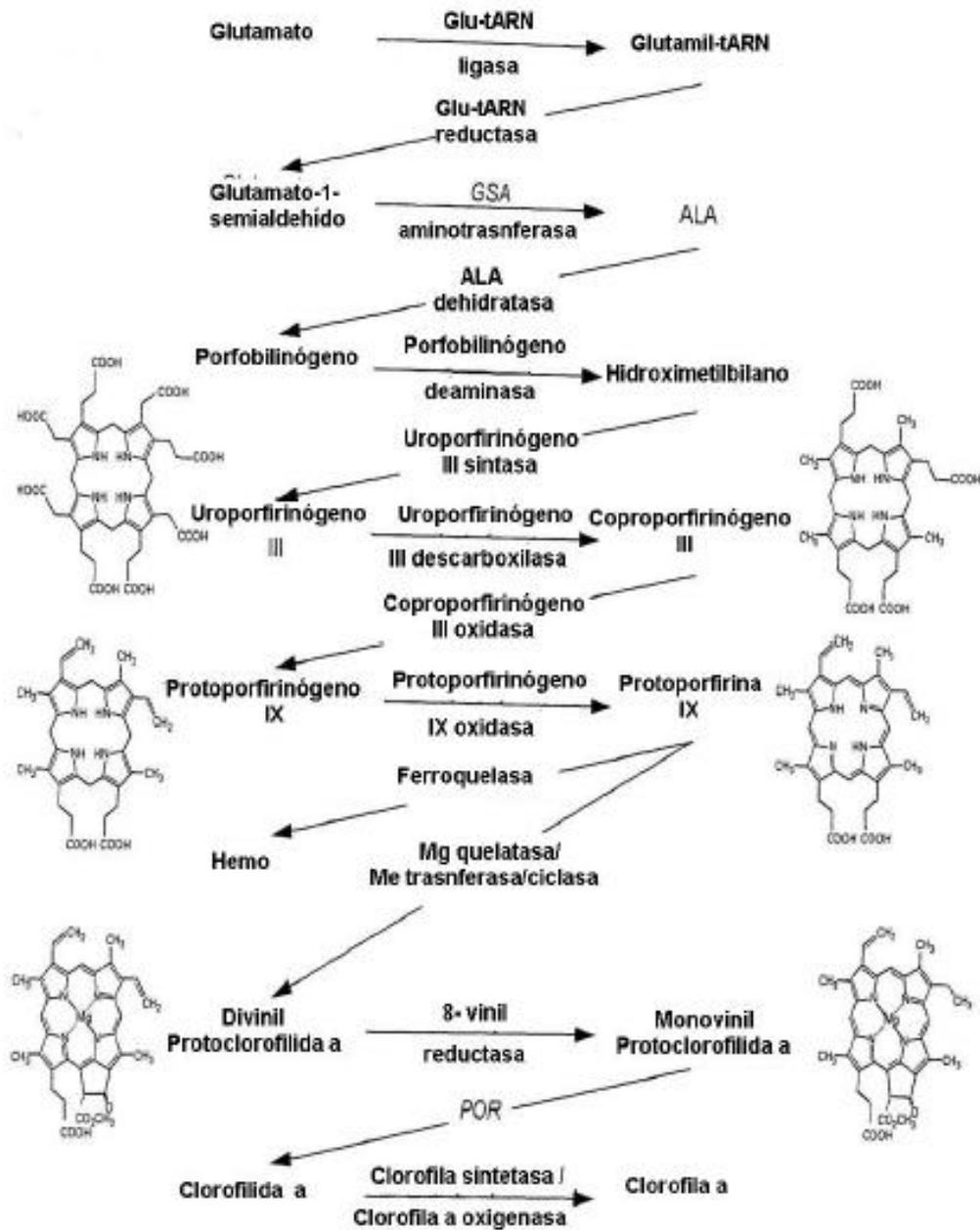


Figura 6. Biosíntesis de clorofila a través de la ruta C₅ (modificado de Howard, 1996).

3.9. Asimilación de CO₂

La asimilación del CO₂ se puede realizar mediante dos vías: 1) la ruta C₃ o ciclo de Calvin- Benson- Bassham y 2) el ciclo C₄ o vía de Hatch –Slack.

En la primera vía C₃, el principal aceptor es la ribulosa -1,5- bisfosfato, con la cual se producen dos moléculas de ácido 3- fosfoglicérico que será reducido por el NADPH para formar diferentes carbohidratos, por ejemplo, el gliceraldehido 3 – fosfato que gran parte pasa al citoplasma, en donde se transforma en hexosas (fructosa 6- fosfato y glucosa- 6- fosfato), mientras que lo que quede en el cloroplasto regenerará la ribulosa -1-5- bifosfato y el exceso se transformará en almidón. En esta vía la fuente de energía requerida es el ATP (Paniagua, et al, 2003).

La segunda vía C₄, está presente en plantas y pastos que prosperan en ambientes áridos y calidos. El aceptor primario de CO₂ es el fosfoenolpiruvato (PEP) y el producto inmediato es el oxalacetato (OAA) que luego se puede reducir a malato (Mal) por medio de una deshidrogenasa dependiente de NADP para después descarboxilarse y formar piruvato más CO₂. La dicinasa del fosfato de piruvato cataliza la conversión del piruvato en fosfoenolpiruvato, reacción dependiente del ATP, y de esta manera se cierra el ciclo. Aunque después el CO₂ producido en esta vía es captado por la ribulosa -1,5- bifosfato para ingresar en la vía C₃ (Bohinski, 1991).

3.9.1. Degradación de la celulosa

Entre los polímeros degradados por los microorganismos del suelo se encuentra la celulosa, la hemicelulosa y la quitina. La celulosa es un polisacárido que se encuentra en la pared celular donde están como unidades lineales formadas por moléculas de glucosa unidas con enlaces β -1,4. Dichas cadenas interactúan entre sí por medio de puentes de hidrógeno originando microfibrillas intra e intermoleculares y rodeadas por polisacáridos hemicelulíticos (manano y xilano) que se unen con la celulosa a través de los puentes de hidrógeno y enlaces covalentes generando regiones altamente ordenadas que le dan las características de insolubilidad, rigidez, resistencia al ataque enzimático y a la entrada de pequeñas moléculas semejantes al agua (Castillo , 2005; Lynd, *et al*, 2002).

La celulosa presenta la característica de una estructura cristalina (ver Fig. 5), sin embargo, las fibras individuales no son puramente cristalinas, lo que genera regiones amorfas que ocasionan fibras con torceduras y espacios en las microfibrillas, los cuales permiten la formación de microporos y capilares espaciosos para permitir la penetración de moléculas relativamente grandes incluyendo a las enzimas celulolíticas (Lynd, *et al*, 2002).

Las regiones amorfas de la estructura cristalina de la celulosa se caracterizan por presentar una variedad de enlaces con lo que se arregla

en forma asimétrico, el cual, es crucial para la biodegradación de la celulosa (Malherbe y Cloete, 2002).

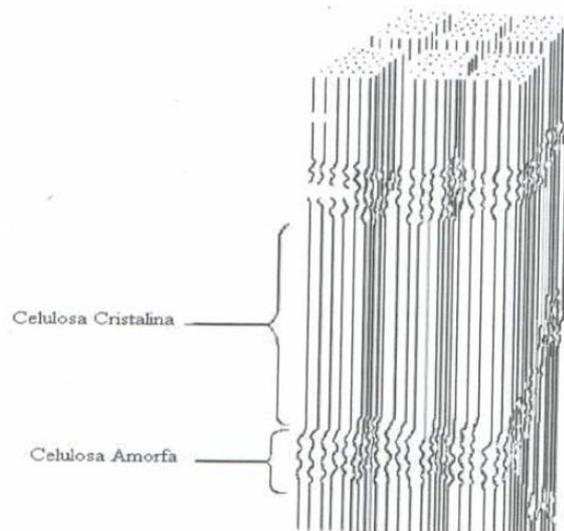


Figura 7. Estructura de la celulosa: regiones cristalinas y regiones amorfas (Guevara, et al, 2003).

3.9.2. Acción de degradación de la celulosa

Existe un gran número de microorganismos celulolíticos, principalmente hongos y bacterias. Entre las bacterias se encuentran *Actinomycetales*, aeróbicos, y *Clostridiales* anaeróbicos.

Algunas bacterias anaeróbicas degradan la celulosa mediante un complejo multienzimático celulósico (celulosomas).

Por otra parte, los grupos aeróbicos incluyendo los hongos, degradan celulosa a través de la excreción de celulasas extracelulares. Los componentes de estos sistemas celulolíticos se clasifican por la acción catalítica que realizan y se dividen en tres tipos:

- 1) Endoglucanasas o 1,4- β -D-glucán-4- glucanohidrolasas. Actúan en las porciones amorfas de las fibras de celulosa y rompen los enlaces β -1,4 glucosídico originando oligosacáridos de distintas longitudes.
- 2) Exoglucanasas incluyendo 1,4- β -D-glucan-glucanohidrolasas (celodextrinasas) y 1,4- β -D-celobiohidrolasas (celobiohidrolasas). actúan en los extremos reductores y no reductores de la celulosa liberando glucosa (glucanohidrolasas) o celobiosas (celobiohidrolasas).
- 3) β -glucosidasas o β -glucósido glucohidrolasas. Hidrolizan la celobiosa en Monómeros de glucosa (castillo R., 2005).

Otros hongos celulolíticos tienen la capacidad de penetrar en los residuos celulósicos y excretar las celulasas en sitios internos de las partículas celulositas. En este caso, las enzimas no son complejas y son denominadas como sistemas no agregativos y están compuestas por tres enzimas:

- 1) β -1,4- endoglucanasas
- 2) celobiohidrolasas
- 3) β -glucosidasas (castillo, 2005).

3.9.3. Degradación de otros compuestos

El almidón es fácilmente degradado gracias a la acción de glucosidasas que hidrolizan los enlaces glucosido α -1,4.

Por otra parte, las unidades monosacarídicas (glucosa, fructosa, galactosa, manosa, pentosa) se degradan a compuestos tricarbonados a través de las rutas centrales del metabolismo carbonado (glucólisis, ruta de Entner-Doudoroff, ruta de las pentosas). Los derivados C_3 se transforman en aminoácidos o se oxidan a C_2 (acetato), que posteriormente es usado en la síntesis de lípidos o en condiciones aeróbicas se oxida a CO_2 por el ciclo de Krebs. En cambio, en condiciones anaerobias, el acetato, se convierte en CH_4 (a partir de CO , CO_2 Y grupos $R-CH_3$). Finalmente el CH_4 se reoxida a CO_2 , con lo que se cierra el ciclo de carbono en la naturaleza (Castillo, 2005).

3.10. Ciclo del Fósforo

El fósforo se encuentra en el material primario del suelo y es liberado con la meteorización de las rocas el cual pasa a la solución del suelo y se produce ácido fosfórico (H_3PO_4 , H_2PO_4^- , HPO_4^{2-} Y PO_4^{3-}).

La presentación del fósforo en el suelo depende del pH del mismo, por ejemplo entre un pH de 2 y 8 se encontrará en el suelo como H_2PO_4^- , forma en que las plantas lo absorben para la síntesis de sustancias orgánicas fosfatadas (proteínas, ATP, enzimas, hormonas, entre otros), aunque también pueden absorberlo como HPO_4^{2-} con valores de pH mayores de 7 (Fassbender, 1983; Palacios, 2002; Salisbury y Ross, 1994).

Otra forma de obtener fósforo es a través de los residuos vegetales, los cuales aportan al suelo fósforo orgánico (Fassbender, 1993).

Por otra parte, las plantas tienen la necesidad de tener a su disponibilidad una adecuada cantidad de fósforo durante las primeras etapas de su crecimiento para lograr una producción agrícola óptima (Grant et al., 2005).

El P total del suelo varía generalmente entre 100 y 2000 mg kg⁻¹ y representa aproximadamente 350 a 7000 kg de P ha⁻¹ en la superficie 25 cm del suelo, aunque sólo una pequeña porción de este

P está disponible para su absorción por el cultivo (Morel, 2002). Es por eso que a las plantas se le proporciona fósforo a través de suplementos agrícolas para lograr una mejor disponibilidad de este y así lograr un buen desarrollo radicular y por ende, un buen desarrollo de la planta. Pero un problema serio de estas aplicaciones es que si se realizan en exceso se puede provocar una contaminación en los cuerpos de agua (Grant et al., 2005).

3.11. Cultivo de Maíz.

De acuerdo con la clasificación taxonómica efectuada por OECD (organización para la cooperación económica y el desarrollo), en la clasificación para la clasificación del maíz en el hemisferio occidental, los géneros *Zea* y *Tripsacum* son incluidos en la tribu Maydeae. A continuación se hace la clasificación taxonómica completa (Acosta, 2009).

Reino: vegetal

División: Espermatofitas o Fanorogamas

Subdivisión: angiospermas

Clase: Monocotiledóneae

Subclase: Glumiflorae

Orden: Poalos

Familia: Poaceas o Gramineae

Tribu: Maydoae

Genero: *Zea*

Especie: *Zea mays* L.

El maíz (*Zea mays* L.) es originario de América central principalmente de México, a partir del cual se extendió hasta el norte de Canadá y hacia el sur de Argentina.

Muchos investigadores creen que el teosinte, *Euchlaena mexicana* Schrod es el antecesor del actual maíz. Dicha creencia se basa en que se puede obtener semillas fértiles de la polinización del maíz y teosinte (FAO, 1993; FDA, 1998).

El maíz se caracteriza por ser una planta anual alta (2 -2.5 m según la variedad) dotada de un amplio sistema radicular fibroso (raíces primarias, secundarias y aéreas). El tallo tiene forma cilíndrica con hojas largas angosta y con venación paralelinervia constituida por la vaina, la lígula y limbo. Además, posee flores estaminadas (flor masculina o espiga) y pistiladas (flor femenina o barba de la mazorca). El sistema de reproducción del maíz es por polinización cruzada, en donde, la flor femenina y la masculina generan el cariósido (fruto), es decir, la estructura en donde se desarrolla el grano. El maíz es a menudo de color blanco o amarillo, aunque también hay variedades de color negro, rojo y jaspeado (FAO, 1993; FDA, 1998).

Las condiciones de cultivo del maíz son generalmente las siguientes: luz solar intensa y prolongada; una temperatura entre 25 y 30 °C (dependerá

del estado fisiológico de la planta); abundante agua; un suelo con textura franca con pH entre 6 a 7.5 (FDA, 1998; SEMARNAT, 1998).

Las fases fisiológicas de la planta de maíz son las siguientes:

- Fase 1 o estado vegetativa (V2 a V7), se desarrollan y diferencian distintos tejidos hasta que aparecen las estructuras florales. La fase vegetativa consta de dos ciclos. En el primero se forman las primeras hojas y el desarrollo es ascendente; en este ciclo, la producción de materia seca es lenta y finaliza con la diferenciación tisular de los órganos de reproducción. En el segundo ciclo se desarrollan las hojas y los órganos de reproducción; este ciclo acaba con la emisión de los estigmas.
- Fase 2 o fase de reproducción (R1 a R6), se inicia con la fertilización de las estructuras femeninas que se diferenciarán en espigas y granos. La etapa inicial de esta fase se caracteriza por el incremento de peso de las hojas y otras partes de la flor; durante la segunda etapa, el peso de los granos aumenta con rapidez debido a la acumulación de los productos de la fotosíntesis (ver Fig.6), la absorción a través de las raíces y el metabolismo de la planta de maíz en la inflorescencia femenina denominada espiga. Esta estructura puede contener de 300 a 1 000 granos según el número

de hileras, de diámetro y longitud de la mazorca (Tanaka y Yamaguchi, 1972).

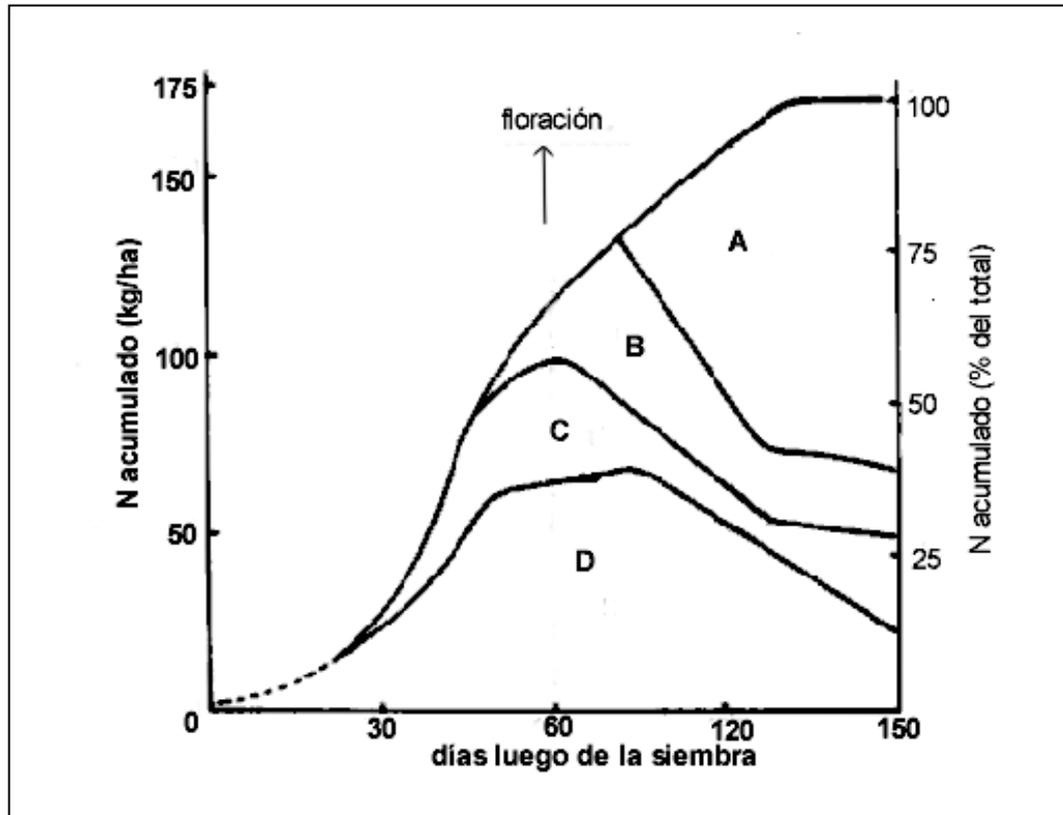


Figura 8. Acumulación y distribución de N dentro de la planta de maíz en función del tiempo A: grano, B: marlo y envolturas, C: tallo y panojas, D: hojas (López, 1991).

Según Burga y Duensing (1989) el grano del maíz se caracteriza por poseer (depende de la variedad) un elevado contenido de fibra cruda (aprox. 87 %), la que a su vez, está formada fundamentalmente por hemicelulosa (67%), celulosa (23 %) y lignina (0,1 %). Mientras que, el endospermo contiene un nivel elevado de almidón (87%), proteínas (aprox. 8 %) y un contenido de grasas crudas relativamente bajo.

Por lo tanto el maíz, que es junto con el trigo y el arroz uno de los cereales más importantes del mundo, suministra elementos nutritivos a los seres humanos y a los animales y es una materia prima básica de la industria de transformación, con la que se producen almidón, aceite y proteínas, bebidas alcohólicas, edulcorantes alimenticios y, desde hace poco, combustible.

3.12. Agricultura de conservación.

La erosión es un fenómeno que por diversos factores ambientales ha provocado la pérdida del suelo disminuyendo la fertilidad de estos. Sin embargo, otros factores que han estado perjudicando en los últimos años han sido las prácticas inadecuadas en manejos de cultivos, así como, el mal uso de maquinaria pesada en los campos.

Es por eso que en los últimos años se ha buscado una solución para minorizar los impactos negativos de la práctica de la agricultura tradicional.

Una opción de cultivar ha sido mediante el enfoque de la agricultura de conservación (AC), la cual tiene la finalidad de hacer un mejor uso de los recursos agrícolas a través del manejo integrado del suelo, el agua y los recursos biológicos disponibles, unido a una utilización limitada de los factores de producción externos. Dicha opción contribuye a la conservación ambiental y a una producción agrícola sostenible mediante el fomento de la utilización de una cubierta orgánica permanente o

semipermanente sobre el terreno para protegerlo del sol, del viento y alimentar a la fauna y flora del suelo. Además, busca reducir, cambiar o eliminar el laboreo del suelo y evitar la quema de rastrojo (FAO, 2003).

Entre los cultivos de gran importancia alimentaria y económica que en los últimos años se les ha aplicado este enfoque de agricultura de conservación se encuentran: el maíz, el trigo, la cebada, entre otros.

3.13. Importancia de la medición de la clorofila.

La clorofila en la hoja está relacionada con la concentración de N y por lo tanto, refleja el estado nutricional con respecto a este nutriente. El nitrógeno juega un papel importante en la síntesis de la clorofila y de la fotosíntesis, ya que cantidades adecuadas de N en la planta produce hojas de color verde oscuro ocasionado una alta concentración de clorofila.

En algunas plantas como por ejemplo, el maíz, el contenido de N foliar y el contenido de clorofila puede ser medido mediante un clorofilómetro SPAD 502, ya que se encuentran correlacionadas, aunque en situaciones de alta disponibilidad de N, dicha correlación se ve disminuida debido a que el sistema fotosintético ya se encuentra convirtiendo la energía lumínica en energía química y el excedente de N pasa a formar parte de otros compuestos de reserva (Rincón y Ligarreto, 2010).

4. MATERIAL Y METODOLOGÍA.

4.1. Descripción del área de estudio.

El área de estudio fue el rancho Guapinol ubicado geográficamente a 16° 24' 06.6 " latitud Norte y 93° 11' 39.4" longitud oeste con una altitud de 799 m.s.n.m en el municipio de Villaflores, Chiapas, México. Actualmente se encuentra en el Año cero en el sistema de Agricultura de Conservación.

4.2. Análisis Físicoquímico del suelo de Guapinol.

4.2.1 Recolección de muestras.

La toma de muestra se realizó el 14 de marzo de 2012 mediante muestreo al azar. Se empleó un barreno muestreador cilíndrico, el cual se introdujo en el suelo hasta obtener una profundidad de 20, 40 y 60 cm completando un total de 12 muestras (ver Cuadro 1).

CUADRO.1. UBICACIÓN GEOGRÁFICA DE MUESTREO DE SUELOS DEL RANCHO GUAPINOL				
Muestra	Profundidad (cm)	Coordenadas		
		Latitud Norte	Longitud oeste	m.s.n.m
M1	0-20	16 ° 24' 06.5"	93° 11' 39.7"	858
	20-40			
	40-60			
M2	0-20	16 ° 24' 06.0"	93° 11' 39.3"	857
	20-40			
	40-60			
M3	0-20	16 ° 24' 06.8"	93° 11' 39.3"	858
	20-40			
	40-60			
M4	0-20	16 ° 24' 06.1"	93° 11' 39.1"	857
	20-40			
	40-60			

Posteriormente las muestras fueron embolsadas, etiquetas y pesadas en campo para luego ser transportadas al laboratorio de química del Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez (ITTG).

4.2.2. Preparación de las muestras para su análisis fisicoquímico.

Se pesaron las muestras en el laboratorio de química del ITTG y se realizaron las siguientes determinaciones con sus 3 repeticiones por cada muestra (12 muestras).

4.2.2.1. Determinación de humedad (Método Gravimétrico).

Se pesó 5 g de suelo en una bolsa de papel previamente pesada y se colocó en una estufa a 80 °C durante 24 h. Luego se dejó enfriar y se pesó en una balanza analítica Adventurer™ Ohaus (ver anexo 1).

Una vez obtenido los valores de humedad se prosiguió a la obtención de la densidad aparente, ρ_b (ver anexo 2).

Secado al sol: antes de dividir la muestra en tres bloques se pesó en el laboratorio con la ayuda de una balanza granataría. Una vez pesada y dividida, la muestra fue secada al sol para inhibir la actividad microbiana.

4.2.2.2. Determinación de la capacidad de retención de agua (Método Gravimétrico).

Se pesó 10 g de suelo seco (secado al sol) sobre un papel filtro previamente tarado y se colocó sobre un embudo. Luego se le agregó 100 ml de agua destilada dejándolo reposar durante 24 horas (tapado con papel aluminio), y después se pesó en una balanza analítica Adventurer™ Ohaus (ver anexo 3).

4.2.2.3. Determinación del pH.

La determinación de pH se realizó con relación (1:2) usando CaCl_2 y H_2O destilada. Para el cual se pesó 10 g de muestra en un vaso de precipitado

de 50 ml y se le agregó 20 ml de solución de CaCl_2 0.01 M. luego se colocó en un agitador magnético por 15 minutos (tapado con papel aluminio). Después se dejó reposar por 10 min. Finalmente se midió el pH con la ayuda de un potenciómetro. El mismo procedimiento se uso para el H_2O destilada (ver anexo 4).

4.3. Diseño Experimental.

El campo experimental estuvo conformado de parcelas divididas en tres bloques con tres repeticiones. Los tratamientos fueron dos: 1) agricultura de conservación sin rastrojo (Cs-SR) y 2) agricultura de conservación con rastrojo (Cs-CR). La unidad experimental estuvo conformada por 6 surcos con 8 metros de longitud, con distancia entre surcos de 0.80 m, se colocaron dos hileras de maíz, la distancia entre filas fue de 0.40 m y se obtuvo una población aproximada de 60, 000 plantas por hectárea. Se utilizó la variedad de maíz V424 y se sembró el 25 de junio del 2011 bajo el sistema de temporal.

La fertilización se realizó de forma expuesta a 10 cm del tallo aplicando 150 Kg /Ha de urea (adicionando 50% a los 15 dde y los otros 50% a los 45 dde) y se le aplicó 90 Kg/ Ha de DAP a los 15 dde (100%). La limpieza del cultivo se realizó con la aplicación del agente químico Quaracuat y de forma mecánica (coa).

4.3.1. Medición de la Variable Clorofila.

La medición de clorofila se realizó a 58 y 98 dde (días después de emergencia), con la ayuda de un clorofilómetro marca SPAD-502. En cada unidad experimental se tomaron 5 plantas correspondientes a los dos surcos centrales. A cada planta se le tomaron tres mediciones de clorofila en las hojas V4 a V6 (hojas abajo) y tres en hojas V9 a V11 (hojas arriba). Las mediciones se realizaron en la parte media y superior de la lámina foliar (con un total de 6 lecturas por planta). Los datos obtenidos fueron analizados en el programa estadístico Stat Graphics Centurión con la prueba Tukey al 95% de probabilidad.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

5.1. Análisis Físicoquímicos del suelo.

Los resultados del análisis físicoquímico realizado por triplicado (ver anexo 5) a las diferentes muestras de suelo se visualizan en el siguiente cuadro.

CUADRO 2. RESULTADOS DE VALORES PROMEDIO DE ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE SUELO DEL RANCHO DE GUAPINOL						
Muestra	Profundidad	%H	ρ_b (g/cm³)*	% C.R.A.**	Lectura de pH	
					CaCl₂ [0.0 1 M]	H₂O Destilada
M1	0-20	6.92	1.7139	72.82	6.59	7.55
	20-40	10.70	2.0847	65.89	6.65	7.62
	40-60	9.33	1.8858	69.11	6.60	7.77
M2	0-20	9.98	1.6563	74.77	5.20	7.11
	20-40	11.11	1.8346	66.49	5.91	6.99
	40-60	10.13	1.6832	65.75	5.78	6.64
M3	0-20	8.31	1.6006	73.16	5.44	7.21
	20-40	15.21	1.8040	71.22	5.54	7.21
	40-60	15.51	1.7440	59.33	5.93	6.95
M4	0-20	7.92	1.6368	72.69	5.92	7.07
	20-40	16.28	1.7546	69.45	5.49	7.24
	40-60	12.53	1.7967	65.9	5.77	6.58

*Densidad aparente del suelo.
 **Coeficiente de retención de agua (%).

5.2. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila en el cultivo de Maíz (*Zea mays* L.) del rancho Guapinol.

5.2.1. Medición de Clorofila con el Clorofilómetro SPAD 502.

Una forma para determinar el nitrógeno foliar en forma rápida, es mediante el medidor de clorofila Minolta SPAD 502 (Soil plant Analisis Develoment), que mide el índice de verdor, el cual esta estrechamente relacionado con el contenido de clorofila en las hojas. Este equipo permite evaluar el contenido de clorofila por medio de la luz transmitida a través de la hoja en 650 nm y 940 nm (Sainz y Echeverria, 1988; Caires et al., 2005).

Piekielek & Fox (1992); Jeminson & Lytle, (1996), dicen que el medidor de clorofila SPAD 502 es un instrumento que permite evaluar indirectamente y en forma no destructiva el contenido de la clorofila en la hoja y por lo tanto, el estado nutricional del cultivo a través de una simple lectura.

De acuerdo con Argenta *et al.*, (2001); Bullock y Anderson, (1998); Zotarelli *et al.*, (2003), en las plantas de maíz, el contenido de N foliar y el contenido de clorofila medido con el clorofilómetro SPAD 502 están positivamente correlacionadas, excepto en los estados iniciales de desarrollo del maíz. En situaciones en que la disponibilidad de N es grande, las lecturas del contenido de clorofila con SPAD 502 y el N foliar son poco correlacionadas, por que el potencial del sistema fotosintético ya se encuentra convirtiendo la energía lumínica en energía química y el

excedente de N se encuentra formando parte de otros compuestos de reserva.

En el presente estudio utilizamos el medidor SPAD 502, las mediciones se hicieron a los 58 y 98 dde para evitar que las lecturas se hicieran en hojas tiernas en las cuales el equipo como lo mencionan los autores citados (Argenta *et al.*, 2001, Bullock y Anderson, 1998, Zotarelli *et al.*, 2003), no tiene buena correlación de clorofila.

El resultado del análisis estadístico llevado a cabo para la variable de clorofila en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.), en el cual los tratamientos fueron: Agricultura de conservación sin rastrojo (Cs- SR) y Agricultura de conservación con rastrojo (Cs-CR) se representan en las siguientes figuras.

5.2.2. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila a los 58 dde.

En la Figura 9. Se presenta el resultado del análisis estadísticos practicado a las mediciones de la concentración de clorofila en el cultivo de maíz a los 58 dde (días después de emergencia), en el que se consideraron los datos de dos sistemas de producción: 1) Cultivo de maíz con agricultura de conservación sin rastrojo y 2) cultivo de maíz con agricultura de conservación con rastrojo, en el cual , se encontró que no existe diferencia significativa entre los tratamientos, con lo que se infiere que durante este lapso de tiempo, la degradación de la materia orgánica

(rastrajo de Maíz), no se llevó a cabo en su totalidad y por lo tanto, la planta tuvo que satisfacer sus necesidades metabólicas con las aportaciones del fertilizante químico, con lo que se presentó una uniformidad en la producción de clorofila en ambos tratamientos.

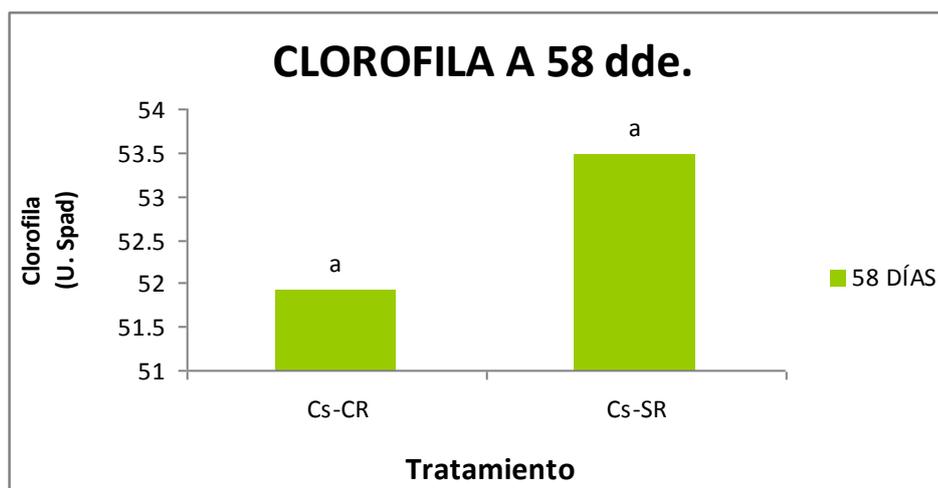


Figura 9. Análisis estadístico de la variable clorofila a 58 dde en hojas de cultivo de maíz (*Zea mays* L.) Tukey al 95 % P.

El rastrajo ayuda a que se conserve en mayor proporción la humedad del suelo, sin embargo, en este caso no hubo un reflejo de este efecto con respecto al valor de la clorofila puesto que no se observó una diferencia mínima significativa.

En nuestro estudio hicimos lecturas en hojas V4 a V6 las cuales llamamos lecturas en hojas abajo y lecturas de V9 a V11 que llamamos lectura de hojas arriba. Por lo tanto en la Fig. 10 se presenta el resultado del análisis estadístico practicado a las mediciones de clorofila en hojas

abajo (V4 a V6) y hojas arriba (V10 a V12) a 58 dde, en el cual, se encontró que existe diferencia significativa entre el tratamiento de agricultura de conservación sin rastrojo en hojas abajo (V4 a V6) y el tratamiento de agricultura de conservación con rastrojo en las hojas arriba (V10 a V12). En donde, el primer tratamiento tuvo aproximadamente un 8 % más de concentración de clorofila con respecto al segundo tratamiento.

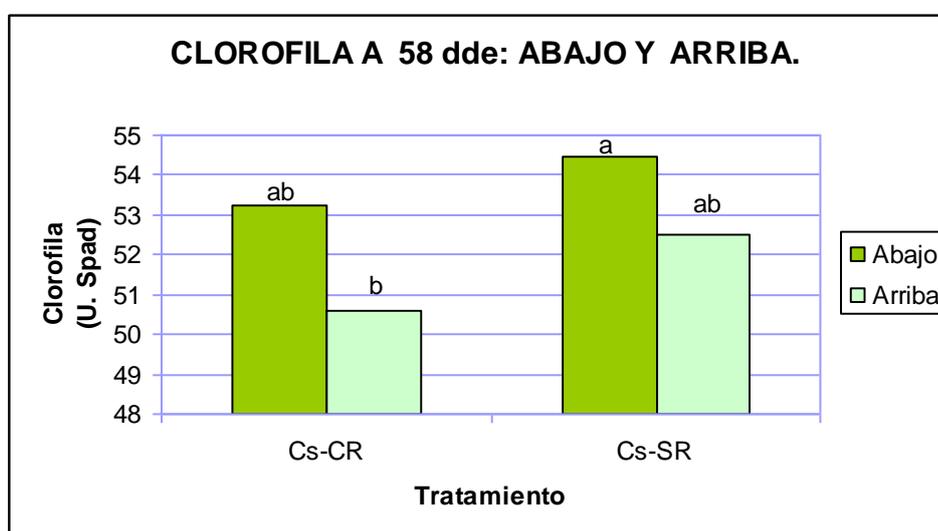


Figura 10. Análisis estadístico de la variable clorofila a 58 dde en hojas de cultivo de maíz (*Zea mays L.*): abajo (V4 a V6) y arriba (V9 a V11) de la planta Tukey al 95 % P.

De acuerdo con Rincón y Ligarreto (2010), la producción más baja de clorofila se encuentra en las hojas del tercio inferior (V1-V5) y superior de la planta (V14 - V17). En donde, el primer tercio se encuentra en proceso de senescencia y el tercio superior en proceso de formación. Además señalan que, la mayor producción de clorofila se da a partir de la hoja V7

a V13 (dependerá de la variedad del maíz y de condiciones ambientales existentes en el lugar del cultivo).

En nuestro estudio encontramos diferencia significativa de la concentración de clorofila en las hojas abajo (V4 a V6) en el tratamiento de agricultura de conservación sin rastrojo con respecto a la medición de clorofila en las hojas arriba (V9- V11) en el tratamiento de agricultura de conservación con rastrojo, a diferencia de otros cultivos, estos resultados son en el año Cero de la A.C. , en el cual la disposición del rastrojo fue mínima, por lo que podemos indicar que el cultivo dispuso solo del nitrógeno aplicado en el fertilizante.

5.2.3. Análisis Estadístico de la Variable Clorofila a los 98 dde.

En la figura 11. Se presenta el resultados del análisis estadístico practicado a las mediciones de concentración de clorofila en el cultivo de maíz a 98 dde, encontrándose diferencia significativa entre los tratamientos del cultivo de maíz en agricultura de conservación sin rastrojo y del cultivo de maíz con agricultura de conservación con rastrojo, habiendo una diferencia del 7% más de contenido de clorofila.

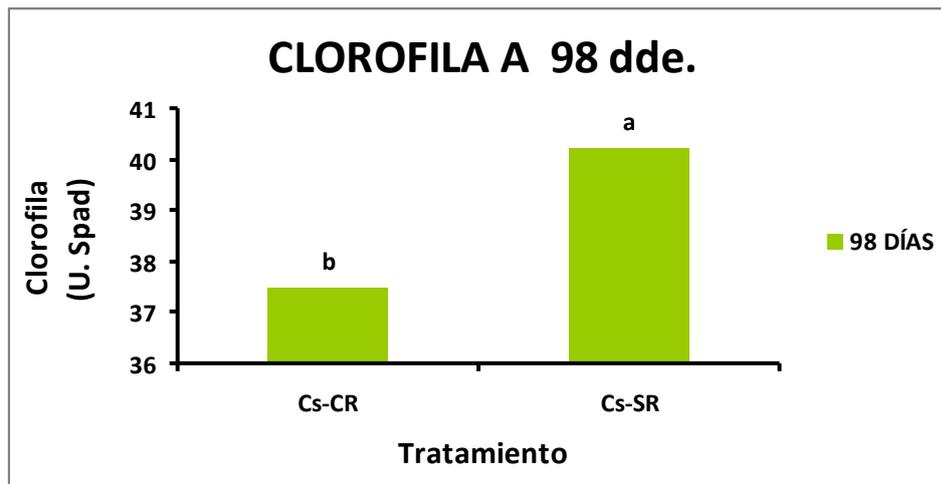


Figura 11. Análisis estadístico de la variable clorofila a 98 dde en hojas de cultivo de maíz (*Zea mays* L.) Tukey al 95 % P.

Es posible que, de acuerdo con FAO (2000) y Acevedo (2003), los nutrientes contenidos en los residuos son más accesibles para las plantas que las formas inorgánicas (fertilizantes). Sin embargo, los residuos inmovilicen el nitrógeno y por lo tanto sea necesario incrementar la proporción de rastrojo (residuos orgánicos), o bien, de fertilizantes nitrogenados en los primeros años que se aplique la A. C. debido a que el rastrojo es degradado más lentamente y mayor es este efecto cuando los suelos han sido sometidos a quemas o están muy erosionados. En nuestro estudio encontramos que el tratamiento de agricultura de conservación con rastrojo presentó una menor concentración de clorofila, por lo que se puede inferir que existió una inmovilización del nitrógeno originado por la acción de los microorganismos presentes en el suelo provocando que el residuo de maíz se degradara lentamente y evitando que la planta tuviera a su disponibilidad el nitrógeno necesario para lograr una mayor concentración de clorofila.

En la Figura 12. Se presenta el resultado del análisis estadístico practicado a las mediciones de clorofila en hojas abajo (V4 a V6) y hojas arriba (V9- V11) a 98 dde, en el cual, no se encontró diferencia significativa entre los diferentes tratamientos. Sin embargo, se pudo observar que el tratamiento con agricultura de conservación sin rastrojo, en hojas abajo (V4 a V6) presentaron un 5 % más de concentración de clorofila con respecto al mismo tratamiento en hojas arriba (V9 a V11); y un 9% más con respecto a los tratamientos restantes.

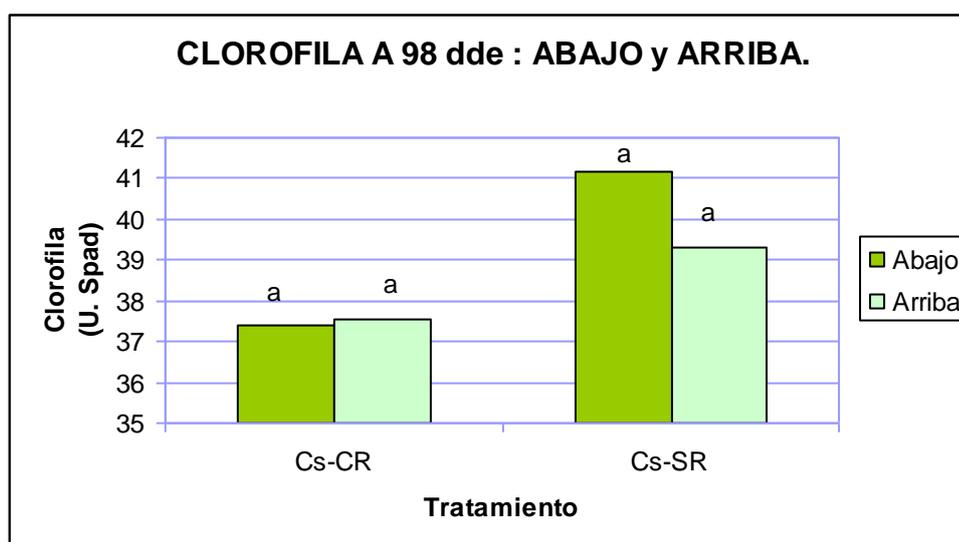


Figura 12. Análisis estadístico de la variable clorofila a 98 dde en hojas de cultivo de maíz (*Zea mays* L.): hojas arriba (V9 a V11) y hojas abajo (V4 a V6) de la planta. Tukey al 95 % P.

López, (1991) indica que en el cultivo de maíz, las capas superiores son las que producen mayor contenido de asimilados transferibles, mientras que, en las partes mas bajas es insignificante, siendo esta una razón por la cual, la planta satisface sus necesidades metabólicas con los

fotosintatos producidos en la parte inferior. Mientras que, los fotosintatos producidos en la parte superior se utilizan para aumentar la materia seca hasta alcanzar su principal destino, el llenado de granos en la mazorca.

En nuestro estudio encontramos que las plantas concentraron mayor cantidad de clorofila en las hojas bajas (V4 a V6) en el tratamiento de agricultura de conservación sin rastrojo, esto refleja una mayor exigencia de la planta para lograr un balance dentro de su metabolismo y así poder terminar su ciclo de vida.

En la Figura 13. Se presenta una comparación entre la concentración de clorofila a 58 y 98 días después de la emergencia, en donde, se observa que la producción de clorofila a 58 dde fue mayor que la producción del clorofila a los 98 dde.

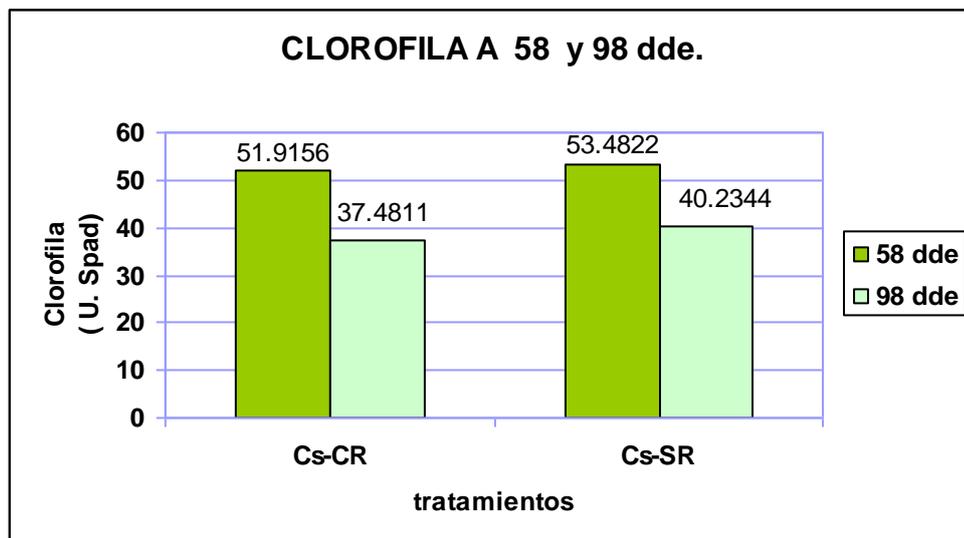


Figura 13. Comparación de la producción de clorofila a 58 y 98 dde en hojas de cultivo de maíz (*Zea mays* L.). Tukey al 95 % P.

De acuerdo con Quirino *et al*, (2000) y Yoshida (2003), las hojas, hacen que las plantas inviertan mucha energía y nutrientes en la producción de la misma. Después de un período fotosintético productivo, la contribución de fotosintatos de la hoja disminuye y entran en el último estadio del desarrollo, es decir, en la senescencia. Los productos de esta degradación son translocados como nutrientes para los órganos reproductivos u hojas nuevas.

En nuestro estudio encontramos que a los 98 dde la concentración de clorofila en ambos tratamientos es más bajo que a los 58 dde, por lo que podemos decir que a los 98 días es posible que ya se estuviera presentando la senescencia en el cultivo.

6. CONCLUSIÓN

Los resultados obtenidos en este estudio permiten concluir para el efecto del rastrojo en la concentración de clorofila en cultivo de maíz con agricultura de conservación en el rancho Guapinol, lo siguiente:

- 1) En el año cero bajo el sistema de agricultura de conservación el tratamiento de agricultura de conservación sin rastrojo mostró mejor comportamiento que el tratamiento con agricultura de conservación con rastrojo. El efecto del rastrojo en la concentración de clorofila es mínima debido a que en este periodo la existencia del rastrojo dejado por el cultivo anterior (maíz) fue insuficiente, así mismo, durante este periodo el proceso de descomposición de la materia orgánica y la incorporación de nutrientes para la planta se realiza de una manera lenta.
- 2) Se observó que para tener mayor concentración de clorofila durante el año cero, es necesario incrementar la presencia del material orgánico (rastrojo de maíz), o bien, utilizar una cobertura con material orgánico con baja relación C/N, para evitar que los microorganismos presentes en el suelo lleguen a inmovilizar el N y por lo tanto, que las plantas tengan que competir para la absorción de dicho nutriente para poder desarrollarse correctamente.
- 3) El método de medición de clorofila mediante el clorofilómetro genera información rápida sobre la concentración de clorofila presente en las hojas del cultivo de maíz de una forma no destructiva.
- 4) El sistema de agricultura de conservación es una alternativa sustentable para el desarrollo del cultivo del maíz. Sin embargo es necesario tener en cuenta las condiciones del suelo a cultivar (pH, % C.R.A, % Humedad, entre otros) para una correcta aplicación de dicho sistema.
- 5) Si el rastrojo es quemado en los suelos de cultivo, estos se erosionarán cada vez más y las plantas tendrán menos nutrientes naturales, así como menor producción por la baja concentración de clorofila en ellas.

RECOMENDACIÓN

INTEGRAR EL RASTROJO A LOS SUELOS DE CULTIVO, NO QUEMAR.

REFERENCIAS

- Acevedo**, E. (2003). Sustentabilidad en cultivos anuales: cero labranzas, manejo de rastrojo. Universidad de Chile Facultad de ciencias agronómicas, Serie ciencias agronómicas N°. 8, ISSN 956-19-0396-2, Pág. 184.
- Acosta**, R. (2009). El cultivo de maíz, su origen y clasificación. El maíz en cuba. [Versión electrónica]. Cultivos tropicales 30(2):113-120. recuperado de: http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0258-59362009000200016&script=sci_arttext el: 15 de junio de 2012.
- Argenta**, G., Ferreira, P., Bortolini, C., Forsthofer, EL., Strieder, M.L. 2001. Relação da leitura do colorofilometro com os teores de clorofila extraível e de nitrogênio na folha de milho. Revista Brasileira de Fisiología Vegetal 13(2):134-139.
- Bohinski**, R. (1991). *Bioquímica*. (5ª ed.). México: Pearson Addison Wesley, pp.609-627.
- Burge**, R.M. y Duensing, W.J. (1989). *Processing and dietary fiber ingredient applications of corn bran*. Cereal Foods World 34(7): 535-538.
- Bullock** DG, Anderson DS. (1998). Evaluation of the Minolta SPAD 502 chlorophyll meter for nitrogen management in corn. Journal of Plant Nutrition 21:741-755.
- Campbell**, N., Reece, J., Molles, M., Urry, L., Heyden, R. (2007). *Biología*. (7ª ed.), España: Ed. Medica Panamericana, pp. 1197.
- Castillo**, R. F. (2005). *Biotecnología ambiental*. (1ª ed.). España: Editorial TEBAR, S.L.
- Donoso**, C. (1992). *Ecología Forestal: El Bosque y su Medio Ambiente*. Santiago, Chile: universitario.
- Dwyer**, L. M., M. Tollenaar & L. Houwing. (1991). A nondestructive method to monitor leaf greenness in corn. Canadian Journal of Plant Science, 71: 505-509.

- Echeverría H, Sainz R.** (2001). Eficiencia de recuperación del nitrógeno aplicado al estadio de seis hojas del maíz bajo riego en siembra directa y labranza convencional. *Ciencia del Suelo* 19(1):57-66.
- Fassbender, H.W.** (1993). *Suelos y sistemas de producción agroforestales*. Turrialba, Costa Rica: Editorial CATIE.
- Fassbender, H., y Bornemisza E.** (1987). *Química de Suelos, con énfasis en suelos de América Latina*. San José, Costa Rica: Editorial IICA, pp. 397.
- FAO.** (2003). *Aspectos económicos de la agricultura de conservación*, Roma, ISBN 92 5304687-2. Recuperado de: <http://www.fao.org> el: 25 / 04/2012.
- FAO.** (1993). El maíz en la nutrición humana. ISBN: 9253030135. Recuperado de: <http://www.fao.org/docrep/T0395S/T0395S00.htm> el: 10 / 05/2012.
- FAO.** (2000). Manual de practicas integradas de manejo y conservación de suelos. Boletín de tierras y agua de la FAO 8. ISSN 10208127, Roma, Pág. 163.
- FDA,** Fundación de Desarrollo Agropecuario. (1998). *Guía Técnica N° 33*. Republica Dominicana: CEDAF.
- Fox RH, Kern JM, Piekielek WP.** 1986. Nitrogen fertilizer source and method and time of application effects on no-till corn yield and nitrogen uptakes. *Agronomy Journal* 78:741-746.
- Gojberg-Rein, G. y A. Aguilar-Santelises.** 1987. pH del suelo y necesidades de cal. pp. 17-44. *In:* A. Aguilar S., J. D. Etchevers B. y J. Castellanos R. (eds.). Análisis químico para evaluar la fertilidad del suelo. Publicación especial 1. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. Chapingo, México.
- González, A.S.** (2009). *Enverdecimiento de la espata de Spathiphyllum Wallissi Regel*. Tesis para la obtención del grado de Maestro en ciencia, Colegio de Posgraduado, Texcoco, México. Recuperado de: www.cm.colpos.mx/2010/images/.../enverdecimiento.pdf el: 28de mayo de 2012.

- Grant, C.,** Britzman, S., Montreal, M., Plenchette, C. Morel, C. (2005). Soil and fertilizer Phosphorus: Effects on plant P supply and Mycorrhizal Development. [versión electrónica]. Canadian Journal of Plant Science 85 (1):3-14. Recuperado de: <http://pubs.aic.ca/doi/abs/10.4141/P03-182> el: 15 de junio de 2012.
- Grim, B.** (2001). *Chlorophyll: Structure and function*. Encyclopedia of life science. Nature Publishing.
- Guevara, C. Paez, A., Zambrano, M.** (2003). *Determinación de actividad celulolítica y establecimiento de un consorcio bacteriano aislado de diferentes regiones y sustratos del país*. Tesis. Pontificia universidad Javeriana, facultad de ciencia, Bogotá.
- Lynd, L., Weimer, P., Zyl, H., Pretorius, I.** (2002). *Microbial cellulose utilization: Fundamentals and Biotechnology*. [Versión electrónica]. Microbiology and Molecular Biology Reviews. DOI. 10.1128/MMBR.66.3. 506–577. Recuperado de: www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/12209002_el: 2 de mayo de 2012.
- López, B. L.** (1991). Cultivos Herbáceos volumen I: cereales. Ed. Mundi-Prensa. ISBN 847114-324-0. Pág. 324.
- Havlin, J. L., J. D. Beaton, S. L. Tisdale, and W. L. Nelson.** 1999. Soil fertility and fertilizers. An introduction to nutrient management. Prentice Hall. Upper Saddle River, NJ, USA.
- Honorato, P. R.** (2000). *Manual de edafología*. (4ª ed.), México: editorial Alfaomega grupo editor S.A. de C.V., pp. 263.
- Howard, T.** (1997). *Chlorophyll: a symptom and a regulator of plastid development*. *Tasley review* N° 92. [Versión electrónica]. New Phytology 136: 163-181. Recuperado de: <http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1046/j.1469-8137.1997.00737.x> abstract el: 16 de mayo de 2012.
- INEGI y SEMARNAT,** 1998. Estadísticas del Medio Ambiente, México, 1997. Informe de la Situación General en Materia de Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente, 1995-1996. Recuperado de: <http://www2.ine.gob.mx/publicaciones/libros/109/cap7.html> el: 23/04/2012.

Juárez, M., Franco M., Contreras T., Ascencio V. (2009). *Manual de prácticas de laboratorio de química ambiental II.* Instituto Politécnico Nacional, unidad profesional interdisciplinaria de Biotecnología, México. Recuperado de: <http://www.biblioteca.upibi.ipn.mx/Archivos/Material%20Didactico/MANUAL%20DE%20QUIMICA%20AMBIENTAL%20II.pdf> el: 3 de mayo de 2012.

Julca, O.A., Meneses, F. L., Blas, S. R., Bello, A.S. (2006). La materia orgánica, importancia y experiencias de su uso en la agricultura. [Versión electrónica]. IDESIA 24 (1),49-61. Recuperado de: <http://www.scielo.cl/pdf/idesia/v24n1/art09> el: 11 de junio de 2012.

Malherbe, S y Cloete, T. E. 2002. *Lignocellulose Biodegradation: Fundamentals and applications.* [Versión electrónica]. Reviews in Environmental Science & Biotechnology 1: 105-114. Recuperado de: <http://www.springerlink.com/content/r485812p146658w3/> el: 15 de mayo de 2012.

Miller, G. T. (1994). *Ecología y medio ambiente.* México: grupo editorial iberoamericana S.A. de C.V.

Morel, C. (2002). Caractérisation de la phytodisponibilité du P du sol par la modélisation du transfert des ions phosphate entre le sol et la solution. Habilitation à Diriger des Recherches. INPL-ENSAIA Nancy. 80 pp. [Online] Rescatado de: <http://pubs.aic.ca/doi/pdf/10.4141/P03-182> el: 14 de junio de 2012.

Mulla, D. J. and A. B. McBratney. 2000. Soil spatial variability.. Boca Raton, FL, USA *In:* M. E. Sumner (ed.). Handbook of soil science. CRC Press.. pp. A321-A352

NOM-021-SEMARNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. Recuperado de: <http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/3335/1/nom-021-semarnat-2000.pdf> el: 27 de mayo de 2012.

OECD. Consensus Document on the Biology of *Zea mays* L. subsp. *mays* (Maize). OECD Environment, Health and Safety Publications. Series on Harmonisation of Regulatory Oversight in Biotechnology. No. 27. Paris. Disponible en: <<http://www.oecd.org/ehs>, 2003>.

Osorio, H. V. (2011). *Efecto de labranza, manejo de rastrojo y fertilización de*

Nitrógeno sobre el contenido de Humedad y desarrollo del cultivo de Trigo. Tesis para la obtención del grado de Maestro en ciencia, Colegio de Posgraduado, Texcoco, México. Recuperado de: http://www.biblio.colpos.mx:8080/jspui/bitstream/handle/10521/355/Osorio_Hernandez_V_MC_Hidrociencias_2011.pdf el: 24 de mayo de 2012.

Paniagua, R., Nistal M., Sesma, P., Alvarez U.M., Fraile B., Anadón, R., Sáez, F. (2003). *Biología Molecular.* (2^a ed.). Madrid, España: McGraw-Hill Interoamericana, pp.241-249.

Piñeiro, P.M. (2010). *Estudio Bioquímica Genéticos en pacientes diagnosticados con porfiria congénita eritropoyetina.* Tesina, Universidad de Belgrado. Recuperado de: www.ub.edu.ar/investigaciones/tesinas/418_Pineiro.pdf el: 24 de mayo de 2012.

Quirino, Betania F., Yoo-Sun Noh, Edward Himelblau and Richard M. Amasino. (2000). Molecular aspects of leaf senescence.[Version Electronica]. Reviews. Elsevier Science 5 (7).

Ramos, V.E. y Zúñiga D. D. (2008). Efecto de la Humedad, Temperatura y pH del suelo en la actividad microbiana a nivel de laboratorio. [Versión electrónica]. *Ecología Aplicada* 7(1-2):123-130. Recuperado de: <http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=34111584015> el: 11 de junio de 2012.

Rincón, C.A. y Ligarreto A. (2010). *Relación entre nitrógeno foliar y contenido de clorofila en maíz asociado con pastos en el piedemonte llanero Colombiano.* [Versión electrónica]. *Rev. Corpoica, Ciencia y tecnología agropecuaria* 11(2):122-128. Rescatado de: www.corpoica.org.co/sitioweb/Archivos/Revista/NitrogenoFoliar.pdf el 15 de mayo de 2012.

Rivera, E. (2009). *Fertilización con Nitrato y Amonio en Tomate (Lycopersicon esculentum Mill).* Tesis para la obtención del grado de Maestro en ciencia, Colegio de Posgraduado, Texcoco, México. Recuperado de: www.cm.colpos.mx/2010/images/tesis_p/.../tesis_fertilización.pdf el: 24 de mayo de 2012.

Sagardoy, M. A., Mandolesl, M. E. (2004). *Biología del suelo, Guía de estudio. Bahía Blanca, Argentina: Editorial de la Universidad Nacional del Sur, pp. 71.*

- Sainz** RH, Echeverria HE. 1998. Relación entre las lecturas del medidor de clorofila (Minolta SPAD 502) en distintos estadios del ciclo del cultivo de maíz y el rendimiento del grano. *Revista de la Facultad de Agronomía* 103(1):37-44.
- Sánchez**, H. (2004). *Aspectos físicos y químicos del suelo*. Rev. Ciencia Ahora N°13, año 7, ISSN 0718-8293, pp. 76-83.
- Salisbury**, F.C. y Ross C.W. (1994). *Fisiología vegetal*. México: Mc Graw – Hill interamericana.
- Smith**, R y Smith M. T. (2002). *Ecología*. (4ª ed.), España: Ed. Pearson Educación S.A. de C.V., pp. 124,132 y 133.
- Tanaka**, A. y Yamaguchi, I. 1972. *Dry matter production, yield components and grain yield of the maize plant*. [Versión electrónica]. Fac. Agric. Hokkaido Univ. 57: 71 – 132. Rescatado de: http://eprints2008.lib.hokudai.ac.jp/dspace/bitstream/2115/12869/1/57%281%29_p71-132.pdf el: 18 de mayo de 2012.
- Wettstein**, D. Von, Gough S. and Kannagara G. (1995). *Chlorophyll Biosynthesis*. [Versión Electrónica]. *The plant cell*, 7: 1039-1057.
- Yoshida**, **Satoko**. (2003). Molecular regulation of leaf senescence. *Current Opinion in Plant Biology*. 6: 79-84.
- Zagal**, E. (2005). *El ciclo del Nitrógeno en el suelo*. *Revista Ciencia Ahora*, 16: 103-110.

Páginas electrónicas consultadas:

- http://www.semarnat.gob.mx/temas/ordenamientoecologico/Documents/documento_volcan/basestecnicas/sierra_nevada/tiposuelo.pdf
- http://www.netxplica.com/figuras_netxplica/exanac/

ANEXOS

Anexo 1. Determinación de humedad por el método gravimétrico (White, 2006).

Humedad gravimétrica = $[(\text{peso húmedo} - \text{peso seco}) / \text{peso seco}] * 100$.

Anexo 2. Determinación de Densidad aparente (pb).

Pb= [(peso campo- x peso)/ Vol. Cilindro]

En donde:

X peso= $(\% \text{ humedad}) * (\text{Peso campo}) / 100$

Vol. Cilindro= $(\pi) * (\text{Diámetro})^2 * (\text{Altura})$

Vol. Cilindro = $(3.1416) * (10 \text{ cm})^2 * (20 \text{ cm})$

Vol. Cilindro= 1570.8 cm³

Anexo 3. Determinación del % de Coeficiente de retención de Agua (% C.R.A).

% C.R.A. = $[(((\text{Ppd} - (\text{Pp} \times \text{Fp}) - (\text{PM} \times (100 - \text{PrH}) / 100)) \times 100) / \text{PM}) \times (100 - \text{PrH}) / 100]$

En Donde:

Tiempo de drenado= 24 hrs.

Ppd = peso del papel drenado (g)

Pp = peso de papel filtro seco (g)

Fp (factor promedio) = $(\sum (\text{peso drenado de blanco} / \text{peso de papel blanco}) / 3$.

PrH= promedio de humedad (%).

PM= peso de muestra (10 g)

Anexo 4. Determinación de pH en muestras de suelo.

Solución de CaCl_2 0.01 M

$M = (\text{Masa de soluto} / (\text{Peso molecular del soluto} \times \text{Volumen}))$

$\text{Masa de soluto} = M \times (\text{Peso molecular del soluto} \times \text{Volumen})$

$\text{Masa del soluto} = 0.01 \text{ M} \times ((147 \text{ g/mol}) \times 1\text{L})$

Masa del soluto = 1.47 g de CaCl_2

En donde:

M = Mol/L.

Anexo 5. Determinaciones fisicoquímicas del suelo del rancho Guapinol

CUADRO 3. RESULTADOS DE ANÁLISIS FISICOQUÍMICOS DE SUELO DEL RANCHO GUAPINOL.							
Muestra	Profundidad (cm)	Repetición	%H	Pb (g/cm³)*	% C.R.A.**	pH CaCl₂ [0.01M]	pH con H₂O dest.
M1	0-20	1	6.84	1.7153	73.05	6.64	7.60
		2	7.07	1.7111	72.37	6.56	7.56
		3	6.84	1.7153	73.05	6.58	7.50
	20-40	1	10.62	2.0866	67.27	6.65	7.54
		2	10.13	2.0980	67.87	6.63	7.63
		3	11.36	2.0694	62.54	6.67	7.68
	40-60	1	9.17	1.8892	73.16	6.59	7.74
		2	9.41	1.8842	67.49	6.59	7.79
		3	9.41	1.8842	66.67	6.61	7.79
M2	0-20	1	8.70	1.6799	73.71	5.4	7.33
		2	11.11	1.6355	78.15	5.08	6.90
		3	10.13	1.6535	72.45	5.12	7.11
	20-40	1	11.86	1.8193	66.17	5.92	7.02
		2	10.62	1.8448	66.94	5.90	6.94
		3	10.86	1.8397	66.35	5.92	7.01
	40-60	1	10.13	1.6832	66.99	5.90	6.79
		2	9.89	1.6878	68.72	5.69	6.59
		3	10.38	1.6787	61.53	5.75	6.55
*Densidad aparente del suelo.							
**Coeficiente de retención de agua (%).							

CUADRO 3. RESULTADOS DE ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE SUELO DEL RANCHO GUAPINOL.

Muestra	Profundidad	Repetición	%H	ρb (g/cm ³)*	% C.R.A.**	pH CaCl ₂ [0.01M]	pH con H ₂ O dest.
M3	0-20	1	7.99	1.6062	74.79	5.41	7.28
		2	7.53	1.6143	71.77	5.43	7.14
		3	9.41	1.5814	72.93	5.48	7.20
	20-40	1	14.42	1.8209	70.52	5.55	7.24
		2	14.94	1.8097	70.64	5.53	7.12
		3	16.28	1.7813	72.5	5.54	7.28
	40-60	1	14.42	1.7664	58.87	6.03	7.06
		2	13.90	1.7772	60.08	5.88	6.91
		3	18.20	1.6883	59.04	5.87	6.89
M4	0-20	1	7.53	1.6437	71.77	5.93	7.11
		2	8.23	1.6313	73.62	5.91	7.12
		3	7.99	1.6355	72.68	5.91	6.99
	20-40	1	15.74	1.7659	69.61	5.47	7.39
		2	16.55	1.7490	69.3	5.48	7.2
		3	16.55	1.7490	69.44	5.53	7.13
	40-60	1	11.86	1.7632	62.12	5.81	6.7
		2	12.36	1.7531	66.53	5.82	6.56
		3	13.38	1.7327	69.05	5.67	6.49
*Densidad aparente del suelo.							
**Coeficiente de retención de agua (%).							