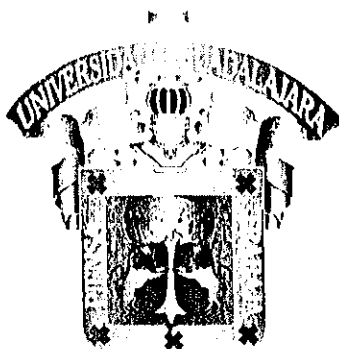

UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y
AGROPECUARIAS



ASIMILACIÓN NETA DE CO₂, CRECIMIENTO Y
VARIACIÓN ESTACIONAL DE CARBOHIDRATOS EN
VARIEDADES DE CAÑA DE AZÚCAR (*Saccharum
officinarum* L.) EN LAS LOCALIDADES DE TALA Y EL
EJIDO LA JOYA, JALISCO

TESIS PROFESIONAL

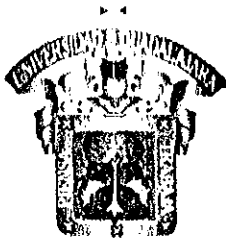
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

INGENIERO AGRÓNOMO

P R E S E N T A

NORMA OLIVIA MORALES VILLARREAL

LAS AGUJAS, ZAPOPAN, JAL., OCTUBRE DEL 2001



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA
CENTRO UNIVERSITARIO DE CIENCIAS
BIOLOGICAS Y AGROPECUARIAS
CARRERA DE INGENIERO AGRONOMO
COMITE DE TITULACION

ING. ELENO FELIX FREGOSO
DIRECTOR DE LA DIVISION DE CIENCIAS AGRONOMICAS
PRESENTE

Con toda atención nos permitimos hacer de su conocimiento, que habiendo sido aprobada la modalidad de titulación:TESIS con el titulo:

" ASIMILACION NETA DE CO₂, CRECIMIENTO Y VARIACIÓN ESTACIONAL DE CARBOHIDRATOS EN VARIEDADES DE CAÑA DE AZUCAR (Saccharum officinarum L.) EN LAS LOCALIDADES DE TALA Y EL EJIDO LA JOYA, JALISCO"

El cual fue presentado por él (los) pasante(s):

NORMA OLIVIA MORALES VILLARREAL

El Comité de Titulación, designó como director y asesores, respectivamente, a los profesores:

DR. ENRIQUE PIMIENTA BARRIOS	DIRECTOR
M.C. SALVADOR MENA MUNGUIA	ASESOR
M.C. SANTIAGO SANCHEZ PRECIADO	ASESOR


Una vez concluido el trabajo de titulación, el Comité de Titulación designó como sinodales a los profesores:

M.C. SALVADOR HURTADO DE LA PEÑA	PRESIDENTE
M.C. JOSE SANCHEZ MARTINEZ	SECRETARIO
M.C. JESUS NETZAHUALCOYOTL MARTIN DEL CAMPO MORENO	VOCAL


Se hace constar que se han cumplido los requisitos que establece la Ley Orgánica de la Universidad de Guadalajara, en lo referente a la titulación, así como el Reglamento del Comité de Titulación.

ATENTAMENTE
"PIENSA Y TRABAJA"

Las Agujas, Zapopan, Jal. a 10 de octubre de 2001.



M.C. JESUS NETZAHUALCOYOTL
MARTIN DEL CAMPO MORENO
PRESIDENTE DELCOMITE DE TITULACION



M.C. SALVADOR GONZALEZ LUNA
SRIO. DEL COMITE DE TITULACION

DEDICATORIAS

A mí Mamá Ana Bertha Villarreal C. Por su ejemplo y apoyo incondicional que siempre me ha dado para seguir hacia delante.

A mis Hermanos; Fernando, Mario, Bertha y Ernesto por su cariño y apoyo.

A mi mejor amiga J. Manuela García C. Por su cariño, apoyo y consejos que me ha brindado y gracias a ello he podido llegar a la realización de mis metas. Y desde luego por compartir momentos de alegría, tristeza y por ser mi confidente.

A José María Fernández V, quien es una persona muy especial para mí. Que gracias a su apoyo y su cariño incondicional que siempre me ha brindado he concluido esta etapa de mi vida profesional y humana.

A la Familia Fernández García, especialmente al Dr. Felipe por hacerme sentir como un miembro más de su familia.

A todos mis amigos Ricardo, Jorge, J. Alejandro, Efrén, especialmente a Oscar y Javier que somos cómplices de muchas travesuras.

A mis amigos de siempre Carlos, Grisel, Ivette, Gaby, por su cariño y hacer más grata mi vida.

A todas aquellas personas que por lo menos algún día me preguntaron ¿ Cuando terminas?

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad de Guadalajara, que por su loable función social me permitió la oportunidad de acceder a una formación profesional de calidad y sentido de responsabilidad social y en especial a la División de Ciencias Agronómicas del CUCBA.

A mi Director de tesis Dr Enrique Pimienta Barrios por su invaluable aportación académica, apoyo incondicional, paciencia y confianza, durante mi formación profesional y humana, especialmente para la realización de este trabajo.

A los asesores y sinodales de este trabajo por su colaboración en la asesoría y revisión de este trabajo de tesis.

A mi Tutor Ing. Juan Bojorquez Martínez por su apoyo, paciencia y su aportación académica durante mi formación profesional.

A todos los maestros que a través del curso de mis estudios me transmitieron sus conocimientos y experiencias que fueron importantes para mi formación profesional.

Al Comité Técnico de Producción Cañera del Ingenio José María Martínez de Tala, Jalisco y a todos los productores cañeros por su apoyo económico y logístico del proyecto de investigación.

CONTENIDO

	<i>Página</i>
INDICE DE CUADROS.....	iii
INDICE DE FIGURAS.....	iv
RESUMEN.....	v
I. INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivos.....	2
Hipótesis.....	3
II. REVISION DE LITERATURA.....	4
2.1 La caña de azúcar.....	4
2.1.1 El cultivo de la caña de azúcar en México.....	4
2.1.2 Descripción taxonómica y origen de la caña de azúcar.....	4
2.1.3 Sistemática de la planta.....	5
2.1.4 Composición de la caña de azúcar	5
2.1.5 Constituyente de la caña.....	6
2.2 Crecimiento en plantas.....	7
2.3 Fisiología de la caña de azúcar.....	10
2.3.1 Mecanismo de asimilación de CO ₂	10
2.3.2 Respuesta de las plantas a la luz.....	12
2.4 Metabolismo de carbohidratos solubles (azúcares)en plantas	15
III. MATERIALES Y METODOS.....	20
3.1 Descripción de los sitios de estudio	20
3.2 Variables físicas del ambiente.....	20
3.3 Tasas de asimilación neta diurna de CO ₂	21

3. 4 Variación estacional de carbohidratos solubles.....	21
3.5 Crecimiento primario y grosor de tallos.....	23
3.6 Densidad de estomas en hojas	23
3.7 Análisis de la información.....	24
3.8 Ajuste de curvas.....	24
IV. RESULTADOS.....	25
Características ambientales de las zonas de estudio.....	25
Características físico-químicas de los suelos.....	28
Densidad de estomas en hojas fotosintéticamente activas.....	30
Tasas de asimilación neta diaria de CO ₂	30
Crecimiento primario en tallos.....	36
Engrosamiento de tallos.....	38
Variación estacional en la acumulación de azúcares.....	39
V. DISCUSIÓN.....	43
VI. CONCLUSIONES.....	47
VII. LITERATURA CITADA.....	49

INDICE DE CUADROS

	<i>Página</i>
Cuadro 1. Variables ambientales y tasas instantáneas máximas de asimilación de CO ₂ en variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en la localidad de Tala, Jalisco.	27
Cuadro 2. Variables ambientales y tasas instantáneas máximas de asimilación de CO ₂ en la variedad de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) Méx 57-473 en la localidad de La Joya, Jalisco.	27
Cuadro 3. Características físico-químicas de los suelos de Tala y el ejido La Joya, Jalisco.	28
Cuadro 4. Densidad de estomas en hojas fotosintéticamente activas de variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) cultivadas en Tala y en el ejido La Joya, Jalisco.	30
Cuadro 5. Variación estacional en la asimilación neta diaria de CO ₂ en variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) cultivadas en las localidades de Tala y el ejido La Joya, Jalisco.	34
Cuadro 6. Promedio de la conductancia estomatal diaria en variedades de caña (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en las localidades de Tala y La Joya, Jalisco.	35
Cuadro 7. Promedio de la fracción molar intercelular diaria de CO ₂ en variedades de caña (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en las localidades de Tala y La Joya, Jalisco.	35
Cuadro 8. Promedio de la resistencia estomatal en variedades de caña (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en las localidades de Tala y La Joya, Jalisco.	36

INDICE DE FIGURAS

	<i>Página</i>
Figura 1. Procesos fisiológicos en la caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.).	13
Figura 2. Precipitación pluvial (barras) mensual y temperatura del aire máxima y mínima promedio mensual en las localidades de Tala y el ejido La Joya en el estado de Jalisco.	26
Figura 3. Variación en el contenido de agua del suelo a 15, 30 y 60 cm en Tala y La Joya, Jalisco.	29
Figura 4. Variación estacional en las tasas de asimilación neta de CO ₂ en caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en la región de Tala, Jalisco para las variedades Méx 80-1410 y CP 72-2086.	31
Figura 5. Variación estacional en las tasas de asimilación neta de CO ₂ en caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en la región de la Joya, Jalisco para la variedad Méx 57-473.	32
Figura 6. Crecimiento acumulado en tallos de variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en Tala y La Joya, Jalisco.	37
Figura 7. Crecimiento relativo mensual en tallos de variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en Tala y La Joya, Jalisco.	37
Figura 8. Crecimiento en diámetro acumulado en tallos de variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en Tala y La Joya, Jalisco.	40
Figura 9. Crecimiento en diámetro relativo mensual en tallos de variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en Tala y La Joya, Jalisco.	40
Figura 10. Variación estacional en la acumulación de azúcares totales en variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en Tala y La Joya, Jalisco.	42
Figura 11. Variación estacional en la acumulación de azúcares reductores en variedades de caña de azúcar (<i>Saccharum officinarum</i> L.) en Tala y La Joya, Jalisco.	42

RESUMEN

En los últimos años el cultivo de la caña (*Saccharum officinarum* L.) ha experimentado un aumento notable en la superficie cultivada en el estado de Jalisco (25,000 has de riego y temporal). Sin embargo, las variedades experimentan nuevos ambientes que presenta una mayor variación en las condiciones climáticas y edáficas. Esta variación en los factores mencionados puede causar efectos en los procesos fisiológicos básicos de la planta, como es el caso de la fotosíntesis, transpiración y respiración, y por consiguiente en el rendimiento comercial de esta especie. El presente trabajo se llevó a cabo en dos áreas de producción de caña de azúcar ; predio San Pedro, municipio de Tala y en el predio la Joyita del ejido La Joya en el municipio de Magdalena en el estado de Jalisco. Ambas zonas presentan variaciones climáticas y edáficas así como en el manejo agronómico bajo el cual se cultivan las diferentes variedades, por lo que el objetivo del presente trabajo fue evaluar el efecto de algunas variables climáticas y de manejo agronómico sobre la respuesta fisiológica y de crecimiento en las variedades de caña de azúcar Méx. 80-1410, CP 72-2086 y Méx. 57-473. Los resultados obtenidos en este primer año de trabajo revelaron que la presencia de periodos largos de sequía aumentó la transpiración en las plantas de caña y por consiguiente se redujo fuertemente las ganancias de carbono. Además, las temperaturas frías presentes en la localidad de la Joya redujeron la concentración de azúcares en tallos.

I. INTRODUCCIÓN

En los últimos años el cultivo de la caña (*Saccharum officinarum* L.) ha experimentado un aumento notable en la superficie cultivada en el estado de Jalisco (25,000 has de riego y temporal). Sin embargo, para incrementar la frontera agrícola de este cultivo se han establecido plantaciones comerciales las cuales experimentan nuevos ambientes en los que se presenta una mayor variación en las condiciones climáticas, edáficas y de manejo agronómico. Esta variación en los factores mencionados puede causar efectos en los procesos fisiológicos básicos de la planta, como es el caso de la fotosíntesis, transpiración y respiración (Yu, 1999; Flexas, *et al.* , 1999; Chaumont *et al.* , 1995), y por consiguiente en el rendimiento comercial de esta especie. A esto hay que agregar el hecho de que en el cultivo de la caña la variación genética es escasa y probablemente nula, por lo que se tiene un reducido acervo genético para enfrentar las variaciones al estrés biótico y abiótico del ambiente en que se desarrolla esta planta. Dos de las zonas importantes de producción de caña de azúcar para el abastecimiento del Ingenio José María Martínez de Tala, Jalisco son la localidad del municipio de Tala y el ejido La Joya en el municipio de Magdalena en el estado de Jalisco. Ambas zonas presentan variaciones climáticas y edáficas como las temperaturas del aire, precipitación pluvial y en suelos presentan diferencias en las características físico-químicas, estado nutricional y contenido de agua, así como en el manejo agronómico bajo el cual se manejan las diferentes variedades en estas dos localidades.

OBJETIVOS

General:

- Evaluar el efecto de las variables climáticas del ambiente y de manejo agronómico sobre la respuesta fisiológica y de crecimiento en las variedades de caña de azúcar Méx. 80-1410, Méx. 57-473 y CP 72-2086 en las localidades del municipio de Tala y el ejido La Joya, municipio de Magdalena, Jalisco.

Particulares:

- Determinar el efecto del ambiente sobre la variación estacional en las tasas de asimilación neta diurna de CO₂ en las variedades en estudio.
- Determinar el efecto del ambiente sobre la variación estacional en la acumulación de azúcares en tejidos de tallos en las variedades en estudio.
- Definir las etapas del crecimiento en tejido primario meristemático y engrosamiento en tallos y su relación con los factores del ambiente, manejo agronómico y comportamiento fisiológico de las variedades de caña de azúcar en estudio.

HIPOTESIS

- La actividad fisiológica y de crecimiento de las variedades Méx. 80-1410 Méx. 57-473 y CP. 72-2086 es afectada por las diferencias en las condiciones ambientales que se presentan en las localidades de estudio.
- Las ganancias de carbono y la acumulación de azúcares en las variedades en estudio difieren debido a la respuesta de estas a las condiciones climáticas presentes en cada localidad.
- El crecimiento primario en plantas de caña de azúcar esta relacionado a la disponibilidad de energía metabólica de las plantas la cual responde a las condiciones ambientales presentes en cada localidad.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 LA CAÑA DE AZÚCAR

2.1.1 *El cultivo de la caña de azúcar en México*

En México se siembran aproximadamente 700,000 has. de caña de azúcar tanto en condiciones de riego como de temporal con un rendimiento promedio de nacional de 74.87 toneladas/ha. En el área de influencia del Ingenio José María Martínez de Tala, Jalisco se siembran aproximadamente 25,000 has de temporal (5 cortes) y de riego (8 cortes) con un rendimiento promedio de 74 toneladas/ha (inédito). Las variedades más comunes en el área de influencia del Ingenio José María Martínez de Tala, Jalisco son; CP 72-2086; Méx. 57-473 y Méx 80-1410.

2.1.2 *Descripción taxonómica y origen de la caña de azúcar*

En el desarrollo de la industria azucarera, las variedades comerciales de caña que han contribuido a destacar la importancia de esta rama en la economía de los países, pertenecen básicamente a especies e híbridos del género *Saccharum* (Sánchez, 1972). La planta de la caña de azúcar pertenece a la familia de las gramíneas, del género *Saccharum*. Las variedades cultivadas son híbridos de la especie *officinarum* y otras afines (*spontaneum*). Procede del Extremo Oriente, de donde llegó a España en el siglo IX. España la llevó a América en el siglo XV. Es un cultivo plurianual. Se corta cada 12 meses, y la plantación dura aproximadamente 5 a 8 años. Tiene un tallo macizo de 2 a 5 metros de altura con 5 ó 6 cm de diámetro. El sistema radical lo compone un robusto rizoma subterráneo; puede propagarse por estos rizomas y por trozos de tallo.

2.1.3 Sistemática de la planta

Reino vegetal

División:	Espermatofitas o fanerógamas
Sub-División:	Angiospermas
Clase:	Monocotiledóneas
Orden:	Zacates o Gluminifloras
Familia:	Gramineae.
Sub-familia:	Panicoideae.
Tribu:	Andropogoneae
Sub-tribu:	Sacarineas
Género:	<i>Saccharum</i>
Especie:	spp.

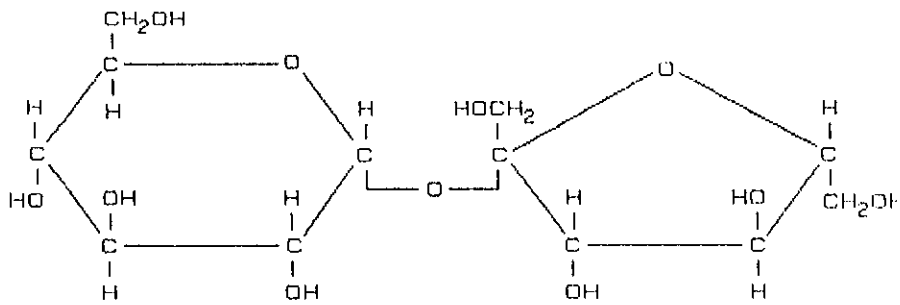
2.1.4 Composición de la caña de azúcar

La caña tiene una riqueza de sacarosa del 14% aproximadamente, aunque varía a lo largo de toda la recolección. El azúcar es un endulzante de origen natural, sólido, cristalizado, constituido esencialmente por cristales sueltos de sacarosa obtenidos a partir de la caña de azúcar o de la remolacha azucarera mediante procedimientos industriales apropiados (Sánchez, 1972; Perafán, 2000). El azúcar es sacarosa, un carbohidrato de origen compuesto por carbono, oxígeno e hidrógeno (carb-o-hidr-ato). Los azúcares blancos son alimentos muy puros con más del 99% de sacarosa. Los azúcares crudos poseen un contenido algo menor de sacarosa (> 94%) pues conservan aún parte de la miel a partir de la cual fueron fabricados (Perafán, 2000; Lingle, 1994).

2.1.5 Constituyentes de la caña.

La caña de azúcar está compuesta por una parte sólida llamada fibra y una parte líquida, el jugo, que contiene agua y sacarosa. En ambas partes también se encuentran otras sustancias en cantidades muy pequeñas.

La sacarosa es la forma básica de la energía en el reino vegetal. Las plantas convierten el agua y el dióxido de carbono (que es un contaminante del aire) en sacarosa, utilizando la energía del sol en el proceso de fotosíntesis. La sacarosa de la caña de azúcar es un disacárido natural formado por los monosacáridos glucosa y fructosa.



SACAROSA (β -D-fructofuranosil- α -D-glucopiranosida)

Las proporciones de los componentes varían de acuerdo con la variedad (familia) de la caña, edad, madurez, clima, suelo, método de cultivo, abonos, lluvias, riegos, etc. Sin embargo, unos valores de referencia general pueden ser:

Agua: 73 - 76 %

Sacarosa: 8 - 15 %

Fibra: 11 - 16 %

La sacarosa del jugo es cristalizada en el proceso como azúcar y la fibra constituye el bagazo una vez molida la caña.

Otros constituyentes de la caña presentes en el jugo son:

Glucosa: 0,2 - 0,6 %

Fructosa: 0,2 - 0,6 %F

Sales: 0,3 - 0,8 %

Ácidos orgánicos: 0,1 - 0,8 %

Otros: 0,3 - 0,8 %

2.2 CRECIMIENTO EN PLANTAS

En las zonas áridas y semiáridas de México el crecimiento vegetal es limitado por diferentes factores, siendo la disponibilidad de agua el principal factor limitante, de ahí lo importante que es conocer aspectos relevantes de este componente principalmente en lo que respecta a la cantidad de precipitación anual, la variabilidad de esta precipitación, y los patrones de distribución esperados de la precipitación estacional. Sin embargo, otras características ambientales como vientos fuertes y secos, humedad relativa, cambios bruscos de temperatura durante el día, el tipo y profundidad del suelo, deficiencia de nutrientes en el suelo y la presencia de sales y sustancias tóxicas contribuyen a limitar el crecimiento de plantas (Pimienta *et al.* , 1995; Quinzenberry, 1987).

En general, el efecto de un estrés se traduce en una reducción de la fotosíntesis y el crecimiento de plantas (Yordanov, *et al.* , 2000). El estrés causado por sequía así como temperaturas bajas pueden limitar la fotosíntesis en plantas (Flexas, *et al.*, 1999). Las temperaturas altas y la presencia de agua en el suelo inducen el crecimiento en plantas de caña de azúcar. Sin embargo, las temperaturas altas del aire y suelo pueden influir negativamente en la productividad y crecimiento de especies al limitar la adquisición y uso interno y externo de carbono, al modificar los gradientes de presión de vapor de hoja-aire que se manifiestan en una mayor resistencia estomatal al intercambio de gases

además de afectar los diferentes procesos metabólicos de plantas (Martín *et al.* 1995; Udomprasert *et al.*, 1995).

El crecimiento vegetal es dependiente de la generación de nuevas células en el meristemo y su subsecuente expansión en la zona de elongación (Bradford y Trewavas, 1994). En las plantas, el crecimiento se restringe a determinadas zonas que tienen células producidas recientemente por división celular en un meristemo. Los procesos metabólicos y físicos que producen las curvas de crecimiento son demasiado complejos (Salisbury y Ross, 1992). En plantas tanto la reanudación y cese del crecimiento en tallos generalmente puede ser correlacionado con factores ambientales físicos en particular. Los factores ambientales frecuentemente ejercen efectos inductivos mediante cambios que evocan el metabolismo y distribución hormonal dentro de la planta. El crecimiento en tallo, o incremento en diámetro, de hecho, es activado por un estímulo hormonal (Moore, 1989).

La sensibilidad como la concentración hormonal reciben atención en muchos estudios de acción hormonal. Para que las fitohormonas presentes en concentraciones micromolares o submicromolares sean activas y específicas, deben de estar presentes tres grandes partes de un sistema de respuesta. En primer lugar, la hormona debe concentrarse en cantidad suficiente en las células adecuadas, segundo, la hormona debe de ser reconocida y capturada con fuerza por cada uno de los grupos de células que responden a ella (las células blanco) y en donde están implicadas las proteínas receptoras, y tercero, la proteína receptora debe de causar algún otro cambio metabólico que conduzca a la amplificación de la señal o el mensajero hormonal (Salisbury y Ross, 1992).

En los meristemas, la transición de la división a la elongación es un paso total o nulo para el caso de células individuales, por lo que una célula individual puede responder de una manera dependiente de la concentración, únicamente en un rango de concentraciones hormonales relativamente limitado. Aunque la sensibilidad puede ser definida como la respuesta inducida por una concentración,

la curva dosis-respuesta representa la distribución de diferentes sensibilidades de células a una hormona dentro de la población. Sólo ciertas células o tejidos en la planta responden a un factor de regulación en particular (Bradford y Trewavas, 1994). La respuesta hormonal en tejidos con hormonas de tipo auxínico revelan patrones temporales espaciales de expresión que se correlacionan ampliamente con células, tejidos, y procesos de desarrollo los cuales son afectados por las auxinas por lo que la expresión de genes auxínicos primarios esta confinada a unas cuantas células y tipos de tejidos en estados de desarrollo específicos. Esos patrones de expresión no son restringidos a células en elongación pero incluye células en división o células con el potencial para dividirse así como tipos de células altamente especializadas (Abel y Teologis, 1996). Las funciones y acciones de las fitohormonas endógenas en la elongación de tallos puede resultar difícil de determinar debido a las interrelaciones potenciales entre compuestos y a la interrelación de los mecanismos del desarrollo de las raíces y tallos (Cappiello y Kling, 1994, Udomprasert *et al.*, 1995). En especial el abastecimiento hormonal se puede ver ampliamente influenciado por los factores ambientales (Harris *et al.*, 1995) dado que los patrones de crecimiento tanto de raíces como de tallos por lo general son el resultado de respuestas genéticas involucradas al estímulo ambiental (Liu *et al.*, 1993). La longitud total de la zona de crecimiento y la tasa máxima de expansión son sensibles a los factores ambientales y hormonales (Bradford y Trewavas, 1994). Las temperaturas presentes de día y noche ejercen un marcado efecto sobre el crecimiento de tallos de muchas especies de plantas (Tutty *et al.*, 1994). El contenido de giberelina en tejidos en algunas plantas mantiene una relación directa con el crecimiento de tallos por lo que la síntesis y transporte de esta fitohormona es sensible a la temperatura de la planta (Tagliavini y Looney, 1991), lo que sugiere que un cambio a temperaturas altas puede gradualmente incrementar el contenido de giberelina y la elongación de tallos (Tutty *et al.*, 1994).

El desarrollo y crecimiento vegetal requiere agua, carbón y nutrientes. La producción de biomasa depende sobre la disponibilidad de recursos en el ambiente, la habilidad de la planta para adquirirlos y la cantidad de recursos requeridos para

producir una cantidad dada de biomasa. La cantidad de recursos requerida para la producción de biomasa no es necesariamente constante por lo que las plantas generalmente responden a las limitaciones de agua, luz o nutrientes a través del incremento en la eficiencia con la cual un recurso limitante es utilizado en la producción de biomasa nueva (Evans y Black, 1993).

2.3 FISIOLOGÍA DE LA CAÑA DE AZÚCAR

2.3.1 Mecanismos de asimilación de CO₂

La mayoría de las plantas terrestres, incluyendo cultivos como el arroz, soya, y papa, son clasificadas como plantas C₃ que asimilan el CO₂ atmosférico directamente a través del mecanismo fotosintético conocido como C₃. Por otra parte, las plantas C₄ tales como el maíz y la caña de azúcar evolucionaron a partir de plantas obteniendo el mecanismo fotosintético C₄ logrando una alta eficiencia fotosintética y en el uso de del agua y nitrógeno (Matsuoka, *et al.*, 2001; Edwards *et al.*, 2001). Las plantas con mecanismos fotosintético C₄ fundamentalmente muestran diferente respuestas a la temperatura y a las presiones parciales de CO₂ atmosférico en comparación a los tipos evolutivos más primitivos como las C₃. Las plantas C₄ a diferencia de las C₃ tienden a ser favorecidas en climas cálidos y húmedos y por el contrario, las plantas C₃ tienden a ser favorecidas en climas fríos. Observaciones empíricas soportadas por un modelo de la fotosíntesis predice la existencia de una rango climatológico de temperatura (22°C) arriba del cual las especies C₄ tienen ventajas en las ganancias de carbono y por debajo del mismo las especies C₃ son favorecidas. Además de las temperaturas favorables, las plantas C₄ requieren suficiente precipitación durante la estación de crecimiento (Collatz *et al.*, 1998). La habilidad de las plantas para utilizar el CO₂ para la fotosíntesis depende en parte de las propiedades de Rubisco (Ribulosa bifosfato carboxilas/oxigenasa). Sorprendentemente Rubisco tiene poca afinidad por el CO₂, probablemente debido a que esta se desarrolló en una atmósfera que tenía un nivel muy alto de CO₂ comparado con el actual de la atmósfera.

Aparentemente Rubisco opera a no más del 30% de su capacidad bajo condiciones atmosféricas normales. Esta es una de las razones por las cuales las plantas C_3 contienen grandes cantidades de Rubisco (Moroney y Somanchi, 1999). En la atmósfera donde el nivel de O_2 es de 21% y el nivel de CO_2 de 0.035%, la competencia por O_2 es cuando mucho 30% de las reacciones catalizadas por Rubisco. Un número de plantas ha desarrollado formas de incrementar el nivel de CO_2 en el sitio de Rubisco dentro de las plantas. Lo anterior resulta en un incremento en la fijación de CO_2 y una reducción en la reacción negativa de oxigenación. Un excelente ejemplo de un mecanismo concentrador de plantas superiores es el metabolismo fotosintético C_4 (Moroney y Somanchi, 1999).

Las plantas C_4 son de las más estudiadas que concentran el CO_2 para aumentar la reacción de carboxilación de Rubisco. Estas plantas tienen altos niveles de FEP (Fosfoenol Piruvato Carboxilasa) en las células del mesófilo de las hojas, mientras Rubisco está localizada principalmente en las células del haz de vaina (Eduards *et al.*, 2001). Las ventajas que FEP tiene sobre Rubisco son su alta afinidad por el HCO_3^- y su insensibilidad al O_2 . El ácido C_4 generado en las células del mesófilo posteriormente es transportado a las células del haz de vaina y descarboxilado, creando un nivel elevado de CO_2 específicamente dentro de estas células (Moroney y Somanchi, 1999).

La mayoría de las plantas terrestres utilizan el mecanismo C_3 para la fijación del carbono, en las cuales cada célula fotosintética utiliza Rubisco para fijar el CO_2 directamente dentro de compuestos C_3 . En plantas C_4 cooperan células del haz de vaina y del mesófilo completamente diferenciadas en la fijación del CO_2 por medio de mecanismos conocidos como Hatch-Slack (Salisbury y Ross 1992). En estas plantas el CO_2 atmosférico primero es incorporado dentro de los ácidos C_4 en las células del mesófilo, las cuales posteriormente lo transportan a las células del haz de vaina donde son descarboxilados. De esta manera la liberación de CO_2 es fuertemente fijado por el ciclo C_3 .

El sistema C_4 es más eficiente bajo ciertas condiciones ambientales debido a la concentración incrementada de CO_2 en las células del haz de vaina que suprimen la actividad oxigenasa de Rubisco y así, la fotorespiración (Casati, *et al.*, 2000).

2.3.2 Respuestas de plantas a la luz

La luz regula muchas facetas del crecimiento y desarrollo vegetal a través de los efectos de la cantidad de energía total y de fotones, calidad espectral, duración y fotoperíodo. Investigaciones recientes han dado nuevos conocimientos sobre las respuestas de plantas a la calidad espectral de la luz, importancia de la luz transciende, y la adaptación de las plantas a los cambios en los ambientes de luz. Muchas plantas poseen la habilidad para adaptarse rápidamente, en días o aún en horas, a los cambios en los niveles de luz durante el ciclo de vida. Las adaptaciones fisiológicas y morfológicas que ocurren en respuesta a los cambios en los niveles de luz durante el crecimiento, incluye alteraciones en la tasa fotosintética, grosor de hojas, contenidos de clorofila y proteínas, actividades enzimáticas, distribución del peso seco, biomasa, y altura (Holt, 1995). En la mayoría de los días las plantas disponen de altas intensidades de luz que excede su capacidad fotosintética. Lo que constituye exactamente un exceso de luz para una hoja depende de su condición ambiental momentánea lo cual puede variar sobre un amplio rango de niveles de radiación. Por ejemplo, algunas especies presentan una máxima capacidad fotosintética durante el mediodía y posteriormente el grado de fotosíntesis se reduce a lo largo de la tarde conforme la conductancia estomatal se reduce en respuesta a un decremento en el potencial de agua de la hoja (Ort, 2001).

El desarrollo de la caña de azúcar depende en gran medida de la luz del sol, razón por la cual su cultivo de preferencia se realiza en las zonas tropicales que poseen una alta y prolongada radiación solar.

Como lo demuestra la Figura 1, la clorofila existente en las células de las hojas de la caña absorbe la energía de la luz solar [1], la cual sirve como combustible en la reacción entre el dióxido de carbono que las hojas toman del aire [2] y el agua que junto con varios minerales las raíces sacan de la tierra [3], para formar sacarosa [4] que se almacena en el tallo y constituye la reserva alimenticia de la planta, a partir de la cual fabrican otros azúcares, almidones y fibra [5].

Dióxido de carbono + agua = sacarosa + oxígeno.

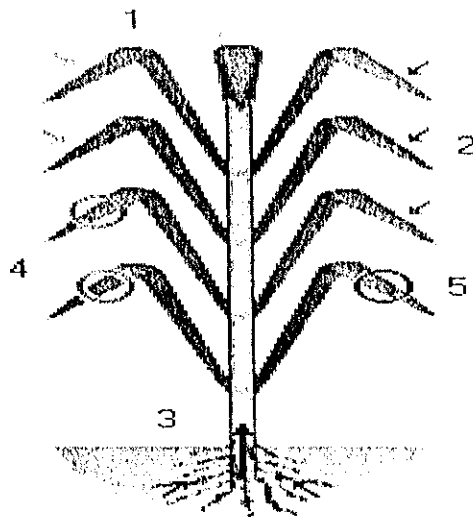
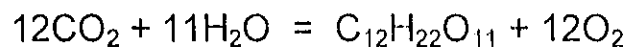


Figura 1. Procesos fisiológicos en la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.)

La caña de azúcar se encuentra dentro del grupo más eficiente de convertidores de la energía solar que existen y que se conocen como plantas C₄ (Salisbury y Ross, 1994).

El crecimiento y la productividad en plantas dependen de las condiciones y recursos ambientales. La productividad vegetal depende sobre la asimilación neta de CO₂ por las partes aéreas, lo cual es influenciado por el estatus de humedad del suelo, la temperatura del aire y la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (DFFF: longitudes de onda de 400-700 nm) (Nobel, 1991). La temperatura es uno de los parámetros ambientales más difíciles de incorporarse a los modelos dado que ésta afecta esencialmente cada aspecto de la fisiología de plantas desde la difusión hasta las reacciones enzimáticas y por lo tanto la productividad (Nobel y Hartsock, 1984). Las temperaturas no solamente afectan la fijación neta de CO₂ y la productividad vegetal sino también su supervivencia. En particular, las temperaturas extremas ocasionales limitan la distribución de poblaciones naturales y ocasionan un daño importante a las cosechas agrícolas.

La fijación de CO₂ sobre períodos de asimilación es crucial para comprender la productividad de cualquier planta y es la base de un índice ambiental de productividad (IAP). El IAP indica la fijación neta de CO₂ diaria relativa con base a la fracción de la máxima fijación neta de CO₂ ocasionada por limitaciones de factores ambientales específicos: $IAP = \text{Índice de Agua} \times \text{Índice de Temperatura} \times \text{Índice de Luz}$ (Nobel, 1995). Cada índice es la unidad (1.00) cuando el factor es óptimo para la fijación neta de CO₂, y es cero (0.00) cuando este mismo factor la elimina. Por lo tanto, si la sequía prolongada excluye la fijación neta de CO₂, reduciendo el índice de agua a cero, la temperatura y la luz son irrelevantes con respecto a la fijación neta de CO₂, por lo que el estatus de agua sobresale como el factor más importante ya que en ocasiones para algunas especies esta variación del estatus de agua representa el 90% de la variación mensual en el Índice de productividad ambiental (Nobel, 1984). De esta forma el IAP puede ser una herramienta útil para la planificación de las prácticas de manejo agrícola (Nobel, 1995).

2.4 METABOLISMO DE CARBOHIDRATOS SOLUBLES (AZÚCARES) EN PLANTAS

La fotosíntesis convierte la energía solar a energía química, la cual en turno induce la síntesis de azúcares a partir de dióxido de carbono y agua (Yu, 1999). En plantas los cloroplastos proporcionan todo el carbono reducido a partir de la fotosíntesis durante el día y el cual es exportado como triosa fosfato el cual sirve para la formación de sacarosa y azúcares móviles similares (Walker y Herold, 1977) y a partir de la degradación del almidón durante la noche (Schleucher *et al.*, 1998). Durante el día la producción de triosa fosfato dentro de los cloroplastos y la producción de fosfato fuera de estos, resultan en gradientes de concentración que conducen la exportación de triosa fosfato y la importación de fosfato (Schleucher *et al.*, 1998).

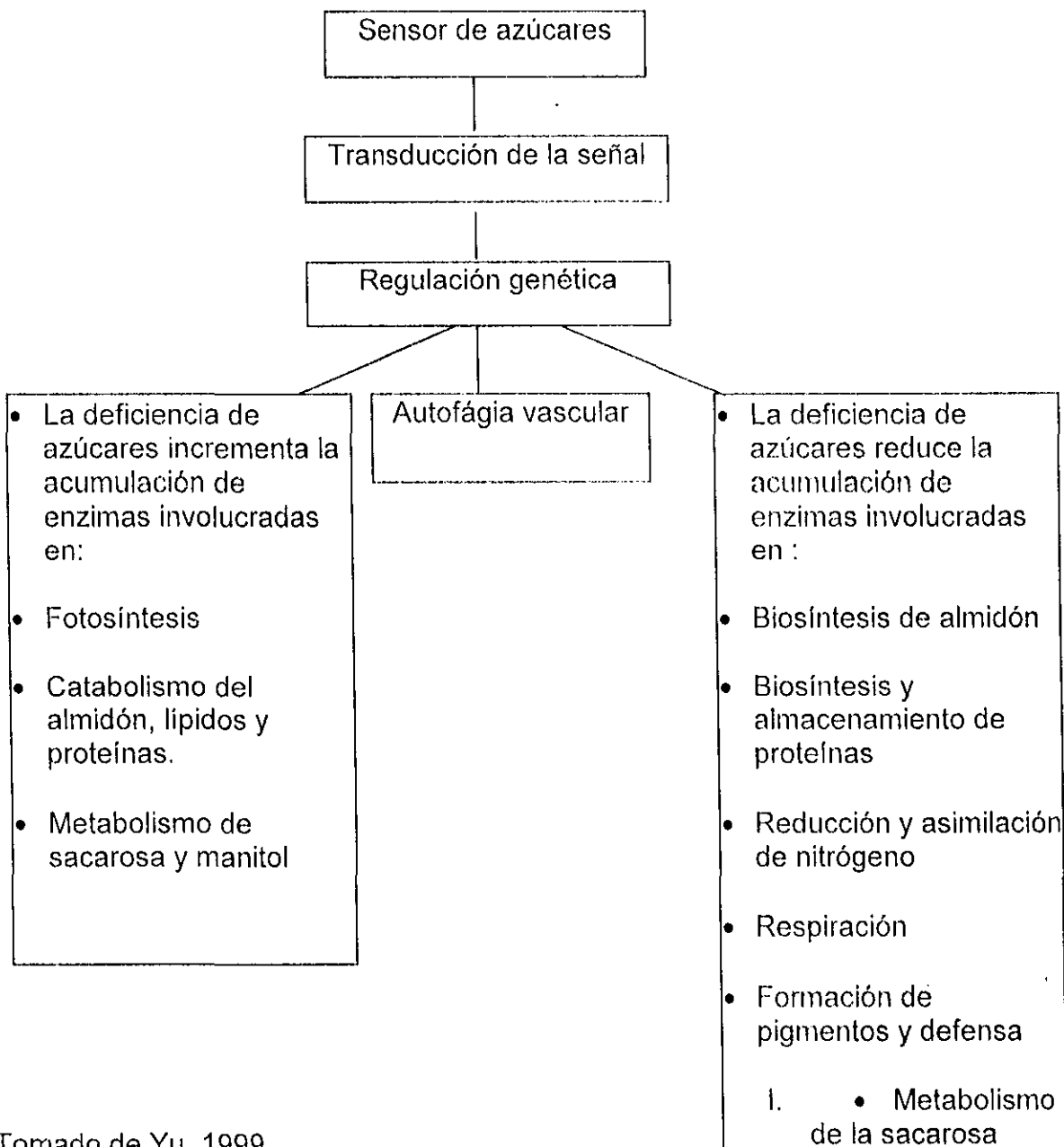
La fotosíntesis en hojas maduras produce grandes cantidades de asimilados. Los carbohidratos derivados a partir de hojas maduras se distribuyen en la planta a través del sistema vascular, principalmente en la forma de sacarosa, para sostener el crecimiento de tejidos heterotróficos tales como hojas en desarrollo, ápices, raíces, y órganos reproductivos (Burkle *et al.*, 1998). La mayoría de las plantas almacenan almidón como reserva de carbohidratos, pero alrededor del 15% de todas las especies de plantas florales almacenan fructanos, los cuales son polímeros lineales y de cadena de fructosa (Vijn y Smeekens, 1999). Entre estas plantas que almacenan fructanos, muchas son de importancia económica, tales como cereales, vegetales, ornamentales y leguminosas forrajeras (Vijn y Smeekens, 1999).

Los azúcares juegan múltiples funciones en todos los aspectos de la vida de las plantas. Primero, proporcionan los mayores sustratos respiratorios para la generación de energía e intermediarios metabólicos que posteriormente son utilizados para la síntesis de macromoléculas y otros constituyentes celulares (Yu, 1999). Segundo, los azúcares (Rib y desoi-Rib) forman parte de la estructura del

DNA y RNA. Tercero, los polisacáridos son los mayores elementos estructurales de las paredes celulares vegetales. Cuarto, las uniones a los azúcares son requeridas para la función propia de muchas proteínas y lípidos. Por consecuencia la abundancia y falta de azúcares o sus derivados inician respuestas varias en plantas y tienen profundos efectos sobre el metabolismo, crecimiento y desarrollo sobre las mismas (Yu, 1999).

El abatimiento de carbohidratos puede ocurrir y es una faceta en la mayoría de las plantas. Por lo tanto, las variaciones en los factores ambientales tales como la luz, agua, o temperatura y ataque por patógenos o herbívoros puede inducir a una reducción significativa en la eficiencia de la fotosíntesis en tejidos fuente (Tales como hojas que sintetizan y exportan carbohidratos) y de esta forma se reduce el abastecimiento de carbohidratos a los tejidos de demanda (como tejidos no verdes que importan carbohidratos para la respiración, crecimiento, y desarrollo). Bajo ciertas condiciones de crecimiento, como por ejemplo, durante un periodo de descanso estacional o después del desprendimiento de las hojas, la fotosíntesis se para u opera a un grado bajo y las reservas de carbohidratos deberán de ser utilizadas y pueden llegar a ser limitadas en tejidos no fotosintéticos. El conocer sobre la respuesta a la deficiencia de azúcares y los mecanismos de adaptación en las plantas es de importancia tanto básica como agronómica (Gibson, 2000; Yu, 1999). Además de desempeñar una función central en el metabolismo, los azúcares tales como glucosa y sacarosa ayudan a regular muchos procesos fisiológicos y de desarrollo en plantas (Koch, 1996; Gibson, 2000), como la inducción floral y un mayor transporte de carbohidratos de hojas a los meristemas apicales (Corbesier *et al.*, 1998), en la germinación de semillas (Finkelstein y Lynch, 2000). Otros procesos de desarrollo afectados por los niveles de azúcares incluye la formación de tubérculos en papa (Mueller-Rober *et al.*, 1992), el control de radio raíz: tallo en una variedad de especies de plantas (Wilson, 1988), ayudan a mantener un control de procesos metabólicos claves tales como la fotosíntesis (Krapp *et al.*, 1993), la síntesis y utilización de almidón y ayuda en la regulación de la expresión de un número significativo de genes

vegetales (Koch, 1996). La deficiencia de azúcares inicia cambios en los procesos fisiológicos y bioquímicos sustanciales con el objetivo de sostener la respiración y otros procesos metabólicos esenciales de las plantas. La deficiencia de azúcares también inicia cambios en los procesos celulares para reciclar constituyentes celulares y cambiar dramáticamente los patrones de expresión celular (Yu, 1999).



Tomado de Yu, 1999

En plantas, los fructanos pueden tener otras funciones diferentes al almacenamiento de carbono; han sido implicados en proteger a las plantas contra el déficit de agua causada por la sequía o bajas temperaturas (Pilon-Smiths *et al.*, 1995). El sustrato para la síntesis de fructanos es la sacarosa, y al igual que la sacarosa, los fructanos son almacenados en la vacuola. Aunque la sacarosa es sintetizada, los fructanos son producidos en la vacuola por la acción de enzimas específicas (fructosiltransferasa) que transfieren la fructosa a partir de la sacarosa a la cadena en crecimiento de fructanos. La síntesis de fructanos es modulada por la luz, la cual cambia la disponibilidad de sacarosa en la célula (Vijn y Smeekens, 1999). Otra razón para que las plantas utilicen sacarosa o fructanos como el principal carbohidrato de reserva está relacionado al clima. La distribución global de plantas que acumulan fructanos demuestra que son especialmente abundantes en zonas con climas templados con sequías o heladas estacionales, pero están casi ausentes en las regiones tropicales. Aunque la biosíntesis de almidón se reduce dramáticamente cuando la temperatura desciende por abajo de los 10°C, la fotosíntesis y la producción de fructanos es mucho menos sensitiva a las bajas temperaturas (Pollock, 1986). El almacenamiento de fructanos puede ser ventajoso para plantas que son fotosintéticamente activas durante el invierno o al inicio de la primavera, lo que puede ser una ventaja para la caña de azúcar en el área de abastecimiento del Ingenio José María Martínez de Tala, Jalisco. La protección del aparato fotosintético y la movilización de las reservas de los fructanos almacenados para inducir un crecimiento rápido cuando las temperaturas se incrementan, son factores que influyen en la evolución de la acumulación de fructanos (Vijn y Smeekens, 1999).

En plantas de caña de azúcar los componentes principales del rendimiento de sacarosa son las concentraciones de azúcares totales en los tejidos. La madurez de la caña de azúcar está asociada con un incremento en la concentración de sacarosa (Lingle y Irvine, 1994; Coale y Ulloa, 1991). La concentración de sacarosa varía en forma natural durante el ciclo del cultivo, tendiendo a ser menor durante los periodos húmedos y calientes que inducen el

crecimiento, y es mayor cuando las condiciones ambientales tales como las temperaturas frías o la falta de agua inhiben el crecimiento (Legendre, 1975).

Por lo anterior es de esperarse que la diferencia en las condiciones climáticas y de manejo bajo las cuales se somete a las diferentes variedades cultivadas en las localidades de Tala y el ejido La Joya, Jalisco ejerzan un efecto sobre la actividad fotosintética de las plantas y en especial sobre la variación estacional de azúcares en tejidos de tallos de caña de azúcar y sobre el crecimiento primario.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Descripción de los sitios de estudio. El estudio se llevó a cabo en plantaciones comerciales de caña de azúcar en el predio San Pedro del Ejido de Tala (TL), en el municipio de Tala, Jalisco; 20° 39' Latitud Norte y 103° 42' Longitud Oeste y a 1330 m.s.n.m. Además para efecto de comparación ambiental también se llevo a cabo un estudio similar en el predio la Joyita del ejido La Joya (JY) municipio de Magdalena, Jalisco 20° 57' Latitud Norte y 103° 59' Longitud Oeste y a 1380 m.s.n.m. Ambas regiones se caracterizan por tener un clima semicálido semiseco, con una temperatura promedio que oscila entre los 20.3°C y 21.4°C y una precipitación promedio anual de 1000 a 1100 mm (INEGI, 1981). Las variedades en estudio fueron la Méx. 80-1410 y CP 72-2086 en Tala, Jalisco y la variedad Méx. 57-473 en la "Joya".

3.2 Variables físicas del ambiente. Se obtuvieron datos de temperaturas máximas y mínimas a nivel diario y de precipitación pluvial de enero del 2000 a enero del 2001 de los archivos de datos climáticos del Ingenio José María Martínez y de la Comisión Nacional del Agua, Delegación Jalisco ubicadas cerca a los sitios de estudio. Para determinar el contenido de agua en el suelo, cada 15 días se tomaron 2 muestras de suelo a los 15, 30 y 60 cm de profundidad y una distancia de 30 centímetros de las plantas. Las muestras se secaron en una estufa de incubación a 80°C por 72 horas o hasta que no se registrara cambios posteriores en su peso; los datos se expresaron como porcentaje de contenido de agua (masa fresca - masa seca)/masa seca (Torres, 1984). También se determinó el flujo de fotones fotosintéticos (FFF, longitudes de 400 a 700 nm) cada hora a partir de la puesta del sol hasta antes del ocaso para cada fecha de medición de intercambio de gases con un sensor cuántico (Li-Cor, LI 190S (LI-COR, Lincoln, Nebraska).

3.3 Tasas de asimilación netas diurnas de CO₂. Se realizaron seis mediciones estacionales de tasas de asimilación neta de CO₂ en la caña de azúcar en ambas localidades; abril 18 y 28 (primavera), junio 3 y 17, julio 25 y 28 (verano), octubre 12 y 19, noviembre 21 y 25 (otoño) y enero 6 y 8 (invierno). Para la medición de las tasas de asimilación, se seleccionó en cada sitio de estudio 5 cepas al azar para cada variedad. En cada una de las fechas, las determinaciones se realizaron cada dos horas durante periodos de 10 (octubre, noviembre y enero) a 12 horas (abril, junio y julio). Las tasas de asimilación neta de CO₂ se obtuvieron con un Analizador de Gases al Infrarrojo (IRGA) portátil y sensores cuánticos LiCor-6200, NE., equipado con una cámara de 250 cm³.

3.4 Variación estacional de carbohidratos solubles. Para estudiar la variación estacional de azúcares solubles presentes en tejido de tallos, cada mes a partir de junio 2000 a enero 2001, se seleccionaron de 3 cepas previamente seleccionadas al azar, segmentos de tallos ubicados entre el segundo y tercer nudo con orientación a los cuatro puntos cardinales de cada variedad y localidad. Las muestras de tejido de tallos fueron almacenadas a -10 °C, hasta el momento de la determinación de los azúcares solubles. La extracción de azúcares en tejido se llevó a cabo con el método descrito por Carnal y Black (1989), con algunas modificaciones. A un gramo de tejido homogeneizado, con la ayuda de un politrón Glas-Col, se le añadieron 5 mL de etanol (80 %) y se colocó en un baño María a 75°C por cinco minutos. Posteriormente se centrifugó a 12,000 g durante cinco minutos. Se colectó el sobrenadante. El paso anterior se repitió y se colectó un segundo sobrenadante que se combinó con el primero, y se centrifugó a 27,000 g por 20 minutos. Se colectó el sobrenadante y se llevó a un volumen de 25 mL con etanol (80 %). De éste se tomaron alícuotas para evaluar el contenido de azúcares totales y reductores. El contenido de azúcares totales se determinó mediante el método de Dubois *et al.* (1956). Se tomó una alícuota de 0.1ml, del sobrenadante aforado, se añadieron 2ml de antrona (disuelta en H₂SO₄ concentrado). Se agitó en vortex (Maxi-Mix II, Thermolyne) hasta mezclar la muestra con la antrona. Los tubos fueron colocados en un termo – baño (Felisa ,

modelo 370) a 80° C, durante 10 minutos y dejándolos enfriar durante 2 minutos. Se preparo un blanco de calibración, utilizando agua bidestilada , en sustitución de nuestra muestra problema, añadiéndole la misma cantidad de antrona y la subsiguiente metodología empleada para la muestra en proceso. Inmediatamente después se registro la absorbancia (espectrofotómetro Sequoia-Tuner, modelo 340) a 620 nm.

Por otra parte, el contenido de azúcares reductores fue determinado empleando el método de Somogyi (1952), realizando las adaptaciones pertinentes para manejar en forma adecuada nuestra muestra. A 0.1 ml del extracto de azúcares solubles, le fue adicionado 1 ml de reactivo de cobre, el cual fue preparado con Cu I (tartrato de sodio y potasio, carbonato de sodio, bicarbonato de sodio y sulfato de sodio) combinado con Cu II (sulfato de cobre y sulfato de de sodio) en proporción de 4:1 los tubos de ensayo fueron colocados en un termo baño (Felisa modelo 370) a 80° C, durante 10 min. Se dejaron enfriar en tubos durante 2 minutos, agregándoles posteriormente 1ml de reactivo de Nelson (molibdato de amonio disuelto en agua bidestilada, ácido sulfúrico mezclado con arsenato de sodio) y agitándolas en vortex (Maxi- Mix II, Thermolyne). Las muestras permanecieron en reposo de 30 minutos en oscuridad. Transcurrido el tiempo de reposo, se registro la absorbancia (espectrofotómetro Sequoia-Tunener, modelo 340) obtenida a 565 nm . En base a la curva de calibración elaborada con glucosa, fue determinada la concentración de azúcares reductores presentes en nuestra muestra. El cálculo de la concentración de azúcares totales y reductores en tejido se obtuvo mediante las siguientes ecuaciones:

Totales:

$$\frac{\text{Absorbancia} + 0.00547}{107.628} \times 25/\text{Alícuota} = \text{mg/g de glucosa}$$

Reductores:

$$\frac{\text{Absorbancia} + 0.01914}{259.987} \times 25/\text{Alicuota} = \text{mg/g de glucosa}$$

3.5 Crecimiento primario y grosor de tallos. Cada 15 días a partir del mes de junio del 2000 a enero del 2001 se registró el crecimiento y grosor de tallos en las variedades y localidades estudiadas en cuatro tallos orientados cada uno a los cuatro puntos cardinales en cinco cepas previamente seleccionadas al azar. El crecimiento primario se midió de la base del suelo a la última marca de formación de nudo, utilizándose un flexómetro calibrado. Para estimar el diámetro (grosor) se marco el tallo entre el primer y segundo nudo y para su medición se utilizó un vernier. La medición del diámetro se realizó de norte a sur y de oeste a este en cada tallo, para obtener un promedio de ambos.

3.6 Densidad de estomas en hojas. Para determinar la densidad de estomas se colectaron cinco hojas fotosintéticamente activas de cada variedad y localidad estudiada. De cada hoja se extrajeron cortes de 1 x 1 cm y posteriormente se montaron en portaobjetos utilizando goma. Se utilizaron 10 repeticiones las cuales se examinaron en un microscopio de luz marca Leitz bajo el objetivo 40X. Para obtener la densidad de estomas/mm² se utilizó la formula:

$$A = \text{Pi} (r)^2$$

donde :

$$\text{Pi} = 3.1416$$

$$(r)^2 = 178.139 \text{ (radio del microscopio bajo objetivo 40X)}$$

3.7 Análisis de la información. Los datos fueron analizados bajo un diseño experimental completamente aleatorio de acuerdo a Stell and Torrie (1985).

3.8 Ajuste de curvas. Los datos de crecimiento y grosor de tallos así como los de azúcares fueron ajustados a una curva polinomial de tercer orden mediante el Programa Sigma Stat 1.01.

IV. RESULTADOS

Características ambientales de las zonas de estudio. Los promedios mensuales diarios de temperaturas extremas del aire oscilaron en TL desde 2.7°C (enero, 2000) a 16.8°C (junio, 2000) durante la noche y desde 27.8°C (enero, 2001) hasta 40.2 °C (abril, 2000) durante el día (Figura 2a); y en la JY desde 3.0°C (enero, 2000) hasta 16.4°C (junio,2000) durante la noche y desde 27.2°C (enero, 2001) hasta 35°C (abril,2000) durante el día (Figura 2b). Los meses más calientes en ambas localidades fueron abril y mayo, justamente antes del inicio del periodo de lluvias, mientras el mes más frío fue enero en las dos localidades en estudio. La localidad de TL se consideró la más caliente. La mayor cantidad de lluvia durante el 2000 se registró en la localidad de la JY con 891.5 mm y en TL 776.3 mm anual (Figura 2a y b). La mayor cantidad de lluvia (85%) ocurre de junio a septiembre, sin embargo, en la JY la mayor concentración se registró entre junio y julio. Por el contrario, en TL la cantidad de lluvia se distribuyó más uniforme durante los meses de junio a septiembre (Figura 2a y b).

En las dos localidades estudiadas en las fechas en que se llevaron a cabo las mediciones de intercambio de gases, el mayor flujo de fotones fotosintéticos (FFF) por día se presentó durante la época seca (abril a junio) con una cantidad promedio de $1450 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$. Posteriormente, a partir de la estación de lluvias (julio a enero) la cantidad de luz se redujo gradualmente con cantidades inferiores a los $1200 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ como resultado de la presencia de nubosidad. El promedio de FFF durante el periodo de estudio fue de $1123 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Cuadro 1 y 2).

El promedio mensual de temperaturas del aire de día / noche y el promedio de temperaturas diurnas para las fechas en que se llevaron a cabo las mediciones de intercambio de gases se observan en los Cuadros 1 y 2. Las temperaturas diurnas más bajas para TL y La JY se registraron en octubre y noviembre del 2000 y enero, 2001 y las mas altas en abril, junio, julio del 2000.

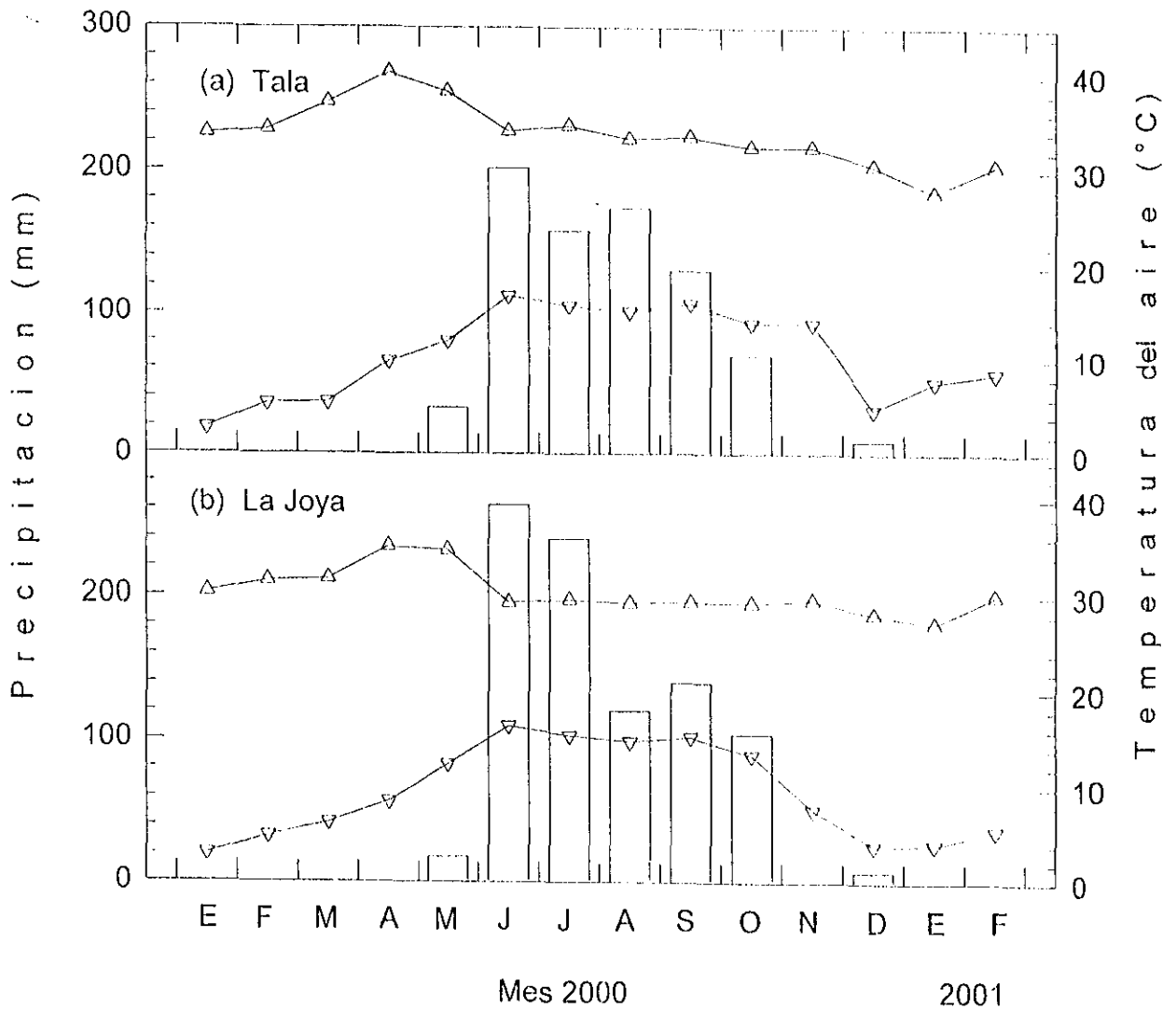


Figura 2. Precipitación pluvial (barras) mensual y temperatura del aire máxima (▲) y mínima (▼) promedio mensual en las localidades de Tala y ejido La Joya en el estado de Jalisco.

Cuadro 1. Variables ambientales y tasas instantáneas máximas de asimilación de CO₂ en variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en la localidad de Tala, Jalisco.

Fecha	FFF ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	Temperatura (°C)		Tasa máxima asimilación de CO ₂ $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$	
		Diurna ¹ promedio	Máx/mín Prom. mens	Méx.	CP
				80-1410	72-2086
Abril, 2000	1417	30.0	35/12	22.7	26.9
Junio, 2000	1450	26.8	29/14	13.4	12.2
Julio, 2000	1203	27.5	29/16	18.2	18.3
Octubre, 2000	981	20.8	29/15	13.3	10.8
Noviembre, 2000	914	25.0	30/9	12.2	12.2
Enero, 2001	605	22.7	30/7	20.1	25.3

1 = Temperatura diurna promedio del día de la medición de intercambio de gases

Cuadro 2. Variables ambientales y tasas instantáneas máximas de asimilación de CO₂ en la variedad de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) Méx 57-473 en la localidad de La Joya, Jalisco.

Fecha	FFF ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)	Temperatura (°C)		Tasa máxima asimilación de CO ₂ $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
		Diurna ¹ promedio	Máx/mín Prom. mens	Méx.
				57-473
Abril, 2000	1500	29.5	37/9	22.7
Junio, 2000	1443	25.8	32/15	13.4
Julio, 2000	948	26.3	31/16	18.2
Octubre, 2000	912	24.7	30/15	13.3
Noviembre, 2000	951	22.4	29/7	12.2
Enero, 2001	1152	22.1	29/5	20.1

1 = Temperatura diurna promedio del día de la medición de intercambio de gases

Durante el periodo de estudio, el mayor contenido de agua en el suelo se registró en la localidad de la JY (Figuras 3). En esta localidad a los 15 cm se registró un contenido de agua promedio de 33%, contra un 19% en TL. A los 30 y 60 cm de profundidad el contenido de agua fue prácticamente el doble en la JY al registrarse un 40 % a los 30 cm y 56 % a los 60 cm en comparación con un 19 y 24% en TL. La mayor cantidad de agua se registró a los 60 cm de profundidad del suelo en ambas localidades en estudio. Por lo general los suelos mantuvieron una mayor cantidad de agua durante el periodo de julio a noviembre, mientras el menor contenido de agua se registró durante los meses de abril, mayo y al inicio del mes de junio (época seca) (Figura 3).

Características físico-químicas de los suelos. El análisis de suelos reveló que los suelos de la JY presentan valores de pH neutros (7 - 7.5) y textura franco, mientras el suelo de TL presentó una condición extremadamente ácida (3.4) y una textura franco arenosa. El mayor contenido de M.O se presentó en el suelo de JY con 4.9% y en TL se registró un 2.5% (Cuadro 3).

Cuadro 3. Características físico-químicas de los suelos de Tala y el ejido La Joya, Jalisco.

Localidad	Textura	NO ₃	NH ₄	P	K	Mg	Ca	M.O.
Tala	Franco Arenoso	Medio alto	Muy alto	Medio alto	Alto	Medio	Bajo	2.5
Joya	Franco	Medio alto	Medio	Medio alto	Alto	Medio alto	Alto	4.9

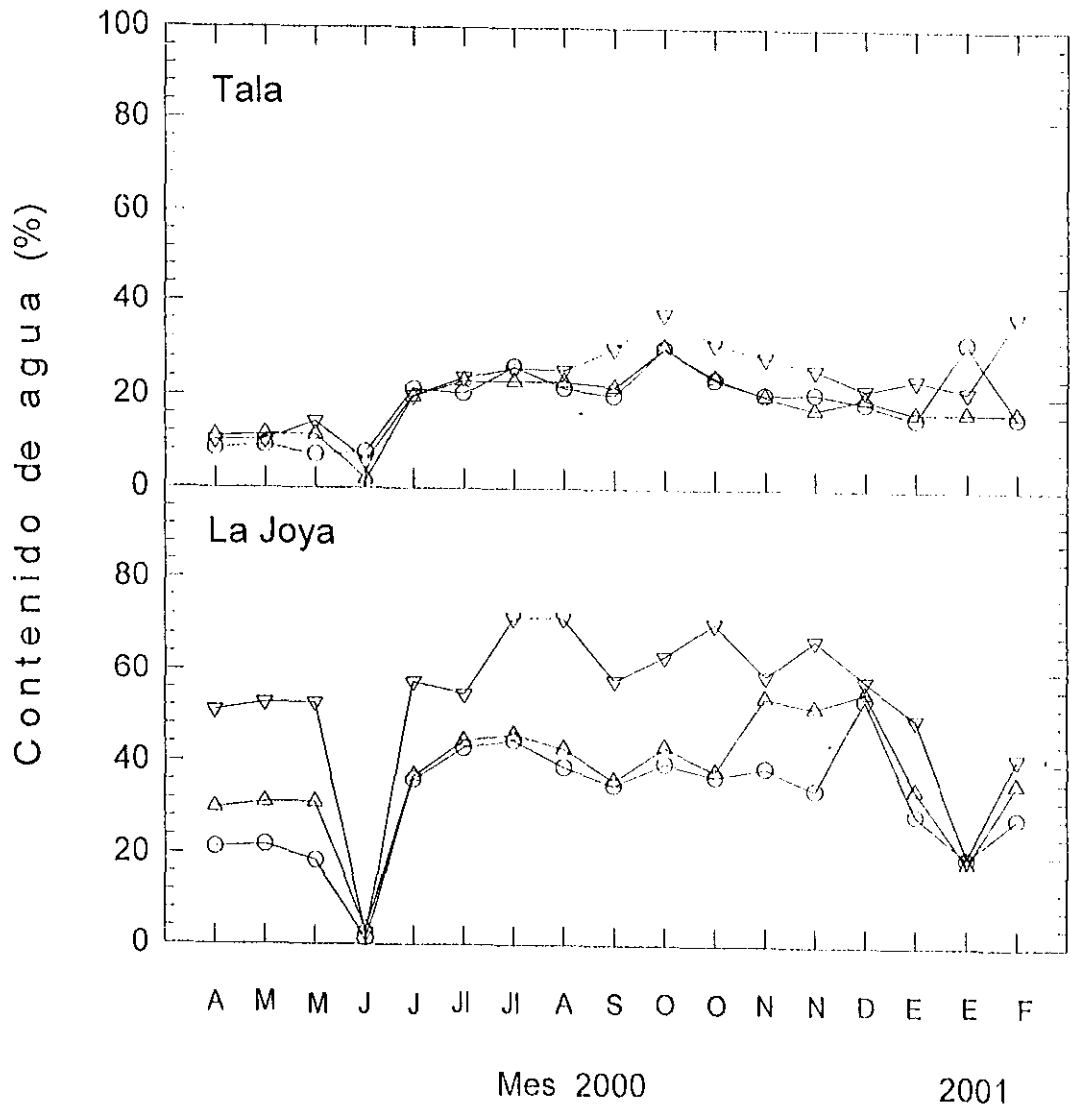


Figura 3. Variación en el contenido de agua del suelo a 15 (○), 30 (△) y 60 (▽) cm en Tala y La Joya, Jalisco.

Densidad de estomas en hojas fotosintéticamente activas. La densidad de estomas fue superior en el envés de las hojas en todas las variedades estudiadas (Cuadro 4). La menor densidad total de estomas se registró en la variedad Méx. 80-1410 cultivada en TL con 194/mm², y la mayor densidad se registró en plantas de las variedades CP 72-2086 cultivada en TL y Méx 57-473 cultivada en La JY, 291 y 264/mm², respectivamente.

Cuadro 4. Densidad de estomas en hojas fotosintéticamente activas de variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) cultivadas en Tala y en el ejido La Joya, Jalisco.

	Tala		La Joya
	Méx. 801410	CP 722086	Méx. 57473
	Densidad de estomas / mm ²		
Haz	99	116	83
Envés	95	208	181
Total	194	291	264

Tasas de asimilación neta diurna de CO₂. Los patrones de asimilación de CO₂ para la caña de azúcar *Saccharum officinarum* L. fueron típicos de plantas C-4 (Figuras 3 y 4) (Salisbury y Ross, 1992). La asimilación se llevó a cabo durante el día, y las mayores tasas instantáneas se registraron entre las 11 y las 14 horas. Durante la primavera y el verano el periodo de asimilación diurna de CO₂ fue de 12 horas y en el otoño (octubre y noviembre) e invierno (enero) de 10 horas, registrándose incluso, valores negativos al inicio y final del periodo diurno de asimilación (Figuras 4 y 5).

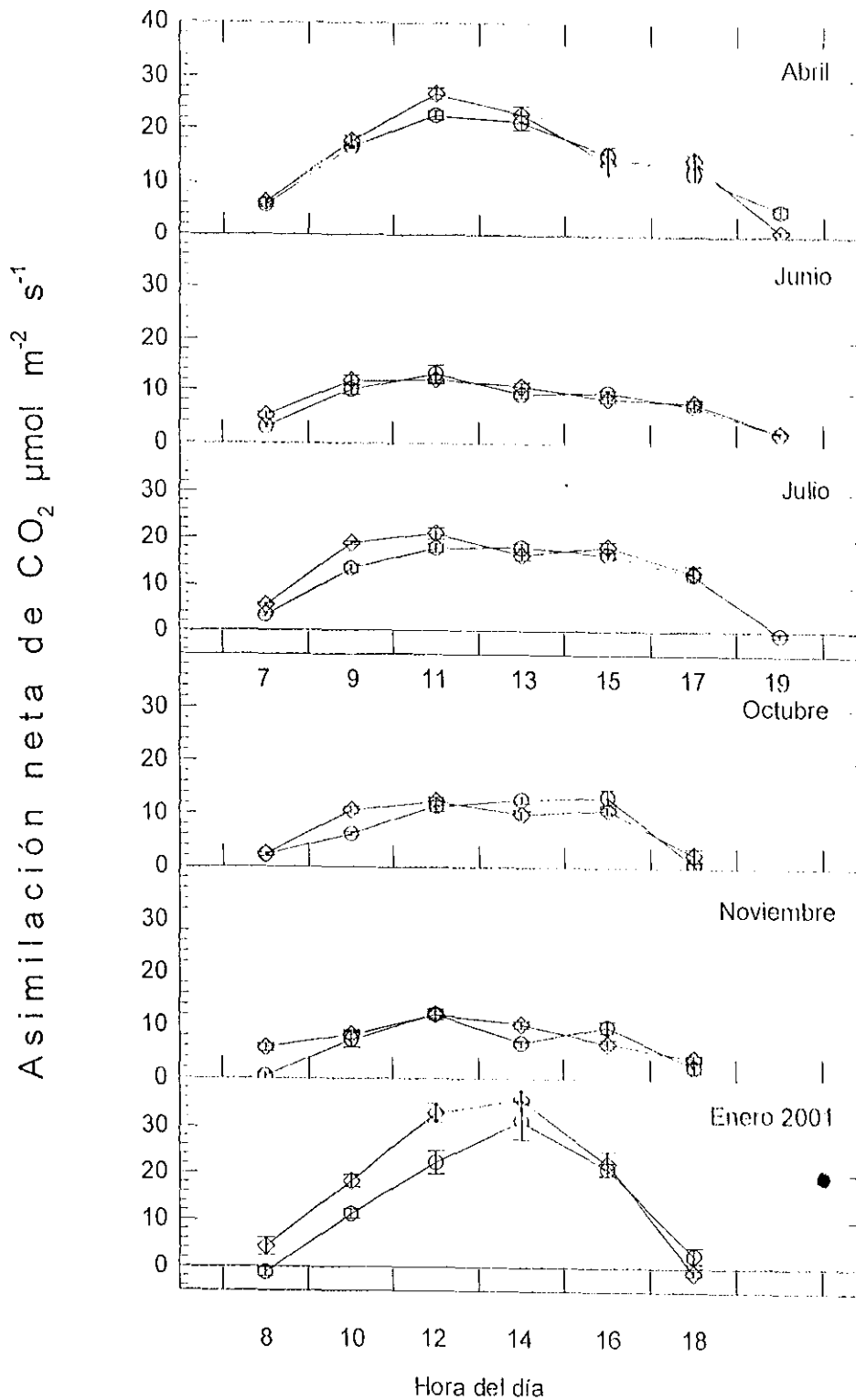


Figura 4. Variación estacional en las tasas de asimilación neta de CO₂ en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en la región de Tala, Jalisco para las variedades Méx 80-1410 (○) y CP 72-2086 (◇). Los datos son medias (n = 5) ± e.e.

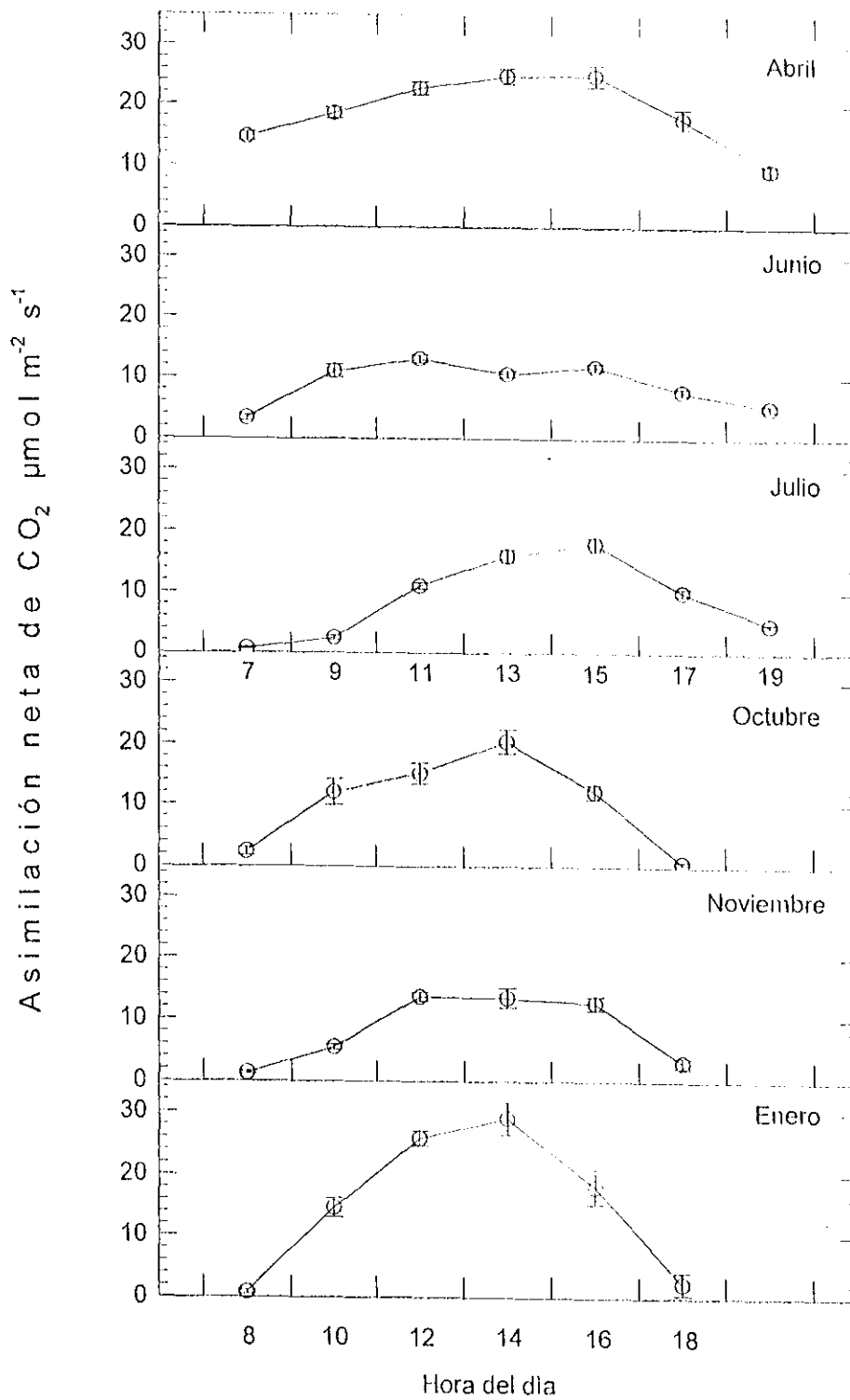


Figura 5. Variación estacional en las tasas de asimilación neta de CO₂ en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en la región de la Joya, Jalisco para la variedad Méx 57-473 (○). Los datos son medias (n = 5) ± e.e.

La asimilación estacional neta total diaria de CO₂ (mmol m⁻² d⁻¹) obtenida de la integración de las tasas instantáneas durante periodos diurnos presentaron diferencias en variedades y localidades estudiadas. Las variedades Méx. 80-1410 y CP 72-2086 cultivadas en TL registraron las mayores tasas de asimilación en la primavera (abril), a la mitad del verano (julio) y en el invierno (enero), resultando superiores a las registradas al inicio del verano (junio) y en el otoño (octubre y noviembre) (Cuadro 5). En la variedad Méx. 57-473 cultivada en la JY las mayores tasas de asimilación se registraron en la primavera (abril) e invierno (enero) resultando superiores a las registradas en el verano (junio y julio) y otoño (octubre y noviembre) (Cuadro 5). De las tres variedades el mayor promedio de asimilación neta total por día de las seis mediciones se registró en la variedad CP 72-2086 la cual resultó 12% superior a la Méx. 80-1410 y 5% a la Méx. 57-473, sin embargo, esta última resultó superior en un 7% a la Méx. 80-1410 (Cuadro 5).

En las tres variedades estudiadas la menor tasa de asimilación de CO₂ se registró al final del otoño (noviembre) con valores menores a los 300 mmol m⁻² d⁻¹ (Cuadro 5). En invierno (enero) las tasas de asimilación de CO₂ nuevamente se incrementaron en las tres variedades.

Al evaluar la apertura estacional de estomas en las variedades en estudio, que se determina a través de la conductancia estomatal durante los periodos diurnos de medición, se encontró que en las variedades cultivadas en TL la menor apertura de estomas se registró al inicio del verano (junio) y a la mitad del otoño (noviembre) y la mayor en el invierno (enero). En la variedad Méx. 57-473 cultivada en la JY, la mayor conductancia estomatal promedio se registró en el otoño (octubre-noviembre) e invierno (enero), y la menor durante la primavera y el verano (abril-julio) (Cuadro 6).

Cuadro 5. Variación estacional en la asimilación neta diurna de CO₂ en variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) cultivadas en las localidades de Tala y el ejido La Joya, Jalisco

Fecha	Tala		La Joya
	Méx. 80-1410	CP 72-2086	Méx. 57-473
Asimilación neta total diurna de CO ₂ (mmol m ⁻² d ⁻¹)			
Abril ¹	610.2 a	635.7 ab	820.3 a
Junio ¹	340.9 ab	364.0 bc	389.2 b
Julio ¹	590.5 a	671.9 ab	389.9 b
Octubre ²	282.5 b	294.3 c	378.3 b
Noviembre ²	234.6 b	284.4 c	299.0 b
Enero ²	637.5 a	817.7 a	619.3 ab

¹ = PROMEDIO DE 12 HRS / DÍA; ² = PROMEDIO DE 10 HRS / DÍA

Medias dentro de cada columna con diferente letra son significativamente diferentes según la prueba múltiple de DMS a la $P < 0.05$.

El promedio de la concentración intercelular diurna de CO₂ en la variedad Méx. 80-1410 cultivada en TL, fue menor durante la primavera (abril), verano (junio-julio), e invierno (enero), mientras en la variedad CP 72-2086 cultivada en TL la menor concentración intercelular de CO₂ se registró en la primavera (abril) y verano (junio-julio) y en la variedad Méx. 57-473 la menor concentración se registró en la primavera (abril) e inicio del verano (junio) (Cuadro 7).

En las variedades cultivadas en TL la mayor resistencia estomatal se registro durante el verano (junio-julio) y el otoño (noviembre) y la menor durante la primavera (abril) e invierno (enero) . En la JY la variedad Méx -57-473 también se presento la mayor resistencia estomatal en la primavera (abril e inicio de junio) y la menor durante el otoño (octubre y noviembre) e invierno (enero) (Cuadro 8).

Cuadro 6. Promedio de la conductancia estomatal diurna en variedades de caña (*Saccharum officinarum* L.) en las localidades de Tala y La Joya, Jalisco.

Fecha	Méx. 80-1410	CP 72-2086	Méx. 57-473
	(mol m ⁻² s ⁻¹)		
Abril, 2000	0.4273 bc	0.5342 cd	0.4944 b
Junio, 2000	0.2988 c	0.3006 de	0.3102 b
Julio, 2000	0.6073 ab	0.6520 bc	0.5826 b
Octubre, 2000	0.6143 ab	0.8089 b	1.0957 a
Noviembre, 2000	0.2202 c	0.2685 e	1.0927 a
Enero, 2001	0.6902 a	1.1394 a	1.1515 a

Medias dentro de cada columna con diferente letra son significativamente diferentes a la probabilidad del 0.05%, según la prueba DMS.

Cuadro 7. Promedio de la fracción molar intercelular diurna de CO₂ en variedades de caña (*Saccharum officinarum* L.) en las localidades de Tala y La Joya, Jalisco.

Fecha	Méx. 80-1410	CP 72-2086	Méx. 57-473
	(μmol mol ⁻¹)		
Abril, 2000	286.0555 c	284.7453 bc	248.4780 b
Junio, 2000	298.2753 c	279.5334 c	282.6760 b
Julio, 2000	318.5600 bc	287.7333 bc	398.8761 a
Octubre, 2000	391.6378 a	345.1166 a	410.7140 a
Noviembre, 2000	305.1689 c	322.3738 ab	419.5439 a
Enero, 2001	351.5800 ab	332.0786 a	398.2299 a

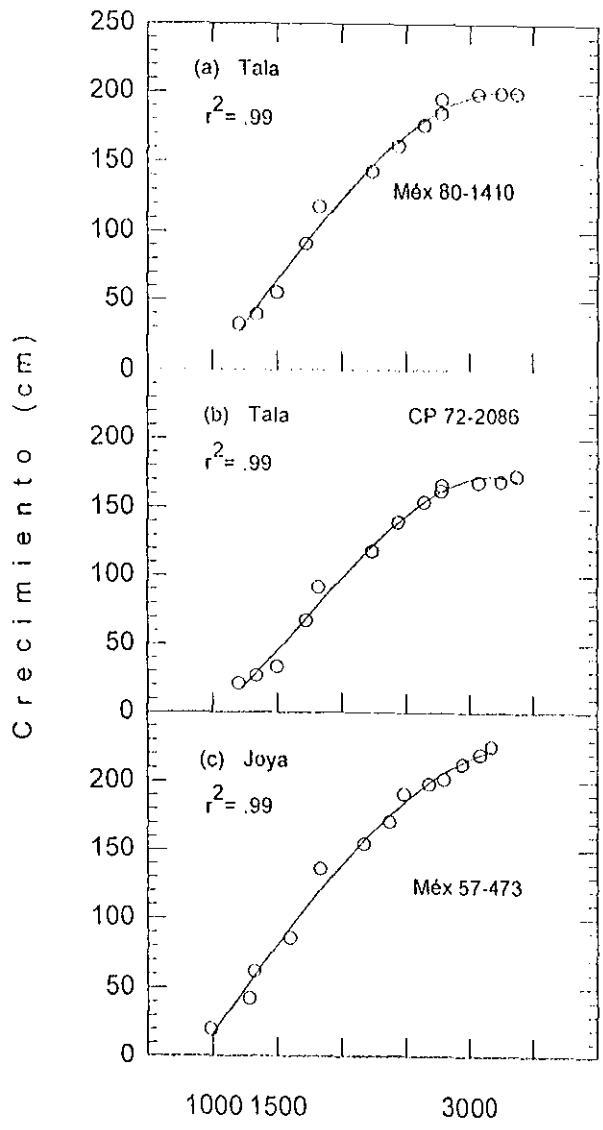
Medias dentro de cada columna con diferente letra son significativamente diferentes a la probabilidad del 0.05%, según la prueba DMS.

Cuadro 8. Promedio de la resistencia estomatal en variedades de caña (*Saccharum officinarum* L.) en las localidades de Tala y La Joya, Jalisco.

Fecha	Méx. 80-1410	CP 72-2086	Méx. 57-473
	($\mu\text{mol mol}^{-1}$)		
Abril, 2000	0.8827 c	0.7839 cd	1.5258 a
Junio, 2000	2.1389 a	2.0263 b	1.5494 a
Julio, 2000	0.7173 cd	2.4997 a	0.7479 b
Octubre, 2000	1.6455 b	1.0548 c	0.4681 cd
Noviembre, 2000	2.2422 a	1.6394 b	0.6778 bc
Enero, 2001	0.4980 d	0.4014 d	0.4282 d

Medias dentro de cada columna con diferente letra son significativamente diferentes a la probabilidad del 0.05%, según la prueba DMS.

Crecimiento primario en tallos. El crecimiento primario en tallos de las variedades cultivadas en TL y la JY presentó una curva de tipo sigmoideal (Salisbury y Ross, 1992), donde se distinguieron tres fases; logarítmica, lineal y de senectud (Figura 6a, b y c). En las variedades cultivadas en TL la fase logarítmica fue lenta y ocurrió mayormente durante la época seca (primavera) desde el inicio del rebrote en el mes de Marzo (posterior al corte), hasta junio en la variedad Méx 80-1410 (0 a 1340 u.c.a.; Figura 6a). Por el contrario, en la variedad CP 72-2086 la fase logarítmica fue más lenta y su duración se prolongó hasta la mitad del mes de Julio (0 a 1500 u.c.a.; Figura 6b). Durante esta fase los tallos de ambas variedades alcanzaron un 20% del crecimiento final acumulado. Sin embargo en la variedad Méx 57-473 cultivada en la JY la fase logarítmica únicamente se detectó a inicios del verano (Junio) y ocurrió entre las 0 y 1000 u.c.a. (Figura 6c) y solo alcanzó un 9% del crecimiento final acumulado.



u.c.a (Temperatura base 11°C)

Figura 6. Crecimiento acumulado en tallos de variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en Tala y La Joya, Jalisco.

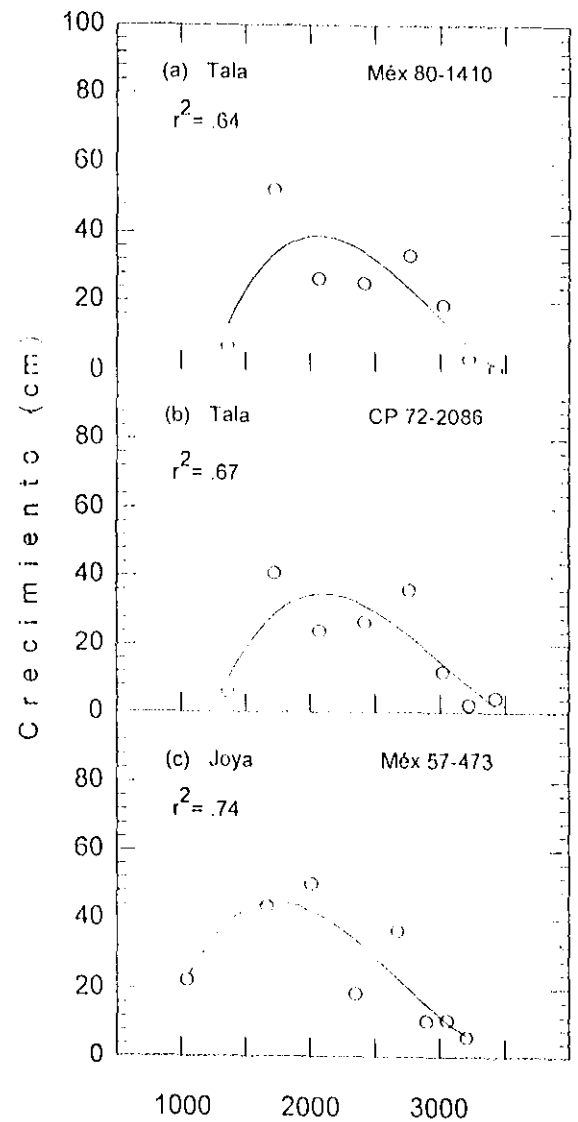


Figura 7. Crecimiento relativo mensual en tallos de variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en Tala y La Joya, Jalisco.

La fase lineal fue de mayor duración con un crecimiento más rápido y constante, lo cual es un indicador de una mayor actividad del meristemo apical de los tallos. Esta fase del crecimiento en tallos dio inicio paralelamente con el establecimiento del periodo de lluvias (julio) y coincidió con el periodo de mayor contenido de agua en el suelo y cuando las tasas de asimilación diurna neta de CO₂ se redujeron. Esta fase se alargó hasta finales del mes de noviembre (otoño) en las tres variedades estudiadas (TL 2780; JY 2800 u.c.a.), coincidiendo con el inicio en el descenso de las temperaturas del aire de día y noche (Figura 6a, b y c) alcanzando valores superiores al 96% del crecimiento final acumulado que se registró en el mes de enero. Posteriormente a partir del mes de diciembre (invierno) inició la fase de senectud durante la cual el crecimiento se mantuvo a tasas muy bajas hasta prácticamente no registrarse valores a finales del mes de enero (invierno; TL 3380; JY 3170 u.c.a) (Figura 6a, b y c).

El crecimiento en tallos cesó más temprano (diciembre) en las variedades Méx. 80-1410 y CP 72-2086. El mayor crecimiento final acumulado hasta el invierno del 2001(enero) se registró en tallos de la variedad Méx. 57-473 (JY) con 225.3 cm y el menor crecimiento se registró en la variedad CP 72-2086 (TL) la cual resultó inferior en un 28%.

La mayor tasa de crecimiento relativo mensual en tallos se registró en el mes de Julio para las variedades Méx 80-1410 y CP 72-2086 (1723 u.c.a.) (Figura 7a y b) cultivadas en TL. Por el contrario, la mayor tasa de crecimiento relativo mensual en la variedad Méx 57-473 cultivada en la JY se registró en el mes de agosto (2009 u.c.a.) (Figura 7c). Posteriormente las tasas relativas de crecimiento descendieron hasta prácticamente cesar en el mes de enero.

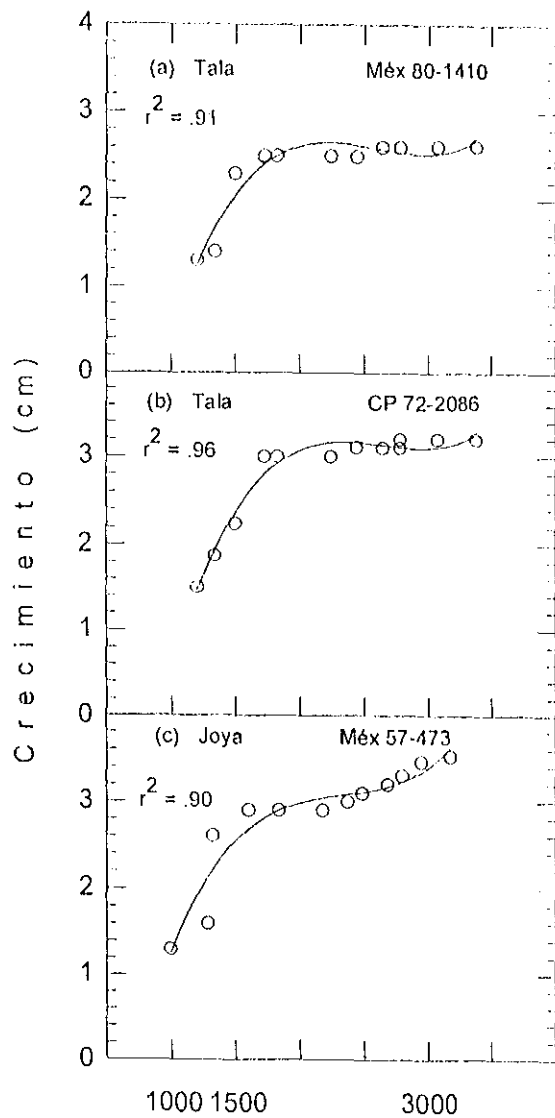
Engrosamiento de tallos. El crecimiento en diámetro en tallos presentó también una curva de tipo sigmoideal con tres fases de crecimiento; logarítmica, lineal y de senectud. En las variedades Méx 80-1410 y CP 72-2086 cultivadas en TL la fase logarítmica se presentó durante el mes de junio; de 0-1340 u.c.a.)

Por otra parte, la fase logarítmica en la variedad Méx 57-473 cultivada en la JY se detectó únicamente a principios del mes de junio; de 0-1285 u.c.a. cuando alcanzaron valores entre el 58 y 45 % del diámetro final acumulado (Figura 8a, b y c). La fase lineal fue rápida y de corta duración y se presentó durante del mes de julio (mitad del verano (TL de 1350 a 1750 u.c.a) en las que se registró el 97 y 82% del engrosamiento final acumulado. Sin embargo esta fase en la variedad cultivada en la JY se presentó cuando se acumuló una menor cantidad de unidades calor (de 1285 a 1600 u.c.a.) La fase de senectud inició a partir del mes de agosto (finales del verano; 1830 u.c.a) en todas las variedades en estudio y se mantuvo casi constante hasta el mes de enero (invierno) (Figura 8a b y c), cuando se acumularon 3380 y 3170 u.c.a en TL y la JY, respectivamente.

Al igual que en el crecimiento primario, el mayor incremento en diámetro se registró en la variedad Méx. 57-473 (3.52 cm) cultivada en la JY y el menor incremento se registró en la variedad Méx. 80-1410 (2.62 cm) cultivada en TL la cual resultó 26% inferior en crecimiento en diámetro.

La mayor tasa de crecimiento relativo mensual en diámetro se registró en el mes julio (1700 u.c.a) al alcanzar las plantas más del 35 % del diámetro final acumulado en todas las variedades estudiadas (Figura 9a, b y c). A partir de agosto las tasas de crecimiento en diámetro por mes se redujeron en más del 80% y a partir de noviembre (TL 3020; JY 2900 u.c.a) el crecimiento en diámetro prácticamente cesó en todas las variedades.

Variación estacional en la acumulación de azúcares. En las variedades Méx. 80-1410 y CP 72-2086 (TL) los azúcares solubles totales por unidad de peso fresco de tallo se mantuvieron bajos durante los meses de junio y julio (verano; TL 1723, JY 1667 u.c.a.) y posteriormente se incrementaron a partir de septiembre (inicio del otoño; TL 2420, JY 2350 u.c.a.) manteniéndose altos hasta el mes de diciembre (finales del otoño; TL 3220, JY 3060 u.c.a.), sin embargo, a partir de enero los azúcares totales iniciaron su reducción (TL 3427, JY 3206 u.c.a.) (Figura



u.c.a. (Temperatura base 11°C)

Figura 8. Crecimiento en diámetro acumulado en tallos de variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en Tala y La Joya, Jalisco.

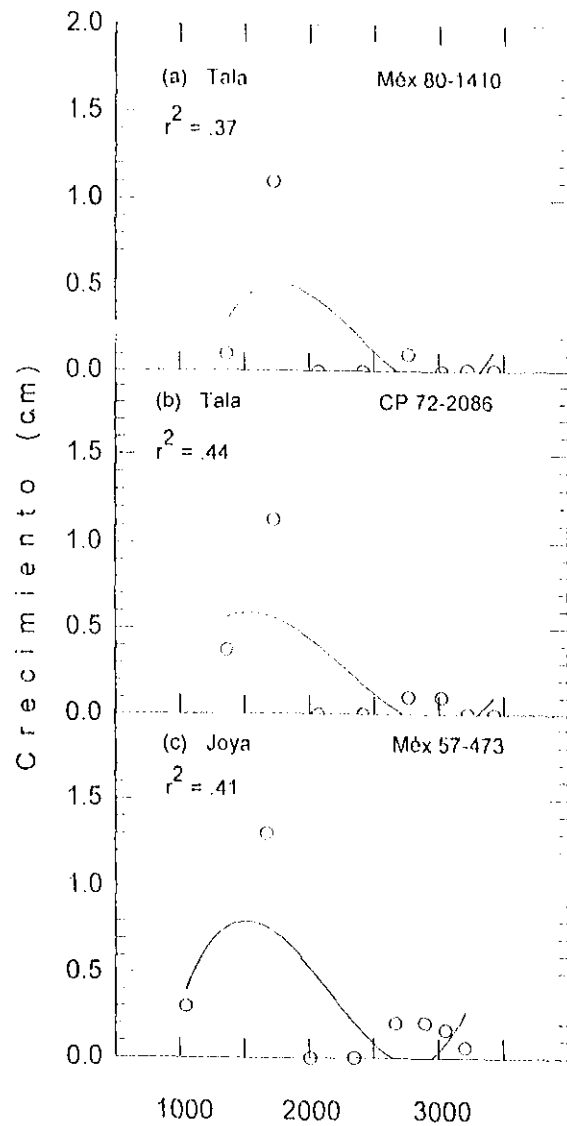


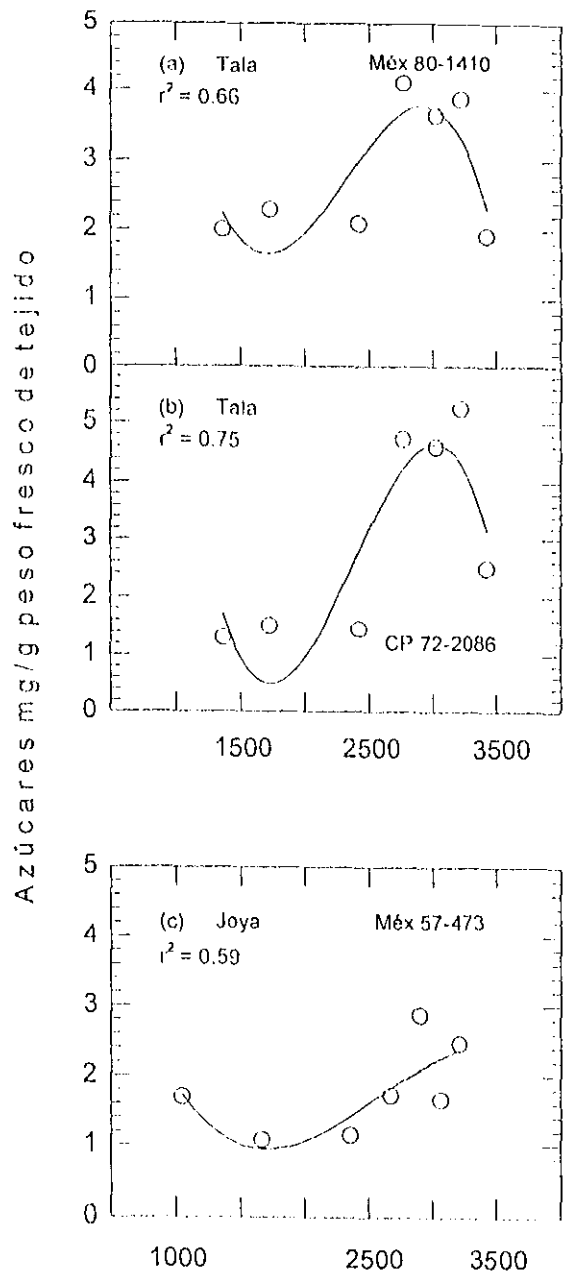
Figura 9. Crecimiento en diámetro relativo mensual en tallos de variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en Tala y La Joya, Jalisco.

10 a, b y c). En la variedad Méx. 57-473 (JY) los azúcares totales presentaron un patrón de acumulación estacional similar a las variedades cultivadas en TL, excepto que en esta variedad el contenido de azúcares fue menor y en el mes de diciembre se registró un fuerte descenso en la presencia de estos azúcares y en enero se incrementaron nuevamente (Figura 10 c).

La menor acumulación de azúcares totales en tejido de tallos se presentó en la variedad Méx. 57-473 (JY) (Figura 10c) y la mayor concentración en la variedad CP 72-2086 (TL) (Figura 10b). Durante el periodo de junio a enero la acumulación promedio de azúcares totales en la variedad Méx. 57-473 fue 35 % inferior a la Méx. 80-1410 y 50 % a la CP 72-2086.

~~En las variedades Méx. 80-1410 y 72-2086 cultivadas en TL los azúcares reductores presentaron un patrón de acumulación opuesto al de los azúcares totales (Figura 11a y b) al reducirse a partir de septiembre y se mantuvieron bajos hasta el mes de enero. En estas variedades los azúcares reductores representaron entre el 35 y el 85% en junio (inicio del verano) y entre el 3 y 10% en enero (inicio del invierno). Por el contrario en la variedad Méx. 57-473 (JY) en el mes de junio los azúcares reductores (Figura 11c) representaron 34 % de los totales y el 40 % en enero.~~

La mayor acumulación de azúcares reductores en tejido de tallos se presentó en la variedad Méx 8014-10 cultivada en TL, resultando superior la acumulación en aproximadamente 50% a la de las variedades CP 7220-86 (TL) y Méx 57-473 cultivada en la Joya.



u.c.a. (Temperatura base 11°C)

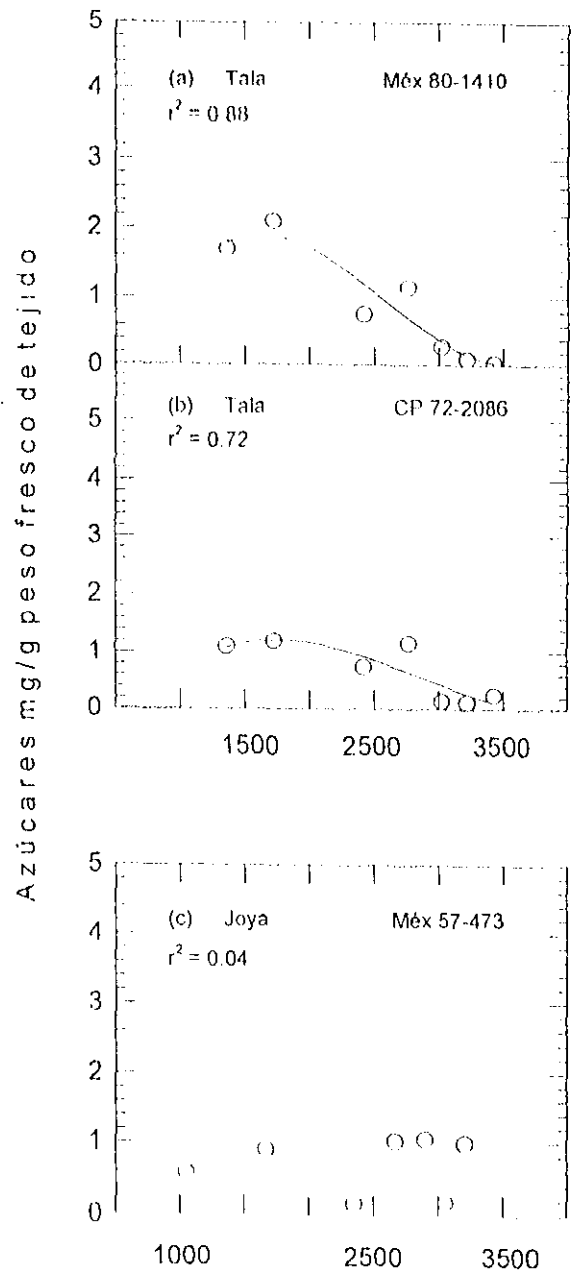


Figura 10. Variación estacional en la acumulación de azúcares totales en variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en Tala y La Joya, Jalisco.

Figura 11. Variación estacional en la acumulación de azúcares reductores en variedades de caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) en Tala y La Joya, Jalisco.

V. DISCUSION

Debido a que en los últimos años el cultivo de la caña de azúcar en el área de influencia del Ingenio José María Martínez de Tala, Jalisco ha expandido su superficie, este ha experimentado nuevos ambientes por lo que en este trabajo se planteó como hipótesis que la variación en las condiciones climáticas y de manejo agronómico podría afectar diferencialmente la actividad fotosintética y de crecimiento de las variedades de caña que se cultivan en las localidades de Tala y el ejido La Joya. De los resultados obtenidos se desprende que la presencia de periodos largos de sequía presentes redujeron las ganancias de carbono siendo más notorio en la variedad Méx. 80-1410 cultivada en Tala, ya que el promedio de las seis mediciones de asimilación neta diurna de CO₂ reflejó una ganancia de carbono menor del 12% con respecto a la variedad CP 72-2086 y 7% menor a la Méx. 57-473 cultivada en la Joya, efecto que se vio reflejado en un menor crecimiento de diámetro acumulado en tallos. No obstante que en ambas localidades el cultivo se manejó bajo condiciones de temporal, la reducción en las ganancias de carbono de la variedad Méx. 80-1410 reflejó una mayor susceptibilidad a las temperaturas altas así como a la poca disponibilidad de humedad en el suelo presente en la localidad de Tala.

Por otra parte, las variedades cultivadas en ambas localidades experimentaron variación en las tasas de asimilación a través de las estaciones. A pesar de la presencia de periodos de sequía en la primavera (abril) e invierno (enero) los suelos mantuvieron cantidades suficientes de agua (10-30%) lo que les permitió a las plantas de caña mantener la turgencia y la apertura de estomas ya que las mediciones de intercambio de gases en estos periodos registraron valores altos en la conductancia estomatal. Los valores altos de asimilación neta diurna de CO₂ registrados durante la primavera (abril) e invierno fueron también el reflejo de las altas tasas máximas de asimilación instantáneas (de 22 a 27 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) como resultado de la presencia de una alta disponibilidad en el flujo de fotones fotosintéticos y de la presencia de temperaturas diurnas del aire moderadas lo que

favoreció una mayor actividad fotosintética de las plantas y en especial una mayor concentración de enzimas involucradas en la reducción del CO₂ asimilado ya que las mediciones de intercambio de gases en abril revelaron una menor concentración en la fracción molar intercelular de CO₂ en las plantas.

Sin embargo, en junio cuando la cantidad de agua en el suelo fue extremadamente baja (<7%) se redujeron las tasas de asimilación neta diaria de CO₂ como reflejo de la sequía prolongada hasta antes del inicio del temporal de lluvias. Aparentemente debido al estrés inducido por la sequía las plantas experimentaron una mayor transpiración y pérdida de agua dado que las mediciones de intercambio de gases en junio revelaron un incremento en la resistencia estomatal y una reducción en la conductancia estomatal así como un mayor consumo de carbono interno ya que la fracción molar interna de CO₂ se redujo en las plantas como consecuencia de las bajas tasas de asimilación diaria de CO₂. Similares resultados han sido reportado en otras especies (Haase *et al.*, 2000; Maroco *et al.*, 2000).

En Otoño (noviembre) cuando las plantas experimentaron las menores ganancias de carbono fue debido a que estas presentaron una mayor resistencia estomatal y una menor apertura de estomas (conductancia estomatal). Además esta reducción en las ganancias de carbono se relacionó con una reducción en la cantidad de fotones fotosintéticos debido a la constante presencia de nublados. Por lo general, las plantas que se desarrollan con bajas cantidades de fotones fotosintéticos se caracterizan por tener menores concentraciones de enzimas del ciclo de Calvin y una baja conductancia estomatal (Sims y Pearcy, 1994) por lo que la eficiencia fisiológica de la planta se ve disminuida (Salisbury y Ross, 1992). Posteriormente en enero (invierno) cuando el crecimiento en plantas prácticamente cesó, nuevamente se incrementó la asimilación diaria de CO₂ posiblemente debido a que las plantas recibieron una mayor cantidad de fotones fotosintéticos y a que experimentaron una menor transpiración por la presencia de

temperaturas y humedad del suelo adecuada ya que las mediciones de gases mostraron a una menor resistencia estomatal y una mayor apertura de estomas.

El estrés por una deficiencia de agua generalmente se traduce en una reducción en el grado de crecimiento de plantas (Yordanov *et al.*, 2000; Talwar, *et al.*, 1999). En este estudio, las plantas experimentaron las tasas de crecimiento más bajas durante la época seca en la cual el suelo mantuvo un bajo contenido de agua (<10%). Por el contrario, la mayor actividad de crecimiento meristemático ocurrió paralelamente con el incremento en el contenido de agua en el suelo (Julio a octubre) como consecuencia del establecimiento del periodo de lluvias. Sin embargo, este incremento en la actividad meristemática demandó una mayor energía, por lo que la acumulación de azúcares en tejidos de tallos se mantuvo baja de junio a septiembre y en octubre cuando el crecimiento inició la fase de senectud y las tasas disminuyeron, los azúcares totales se incrementaron nuevamente. El crecimiento prácticamente cesó a partir del mes de diciembre cuando las temperaturas nocturnas del aire de día / noche iniciaron su descenso por abajo de los 25/10°C y la concentración de azúcares reductores iniciaron su ascenso, como se ha reportado en otros trabajos (Legendre, 1975).

El mayor crecimiento (altura y diámetro) fue registrado en la variedad Méx. 57-473 cultivada en la JY fue debido a que estos suelos durante la época seca mantuvieron mayores cantidades de agua lo que pudo haber favorecido una mayor división celular en los meristemas y la promoción del metabolismo y distribución hormonal dentro de la planta, ya que el crecimiento en tallo, o incremento en diámetro, de hecho, es activado por un estímulo hormonal (Moore, 1989).

El patrón en la variación de azúcares en las variedades estudiadas mostró que la presencia de temperaturas del aire más frías en la localidad de la JY limitó mayormente la acumulación de azúcares totales en tallos de la variedad Méx. 57-473 que resultó 35% menor a la Méx. 80-1410 y 50% menor a la CP 72-2086.

Sin embargo, estas mismas temperaturas frías provocaron una mayor y más temprana acumulación de azúcares reductores y por consiguiente un adelanto en la cosecha. Este comportamiento en la acumulación de azúcares reductores también sugiere que estos pueden desempeñar un papel importante en las reservas de almacenamiento de plantas de caña de azúcar al final del ciclo y a su vez inducir un crecimiento más acelerado en el subsecuente rebrote. Lo anterior se desprende del hecho que en la variedad Méx. 57-473 cultivada en la JY y en la cual la cantidad de agua en el suelo fue superior a TL, el crecimiento inició a tasas más altas que el experimentado en plantas de las variedades Méx. 80-1410 y CP 72-2086. Este mismo comportamiento se ha reportado para la misma especie y otras (Yu, 1999; Legendre, 1975 ; Lingle e Irvine, 1994; Nobel y Pimienta-Barrios, 1995).

VI. CONCLUSIONES

- La variedad Méx. 80-1410 presentó mayor susceptibilidad a las temperaturas altas y bajo contenido de agua en el suelo presentes en la localidad de Tala al resultar inferior en las tasas de asimilación neta diaria de CO₂, crecimiento acumulado y diámetro.
- La variedad Méx. 80-1410 requiere de al menos un riego de auxilio durante la época seca (abril-mayo), ya que conforme la sequía se prolonga hasta el verano, se reducen fuertemente las ganancias de carbono debido a que las plantas de caña de azúcar al igual que la mayoría de las especies C₄ presentan grandes pérdidas de agua por transpiración.
- En la época en que las plantas experimentan altas tasas de asimilación de CO₂ se requiere de la actividad de dos enzimas Rubisco y FEP, sin embargo para su formación se requiere nitrógeno, por lo que es necesario que el cultivo cuente con una adecuada fertilización nitrogenada especialmente durante la primavera y el verano con la finalidad de optimizar el carbono capturado.
- El crecimiento meristemático y engrosamiento de tallos como únicos eventos fenológicos que se presentan tienen una alta dependencia de la cantidad de agua en el suelo y de la disponibilidad de energía ganada por la planta (azúcares), por lo que es necesario un manejo agronómico del cultivo adecuado como riegos de auxilio y una fertilización adecuada para que la planta obtenga suficientes ganancias de carbono y así disponga de mayor energía para sostener tasas altas de crecimiento.

- La presencia de temperaturas más frías en la localidad de la Joya redujeron mayormente la síntesis y acumulación de azúcares en las plantas.
- La expansión del cultivo de la caña de azúcar a zonas semiáridas en el estado de Jalisco se puede limitar principalmente por dos aspectos :

La presencia de temperaturas frías o presencia de heladas las cuales limitarían la acumulación de azúcares.

La disponibilidad de agua necesaria en las etapas críticas de sequía que pueden limitar las ganancias de carbono, en especial las variedades con mayores exigencias de agua en las que se vería limitada su productividad.

- Es necesario planear a futuro estrategias de mejoramiento genético enfocadas a la obtención de materiales con mayor eficiencia fotosintética bajo condiciones de estrés como temperaturas frías y sequía que son las condiciones características de los ambientes semiáridos y que cada día se incrementan como consecuencia del cambio global climático.

VII. LITERATURA CITADA

- Abel, S. y A. Teologis. 1996. Early genes and auxin action. *Plant Physiology*. 111:9-17.
- Bradford, K.J. y A.J. Trewavas. 1994. Sensitivity thresholds and variable time scales in plant hormone action. *Plant Physiology* 105: 1029-1036.
- Burkle, L., J.M. Hibberd, W.P. Quick, C. Kuhn, B. Hirner y W. B. Frommer. 1998. The H⁺-sucrose cotransporter NtSUT1 is essential for sugar export from tobacco leaves. *Plant Physiology*. 118: 59-68.
- Cappiello, E.P. y G.J. Kling. 1994. Changes in growth regulator and carbohydrate levels in roots and shoot tips of *Cornus sericea* during cold storage and emergence from dormancy. *Journal of The American Society for Horticultural Science*. 119(4):785-788.
- Carnal, W.C. and C.C. Black. 1989. Soluble sugars as their carbohydrate reserve for CAM in pineapple leaves. *Plant Physiology*. 90:91-100.
- Casati, P., M.V. Lara y C.S. Andreo. 2000. Induction of a C₄-like mechanism of CO₂ fixation in *Egeria densa*, a submersed aquatic species. *Plant Physiology*. 123: 1611-1622.
- Coale, F.J. y Ulloa, M.F. 1991. Post-freeze deterioration of sugar cane cultivars in Florida. *Journal of the American Society of Sugarcane Cultivars in Florida*. 11: 82-87.
- Cobersier L., P. Leugene y G. Bernier. 1998. The role of carbohydrates in the induction of flowering in *Arabidopsis thaliana*: comparison between the wild type and starchless mutant. *Planta*. 206: 131-137.
- Collatz, G., J.A. Berry y J.S. Clark. 1998. Effects of climate and atmospheric CO₂ partial pressure on the global distribution of C₄ grasses: present, past, and future. *Oecologia*. 114: 441-454.
- Chaumont, M., J-F. Morot-Gaudry y C. Foyer. 1995. Effects of photoinhibitory treatment on CO₂ assimilation, the quantum yield of CO₂ assimilation, D1 protein, ascorbate, glutathione and xanthophyll contents and the electron transport in vine leaves. *Plant Cell Environment*. 18:1358-1366.
- Dubois, M., K.A. Gillies, J.K. Hamilton, P.A. Rebers y F. Smith. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry*. 28:350-356.

- Edwards, G.E., R.T. Furbank, M. D. Hatch y C.B. Osmond. 2001.** What does it take to be C₄ photosynthesis. *Plant Physiology* 125:46-49.
- Evans, R.D. y R.A. Black. 1993.** Growth, photosynthesis and resource investment for vegetative and reproductive modules of *Artemisia tridentata*. *Ecology*. 74(5): 1516-1528.
- Finkelstein, R.R. y T.J. Lynch. 2000.** Abscisic acid inhibition of radicle emergence but no seedling growth is suppressed by sugars. *Plant Physiology*. 122: 1179-1186.
- Flexas, J., B. Murray, Chow, W. S., Medrano, H. Y Osmond, Ch. B. 1999.** Analysis of the relative increase in photosynthetic O₂ uptake when photosynthesis in grapevine leaves is inhibited following low night temperatures and/or water stress. *Plant Physiology*. 121: 675-684.
- Gibson, S.I. 2000.** Plant sugar-response pathways. Part of a complex regulatory Web. *Plant Physiology* 124 1532-1539.
- Grodzinski, B., Jiao, J., Leonardos, E. D. 1988.** Estimating photosynthesis and current export rates in C₃ and C₄ species at ambient and elevated CO₂. *Plant Physiology* 117 207-215.
- Haase, P., F.I. Pugnaire, S.C. Clark y L.D. Incoll. 2000.** Photosynthetic rate and canopy development in the drought-deciduous shrub *Anthyllis cytisoides* L. *Journal of Arid Environments*. 46: 79-91.
- Harris, J.R., N.L. Bassuk, R.W. Zobel y T.H. Whitlow. 1995.** Root and shoot growth periodicity of green ash, scarlet oak, Turkish hazelnut, and tree lilac. *Journal of The American Society for Horticultural Science*. 120(2):211-216.
- Holt, S.J. 1995.** Plant Responses to Light: A Potential Tool for Weed Management. *Weed Science*. 43:474-482.
- Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. 1981.** Nomenglatura de Jalisco.
- Koch, K. E. 1996.** Carbohydrate-modulated gene expression in plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*. 47:509-540.
- Krapp, A, B. Hofmann, C. Schafer y M. Stitt. 1993.** Regulation of the expression of *rbcS* and other photosynthetic genes by carbohydrates: a mechanism of the "Sink regulation" of photosynthesis?. *Plant Journal*. 3: 817-828.
- Legendre, B.L. 1975.** Ripening of sugarcane: effects of sunlight, temperature, and rainfall. *Crop Science*. 15:349-352.

- Linglo, S.E. y J.E. Irvino. 1994.** Sucrose synthase and natural ripening in sugarcane. *Crop Science*. 34: 1279-1283.
- Liu, M., R. Li y M. Liu. 1993.** Adaptive responses of roots and root systems to seasonal changes. *Environmental Experimental Botany* 33:175-188.
- Maroco, J.P., J.S. Pereira y M.M. Chaves. 2000.** Growth, photosynthesis and water-use efficiency of two C₄ sahelian grasses subjected to water deficits. *Journal of Arid Environments*. 45: 119-137.
- Martin, C. A., J.C. Stutz, B.A. Kimball, S.B. Idso, y D.H. Akey. 1995.** Growth and topological changes of *Citrus limon* (L.) Burm. f. 'Eureka' in response to high temperatures and elevated atmospheric carbon dioxide. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 120(6):1025-1031.
- Matsuoka, M., R.T. Furbank, H. Fukayama y M. Miyao. 2001.** Molecular engineering of C₄ photosynthesis. *Annual Review of Plant Physiology and Molecular Biology*. 52: 297-314.
- Moore, T.C. 1989.** *Biochemistry and Physiology of Plant Hormones*. Springer-Verlag, New York Inc. Second Edition 330 p.
- Moroney, J.V. y A. Somanchi. 1999.** How do algae concentrate CO₂ to increase the efficiency of photosynthetic carbon fixation. *Plant Physiology*. 119: 9-16.
- Mueller-Rober, B., U. Sonnewald y L. Willmitzer. 1992.** Induction of the ADP-glucose pyrophosphorylase in transgenic potato leads to sugar storing tubers and influences tuber formation and expression of tuber storage protein genes. *EMBO Journal*. 11: 1229-1238.
- Nobel, S.P y T.L. Hartsock. 1984.** Physiological responses of *Opuntia ficus-indica* to growth temperature. *Physiology Plantarum*. 60:98-105.
- Nobel, S.P. 1995.** Avances recientes en la ecofisiología de *Opuntia ficus-indica* y otras Cactáceas. En: Pimienta-Barrios, E. C. Neri-Luna, A. Muñoz-Urias y F. M. Huerta-Martínez(Comp.). *Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal*. Memorias del 6to. Congreso Nacional y 4to. Congreso Internacional. Universidad de Guadalajara. Guadalajara, Jalisco, México.
- Ort, D.R. 2001.** When there is too much light. *Plant Physiology*. 125:29-32
- Perafán, G.F. 2000.** Caña de azúcar. feperafa@cali.cetcol.net.co

- Polon-Smiths, E.A.H., M.J.M. Ebskamp, M.J. Paul, M.J.W. Jeuken, P.J. Weisbeek y S.C.M. Smeekens. 1995.** Improved performance of transgenic fructan-accumulating tobacco under drought stress. *Plant Physiology*. 107: 125-130.
- Pimienta, B.E., C. Robles-Murguía, P.S. Nobel, F.M. Huerta-Martínez y A. Domínguez de la T. 1995.** Ecofisiología y productividad de *Stenocereus queretaroensis* (Weber) Buxbaum. pp. 179-185. En: Pimienta-Barrios, E.C. Neri-Luna, A. Muñoz-Urias y F.M. Huerta Martínez (Comp.). Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Memorias del 6to. Congreso Nacional y 4to. Congreso Internacional. Universidad de Guadalajara. Guadalajara, Jalisco. México.
- Pollock, C.J. 1986.** Fructans and the metabolism of sucrose in vascular plants. *New Phytology*. 104: 1-24.
- Qinzenberry, E.J. 1987.** Mejoramiento de la planta para resistencia a la sequía y el aprovechamiento de agua. En Christiansen, N.M. y C.F. Lewis (ed.). Mejoramiento de Plantas en Ambientes poco Favorables. Editorial Limusa, México. pp. 223-256.
- Rokka, A., E-M. Aro, , R.G Herrmann, B. Anderson, V.A. Verner. 2000.** Dephosphorylation of photosynthesis II reaction center proteins in plant photosynthetic membranes as a immediate response to abrupt elevation of temperature. *Plant Physiology* 123: 1525-1536.
- Salisbury, B.F. y C.W. Ross. 1992.** *Plant Phisiology*, 4th ed. Wadsworth, Belmont, California.
- Sánchez, N. F. 1972.** Materia prima: Caña de azúcar. Edit. Porrúa, Hnos. 1ra edición. México. 583 p.
- Schleucher, J., P.J. Vanderveer y T.D. Sharkey. 1998.** Export of carbon from chloroplasts at night. *Plant Physiology*. 118: 1439-1445.
- Sims, D.A. y R.W. Pearcy. 1994.** Scaling sun and shade photosynthetic acclimation of *Alocasia macrorrhiza* to whole-plant performance -I Carbon balance and allocation at different daily photon flux densities.
- Somogyi, M. 1952.** Notes of sugar determination. *Journal of Biological Chemistry*. 195:19-23.
- Stell, G.D.R. y H.J. Torrie. 1989.** Principles and Procedures of Statistics. A biometrical approach. McGraw-Hill Book-Co. N.Y., 633p.

- Tagliavini, M. and N. E. Looney. 1991.** Response of peach seedlings to root-zone temperature and root-applied growth regulators. *HortScience*. 26:870-872.
- Talwar, H.S. H. Takeda, S. Yashima, y T. Senboku. 1999.** Growth and photosynthetic response of groundnut genotypes to high temperature. *Crop Science* 39: 460-466.
- Torres, E.R. 1984.** Manual de conservación de suelos. Editorial Diana, México, D.F. 180 p.
- Tutty, R.J., P.R. Hicklenyon and D.N. Kriste. 1994.** The influence of photoperiod and temperature on kinetics of stem elongation in *Dendranthema grandiflorum*. *Journal of The American Society for Horticultural Science*. 119(12) :138-143.
- Udomprasert, N., P.H.Li, D.W. Davis y A.H. Markhart III. 1995.** Root cytokinine level in relation to heat tolerance of *Phaseolus acutifolius* and *Phaseolus vulgaris*.
- Vijin, I. y S. Smeekens. 1999.** Fructan: More than a reserve carbohydrate ?. *Plant Physiology*. 120: 351-360.
- Wilson, J. 1988.** A review of evidence of the control of shoot:ratio, in relation to models. *Annals of Botany*. 61: 433-449.
- Yordanov, I. V. Velikova y A. Tesonev. 2000.** Plant responses to drought, acclimation, and stress tolerance. *Photosynthetica* 38: 171-186.
- Yu, S-M. 1999.** Cellular and genetics responses of plants to sugar starvation.- *Plant Physiology* 121 687-693.
- Walker, D.A. y A. Herold. 1977.** Can the chloroplast support photosynthesis unaided?. *Plant Cell Physiology*. 51: 295-310